# Insetos Aquáticos

## na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia

**Editores**

Neusa Hamada

Jorge Luiz Nessimian

Ranyse Barbosa Querino

# Insetos Aquáticos



## na Amazônia brasileira:
## taxonomia, biologia e ecologia

PRESIDENTE DA REPÚBLICA
Jair Messias Bolsonaro

MINISTRO DA CIÊNCIA, TECNOLOGIA,
INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES
Marcos Cesar Pontes

DIRETORA DO INSTITUTO NACIONAL DE
PESQUISAS DA AMAZÔNIA – INPA
Antonia Maria Ramos Franco Pereira

# Insetos Aquáticos



## na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia

**Editores**

Neusa Hamada

Jorge Luiz Nessimian

Ranyse Barbosa Querino

Manaus, 2019

editoraINPA

Copyright © 2019 - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia

**Projeto gráfico**
Tito Fernandes

**Editoração Eletrônica**
Mariana Franco
Rodrigo Verçosa
Tiago Nascimento
Tito Fernandes

**Capa**
Tito Fernandes

**Equipe Editora Inpa**

**Editores**
Mario Cohn-Haft

**Produção editorial**
Tito Fernandes
Shirley Ribeiro Cavalcante
Rodrigo Verçosa

**Bolsistas**
Alan Alves
Luiza Veloso
Mariana Franco
Miriam Fontoura
Neoliane Cardoso
Stefany de Castro

**Ficha catalográfica**

I59 Insetos aquáticos na Amazônia brasileira : taxonomia, biologia e ecologia / Editores Neusa Hamada, Jorge Luiz Nessimian, Ranyse Barbosa Querino. --- Manaus : Editora INPA, 2019.
720 p. : il. color, 21x28 cm

ISBN 978-85-211-0194-9

1. Insetos aquáticos – Amazônia. I. Hamada, Neusa. II. Nessimian, Jorge Luiz. III. Querino, Ranyse Barbosa.

CDD 595.7

editoraINPA

Editora do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia
Av. André Araújo, 2936, Petrópolis
Cep : 69067-375 Manaus – AM, Brasil
Tel: 55 (92) 3643-3223
www.inpa.gov.br e-mail: editora@inpa.gov.br

# Sumário


Agradecimentos 7

Autores 8

Revisores 10

Prefácio 12

Apresentação 13

**Parte 1 – Conhecimentos Gerais**

CAPÍTULO 1
Taxonomia de insetos aquáticos: cenários e tendências para a Amazônia brasileira 15
Jorge Luiz Nessimian, Brunno Henrique Lanzellotti Sampaio, Leandro Lourenço Dumas

CAPÍTULO 2
Ecologia de riachos no Brasil: breve histórico e conhecimento atual sobre macroinvertebrados 27
Adriano Sanches Melo

CAPÍTULO 3
Hábitat e hábitos 37
Frederico Falcão Salles, Nelson Ferreira-Júnior

CAPÍTULO 4
Caracterização morfológica de ovos de insetos aquáticos e seus habitats na Amazônia central, Brasil 49
Sunny Petiza Cordeiro Bentes, Neusa Hamada, Ruth Leila Ferreira-Keppler

CAPÍTULO 5
Uma Abordagem Funcional Para a Caracterização de Riachos Brasileiros 67
Richard W. Merritt, Kenneth W. Cummins, Emily Y. Campbell

CAPÍTULO 6
Uma visão sobre a decomposição foliar em sistemas aquáticos brasileiros 87
José Francisco Gonçalves-Júnior, Renato Tavares Martins, Bianca Maíra de Paiva Ottoni, Sheila Regina Marques Couceiro

CAPÍTULO 7
Uso de insetos aquáticos na avaliação de impactos antrópicos em ecossistemas aquáticos 115
Renato Tavares Martins, Vívian Campos de Oliveira, Ana Karina Moreyra Salcedo

CAPÍTULO 8
Insetos aquáticos no âmbito de instrumentos de gestão ambiental: caminhos ainda pouco explorados 127
Fabio de Oliveira Roque, Daniel Forsin Buss, Sara da Silva Abes, Mauricio Stefanes, Leandro Juen, Tadeu Siqueira

CAPÍTULO 9
Insetos aquáticos na concepção dos Baniwa que vivem na cidade de São Gabriel da Cachoeira, Amazonas, Brasil 139
Sunny Petiza, Neusa Hamada, Ana Carla Bruno, Eraldo M. Costa-Neto

CAPÍTULO 10
Inventário da fauna de insetos aquáticos: coleta, preservação e criação 151
Vívian Campos de Oliveira, Ana Maria Oliveira Pes

**Parte 2 – Insetos Aquáticos no Brasil**

CAPÍTULO 11
Hexápodes Aquáticos 169
Nelson Ferreira-Júnior, Frederico Falcão Salles, Neusa Hamada

CAPÍTULO 12
Classe Collembola (*colla* = cola; *embolon* = êmbolo) 179
Maria Cleide de Mendonça, Eduardo Assis Abrantes, Gabriel Costa Queiroz

CAPÍTULO 13
Ordem Ephemeroptera (*ephemeros* = efêmero, de curta duração; *pteron* = asa) 189
Frederico Falcão Salles, Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento, Paulo Vilela Cruz, Rafael Boldrini, Enide Luciana Lima Belmont

CAPÍTULO 14
Ordem Odonata (*odous* = dente; *gnatha* = mandíbula) 213
Ulisses Gaspar Neiss, Neusa Hamada

CAPÍTULO 15
Ordem Plecoptera (*pleco* = dobra; *pteron* = asa) 281
Neusa Hamada, Jeferson Oliveira da Silva

CAPÍTULO 16
Ordem Blattodea (*blatta* = inseto lucífugo, barata) 287
Jorge Luiz Nessimian

CAPÍTULO 17
Ordem Orthoptera (*ortho* = reto; *pteron* = asa) 293
Ana Lúcia Nunes-Gutjahr, Carlos Elias de Souza Braga

CAPÍTULO 18
Ordem Hemiptera (*hemi* = metade; *pteron* = asa). Subordem Heteroptera 309
José Ricardo Inacio Ribeiro, Felipe Ferraz Figueiredo Moreira, Julianna Freires Barbosa, Viviani Pereira Alecrim, Higor Daniel Duarte Rodrigues

CAPÍTULO 19
Ordem Megaloptera (*Megalo* = grande; *pteron* = asa) 331
Carlos Augusto Silva de Azevêdo, Neusa Hamada

CAPÍTULO 20
Ordem Neuroptera (*neuron* = veias; *pteron* = asa). Família Sisyridae 339
Neusa Hamada, Ana Maria Oliveira Pes, Rafael Boldrini

CAPÍTULO 21
Ordem Coleoptera (*coleos* = invólucro, estojo; *pteron* = asa) 345
Nelson Ferreira-Jr, Brunno Henrique Lanzellotti Sampaio, André Silva Fernandes, Bruno Clarkson, Rafael Benzi Braga, Maria Inês da Silva dos Passos, André Dias dos Santos

CAPÍTULO 22
Ordem Hymenoptera (*hymen* = menbrana; *pteron* = asa) 373
Ranyse Barbosa Querino, Neusa Hamada

CAPÍTULO 23
Ordem Trichoptera (*tricho* = cerda; *pteron* = asa) 387
Ana Maria Pes, Allan P. Moreira Santos, Patrik Barcelos-Silva, Lucas M. de Camargos

CAPÍTULO 24
Ordem Lepidoptera (*lepidos* = escama; *pteron* = asa) 431
Jorge Luiz Nessimian, Elidiomar Ribeiro Da-Silva, Luci Boa Nova Coelho

CAPÍTULO 25
Ordem Diptera (*di* = duas; *pteron* = asa) 443
Luiz Carlos de Pinho, Mateus Pepinelli

CAPÍTULO 26
Ordem Diptera. Família Chiromidae. Guia de identificação de larvas 453
Susana Trivinho-Strixino

CAPÍTULO 27
Ordem Diptera. Família Chironomidae. Gênero *Beardius* Reiss & Sublette, 1985 657
Luiz Carlos de Pinho, Humberto Fonseca Mendes, Trond Andersen

CAPÍTULO 28
Estado da arte dos Tanypodinae da região Amazônica 673
Fabio Laurindo da Silva, Caroline Silva Neubern de Oliveira, Galileu Petronilo da Silva Dantas

CAPÍTULO 29
Ordem Diptera. Família Simuliidae 679
Neusa Hamada, Jeferson Oliveira da Silva, Mateus Pepinelli, Leo Rossy Ribeiro da Trindade

CAPÍTULO 30
Ordem Diptera. Família Ceratopogonidae 707
Ruth Leila Ferreira-Keppler, Maria Marcela Ronderos, Florentina Díaz, Gustavo Ricardo Spinelli, Sharlene Roberta da Silva Torreias

# Agradecimentos

Para elaborar este livro, que reúne um grupo tão grande de especialistas em assuntos diversos, tivemos que contar com a colaboração e paciência de todos os autores, aos quais somos muito gratos por compartilharem conosco o desejo de realizar uma obra brasileira sobre insetos aquáticos. Somos gratos também aos revisores que não hesitaram em colaborar conosco nessa tarefa que muitas vezes não é reconhecida como deveria e, contribuíram significativamente para a melhoria dos diferentes textos analisados.

Agradecemos a todos os alunos (bolsistas e não bolsistas, triadores, etc.) que passaram ou que continuam nos nossos laboratórios, uma vez que os resultados aqui apresentados representa o esforço conjunto. Aqui também, gostaríamos de agradecer aos barqueiros, motoristas e técnicos pelo apoio fundamental no desenvolvimento das pesquisas que geraram informações fundamentais para compor este livro.

Ao Tito Fernandes e sua equipe, pela paciência nas inúmeras horas dispendidas no processo de edição e revisão dos capítulos.

Ao Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), pela infraestrutura fornecida e pelo constante apoio na realização de nossas pesquisas.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas (FAPEAM), instituição fundamental para o desenvolvimento da pesquisa no Amazonas e ao Conselho Nacional de Pesquisa e Desenvolvimento (CNPq), instituição que há décadas financia as pesquisas no Brasil. Essas duas instituições financiaram as pesquisas que geraram a maioria das informações presentes neste livro, que foi idealizado durante o desenvolvimento do projeto "Insetos Aquáticos: Biodiversidade, Ferramentas Ambientais e a Popularização da Ciência para Melhoria da Qualidade de Vida Humana no Estado do Amazonas", apoiado no âmbito do Programa de Apoio a Núcleos de Excelência – PRONEX.

Além do projeto acima mencionado, outros projetos financiados tanto pela FAPEAM quanto CNPq e CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior) aportaram recursos e bolsas, essenciais para a realização deste livro. Entre estes, gostaríamos de citar o projeto ADAPTA - Instituto Nacional Adaptações da Biota Aquática da Amazônia, coordenado pelo Dr. Adalberto Val e o projeto Laboratório de Entomologia - Pro-equipamentos-DCEN-INPA/ CAPES.

Com o incremento do conhecimento sobre os insetos aquáticos no Brasil, esperamos contar com esse grupo de colaboradores novamente, além de outros, para que edições atualizadas deste livro possam ser disponibilizadas para subsidiar os estudos sobre esse fascinante grupo de insetos.

# Autores


Adriano Sanches Melo, Dr. - Universidade Federal de Goiás. Email: asm.adrimelo@gmail.com

Allan Paulo Moreira dos Santos, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: allanpns@gmail.com

Ana Carla Bruno, Dra. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: abruno@inpa.gov.br

Ana Karina Moreyra Salcedo, Dra. - Universidade Federal do Oeste do Pará. Email: karina.moreyra@gmail.com

Ana Lúcia Nunes–Gutjahr, Dra. - Universidade do Estado do Pará. Email: melcam@uol.com.br

Ana Maria Oliveira Pes, Dra. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: anampes@gmail.com

André Dias dos Santos, MSc. - Email: andredias999@yahoo.com.br

André Silva Fernandes, MSc. - Institute of Evolutionary Biology. Email: andrelmis@gmail.com

Bianca Maíra de Paiva Ottoni, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: biancaottoni@gmail.com

Brunno Henrique Lanzellotti Sampaio, MSc. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: brunno.ufrj@gmail.com

Bruno Clarkson de Matos, MSc. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: brclarkson@gmail.com

Carlos Augusto da Silva Azevêdo, Dr. - Universidade Estadual do Maranhão. Email: casazevedo@bol.com.br; carlosaugusto@cesc.uema.br

Carlos Elias de Souza Braga, MSc. - Universidade do Estado do Pará. Email: bragaelias@gmail.com

Caroline Silva Neubern de Oliveira, Dra. - Universidade Federal de São Carlos. Email: cneubern@yahoo.com.br

Daniel Forsin Buss, Dr. - Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Rio de Janeiro. Email: dbuss@ioc.fiocruz.br

Eduardo Assis Abrantes, Dr. - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro e Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. Email: collembola@gmail.com

Elidiomar Silva, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: elidiomar@gmail.com

Emily Y. Campbell, MSc. - Oregon State University. Email: emily.campbell@oregonstate.edu

Enide Luciana Lima Belmont, MSc. - Universidade Federal do Amazonas. Email: lucianabelmont22@gmail.com

Eraldo Medeiros Costa-Neto, Dr. - Universidade Estadual de Feira de Santana. Email: eraldont@uefs.br

Fábio de Oliveira Roque, Dr. - Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. Email: roque.eco@gmail.com

Fábio Laurindo da Silva, Dr. - Norwegian University of Science and Technology, Noruega. Email: fabelha@hotmail.com

Felipe Ferraz Figueiredo Moreira, Dr. - Instituto Oswaldo Cruz, FIOCRUZ, Rio de Janeiro. Email: felipe.moreira@ioc.fiocruz.br

Florentina Díaz, Dra. - Museo de La Plata, Argentina. Email: mfdiaz@fcnym.unlp.edu.ar

Frederico Falcão Salles, Dr. - Universidade Federal do Espírito Santo. Email: ffsalles@gmail.com

Gabriel Costa Queiroz, MSc. - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: gabriel_cq@yahoo.com.br

Galileu Petronilo da Silva Dantas, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: galileu.psd@gmail.com

Gustavo Ricardo Spinelli, Dr. - Museo de La Plata, Argentina. Email: spinelli@fcnym.unlp.edu.ar

Higor Daniel Duarte Rodrigues, MSc. - Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo. Email: higorddr@gmail.com

Humberto Fonseca Mendes, Dr. - Universidade Federal do ABC, São Paulo. Email: orthocladiinae@gmail.com

Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: jeanemarcelle@gmail.com

Jeferson Oliveira da Silva, Biólogo - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: jefsilva@inpa.gov.br

José Francisco Gonçalves Júnior, Dr. - Universidade de Brasília. Email: jfjunior@unb.br

José Ricardo Inácio Ribeiro, Dr. - Universidade Federal do Pampa. Email: joseribeiro@unipampa.edu.br; jozecaricardo@gmail.com

Jorge Luiz Nessimian, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: jnessimian@gmail.com

Julianna Freires Barbosa, MSc. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: julianna.freires@gmail.com

Kenneth W. Cummins, Dr. - Email: kc8161@gmail.com

Leandro Juen, Dr. - Universidade Federal do Pará. Email: leandrojuen@ufpa.br

Leandro Lourenço Dumas, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: lldumas82@gmail.com

Leo Rossy Ribeiro da Trindade, Biólogo - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: leo_rossi1776@hotmail.com

Lucas Marques de Camargos, MSc. - University of Minnesota. Email: lmcamargosbio@gmail.com

Luci Boa Nova Coelho, Dra. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: lucibncoelho@gmail.com

Luiz Carlos de Pinho, Dr. - Universidade Federal de Santa Catarina. Email: luizcarlospinho@gmail.com

Maria Cleide de Mendonça, Dra. - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: cleidecollembola@gmail.com

Maria Inês da Silva dos Passos, Dra. - Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro. Email: minespassos@gmail.com

Maria Marcela Ronderos, Dra. - Museo de La Plata, Argentina. Email: ronderos@fcnym.unlp.edu.ar

Mateus Pepinelli, Dr. - Universidade Federal de São Carlos. Email: mateuspepi@gmail.com

Maurício Stefanes, Dr. - Universidade Federal da Grande Dourados. E-mail: maustefanes@gmail.com

Nelson Ferreira-Júnior, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: nferrejr@gmail.com

Neusa Hamada, Dra. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: nhamada@inpa.gov.br

Patrik Barcelos e Silva, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: patrikbarcelos@gmail.com

Paulo Vilela Cruz, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: pvilelacruz@gmail.com

Rafael Benzi Braga, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: rafaelbenzi@gmail.com

Rafael Boldrini, MSc. - Universidade Federal de Roraima. Email: rafaelboldrini.2@gmail.com

Ranyse Barbosa Querino, Dra. - Embrapa Meio-Norte. Email: ranyse.silva@embrapa.br

Renato Tavares Martins, Dr. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: martinsrt@gmail.com

Richard W. Merritt, Dr. - Michigan State University. Email: merrittr@msu.edu; merrittmsu@yahoo.com

Ruth Leila Ferreira-Keppler, Dra. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: ruth@inpa.gov.br

Sara da Silva Abes, Dra. - Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul. E-mail: saraabes@terra.com.br

Sharlene Roberta da Silva Torreias, MSc. - Email: rtorreias@gmail.com

Sheyla Regina Marques Couceiro, Dra. - Universidade Federal do Oeste do Pará. Email: sheylacouceiro@yahoo.com.br

Sunny Petiza Cordeiro Bentes, MSc. - Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Amazonas. Email: sunnybio@gmail.com

Susana Trivinho-Strixino, Dra. - Universidade Federal de São Carlos. Email: strixino@ufscar.br

Tadeu Siqueira, Dr. - Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Rio Claro. Email: tsiqueira@rc.unesp.br

Trond Andersen, Dr. - Universidade de Bergen, Noruega. Email: trond.andersen@um.uib.no

Ulisses Gaspar Neiss, Dr. - Universidade Federal do Amazonas. Email: ulisses.neiss@gmail.com

Vívian Campos de Oliveira, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: vivian.oliveira@inpa.gov.br

Viviani Pereira Alecrim, Dra. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: vialecrimbio@yahoo.com.br

# Revisores

Adriano Sanches Mello, Dr. - Universidade Federal de Goiás. Email: asm.adrimelo@gmail.com

Alcimar do Lago Carvalho, Dr. - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: alagoc@acd.ufrj.br

Ana Lia Estévez, Dra. - Museo de La Plata, Argentina. Email: estevezanalia@hotmail.com

Ana Lúcia Gutjahr, Dra. - Universidade Estadual do Pará. Email: melcam@uol.com.br

Ana Maria Oliveira Pes, Dra. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: anampes@gmail.com

Arnaldo dos Santos Rodrigues, MSc. - Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Email: a.santos.rodrigues@gmail.com

Bruno Bellini, Dr. - Universidade Federal do Rio Grande do Norte. Email: entobellini@gmail.com

Carolina Rodrigues Araújo, Dra. - Embrapa Meio-Norte. Email: carolina.araujo@embrapa.br

César J. Benetti, Dr. - Universidade de Vigo, Espanha. Email: cjbenetti@gmail.com

Cláudio G. Froehlich, Dr. - Universidade de São Paulo. Email: cgfroeh@usp.br

Douglas Zeppelini, Dr. - Universidade Estadual da Paraíba. Email: zeppelini@daad-alumni.de

Fábio de Oliveira Roque, Dr. - Universidade Federal do Mato Grosso do Sul. Email: roque.eco@gmail.com

Frederico A. A. Lencioni, Dr. - Email: odonata@zygoptera.bio.br

Gabriel Luís Figueira Mejdalani, Dr. - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: mejdalan@acd.ufrj.br

Gilcélia Melo Lourido, Dra. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: gilourido@yahoo.com.br

Hélio Rubens Victorino Imbimbo, Dr. - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo. Email: himbimbo@sp.gov.br

Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Email: jeanemarcelle@gmail.com

Julieta V. Sganga, Dra. - Universidad de Buenos Aires, Argentina. Email: jsganga@bg.fcen.uba.ar

Karina Dias da Silva, MSc. - Universidade Federal de Goiás, Email: karinabionx@gmail.com

Leonardo Sousa Carvalho, MSc. - Universidade Federal do Piauí. Email: carvalho@ufpi.edu.br

Lívia Fusari, Dra. - Universidade de São Paulo. Email: liviafusari@gmail.com

Luis Carlos de Pinho, Dr. - Universidade Federal de Santa Catarina. Email: luizcarlospinho@gmail.com

Manuel Augusto Simões Graça, Dr. - Universidade de Coimbra, Portugal. Email: mgraca@ci.uc.pt

Marcelo Moretti, Dr. - Universidade de Vila Velha. Email: marcelo.moretti@uvv.br

Márcio Luís Leitão Barbosa, Dr. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.
Email: marciolbarbosa@gmail.com

Marcos Gonçalves Lhano, Dr. - Universidade Federal do Recôncavo da Bahia.
Email: marcos@ufrb.edu.br

Miguel Angel Monné Barrios, Dr. - Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro.
Email: monne@uol.com.br

Mônica Kuhlmann, Dra. - Companhia Ambiental do Estado de São Paulo.
Email: mkuhlmann@sp.gov.br

Nelson Ferreira Júnior, Dr. - Universidade Federal do Rio de Janeiro. Email: nferrejr@gmail.com

Patrik Barcelos e Silva, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.
Email: patrikbarcelos@gmail.com

Ralph W. Holzenthal, Dr. - University of Minnesota, St. Paul, MN, Estados Unidos da América.
Email: holze001@umn.edu

Roberto Antônio Zucchi, Dr. - Universidade de São Paulo. Email: razucchi@usp.br

Sheyla Couceiro, Dra. - Universidade Federal do Oeste do Pará.
Email: sheylacouceiro@yahoo.com.br

Ulisses Gaspar Neiss, Dr. - Universidade Federal do Amazonas. Email: ulisses.neiss@gmail.com

Victor Landeiro, Dr. - Universidade Federal do Mato Grosso. Email: vllandeiro@gmail.com

Vívian Campos de Oliveira, MSc. - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia.
Email: vivian.oliveira@inpa.gov.br

# Prefácio

Alguns livros nascem destinados a se tornarem referências obrigatórias, verdadeiros "clássicos" da literatura na sua respectiva área ou especialidade. Este é seguramente o caso de "Insetos aquáticos na Amazônia brasileira: taxonomia, biologia e ecologia". Completo, abrangente e magnificamente ilustrado, o livro fornece o que o título promete: uma extensa compilação de informações que constituem o estado-da-arte no conhecimento dos insetos aquáticos no bioma que ocupa a maior porção do território nacional – a Amazônia. O título indica uma obra ambiciosa, pois se propõe a apresentar informações sobre um grupo de organismos de enorme riqueza de espécies, na região de maior biodiversidade do planeta. E o trabalho não apenas corresponde à expectativa, mas a supera largamente.

O texto é composto de duas partes. A primeira apresenta textos sobre a taxonomia e o conhecimento acumulado sobre os insetos aquáticos na Amazônia brasileira; fornece informações riquíssimas sobre ecologia, habitats e hábitos desses organismos; suas funções ecológicas mais importantes, como a decomposição foliar, e o potencial de uso desses organismos para a avaliação de impactos antrópicos e na gestão ambiental de sistemas aquáticos. Além disso, essa primeira parte também reúne informações preciosas sobre a identificação de ovos de insetos aquáticos, algo raro na literatura especializada; e métodos, técnicas e dicas para a criação de insetos aquáticos, uma atividade crucial para o trabalho detetivesco de associar as formas imaturas e adultas desses organismos. Só essa parte do texto já valeria o volume, mas há mais. Muito mais.

A segunda parte constitui um deleite para qualquer pessoa, entomólogo ou não, que necessite ou deseje identificar insetos aquáticos. A sequência de capítulos sobre os diferentes grupos de insetos aquáticos presentes na Amazônia brasileira permite que o leitor explore a diversidade de formas corporais, estruturas anatômicas e padrões de colorido, por meio de textos claros, concisos e ricamente ilustrados. As ilustrações primam pela qualidade técnica, seja com fotografias , seja com uma fartura de esquemas primorosamente elaborados em estilo "bico de pena". Pela sua abrangência taxonômica e riqueza de informações, o conjunto de chaves pictóricas de classificação apresentadas nesta parte do livro constitui uma referência extremamente valiosa para especialistas e leigos, e seguirá útil por muitos anos a fio.

Uma obra de tal magnitude não seria possível sem a existência de uma extensa rede de especialistas e colaboradores. Neste sentido, é fundamental destacar a amplitude dessa colaboração, que envolveu autores de cinco países (Brasil, Argentina, Noruega, Estados Unidos da América e Espanha), a maioria composta por brasileiros de 14 unidades da Federação: Amazonas, Rio de Janeiro, Pará, São Paulo, Santa Catarina, Goiás, Espírito Santo, Mato Grosso do Sul, Mato Grosso, Bahia, Rio Grande do Sul, Maranhão, Piauí, Roraima e Distrito Federal. Assim, além de sua qualidade técnica indiscutível, a obra teve a primazia de reunir boa parte da "nata" de especialistas em Insetos aquáticos do Brasil e do mundo, contribuindo para colocar a ciência entomológica desenvolvida na Amazônia em posição de destaque no cenário científico internacional.

Finalmente, quero ressaltar que a possibilidade de prefaciar um livro com a qualidade de "Insetos aquáticos na Amazônia brasileira" constitui para mim uma honra, pois ele representa um marco fundamental no estudo de insetos aquáticos nos Neotrópicos. Mais do que isso, representa para mim a possibilidade de estar próximo de uma obra seminal, escrita por pesquisadores de alta competência, muitos dos quais tenho o privilégio de ter como amigos e companheiros de trabalho. Vida longa à obra e aos seus autores!

Jansen Zuanon
Coordenação de Biodiversidade – INPA

# Apresentação

A Amazônia abriga a maior floresta tropical do planeta. A região é, sem dúvida, a de maior diversidade biológica conhecida do mundo, com cerca de 10% das espécies de plantas, entre 6% e 10% das espécies de vertebrados e provavelmente uma parte igual ou maior com relação à fauna de invertebrados. Porém, ainda constitui imensa lacuna do conhecimento. Isto se deve a fatores como o grande número de espécies, ou seja, a megadiversidade da região, a sua grande extensão territorial, a dificuldade de acesso às áreas mais remotas, a pequena quantidade de especialistas voltados para estudos da diversidade amazônica.

A bacia Amazônica é a maior bacia de drenagem do mundo, com cerca de 700.000 km². É formada por uma grande diversidade de corpos d'água, não somente por grandes rios e lagos, mas também por inúmeros pequenos riachos (igarapés), constituindo uma das redes hídricas mais densas do mundo. A região apresenta uma sazonalidade marcada, com uma estação chuvosa (dezembro a maio) e uma estação seca (julho a outubro) e, nos grandes rios, há períodos marcados de vazante, quando as águas estão restritas a seus leitos, e cheia, quando são inundadas grandes áreas de várzea e igapó. Este ciclo rege a vida de toda a região, incluindo as populações humanas, sua cultura e economia. Juntamente à exuberante floresta, a densa rede hidrológica abriga uma biota extremamente rica e diversa, constituindo a principal fonte de renda e sustento para as populações ribeirinhas.

Apesar de representar uma fração muito pequena da água do planeta, os ambientes de água doce abrigam cerca de 6% das espécies conhecidas. A biota aquática é importante do ponto de vista econômico, cultural e científico e sua conservação é de grande interesse para a sociedade. Contudo, no mundo inteiro, os sistemas de água doce vêm sofrendo grande impacto da ação humana, resultando na rápida deterioração e perda da biodiversidade, antes mesmo que esta seja conhecida. Em diversas áreas da Amazônia este processo já é realidade, com o avanço da urbanização, do desmatamento e da construção de barragens, dentre os diversos modos de exploração.

Insetos aquáticos constituem um grupo muito heterogêneo de hexápodes que têm em comum a permanência no meio aquático durante algum estágio do seu desenvolvimento. Embora representem somente cerca de 3% das espécies de Hexapoda, esse grupo constitui cerca de 90% de toda fauna de invertebrados dos ambientes de água doce, tendo papel muito relevante nos sistemas aquáticos continentais, com participação nos diversos processos ecológicos. Devido à grande diversidade do grupo, tanto em número de espécies, quanto no que tange a estratégias de vida, alimentação, habitat, requerimentos e adaptações com relação às diversas variáveis do meio aquático, insetos são excelentes indicadores ambientais e vêm sendo, cada vez mais, usados em programas de avaliação e monitoramento da qualidade de água. Contudo, dentre as principais dificuldades quanto ao uso efetivo de insetos aquáticos como ferramentas, estão o impedimento taxonômico e a falta de taxonomistas. Apesar de crescentes e consistentes esforços, estamos longe ainda de saber quais e quantas espécies estão presentes no Brasil e, sobretudo, na Amazônia, onde ainda existe imensa lacuna do conhecimento. Neste sentido surgiu a ideia de um projeto que contribuísse com o incremento do conhecimento sobre esse grupo de organismos para preencher algumas das lacunas existentes.

O projeto "Insetos Aquáticos: Biodiversidade, Ferramentas Ambientais e a Popularização da Ciência para Melhoria da Qualidade de Vida Humana no Estado do Amazonas" obteve apoio da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas (FAPEAM) e do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e contou com a participação de pesquisadores e estudantes do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) e de outras instituições de pesquisa e ensino do Brasil. Ao longo do tempo, outros projetos desenvolvidos no âmbito do Instituto Nacional de Ciência e Tecnologia-ADAPTA e outros financiados pelo MCTI-INPA e CNPq, contribuíram com os resultados aqui apresentados. Os principais objetivos desse projeto foram: avançar no conhecimento da diversidade e divulgar o conhecimento acerca de insetos aquáticos da Amazônia, despertar o interesse do público através da divulgação e educação, formar pessoal com capacitação no estudo da entomologia aquática, promover a utilização desse conhecimento para a preservação da natureza e o bem estar da população humana.

O foco inicial do projeto foi o inventário da fauna de insetos aquáticos no Estado do Amazonas tendo como base as áreas de taxonomia, biologia e ecologia. Essa etapa serviu como base para o desenvolvimento de aplicações práticas nas áreas educacional, ambiental (recursos hídricos) e outras, visando à melhoria da qualidade de vida da população do Estado do Amazonas. Dentre os objetivos e ações propostas no projeto está o presente livro, como resultado do desenvolvimento estudos de taxonomia, biologia e ecologia de insetos aquáticos, sendo elaboradas chaves de identificação para famílias e gêneros de diversas ordens de insetos aquáticos, em especial os de ocorrência na Amazônia, e o aprimoramento de métodos de trabalho em entomologia aquática.

Apesar de haver alguns compêndios, em língua portuguesa, dedicados à entomologia, raras publicações são dirigidas especificamente ao estudo de insetos do Brasil, menos ainda aos da Amazônia, sobretudo os insetos aquáticos, o que confere ao presente trabalho um caráter pioneiro e de grande importância. O livro tem cunho didático e poderá servir como guia para estudos de taxonomia e biologia de insetos aquáticos, auxílio para a identificação de insetos aquáticos de diversas ordens e ponto de partida para estudos mais aprofundados. Destina-se aos pesquisadores docentes e estudantes de graduação e pós-graduação, técnicos ambientais, funcionários de empresas responsáveis por avaliação ambiental, especialmente no estado do Amazonas e ao público em geral, com interesse na área da entomologia aquática.

A elaboração deste livro contou com a participação de pesquisadores em ecologia de insetos aquáticos e especialistas em diversos grupos taxonômicos. O livro está organizado em duas partes: uma parte geral, abrangendo informações acerca do estado da arte da entomologia aquática na Amazônia, aspectos da biologia, ecologia e o uso de insetos aquáticos na avaliação da qualidade e na gestão de recursos hídricos. São abordados também aspectos culturais e de técnicas de coleta, criação e preservação. A segunda parte é dedicada às ordens de insetos com representantes aquáticos, incluindo aspectos da morfologia e biologia das principais famílias, com chaves ilustradas (quando possível) para identificação de famílias, e para os principais grupos, gêneros e espécies ocorrentes na Amazônia brasileira.

Esperamos que este livro represente um avanço com efeito multiplicador no desenvolvimento da pesquisa e da aplicação do conhecimento científico acerca dos insetos aquáticos nos vários setores da atividade humana relacionados. Esperamos também, que estejamos nos aproximando dos nossos objetivos, contribuindo para a difusão do conhecimento acerca dos insetos aquáticos e para o desenvolvimento da entomologia na Amazônia brasileira.

# Taxonomia de insetos aquáticos: cenários e tendências para a Amazônia brasileira

Jorge Luiz Nessimian[1], Brunno Henrique Lanzellotti Sampaio[1], Leandro Lourenço Dumas[1]

1

## Conceitos e panorama atual

O termo taxonomia é derivado da junção das palavras de origem grega *taxis* (ordem) + *nomos* (lei, norma) e, por definição, é a ciência que promove a descrição e classificação dos organismos, sendo essencial para inventariar as formas de vida da Terra (Lincoln *et al.* 1998). A taxonomia teve sua origem na Grécia antiga, no século IV a.C., com o sistema básico de classificação de Aristóteles, no qual ele classificava os organismos pelo tipo de reprodução e pela presença ou ausência de sangue vermelho. Sua origem moderna teve início em 1735 com a publicação da versão inicial da obra *Systema Naturae*, pelo cientista sueco Karl Von Linné. Linné classificou os organismos conhecidos à época de acordo com suas características distintivas, colocando-os em categorias hierarquizadas em uma classificação binomial (Guerra-García *et al.* 2008; Aganette *et al.* 2010). No entanto, o termo foi utilizado pela primeira vez em 1813 pelo botânico suíço Augustin Pyramus de Candolle, em sua obra *Théorie élémentaire de la botanique*, na qual foi desenvolvido um sistema de classificação de plantas baseado em caracteres anatômicos (Dubois 2010).

A taxonomia *sensu lato* pode ser dividida em três ramos principais: a taxonomia alfa, que engloba o reconhecimento de espécies, descrição de novas espécies e a produção de chaves de identificação; a taxonomia beta, responsável pela ordenação das espécies em categorias com base em suas afinidades filogenéticas, gerando classificações naturais; e a taxonomia gama, que analisa categorias infraespecíficas, como subespécies, ecótipos e polimorfismo (Disney 2000). Muitos autores consideram como taxonomia, na sua forma *stricto sensu*, apenas a taxonomia alfa, englobando as outras categorias dentro da sistemática. No entanto, existe muita controvérsia em relação à utilização dos termos sistemática e taxonomia. Para muitos, existem certas diferenças entre taxonomia e sistemática. De acordo com os mesmos, a taxonomia é considerada empírica e descritiva, acumulando informação e gerando as hipóteses explicativas iniciais em relação à classificação dos organismos. Já a sistemática é vista como uma ciência de síntese, de abstração de conceitos e de teorias explicativas dos fenômenos observados (Ferreira-Jr. e Paiva 2004). Outros acreditam que a taxonomia é parte integrante da sistemática (Kapoor 1998; Winston 1999), ou ainda que a taxonomia é guiada pelos princípios da sistemática (Padian 1999; Ereshfsky 2008). No entanto, por muitas vezes, o termo sistemática é utilizado como sinônimo de taxonomia (Schuh 2000; Singh 2004; Wägele 2005). Nesse sentido, a sistemática pode ser considerada como a área da biologia que estuda a diversidade dos organismos, descrevendo-os, definindo suas áreas de distribuição geográfica, estabelecendo suas relações biológicas e filogenéticas e propondo classificações (Ferreira-Jr. e Paiva 2004).

[1] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro. Caixa Postal 68044, CEP 21941-971 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

A taxonomia é a base de todo o conhecimento cientifico no campo das ciências biológicas, e sem a mesma não se faz ciência (Senna e Magrin 1999). É evidente a importância da taxonomia para estudos de biologia teórica e aplicada – agricultura e silvicultura, controle biológico, saúde pública, manejo de fauna, problemas ambientais, fertilidade do solo, entre outros (Guerra-García *et al.* 2008), pois abordagens direcionadas são mais eficientes e econômicas. Além disso, a taxonomia desempenha papel fundamental no conhecimento global dos organismos. Estudos de conservação de espécies necessitam de resoluções taxonômicas para padronizar as unidades de espécies incluídas em listas de espécies regionais e globais, sendo atividades completamente relacionadas entre si (Mace 2004; Wheeler *et al.* 2004).

Apesar do rápido empobrecimento da biodiversidade, em grande parte resultado de atividades antrópicas, e do pouco conhecimento acerca das espécies (estima-se que aproximadamente 90% dos organismos do planeta ainda não foram descritos) (Pimm e Raven 2000; Wilson 2000), pode-se dizer que a taxonomia vem passando por uma grande crise nos últimos 50 anos (Godfray e Knapp 2004). Estimativas apontam que existam apenas de 6000 a 10000 taxonomistas em todo o mundo, e que 80% dos mesmos estejam próximos ou possuam mais do que 50 anos de idade (Simonetti 1997; Wilson 2003). Além disso, nos últimos anos houve pouco incentivo no recrutamento de jovens cientistas para a área da taxonomia em detrimento de outras áreas da biologia, muito em razão da falta de investimentos na área (Wheeler *et al.* 2004). A taxonomia vem sendo considerada uma ciência antiquada, meramente descritiva e, por necessitar de um longo tempo para aprendizado, é também desprestigiada em relação a outras áreas que estudam biodiversidade, como a biologia molecular e a ecologia (Agnarsson e Kuntner 2007; Boero 2011). Com isso, os investimentos em estudos taxonômicos tornaram-se cada vez mais escassos. Muitas universidades deixaram de contratar taxonomistas e até mesmo retiraram a taxonomia de sua grade curricular, ameaçando não só a formação de novos taxonomistas como a manutenção de importantes coleções (Buyk 1999). Seguindo essa tendência, taxonomistas correm sério risco de entrar na lista de espécies ameaçadas. Outra razão fundamental para esta crise é a ausência ou o baixo valor do fator de impacto das publicações devotadas a descrições de espécies e revisões taxonômicas. Comprovadamente, os parâmetros de avaliação usados não são adequados a estudos taxonômicos. Novos índices específicos para a área de taxonomia vêm sendo propostos por diversos autores (Krell 2000; Krell 2002; Valdecasas 2011).

Apesar das dificuldades, houve nos últimos anos alguns investimentos voltados para estudos taxonômicos, tanto em escala global (*Species* 2000, *Integrated Taxonomic Information System*, *Global Biodiversity Information Facility*, *All Species Foundation*, *Tree of Life*, entre outros) como regional (como o PROTAX, no Brasil, e o PEET, nos Estados Unidos). Estes projetos geram incentivos para a formação de novos taxonomistas e fornecem recursos para auxiliar as pesquisas em taxonomia. Além disso, novas perspectivas e ferramentas foram incorporadas à taxonomia, como a utilização de técnicas moleculares (DNA barcoding) e novas propostas de classificação (Phylocode), despertando e atraindo atenção novamente para a área. Muitos autores vêm sugerindo novos rumos para incrementar a taxonomia, como o estabelecimento de federações e instituições por parte de sociedades taxonômicas, o implemento de novas formas de aumentar a sensibilização quanto à necessidade da taxonomia, a realização de grandes inventários, a expansão e a criação de novas formas de identificação, entre tantas outras medidas (Wheeler e Valdecasas 2005). Assim, parece que nesses últimos anos, mesmo que de forma tímida, vem ocorrendo um renascimento no interesse na taxonomia tradicional.

## Histórico

Os primeiros registros bibliográficos sobre a região amazônica datam das primeiras viagens exploratórias pelas terras do novo mundo (Smiljanic 2001). Foram os relatos dos Padres Gaspar de Carvajal (Carvajal 1941, *apud* Smiljanic 2001) e Christóvão d'Acuña (d'Acuña 1865, *apud* Smiljanic 2001), cronistas das viagens de Francisco de Orellana (em 1538) e de Pedro Teixeira (entre 1637 e 1639), respectivamente, que divulgaram o mito das Guerreiras Amazonas. Essa estória teria dado origem ao nome da região e do principal rio, até então chamado de Maranhão.

Quase um século depois, o acadêmico Charles-Marie de La Condamine veio à América do Sul para

ajudar a elucidar a forma da Terra (Safier 2009). Ao terminar sua pesquisa, em 1743, resolveu descer o Rio Amazonas, desde o Peru à sua foz, contando com a autorização do governo português (Smiljanic 2001). Nessa viagem registrou o curso do Rio Amazonas, assim como a fauna, flora e costumes nativos da região (Safier 2009). Apesar de seus relatos ainda contarem com histórias fantásticas, como as das Guerreiras Amazonas, já era possível notar que seus objetivos estavam mais ligados à divulgação do conhecimento sobre a região (Smiljanic 2001). La Condamine figura como o primeiro naturalista em terras amazônicas.

Um evento de fundamental importância para as grandes expedições de naturalistas no Brasil e, por consequência, para o avanço da taxonomia da fauna brasileira foi o casamento da arquiduquesa D. Leopoldina d'Austria com D. Pedro I em 1816. Anteriormente a isso, a entrada de estrangeiros era proibida como forma de assegurar a soberania de Portugal sobre o território (Ferreira 2004). Na viagem que trouxe D. Leopoldina ao Brasil, vieram alguns naturalistas austríacos, da Baviera e da Toscana. Entre eles estava Johan Baptist Von Spix, que coletou diversos vertebrados e 2700 insetos por várias regiões do Brasil, entre elas a Amazônia, em dois anos e meio de coleta (Martius e Rodrigues 1956). Os espécimes coletados foram integrar a coleção do Museu de Munique, na Alemanha, sendo os insetos descritos pelo entomólogo M. Pety entre 1830 e 1834, data posterior à morte de Spix (Fittkau 2001). Surgiam, então, as primeiras grandes contribuições sobre os insetos da Amazônia.

Em 1847 William Henry Edwars, um colecionador americano de aves e borboletas, publicou o livro Voyage up the River Amazon, um ano após sua passagem pela região (Egerton 2012). Após ler essa obra, os ingleses Alfred Russel Wallace e Henry Walter Bates, que se tornariam dois grandes naturalistas, resolveram viajar para os trópicos a fim de coletar material biológico, além de levantarem dados com vistas a uma melhor compreensão da origem das espécies (Ferreira 2004; Egerton 2012). Os dois chegaram juntos, em 1848, na cidade de Belém, e viajaram por cinco meses subindo o Rio Tocantins (Ferreira 2004). Em 1849, Bates subiu novamente o Rio Tocantins enquanto Wallace subiu o Rio Amazonas (Ferreira 2004). Wallace permaneceu na América do Sul por quatro anos enquanto Bates ficou por onze anos (Ferreira 2004; Egerton 2012). Ambos coletaram diversos exemplares de animais, principalmente insetos. Wallace, porém, perdeu grande parte de sua coleção quando retornava para Inglaterra, já que a embarcação em que viajava pegou fogo, possibilitando salvar apenas seus diários, anotações e desenhos (Egerton 2012). Já Bates, após sua longa estada na região amazônica, retornou a Inglaterra com muitos exemplares de animais, sendo boa parte de insetos, principalmente lepidópteros e formigas (Egerton 2012). Além da ampla coleção de insetos que fora levada para a Europa, muitos deles desconhecidos da ciência, esses dois naturalistas fizeram outras contribuições no que diz respeito à taxonomia de insetos amazônicos, publicando inventários faunísticos junto com suas memórias de viagem e com artigos mais específicos sobre borboletas, formigas e besouros (Ferreira 2004; Egerton 2012).

Entre o final da década de 1860 e o começo da década seguinte, foi fundado o Museu Paraense pelo governo do Estado do Pará (Faulhaber 2005). Domingos Soares Ferreira Pena foi o primeiro diretor e o responsável pela maioria da produção científica, relacionada à geografia e arqueologia (Barreto 1992). Após a morte de Ferreira, o museu ficaria praticamente fechado até a vinda de Emilio Goeldi, em 1894, assumindo o cargo de diretor. Como Goeldi era zoólogo, o museu passou a ter pesquisas voltadas para essa área também. Foi Goeldi quem começou uma série de artigos ligados a insetos aquáticos de importância médica na região amazônica (Goeldi 1902a, 1902b, 1905).

Durante a primeira metade do século XX a taxonomia de insetos aquáticos na Amazônia ficou restrita aos dípteros vetores de doenças, como culicídeos e psicodídeos (IBBD/INPA 1963, 1972). O interesse nesses grupos, provavelmente, estava associado ao grande número de mortes causadas por essas doenças, em um período em que a população dessa região crescia absurdamente, por causa do ciclo da borracha e da construção da Estrada de Ferro Madeira-Mamoré (Katsuragawa *et al.* 2008). Além de várias publicações com esses grupos (Goeldi 1905, Newstead e Thomas 1910; Lutz 1917; Costa-Lima e Antunes 1931; Costa-Lima 1941), foram trabalhados besouros da família Gyrinidae e Dytiscidae (Ochs 1924; Zimmermann 1924).

A UNESCO, no fim da década de 1940, queria estabelecer em Manaus o Instituto Internacional da Hiléia Amazônica (IIHA) (Faulhaber 2005; Val 2006). No entanto, em 1952, foi criado o Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) como uma resposta político-científica pela preocupação do significado da Amazônia internacionalmente (Faulhaber 2005). Além disso, foi criada em 1960 a Universidade Federal do Amazonas (UFAM), a fim de formar recursos humanos para a região (Val 2006). A fundação de instituições de pesquisa e de ensino não mudou o panorama da taxonomia de insetos aquáticos nas décadas de 1950 e 1960. O estudo desses animais ainda estava muito relacionado aos dípteros (IBBD/INPA 1963, 1972) – Chaoboridae, Chironomidae, Culicidae, Psychodidae e Simuliidae. Nessa época poucos trabalhos trataram de outras ordens na Amazônia, como Coleoptera (Guignot 1957; Ochs 1964, 1965, 1967), Lepidoptera (Sattler 1961), Odonata (Santos e Machado 1960; Machado 1964) e Trichoptera (Marlier 1964).

A partir da década de 1980 até os dias de hoje, pouca coisa mudou com relação ao predomínio dos estudos de Diptera em relação aos outros grupos de insetos. No entanto, um maior número de especialistas em outras ordens de insetos aquáticos vem ganhando espaço no Brasil nos últimos anos, contribuindo para o aumento do conhecimento taxonômico de outras ordens, como Coleoptera, Ephemeroptera, Odonata, Hemiptera e Trichoptera.

## Panorama da formação de taxonomistas de insetos aquáticos no Brasil, com especial ênfase na Região Norte

Atualmente, são reconhecidos 32 programas de pós-graduação pela CAPES na área de Zoologia (Figura 1). Destes, todos apresentam cursos no nível de mestrado e 22 possuem cursos no nível de doutorado. Pode ser observada uma maior concentração destes cursos na Região Sudeste, onde são encontrados 15 dos 32 cursos, 11 dos quais possuem nível de doutorado. A Região Nordeste, com sete programas (apenas dois com nível de doutorado) é a segunda região com maior numero de cursos, seguida da Região Sul, com seis (todos com nível de doutorado). As regiões Centro-Oeste e Norte possuem apenas dois programas na área de Zoologia cada, sendo que a primeira possui apenas um curso com nível de doutorado enquanto a segunda possui cursos com nível de doutorado em ambos os programas.

Os estados com cursos de pós-graduação em Zoologia no Brasil são: Rio Grande do Sul e Paraná (S), São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais e Espírito Santo (SE), Bahia, Alagoas, Pernambuco e Maranhão (NE), Mato Grosso do Sul (CO), e Pará e Amazonas (N). Destes, o Estado de São Paulo, com seis, é o que apresenta maior número de programas.

Na Região Norte, os programas oferecidos são os de Ciências Biológicas (Entomologia), pelo Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), no Estado do Amazonas e de Zoologia, pela Universidade Federal do Pará (UFPA), em convênio com o Museu Paraense Emílio Goeldi (MPEG), no Estado do Pará. O programa de Entomologia do INPA teve inicio em 1976, com a criação dos cursos de mestrado e doutorado. Em 2009 (último ano disponível na base de dados da CAPES), o corpo docente do programa era composto por 19 orientadores (sendo 14 permanentes e 5 colaboradores), tendo produzido naquele ano 62 trabalhos científicos completos em periódicos e 18 livros ou capítulos. No período de 2004-2009 foram defendidas 74 dissertações e 27 teses, o que dá uma média de 12,3 dissertações e 4,5 teses por ano. Já o programa de Zoologia da UFPA teve inicio em 1996, apenas com o mestrado, sendo o curso de nível de doutorado criado três anos depois, em 1999. O corpo docente do programa, em 2009, era formado por 35 orientadores (sendo 14 permanentes, 17 colaboradores e 4 visitantes), com uma produção naquele ano de 84 trabalhos científicos completos em periódicos e 64 livros

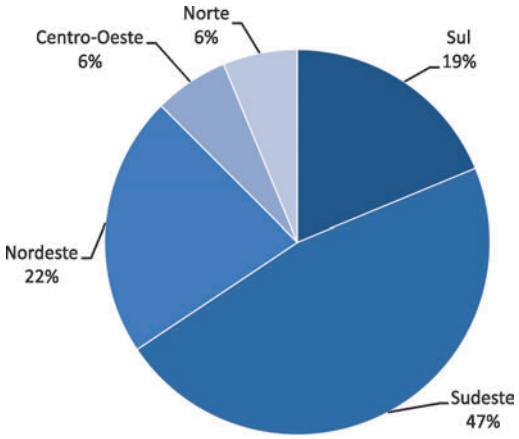



**Figura 1.** Distribuição por regiões do Brasil, de programas de pós-graduação classificados pela CAPES em Zoologia.

completos ou capítulos. No período de 2004-2009 foram defendidas 77 dissertações e 21 teses, o que dá uma média de 12,8 dissertações e 3,5 teses por ano. Ambos os cursos são avaliados pela CAPES com conceito quatro, em uma escala de um a sete, tanto para o mestrado como para o doutorado.

Com o intuito de obter um panorama da formação de entomólogos taxonomistas no país, foram feitas consultas no Banco de Teses, disponível no Portal da CAPES. A consulta foi feita para cada ano disponível na base (1987–2010), procurando teses e dissertações que tivessem como assunto qualquer um dos seguintes termos: Collembola, Protura, Diplura, Archaeognatha, Zygentoma, Thysanura, Ephemeroptera, Odonata, Plecoptera, Perlariae, Dermaptera, Embioptera, Embidina, Grylloblattodea, Mantophasmatodea, Blattodea, Blattariae, Dyctioptera, Isoptera, Mantodea, Ensifera, Caelifera, Orthoptera, Phasmatodea, Phasmida, Zoraptera, Corrodentia, Psocoptera, Phtiraptera, Anoplura, Mallophaga, Thysanoptera, Hemiptera, Homoptera, Auchenorrhyncha, Sternorrhyncha, Coleorrhyncha, Heteroptera, Megaloptera, Raphidioptera, Neuroptera, Coleoptera, Strepsiptera, Hymenoptera, Mecoptera, Trichoptera, Lepidoptera, Diptera, Siphonaptera, Insecta, Nepidae, Belostomatidae, Naucoridae, Potamocoridae, Pleidae, Helotrephidae, Gelastocoridae, Gerridae, Notonectidae, Corixidae, Veliidae, Mesoveliidae, Micronectinae, Micronectidae, Saldidae, Octheridae, Hydrometridae, Sisyridae, Corydalidae, Sialidae, Hydrophilidae, Hydrophiloidea, Dytiscidae, Elmidae, Dryopidae, Psephenidae, Noteridae, Haliplidae, Gyrinidae, Hydrochidae, Chironomidae, Ceratopogonidae, Simuliidae, Tabanidae, Dolichopodidae, Deuterophlebidae, Blephariceridae, Chaoboridae, Culicidae, Psychodidae, Tipulidae, Syrphidae, "insetos aquáticos", EPT, "macroinvertebrados aquáticos" e "macroinvertebrados bentônicos". Os títulos e resumos foram analisados com o intuito de serem classificados em trabalhos de taxonomia (descrições de espécies, associações de larvas, machos ou fêmeas, revisões taxonômicas, filogenias com base em caracteres morfológicos, moleculares ou de outra natureza, ontogenia e trabalhos de morfologia) e listas (levantamentos faunísticos). Somente as dissertações e teses que se encaixavam nesses critérios foram selecionadas. Nos trabalhos levantados foram observados: ano de conclusão, estado brasileiro onde foi realizado, instituição onde foi realizado, nível (mestrado/doutorado), ordem de Hexapoda e meio em que vive o grupo estudado (aquático ou terrestre). Todos esses dados foram tabelados e usados para gerar gráficos para uma melhor visualização dos resultados.

Foram encontrados 5376 trabalhos no total, dos quais 1395 foram selecionados como de taxonomia ou listas faunísticas. Dentre os listados, 710 possuíam levantamentos faunísticos e 715 eram de taxonomia. Em ambos os casos pode ser observado um crescimento ao longo dos anos, onde os trabalhos com insetos terrestres aumentaram cerca de 4 vezes, enquanto os de insetos aquáticos duplicaram (Figura 2). Também pode ser observado que trabalhos com listas faunísticas obtiveram um crescimento maior em

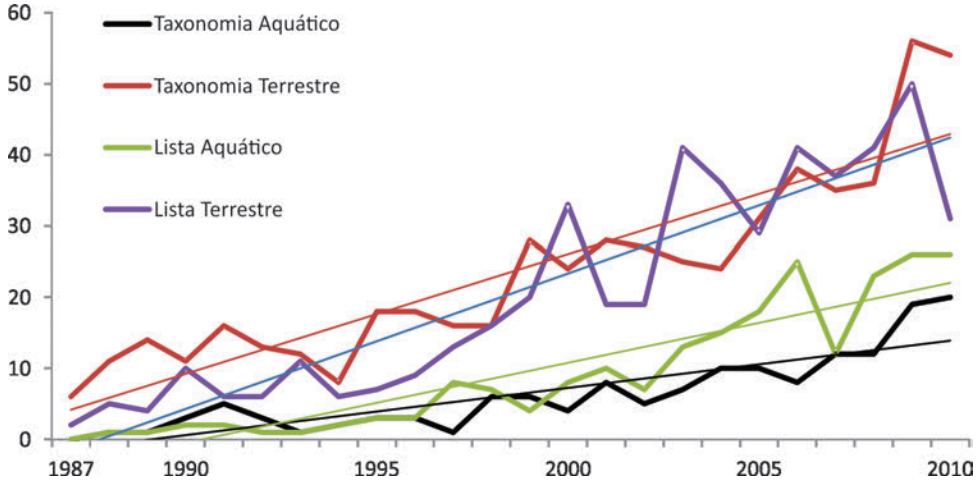



**Figura 2.** Número de dissertações e teses concluídas entre 1987 e 2010: sistemática de insetos aquáticos; sistemática de insetos terrestres; listas de insetos aquáticos; listas de insetos terrestres; e suas respectivas linhas de tendências.

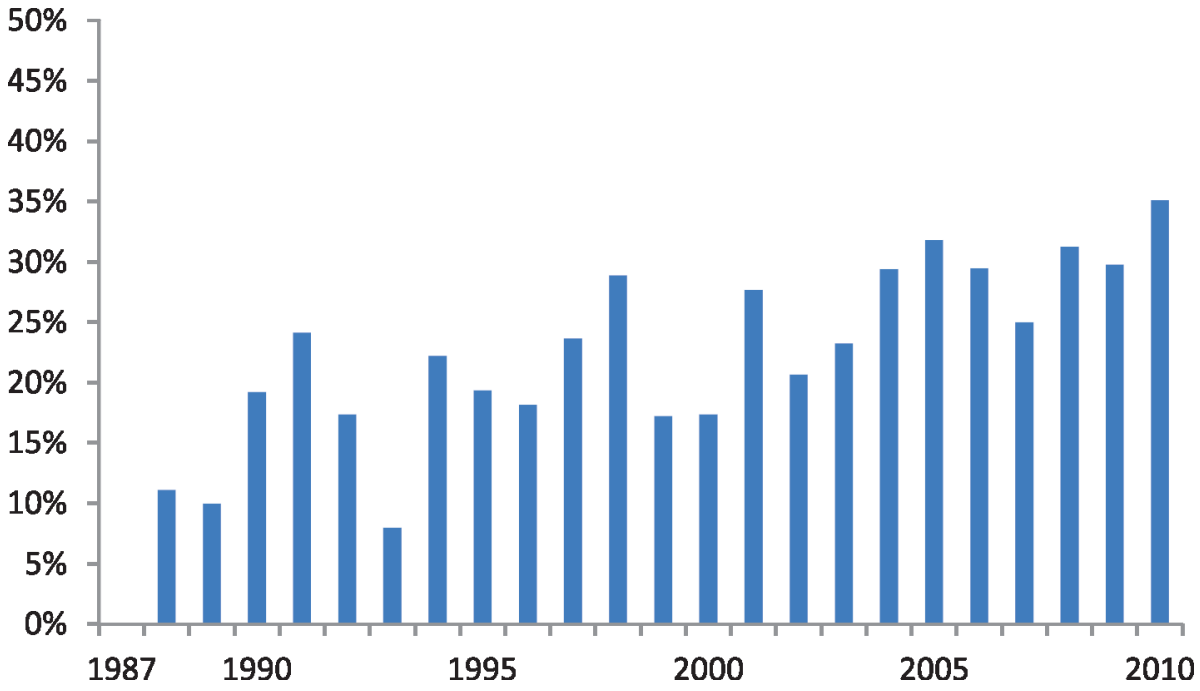



**Figura 3.** Percentual de dissertações e teses com insetos aquáticos, em relação ao total na área de entomologia, ao longo dos anos consultados (1987-2010).

relação aos trabalhos envolvendo taxonomia nos últimos anos.

Do total de trabalhos levantados 348 foram com insetos que possuem pelo menos uma fase da vida no ambiente aquático e 1049 tratavam de insetos que vivem no meio terrestre. É interessante observar que, apesar de 3 a 5% do total de espécies de insetos serem aquáticas (Daly *et al.* 1998), a proporção entre teses e dissertações envolvendo insetos aquáticos e insetos terrestres (Figura 3) vem diminuindo nos últimos anos, observando-se um crescimento no número de trabalhos com insetos aquáticos.

Dentre os 346 trabalhos com insetos aquáticos, foram registradas nove ordens (Figura 4): Diptera (198), Odonata (36), Ephemeroptera (26), Trichoptera (19), Coleoptera (13), Hemiptera (12), Plecoptera (9), Megaloptera (2) e Hymenoptera (1), além de trabalhos que envolviam duas ou mais ordens (32). Estes trabalhos, que agrupam várias ordens, referem-se a levantamentos faunísticos mais gerais de determinada área ou corpo d'água. A quantidade de dissertações e teses a respeito de dípteros aquáticos (57% do total) acompanha, além de uma tendência histórica, a importância econômica e médica desses animais, já que muitos são vetores de doenças tropicais como a malária, a dengue e a febre amarela, comuns na região amazônica. Ao mesmo tempo, fica evidente que as pesquisas com algumas ordens acabam ficando negligenciadas. Grupos diversos como Trichoptera, com cerca de 13500 espécies (Morse 2009), e Coleoptera, com aproximadamente 12600 espécies aquáticas (Jäche e Balke 2007), constituem apenas 5% e 4% dos trabalhos, respectivamente. Isso reflete na formação de especialistas e produção nestas ordens.

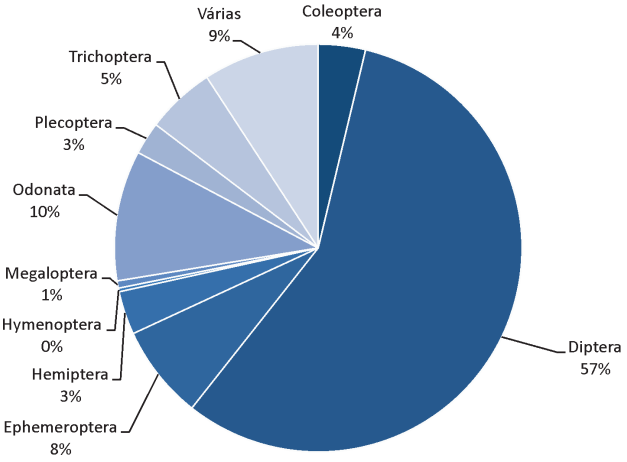



**Figura 4.** Percentual de dissertações e teses para cada ordem de insetos aquáticos entre 1978 e 2010. "Várias" é relativo aos trabalhos contendo duas ou mais ordens.

A distribuição geográfica dos trabalhos com insetos aquáticos no Brasil é bastante desigual, ficando evidente uma grande disparidade. A Região Sudeste, com 239 defesas, foi a que apresentou o maior número de trabalhos. Em seguida encontra-se a Região Norte, com 80 defesas, seguida pelas regiões Sul (72), Centro-Oeste (24) e Nordeste (15) (Figura 5). A concentração de trabalhos defendidos na Região Sudeste parece ser conseqüência do grande número de pós-graduações nessa área do país, porém deve estar mais relacionada com a quantidade de especialistas orientando com insetos aquáticos. Isso fica mais claro quando observamos as regiões Nordeste e Norte. A primeira possui sete cursos de pós-graduação na área de Zoologia, porém de 1987 até 2010 apresentou apenas 15 trabalhos com insetos aquáticos. Já a Região Norte possui apenas dois cursos de pós-graduação e, no entanto, apresentou nesses mesmos anos 80 dissertações ou teses. Esta região conta com um grupo forte de especialistas em insetos aquáticos, enquanto na Região Nordeste o número de especialistas é escasso, refletindo diretamente na falta de orientação e defesas com insetos aquáticos na área.

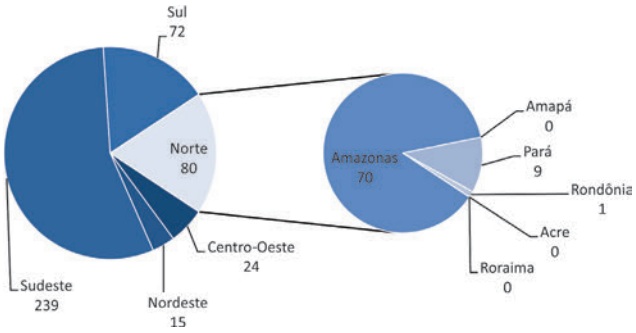



**Figura 5.** Número de dissertações ou teses defendidas em cada região do Brasil entre 1987 e 2010. À direita distribuição geográfica das dissertações e teses nos estados na Região Norte.

Considerando-se apenas a Região Norte, nota-se uma grande desigualdade entre os estados. Somente o Estado do Amazonas foi responsável por produzir 70 das 80 teses e dissertações com insetos aquáticos defendidas entre 1987-2010. Mais uma vez, isto reflete a questão da concentração do número de especialistas no programa de pós-graduação em Ciências Biológicas (Entomologia) do INPA, sendo a instituição a grande responsável pela formação de recursos humanos nessa região. O Estado do Pará aparece em segundo com apenas nove defesas, todas pelo convênio UFPA/MPEG. Com exceção de Rondônia, que apresentou uma dissertação com insetos aquáticos (Diptera) por um programa de Biologia Experimental (não cadastrado na área de Zoologia pela CAPES), os demais estados da região não formaram alunos de pós-graduação com temas relacionados à taxonomia ou levantamento de insetos aquáticos.

Outro fato que chama atenção nas dissertações e teses produzidas na Região Norte é a proporção entre trabalhos de taxonomia e de levantamentos faunísticos. Essa região foi a única em que o número de trabalhos relacionados à taxonomia (51) foi maior que os trabalhos de levantamento (29). Até mesmo na Região Sudeste, a que mais produziu trabalhos em taxonomia de insetos aquáticos, isso não ocorreu (115 trabalhos de taxonomia e 124 com levantamentos). A discrepância aumenta ainda mais quando consideramos a Região Sul (18 de taxonomia e 54 de levantamentos). Nas regiões Centro-Oeste e Nordeste todos os trabalhos defendidos até 2009 foram de levantamentos faunísticos. Somente em 2010 apareceram os primeiros trabalhos de taxonomia em ambas regiões (três para Centro-Oeste e cinco para o Nordeste). Cabe ressaltar que foram aqui considerados como levantamento alguns estudos de cunho ecológico, mas que geraram listas de táxons, o que demanda algum estudo taxonômico.

## Produção científica com taxonomia de insetos aquáticos na Amazônia brasileira

A mensuração da produção cientifica em taxonomia de insetos aquáticos na Amazônia brasileira nos últimos anos foi levantada com base em buscas nos periódicos científicos indexados na base de dados do Institute for Scientific Information (ISI Web of Knowledge) e Biological Abstracts. No entanto, apesar de considerar periódicos a partir do ano de 1945 e de ser a responsável por avaliar o fator de impacto de revistas cientificas, a base de dados do ISI é limitada no que diz respeito à taxonomia, já que muitos periódicos (principalmente os mais antigos) não se encontram nela registrados. A base Biological Abstracts abrange os artigos publicados entre 1974 e 2011, levando em consideração vários periódicos não incluídos na outra base.

As buscas foram feitas baseadas em dois conjuntos de palavras chaves. O primeiro

conjunto consistia dos nomes dos estados da Região Norte (Acre, Amapá, Amazonas, Pará, Rondônia e Roraima), além de "Amazon", "Amazônia" e "Amazonian". O Estado do Tocantins não foi incluído nas buscas por apresentar uma área diminuta de Floresta Amazônica em seu território. O segundo conjunto incluía os táxons de insetos com representantes aquáticos (Ephemeroptera, Odonata, Plecoptera, Nepidae, Belostomatidae, Naucoridae, Potamocoridae, Pleidae, Helotrephidae, Gelastocoridae, Gerridae, Notonectidae, Corixidae, Veliidae, Mesoveliidae, Micronectinae, Micronectidae, Saldidae, Octheridae, Hydrometridae, Sisyridae, Megaloptera, Hydrophilidae, Hydrophiloidea, Dytiscidae, Torridincolidae, Helodidae, Scirtidae, Elmidae, Dryopidae, Psephenidae, Noteridae, Haliplidae, Gyrinidae, Hydrochidae, Trichoptera, Chironomidae, Ceratopogonidae, Simuliidae, Tabanidae, Dolichopodidae, Deuterophlebidae, Blephariceridae, Chaoboridae, Culicidae, Psychodidae, Tipulidae e Syrphidae). As palavras foram combinadas duas a duas, sendo uma do primeiro conjunto com uma do segundo conjunto, resultando em 441 buscas em cada base.

Foram encontradas 236 publicações para a busca realizada. Muitos destes trabalhos foram achados em mais de uma busca, principalmente os que tratam de listas de espécies. Trabalhos acerca de descrições ou filogenias de um determinado grupo também apareceram duas ou mais vezes por possuírem material de diferentes estados ou conterem as outras três palavras de maior abrangência de área geográfica.

Foi analisado o número de publicações dentro de cada ordem pesquisada e a distribuição destas publicações dentro de cada estado da região. Devido às limitações já mencionadas da base de dados, não foram realizadas análises temporais, como a evolução da quantidade de publicações ou o crescimento do número de trabalhos dentro de cada ordem ao longo dos anos.

Em relação às ordens mais trabalhadas, destacam-se o número de publicações com Diptera – 152 publicações (61% do total) (Figura 6). Assim como abordado na seção de histórico, o alto índice de trabalhos relacionados aos dípteros ocorre muito em função deste grupo ser o mais representativo no que diz respeito à saúde pública, com muitas espécies sendo vetores de doenças tropicais comuns na região da Amazônia. As famílias com maior abordagem de trabalhos foram Culicidae, com 69 trabalhos (45%), Psychodidae, com 29 (19%), e Simuliidae, com 21 (14%). Apesar da alta diversidade dos dípteros aquáticos, principalmente dentro da subordem Nematocera, a concentração de estudos nestas três famílias reflete um viés aplicado. Ephemeroptera e Odonata vêm logo a seguir, com 23 trabalhos cada, constituindo cada uma 9,3% do total de trabalhos. Estes números mostram a discrepância entre os estudos com dípteros, que é concentrado em poucos grupos, em relação às outras ordens de insetos. Mesmo ordens com alto número de representantes aquáticos,

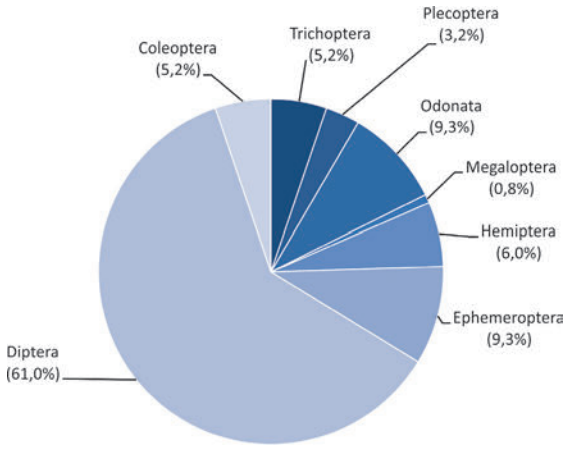



**Figura 6.** Percentagem das ordens de insetos aquáticos em publicações cientificas catalogadas na base de dados do ISI Web of Knowledge e Biological Abstracts para a Amazônia brasileira.

como Coleoptera, apresentam baixo número de trabalhos na região (13 trabalhos, 5,2% do total).

Considerando os estados da região amazônica brasileira, nota-se uma maior concentração de pesquisa com insetos aquáticos no Estado do Amazonas (Figura 7). Foram encontradas 125 publicações citando o estado, o que representa 54,1% do total. Isto muito provavelmente é reflexo da concentração de especialistas no estado, especialmente no INPA, além da presença da pós-graduação em Manaus. O Estado do Pará, o segundo mais citado e que também conta com uma pós-graduação no MPEG, apresentou apenas 53 publicações, resultando em 23% do total. Acre e Amapá foram citados em somente 8 publicações cada (todas relacionadas a dípteros, com exceção de dois artigos de Odonata para o Acre), e somados representam 7% do total. Esta grande desigualdade na região mostra que a maioria dos estudos

fica concentrada ao redor das instituições de pesquisa, o que realça a necessidade de criação de novos centros de pesquisa ou da inclusão de recursos humanos na área de taxonomia de insetos aquáticos nas universidades existentes nos demais estados.

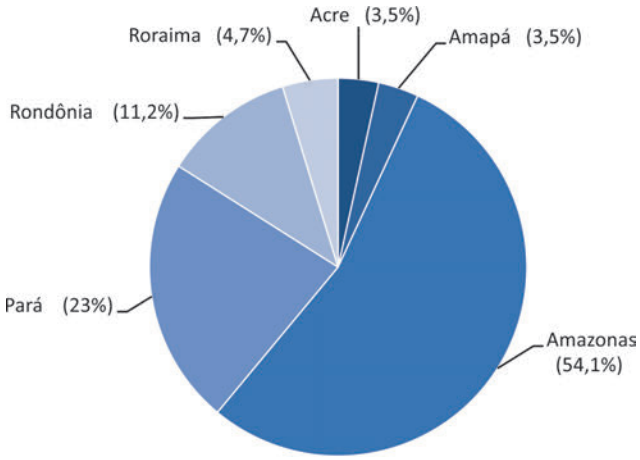



**Figura 7.** Percentagem dos estados da Amazônia brasileira citados em publicações de insetos aquáticos catalogadas na base de dados do ISI Web of Knowledge e Biological Abstracts

## Referências Bibliográficas


Aganette, E.; Alvarenga, L.; Souza, R.R. 2010. Elementos constitutivos do conceito de taxonomia. *Informação & Sociedade: Estudos*, João Pessoa, 20: 77-93.

Agnarsson, I.; Kuntner, M. 2007. Taxonomy in a Changing World: Seeking Solutions for a Science in Crisis. *Systematic Biology*, 56: 531-539.

Barreto, M.V. 1992. História da pesquisa arqueológica no Museu Paraense Emílio Goeldi. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*, 8: 203-294.

Boero, F. 2011. Ligth after dark: the partnership for enhancing expertise in taxonomy. *Trends in Ecology & Evolution*, 16: 266.

Buyk, B. 1999. Taxonomists are an endangered species in Europe. *Nature*, 401: 321.

Carvajal, G.; Rojas, A.; D'Acuña, C. 1941. *Descobrimentos do Rio Amazonas*. Companhia Editora Nacional. Brasiliana vol. 203. 294 pp.

Costa-Lima, A.M.; Antunes, P.C.A. 1936. Sobre um novo Phlebotomo encontrado no norte do Brasil. *Brasil médico*, 50: 419- 422.

Costa-Lima, A.M. 1941. Um novo *Phlebotomus* da Amazônia e considerações relativas às espécies afins (Diptera, Psychodidae). *Acta Médica*, 7: 7-19.

d'Acunã, C. 1865 (1641). Novo descobrimento do Grande Rio das Amazonas. *Revista Trimestral do Instituto Histórico, Geográphico, e Ethnográphico do Brasil*, Tomo XXVIII, 2° Trimestre de 1865.B. L. Garnier - Livreiro-editor, Rio de Janeiro.

Daly, H.V.; Doyen, J.T.; Purcell, A.H. 1998. *Introduction to insect biology and diversity*. Oxford University Press, New York, 680p.

Disney, H. 2000. Hands-on taxonomy. *Nature*, 405: 307.

Dubois, A. 2010.Bionomia, a forum for the discussion of nomenclatural and terminological issues in biology. *Bionomia*, 1: 1-10.

Egerton, F.N. 2012. *History of Ecological Sciences, Part 41: Victorian Naturalists in Amazonia*— Wallace, Bates, Spruce. Bulletin of the Ecological Society of America, 93: 35-59.

Ereshefsky, M. 2008. Systematics and Taxonomy. *In*: Sarkar, S.e Plutynski, A. (ed.). A *companion to the Philosophy of Biology*. Oxford: Blackwell, Oxford. p. 99-118.

Faulhaber, P. 2005. A história dos institutos de pesquisa na Amazônia. *Estudos Avançados*, 19: 241-257.

Ferreira, R.S. 2004. Henry Walter Bates: um viajante naturalista na Amazônia e o processo de transferência da informação. *Ciência da informação*, 33: 67-75.

Ferreira Jr., N.; Paiva, P.C. 2004. *Introdução a Zoologia*. Módulo I. Fundação CECIERJ, Rio de Janeiro, 178p.

Fittkau, E.J. 2001. Johann Baptist Ritter von Spix: primeiro Zoólogo de Munique e pesquisador no Brasil. *História, Ciência, Saúde. Depoimento*, 3: 1109-1135.

Godfray, H.C.J.; Knapp, S. 2004. Taxonomy for the twenty-first century – Introduction. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London B*, 359: 559-569.

Goeldi, E.A. 1902. Os Mosquitos do Pará encarados como uma calamidade pública. *Diário Oficial*, Belém do Pará, 58p.

Goeldi, E.A. 1905. Os Mosquitos do Pará; reunião de quatro trabalhos sobre mosquitos indigenas

principalmente as espécies que molestam o homem. *Memória do Museu Goeldi*, 4: 1-154.

Guerra-García, J.M.; Espinosa, F.; García-Gomez, J.C. 2008. Trends in taxonomy today: an overview about the main topics in taxonomy. *Zoologica Baetica*, 19: 15-49.

Guignot, F. 1957. Contribuition a laconaissance des *Dytiscides sud-américains*. *Revue Française d'Entomologie*, 24: 33-45.

IBBD/INPA. 1963. *Amazônia – Bibliografia*. Vol. 1. 1614/1962. Rio de Janeiro, 842p.

IBBD/INPA. 1972. *Amazônia – Bibliografia*. Vol. 2. 1601/1970. Rio de Janeiro, 502p.

Jäch, M.A.; Balke, M. 2007.Global diversity of water beetles (Coleoptera) in fresh water. *Hydrobiologia*, 595: 419-442.

Kapoor, V.C. 1998. *Principles and practices of animal taxonomy*. Science Publishers, New Hampshire, 247p.

Katsuragawa, T.H.; Gil, L.H.S.; Tada, M.S.; da Silva, L.H.P. 2008. Endemias e epidemias na Amazônia: malária e doenças emergentes em áreas ribeirinhas do Rio Madeira. Um caso de escola. *Estudos avançados*, 22: 111-141.

Krell, F.T. 2000. Impact factors aren't relevant to taxonomy. *Nature*, 405: 507–508.

Krell, F.T. 2002. Why impact factors don't work for taxonomy. *Nature*, 415: 957.

Lincoln, R.; Boxshall, G.; Clark, P.A. 1998. *A dictionary of Ecology, Evolution and Systematics*. Cambridge University Press, Cambrige, 298p.

Lutz, A. 1917. Terceira contribuição para o conhecimento das espécies brasileiras do gênero *Simulium*. O pium do norte (*Simulium amazonicum*). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 9: 63-67.

Mace, G.M. 2004. The role of taxonomy in species conservation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London Series B-Biological Sciences*, 359: 711-719.

Machado, A.B.M. 1964. Duas Novas *Epipleoneuras* dos Rios Paru de Oeste e Amapari (Odonata – Protoneuridae). *Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi*, nova Sér. Zoologia, 51: 1-13.

Marlier, G. 1964. Trichoptéres de l'Amazonie recueillis par le Professeur Harald Sioli. *Memoires de l'Institut Royal des Sciences Naturalles*, 76: 3-167.

Martius, K.F.V.; Rodrigues, J.H. 1956. Como se deve escrever a História do Brasil. *Revista de História de América*, 42: 433-458.

Morse, J.C. 2011. The Trichoptera world checklist. *Zoosymposia*, 5: 372-380.

Ochs, G. 1924. On the West Indian Gyrinidae and a new species of *Gyretes* from Northern Brazil. *American Museum Novitates*, 125: 1-8.

Ochs, G. 1964. Zur Kenntnis der Gyriniden (Col.) von Suriname und vom Rio Parú in benachbarten Brasilien. *Studies on the fauna of Suriname and other Guyanas*, 7: 82-110.

Ochs, G. 1965. Vieter Beiträg zur Kenntnis der Taumelkäfer des Amazonas-gebiets (Col., Gyrinidae). *Amazoniana*, 1: 36-73.

Ochs, G. 1967. Die Gyriniden Perus und der übrigen südamerikanischen Kordilleren. *Titschack, Beiträge zur Fauna Perus*, 4: 116-155.

Padian, K. 1999.Charles Darwin's views of classification in theory and practice. *Systematic Biology*, 48: 352-364.

Pimm, S.L.; Raven, P. 2000. Biodiversity: Extinction by numbers. *Nature*, 403: 843-845.

Safier, N. 2009. Como era ardiloso o meu francês: Charles-Marie de La Condamine e a Amazônia das Luzes. *Revista brasileira de História*, 29: 91-114.

Santos, N.D.; Machado, A.B. 1960. Contribuição ao conhecimento do gênero *Chalcopterix* Selys, 1853, com a descrição de uma nova espécie (Polythoridae: Odonata). *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*, Zoologia, 24: 1-15.

Sattler, W. 1961. Ein in denmetamorphosestadienaq uatisches, polyrheobiontes Lepidoper (Elophila, Pyralidae) aus dem Tumucaque-Bergland (Brasilianisch Guyana) I. *Boletim do Museu Paranaesnse Emílio Goeldi*, Zoologia, 36: 1-9.

Schuh, R.T. 2000. *Biological Systematics: Principles and Applications*. Cornell University Press, Ithaca, New York, 236p.

Senna, P.A.C.; Magrin, A.G.E. 1999. *A importância da "boa" identificação dos organismos fitoplanctônicos para os estudos ecológicos*. In:Pompêo, MLM (ed.) Perspectivas da limnologia no Brasil. Gráfica e Editora União, São Luís. pp.131-146.

Simonetti, J.A. 1997. Biodiversity and a taxonomy of Chilean taxonomists. *Biodiversity and Conservation,* 6: 633-637.

Singh, G. 2004. *Plant systematics: an integrated approach*. Science Publishers, New Hampshire, 561p.

Smiljanic, M.I. 2001. Da "invenção" à "descoberta científica" da Amazônia: as diferentes faces da colonização. *Revista Múltipla*, 6: 9-26.

Val, A.L. 2006. Formação e fixação de recursos humanos: ações essenciais para a Amazônia. *Ciencia e Cultura*, 58: 41-44.

Valdecasas, A.G. 2011. An index to evaluate the quality of taxonomic publications. *Zootaxa*, 2925: 57-62.

Wägele, J.W. 2005. *Foundations of Phylogenetic Systematics*. Verlag Dr. Friedrich Pfeil. München, Germany, 365p.

Wheeler, Q.D.; Valdecasas, A.G. 2005. Ten challenges to transform taxonomy. *Graellsia*, 61: 151-160.

Wheeler, Q.D.; Raven, P.H.; Wilson, E.O. 2004. Taxonomy: Impediment or Expedient? *Science*, 303: 285.

Wilson, E.O. 2000. A global biodiversity map. *Science*, 289: 2279.

Wilson, E.O. 2003. The encyclopedia of life. *Trends in Ecology and Evolution*, 18: 77-80.

Winston, J.E. 1999. *Describing species: practical taxonomic procedure for biologists*. Columbia University Press, New York, 518p.

Zimmermann, A. 1924.Wissenschaftliche ergebnisse der Schwedischen entomologischen Reise des Hern Dr. A. Roman in Amazonas. *Archiv für Zoologist*, 16: 1-3.

# Ecologia de riachos no Brasil: breve histórico e conhecimento atual sobre macroinvertebrados

Adriano Sanches Melo[1]

2

## Introdução

A Ecologia é uma Ciência nova quando comparada à Física, Química ou mesmo com áreas dentro da Biologia, como a Zoologia. Entre os primeiros trabalhos do que chamamos hoje de Ecologia, destaca-se o trabalho de Forbes em 1887: *The lake as a microcosm*. Porém, nesta época, a Física já trabalhava com a mecânica Newtoniana há 250 anos, já havia formalizado o eletromagnetismo com as equações de Maxwell e estava prestes a ser revolucionada novamente com as teorias de Einstein. Na Zoologia e Botânica, naturalistas já haviam visitado, coletado e descrito espécies de todas partes do mundo, inclusive da Amazônia (Wallace 2006).

Os primeiros trabalhos ecológicos foram publicados no final do século XIX, em periódicos como o *The American Naturalist* e o *Philosophical Transactions of the Royal Society of London series B,* ativos até hoje. Entretanto, as primeiras revistas eminentemente ecológicas apareceram somente no início do século 20, entre estas, o *Journal of Ecology* de 1913, a *Ecology* de 1920 e o *Journal of Animal Ecology* de 1932. Foi também nesta época que apareceram os primeiros livros-texto de Ecologia, entre eles o *Animal Ecology* de Charles S. Elton em 1927.

Neste capítulo apresentarei breve histórico da Ecologia de Macroinvertebrados em Riachos no Brasil. O objetivo não é apresentar uma revisão cronológica extensiva, mas alguns marcos importantes para entendermos a situação atual da área. Adicionalmente, apresentarei alguns aspectos da consolidação e internacionalização da área. Por fim, listo algumas breves críticas e soluções potenciais.

[1] Departamento de Ecologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Goiás. Caixa Postal 131, CEP 74001-970 Goiânia, GO, Brasil.

## O início: taxonomia e observações naturalísticas

Uma nova área da Ciência aparece a partir de pesquisadores advindos de outras áreas (Kuhn 2005). A Ecologia no Brasil, particularmente a Ecologia de Riachos, iniciou a partir de observações de naturalistas. Em Santa Catarina, Fritz Müller, naturalista de origem alemã que se fixou em Blumenau, publicou vários artigos sobre biologia tropical, com destaque para a embriologia de crustáceos (Castro 1992) e como tais informações poderiam ser usadas no suporte da então recém-lançada *Teoria de Evolução por meio de Seleção Natural* de Charles Darwin (Müller 1869). Müller também descreveu um tipo de mimetismo que mais tarde recebeu seu nome, o mimetismo mulleriano. Na área de riachos, descreveu alguns gêneros de Trichoptera e fez várias observações naturalísticas sobre seus microhabitats e construção de casas (Müller 1880; Froehlich 1966).

Adolfo Lutz, médico brasileiro de grande destaque no fim do século XIX e início do século XX, fez diversos trabalhos sobre zoologia médica, em particular sobre a transmissão de doenças por vetores e, entre estes, mosquitos. Além do interesse em Saúde Pública, Lutz fez alguns trabalhos taxonômicos sobre grupos de Diptera sem importância médica. Entre estes, descreveu espécies de Blephariceridae, grupo com ocorrência em riachos. O interesse em Blephariceridae o levou a escrever um trabalho contendo notas naturalísticas sobre a forma de fixação no substrato, alimentação, respiração e ciclos de vida de diversos insetos aquáticos (Lutz 1930).

Em 1946, Otto Schubart, naturalista de origem alemã que trabalhou na Estação Experimental de Piscicultura de Pirassununga-SP (hoje Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Peixes Continentais, ligado ao Instituto Chico Mendes), publicou trabalho naturalístico sobre a fauna aquática em corpos d'água na bacia do Rio Camanducaia (município de Monte Alegre do Sul, SP) (Schubart 1946). O trabalho descreve microhabitats e sua fauna, o impacto de fábrica de curtume sobre a biota, pesca e seu manejo, incluindo reflorestamento, tratamento de resíduos, escada de peixes e regulamentação da atividade de pesca. Um trabalho posterior do autor tratou de características físicas da água na região de Mogi-Guaçu, SP (Schubart 1953).

Angelo Machado, médico, entomólogo e autor de diversos livros dirigidos ao público infantil, desde a década de 1950 publicou dezenas de trabalhos contendo descrições de novas espécies de Odonata. Além destes, publicou dois trabalhos sobre Trichoptera. No primeiro descreve uma nova espécie de Helicopsychidae (Machado 1957a) e no segundo chama a atenção para possibilidade de confusão de suas casas com conchas de moluscos planorbídeos (Machado 1957b).

Como resultado de um simpósio financiado pela Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo, Paulo E. Vanzolini editou livro constituído de bibliografias comentadas de todos grupos com ocorrência no ambiente aquático (Vanzolini 1964). Visto a quase total escassez de trabalhos ecológicos ou de história natural até então, a bibliografia citada é constituída quase exclusivamente por trabalhos de cunho morfológico e taxonômico.

## Alemães na Amazônia: a limnologia chega aos igarapés

Harald Sioli foi talvez o primeiro limnólogo a estudar intensivamente as águas da Amazônia. Ele fez inúmeras viagens ao interior da Amazônia, local onde passou o período da Segunda Guerra Mundial. Passada a guerra, Sioli conseguiu se estabelecer em Belém, onde iniciou estudos formais sobre a química de águas. Um relato de sua história no Brasil foi dado por ele em palestra em 1990 no Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), onde foi pesquisador e viabilizou o ainda vigente Convênio INPA/Max Planck. A palestra foi transcrita (Sioli e Soares 2006) e constitui fascinante relato de vida do pesquisador que empresta o nome ao prêmio dado ao melhor manuscrito de estudante durante os congressos da Associação Brasileira de Limnologia (www.ablimno.org.br). Além do trabalho com química da água (*e.g.*, Sioli 1965), ele fundou, juntamente com Djalma Batista, em 1965 o periódico *Amazoniana*, que publicou muitos dos primeiros trabalhos limnológicos no Brasil. O convênio fomentado por ele viabilizou a visita de diversos pesquisadores alemães com forte atuação na Amazônia, entre eles, Ernst Fittkau, Wolfgang J. Junk e, mais recentemente, Joachim Adis.

Ernst J. Fittkau, um naturalista e entomólogo alemão que trabalhou principalmente com taxonomia de Chironomidae (Spies 2002), visitou a Amazônia várias vezes desde 1960. Além

das dezenas de trabalhos sobre Chironomidae, publicou alguns trabalhos sobre a rica diversidade tropical terrestre e sobre as características e funcionamento geral de riachos (ou igarapés) (Spies 2002). Sobre riachos, ele descreveu a morfologia de nascentes encaixadas e veredas e chamou a atenção para a grande quantidade e importância de raízes nos barrancos para a fauna aquática. Também notou a pobreza em íons disponíveis na água e que, conjuntamente com a pouca luz que passa pela copa das árvores, torna os riachos heterotróficos, com ausência quase total de plantas, e que funcionam basicamente pela decomposição da grande quantidade de matéria orgânica de origem terrestre (Fittkau 1964, 1967). Posteriormente, descreveu características limnológicas na região do Xingu (Fittkau 1970a) e o papel de jacarés na ciclagem de nutrientes em rios amazônicos (Fittkau 1970b).

## Décadas de 1970 e 1980: inicio da consolidação

O convênio fomentado por Harald Sioli com o INPA possibilitou o desenvolvimento de grande número de trabalhos, em geral restritos à físico-química da água, já na década de 1960. Entretanto, tal desenvolvimento não alcançou outras partes do país. A jovem Limnologia brasileira que se desenvolveu no sudeste do país tomou fôlego somente no final da década de 1960 e na década de 1970. Iniciou-se com o estudo de ambientes lênticos, particularmente sobre a química da água e ecologia de fito e zooplâncton. Neste período, o projeto coordenado por José G. Tundisi e financiado pela FAPESP "Tipologia de Reservatórios do Estado de São Paulo" foi bastante importante e propiciou a formação de vários limnólogos que hoje são líderes de grupos de pesquisa.

Em riachos, já haviam pesquisadores trabalhando com taxonomia de vários grupos. Entre os brasileiros, pode-se citar Nilton D. Santos e Janira M. Costa com Odonata e Claudio G. Froehlich com Plecoptera. Entre os estrangeiros, Oliver S. Flint trabalhou com Trichoptera. Entretanto, estudos não-taxonômicos estavam apenas iniciando e, naturalmente, tinham caráter bastante descritivo. Entre estes, pode-se destacar os trabalhos sobre caracterização físico-química de riachos da América do Sul (Maier 1978) e na Serra da Mantiqueira no sudeste brasileiro, com objetivo de cultivo de trutas (Schroeder-Araújo *et al*. 1986).

Nesta época também foram intensificados os inventários faunísticos de insetos de riachos que, com exceção de grupos melhores conhecidos como Odonata, geralmente incluíam listas de famílias e gêneros. Entre eles, o trabalho de Schroeder-Araujo e Cipólli (1986) avalia a fauna de riachos na Serra da Mantiqueira como indicador de qualidade da água para povoamento com trutas. Guahyba (1988) inventariou a fauna de Trichoptera na Represa dos Ciganos, localizada dentro do Parque Nacional da Tijuca, Rio de Janeiro.

## Década de 1990: criação e consolidação de grupos de pesquisa

Neste período consolidam-se os primeiros grupos de Ecologia de Riachos, muitos ativos ainda hoje. Alguns destes grupos foram formados por pesquisadores com histórico de trabalho em taxonomia, mas que ampliaram suas linhas de pesquisa e passaram a orientar em Ecologia de Riachos (*e.g.*, Claudio G. Froehlich, Jorge L. Nessimian, Neusa Hamada, Susana Trivinho Strixino). Outros pesquisadores foram formados em grupos de pesquisa relacionados e estenderam suas linhas de pesquisa ou mesmo passaram a trabalhar exclusivamente com invertebrados em riachos (*e.g.*, Darcílio F. Baptista, Ilse Walker, Timothy P. Moulton, Virginia S. Uieda). Apenas em meados da década de 90 foram formados os primeiros pesquisadores que desde seus estudos na pós-graduação trabalharam com Ecologia de Riachos (*e.g.*, Leandro G. Oliveira, Leonardo Maltchik, Marcos Callisto).

Nesta década, já existiam diversas teorias ecológicas com aplicação em riachos (*e.g.*, Perturbação Intermediária) ou mesmo feitas exclusivamente para riachos (*e.g.*, o Contínuo Fluvial). Entretanto, boa parte dos trabalhos feitos nesta época possuía caráter mais descritivo. Um tópico frequente na época era o estudo de biologia e história natural de grupos encontrados em riachos. Por exemplo, Moreira e Sato (1996) estudaram o comportamento de oviposição de borrachudos em riacho no Sul do Brasil, enquanto Hamada (1993, 1998) descreveu aspectos gerais da biologia de espécies de borrachudos em riachos amazônicos.

Um segundo tópico de estudo bastante comum foram os trabalhos que inventariaram a fauna de riachos específicos, mas que, além da listagem de grupos encontrados, ofereciam análises de algum aspecto ecológico. Por exemplo, Uieda e Gajardo (1996) avaliaram diferenças entre os macroinvertebrados encontrados em poções e corredeiras de um riacho em São Paulo. Outros trabalhos avaliaram a ocorrência da fauna ao longo de um ano de estudo (Ferreira e Froehlich 1992, Oliveira *et al*. 1997).

Outra novidade no fim desta década foram os trabalhos envolvendo locais com impactos antrópicos. Estes trabalhos incluíam comparações entre riacho(s) preservado(s) e impactado(s) (Marques *et al.* 1999, Roque e Trivinho-Strixino 2000). Embora o uso de protocolos padronizados e índices já fossem comuns na literatura internacional, apenas alguns raros trabalhos usavam tais abordagens (*e.g.*, Junqueira e Campos 1998).

Embora em pequena quantidade, apareceram os primeiros trabalhos em ecologia de macroinvertebrados em riachos com embasamento mais teórico. Na Amazônia, Walker (1994) e Freitas (1998) avaliaram padrões de colonização e sucessão em riachos. De maneira bastante direta, Baptista *et al*. (1998) e Cargnin-Ferreira e Forsberg (1999) testaram a validade do Contínuo Fluvial para, respectivamente, uma bacia hidrográfica na Mata Atlântica e outra na Amazônia.

## História recente: expandindo horizontes (2000-2005)

Trabalhos de cunho descritivo de riachos, que contrastam épocas do ano ou ambientes, continuam frequentes ainda hoje. Entretanto, a diversificação inicial observada na década de 90 foi amplamente consolidada nos anos posteriores. Por exemplo, Hamada *et al*. (2002) modelaram a distribuição de espécies de Simuliidae isoladamente e para toda a assembleia em 58 riachos na Amazônia Central. Gonçalves *et al*. (2006) compararam dois trechos de um mesmo riacho na Serra do Cipó quanto ao processo de degradação de folhas e a fauna de invertebrados associada.

Trabalhos incluindo invertebrados como indicadores de impactos em riachos se tornaram comuns e, em geral, mais quantitativos e variados (Callisto *et al*. 2001, Ferreira-Peruquetti e De Marco Jr. 2002, Buss *et al*. 2002). Até então, boa parte dos trabalhos com adultos tinham cunho eminentemente taxonômico. Entretanto, Marinoni e Almeida (2000) usaram adultos de Trichoptera capturados em armadilha luminosa em vários locais do Paraná para estudar sazonalidade.

Outras novidades incluíram trabalhos de cunho metodológico. Por exemplo, Melo e Froehlich (2001a) avaliaram o desempenho de diversos estimadores de riqueza com conjuntos de dados obtidos em riachos, enquanto Motta e Uieda (2002) avaliaram o uso de substratos artificiais para uso em riachos. Outro trabalho inovador para a ecologia de riachos no Brasil foi o de Roque *et al*. (2003), que estudaram aspectos de conservação biológica em mais de uma escala espacial.

Trabalhos com cunho mais teóricos, raros na década de 90, continuaram a aparecer, embora em pouca quantidade. Entre eles, Melo e Froehlich (2001b) avaliaram especificamente duas previsões do Contínuo Fluvial. Maltchick e Florín (2002) estudaram o efeito de perturbações em riachos do ainda hoje pouquíssimo estudado semi-árido brasileiro.

## Hoje em dia: expansão e internacionalização (2005-presente)

É bastante difícil caracterizar os temas ou abordagens das pesquisas em Ecologia de Riachos no Brasil nos últimos anos. A área expandiu bastante e agregou muitos pesquisadores. Como exemplo, foram apresentados aproximadamente 98 resumos de trabalhos em seções envolvendo prioritariamente ecologia de invertebrados em riachos no XII Congresso Brasileiro de Limnologia, realizado em Gramado em 2009. A seção "Biomonitoramento" teve 46 trabalhos, seguida pelas seções "Macroinvertebrados em Riachos" com 23, "Decomposição" com 16 e "Águas Correntes" com 13. Alguns trabalhos nestas seções trataram de outros grupos ou ambiente. Entretanto, uma rápida inspeção dos resumos mostrou que a maioria (pelo menos 60) tratou de ecologia de invertebrados em riachos.

Um fenômeno que iniciou entre 2000-2005 e ganhou grande destaque neste período foi a internacionalização da área de estudo. Uma procura na base *Web of Science* mantida pela Thomson Reuters em março de 2012 com a expressão stream* AND (insect* OR macroinvertebrate*) AND (brasil OR brazil) resultou em 247 artigos. Dos 247

artigos encontrados, metade (124) foi publicada em revistas internacionais. Destes, 87 incluíram invertebrados em riachos (Figura 1). Entre estes, o tema mais estudado foi impactos antrópicos, com 36 artigos. Estudos com base teórica clara incluíram 28 estudos. Sete trabalhos tiveram cunho metodológico e oito sobre decomposição. Apenas oito trabalhos foram descritivos e parecidos com aqueles frequentes na década de 90.

Um fato interessante neste processo de internacionalização foi a rápida inserção de trabalhos brasileiros em revistas de alto impacto. Poderíamos esperar que o início do processo de internacionalização se desse quase exclusivamente em periódicos de menor impacto. Aparentemente, não foi isto o que aconteceu. Embora em pequena quantidade, foram publicados regularmente desde 2000 trabalhos na *Freshwater Biology* e *Journal of the North American Benthological Society* (a partir de 2012 publicada como *Freshwater Science*), duas das principais revistas que publicam artigos em Ecologia de Riachos (Figura 2). Embora discreta, existe tendência de aumento na frequência de publicações nestas revistas. Outra tendência bastante positiva é a participação de pesquisadores brasileiros que trabalham com riachos no corpo editorial de revistas internacionais. Neste momento, temos colegas no corpo editorial da *Annales de Limnologie*, *Aquatic Conservation*, *Austral Ecology* e *Hydrobiologia*.

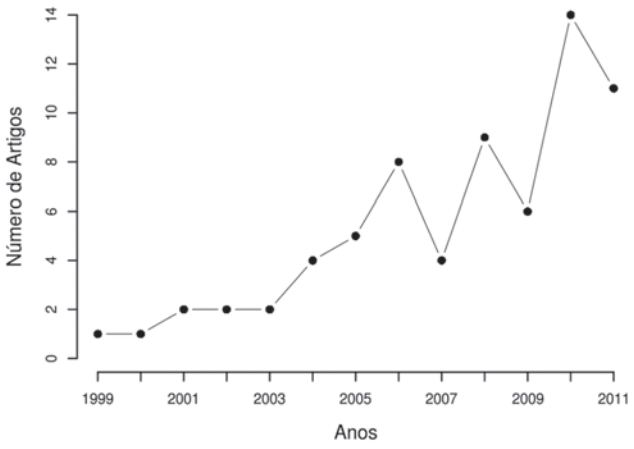



**Figura 1.** Número de artigos brasileiros publicados por ano com Ecologia de Macroinvertebrados em Riachos em revistas internacionais no período 1999 a 2012. Os dados foram inicialmente obtidos com a expressão stream* AND (insect* OR macroinvertebrate*) AND (brasil OR brazil) na base de dados *Web of Science*. Posteriormente, foram selecionados os artigos de cunho ecológico e com foco principal em macroinvertebrados em riachos. Pesquisa realizada em fevereiro de 2013.

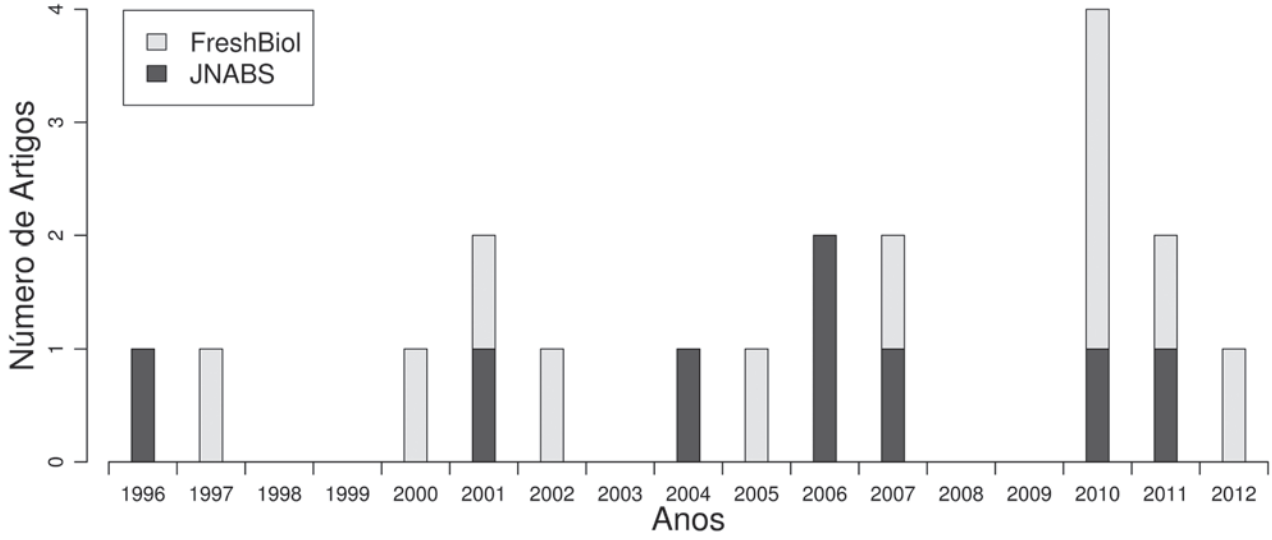



**Figura 2.** Número de artigos sobre Ecologia de Macroinvertebrados em Riachos publicados nas revistas *Freshwater Biology* (FreshBiol) e *Journal of the North American Benthological Society* (JNABS; a partir de 2012 publicado como *Freshwater Science*) no período 1996 e 2012, com endereço de autores no Brasil.

## Um pouco de crítica

Apesar do desempenho bastante positivo observado nas últimas duas décadas, acredito que ainda existam muitos problemas. O principal deles é que a melhora no número e qualidade das publicações não aconteceu de forma homogênea com os grupos de pesquisa no país. Muitos alunos ainda são formados sob um paradigma equivocado do que consiste a Ciência. Isto pode ser mais facilmente observado em resumos de congressos e periódicos nacionais de distribuição restrita. Nestes, é bastante frequente os trabalhos terem como justificativa:

i) *Ninguém estudou este riacho* (*ou área*)*; vou estudar*. Existem bilhões ou trilhões de riachos no mundo. Não vamos conseguir estudar todos. Mesmo que conseguíssemos, faz sentido estudar? Em Ciência, tudo que estudamos só faz sentido se pudermos fazer algum tipo de generalização. Se o seu estudo só traz novidades válidas para aquele riacho, ele não será muito útil.

ii) *Estudaram Trichoptera; agora 'falta' Ephemeroptera*. Em Ecologia, estamos interessados em identificar padrões e entender os processos ecológicos que geram estes padrões. É claro que alguns destes padrões/processos são específicos para grupos de organismos ou determinados tipos de ambientes. Entretanto, boa parte dos padrões e seus processos geradores acontecem em comunidades de ambientes de água doce, marinhas e terrestres. Portanto, processos importantes devem gerar, em grande parte, os mesmos padrões em Ephemeroptera, Trichoptera e Chironomidae. Antes de usar uma justificativa como esta, devemos nos perguntar: qual a razão de esperar que as respostas ecológicas de Ephemeroptera sejam diferentes de Trichoptera?

iii) *O estudo da biodiversidade é importante; vou estudar qualquer coisa*. Sim, o estudo da diversidade é importante. Entretanto, isto por si só não constitui justificativa para um bom trabalho. Esta justificativa é tão abrangente (e portanto, inútil), que poderíamos nos perguntar o que não é importante.

iv) *Impactos antrópicos estão causando extinções: vou ver se riacho impactado é diferente de riacho preservado*. Sim, eles são diferentes. A maioria dos estudos é realizada para confirmar o que o pesquisador acredita acontecer na natureza (Rigler e Peters 1995). Ele diz que está 'testando', mas na verdade está confirmando o que já sabe. Um problema mais profundo é quando o resultado é obvio: Será que riachos que recebem esgoto são diferentes de riachos preservados? Sim, são.

Os exemplos acima apenas demonstram o sintoma principal do problema: a compreensão equivocada do que constitui Ciência. Mas eles não são os únicos sintomas do problema. Por exemplo, trabalhos desse tipo acontecem como se não existisse nada na literatura internacional e neste sentido poderíamos nos perguntar: os riachos brasileiros são realmente diferentes? Muitos estudos brasileiros envolvem pseudoreplicação e o problema aqui não é falta de esforço de coleta ou identificação de material em lupa. O problema é não saber qual é o objetivo do estudo. Se não temos um objetivo claro, não temos como identificar as unidades de replicação e, portanto, pensar em quantas unidades seriam necessárias.

Estudantes ingressantes no campo da Ecologia em geral possuem boa disposição para realizar trabalhos de campo. Isto é muito importante. Entretanto, um bom trabalho só poderá ser feito com conhecimento do que já foi feito. Caso isto não tenha sido feito, corre-se o risco de estudar que já foi estudado. Ainda, não conhecer a literatura ecológica e suas teorias quase sempre leva a trabalhos descritivos (Como testar uma teoria se não a conhecemos? Como criar uma teoria se não sabemos o que é uma teria?). Além do conhecimento da área de estudo, precisamos ter claro o que é Ciência. Uma excelente introdução ao assunto, com exemplos em Limnologia, pode ser vista em Rigler e Peters (1995). Com escopo mais amplo, Alves (2011) apresenta de maneira clara e informal o que é Ciência e o que constitui uma teoria científica. Com objetivo de ilustrar aspectos importantes do trabalho científico, Volpato (2007) descreve várias dicas com objetivo final de ter seu artigo publicado.

## Conclusão

A síntese apresentada é bastante otimista por um lado e um tanto pessimista por outro. Ela mostra uma clara expansão em quantidade, diversidade de temas e qualidade de trabalhos. Esta melhora reflete em grande parte a expansão da pós-graduação e concomitante aperfeiçoamento de processos avaliativos, particularmente pela Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes). O crescimento observado

na área segue o padrão para a Limnologia brasileira e outras áreas do conhecimento (Melo *et al*. 2006).

Por outro lado, os problemas apontados na seção anterior são preocupantes. Ela mostra que devemos nos esforçar para corrigir eventuais equívocos e, principalmente, fazer com que mais pesquisadores atuantes na área tenham claro o propósito de uma pesquisa científica. Isto será fundamental para a formação dos futuros ecólogos que se dedicam ao estudo de riachos no Brasil.

## Agradecimentos

Agradeço Claudio G. Froehlich por valiosas conversas sobre a história da Ecologia Aquática no Brasil e por sugestões feitas ao texto. Dois assessores fizeram diversas sugestões uteis. Recebi auxílio e bolsa pesquisa do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) durante a redação deste capítulo (Processos 558187/2009-9 e 307479/2011-0).

## Referências Bibliográficas

Alves, R. 2011. *Filosofia da Ciência: introdução ao jogo e a suas regras*. Ed. Loyola. São Paulo.

Baptista, D.; Buss, D.; Dorvillé, L.; Nessimian, J. 1998. O conceito de continuidade de rios é válido para rios de Mata Atlântica no sudeste do Brasil? *In*: Nessimian, J.L.; Carvalho, A.L. (Org.). *Ecologia de Insetos Aquáticos*. Rio de Janeiro: Computer e Publish Editoração Ltda, p. 209-222.

Buss, D.; Baptista, D.; Silveira, M.; Nessimian, J.; Dorvillé, L. 2002. Influence of water chemistry and environmental degradation on macroinvertebrate assemblages in a river basin in south-east Brazil. *Hydrobiologia*, 481: 125-136.

Callisto, M.; Marques, M.; Barbosa, F. 2001. Deformities in larval *Chironomus* from the Piracicaba river, Southeast Brazil. Verhandlungen - *Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie / Proceedings of the International Association of Theoretical and Applied Limnology*, Alemanha, 27: 2699-2702.

Cargnin-Ferreira, E.; Forsberg, B.R. 1999. Trophic structure of macroinvertebrate communities in the Jaú River System (Central Amazon, Brazil). *Brazilian Journal of Ecology*, 3: 1-15.

Castro, M.W. 1992. *O sábio e a floresta: a extraordinária aventura do alemão Fritz Müller no trópico brasileiro*. Rocco, Rio de Janeiro, 1a ed., 139 pp.

Lutz, A. 1930. Biologia das águas torrenciais e encachoeiradas. *Archivos de la Sociedad de Biología de Montevideo,* Suppl. 1: 114-120.

Ferreira, M.; Froehlich, C. 1992. Estudo da fauna de Ephemeroptera (Insecta) do córrego do Pedregulho (Pedregulho, SP, Brasil) com aspectos da biologia de *Thraulodes schlingeri* Traver e Edmunds, 1967. *Revista Brasileira de Entomologia*, 36: 541-548.

Ferreira-Peruquetti, P.; De Marco Jr, P. 2002. Efeito da alteração ambiental sobre comunidades de Odonata em riachos de Mata Atlântica de Minas Gerais, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 19: 317-327.

Fittkau, E.J. 1964. Remarks on limnology of central-Amazon rain-forest streams. *Verhandlungen Internationale Vereinigung für theorische und angewandte Limnologie*, 15: 1092-1096.

Fittkau, E.J. 1967. On the ecology of amazonian rain-forest streams. *Atas do Simpósio sobre a Biota Amaz*ônica, 3: 97-108.

Freitas, C. 1998. A colonização de substratos artificiais por macroinvertebrados bênticos em áreas de cachoeira da Amazônia central, Brasil. *Revista Brasileira de Biologia*, 58: 115-120.

Froehlich, C.G. 1966. Fritz Müller e os insetos aquáticos. *Ciência e Cultura*, 18: 384-386.

Gonçalves, J.F.Jr.; França, J.S.; Medeiros, A.O.; Rosa, C.A.; Callisto, M. 2006. Leaf breakdown in a tropical stream. *International Review of Hydrobiology*, 91: 164-177.

Guahyba, R. 1988. Contribuição ao estudo das formas imaturas da ordem Trichoptera Kirby, 1813, da Represa dos Ciganos, RJ (Insecta). *Acta Limnologica Brasiliensia*, 2: 751-769.

Junqueira, M.V.; Campos, S.C.M. (1998). Adaptation of the "BMWP" method for water quality evaluation to Rio das Velhas watershed (Minas Gerais, Brazil). *Acta Limnologica Brasiliensia*, 10: 125-135.

Hamada, N. 1993. Abundância de larvas de *Simulium goeldii* (Diptera: Simuliidae) e caracterização do seu habitat em uma floresta de terra firme na Amazônia Central. *Boletim*

*do Museu Paraense Emilio Goeldi. Zoologia*, 9: 203-218.

Hamada, N. 1998. Bionomics of *Simulium perflavum* Roubaud (Diptera: Simuliidae) in Central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 41: 523-526.

Hamada, N.; McCreadie, J.W.; Adler, P.H. 2002. Species richness and spatial distribution of blackflies (Diptera: Simuliidae) is streams of Central Amazonia, Brazil. *Freshwater Biology*, 47: 31-40.

Kuhn, T.S. 2005. *A estrutura das revoluções científicas*. Ed. Perspectiva. 9a ed., 260p.

Machado, A.B.M. 1957a. *Helicopsyche planorboides* n. sp. (Trichoptera, Helicopsychidae) and its mimetic relations to planorbids. (Mollusca Pulmonata). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 29: 193-200.

Machado, A.B.M. 1957b. Sôbre a possibilidade de confusão de conchas de planorbídeos com casas de insetos tricópteros no Brasil. *Revista do Serviço Especial de Saúde Pública*, 9: 169-178.

Maier, M. 1978. Considerações sobre características limnológicas de ambientes lóticos. *Boletim do Instituto de Pesca*, 5: 75-90.

Maltchik, L.; Florín, M. 2002. Perspectives of hydrological disturbance as the driving force of Brazilian semiarid stream ecosystems. *Acta Limnologica Brasiliensia,* 14: 35-41.

Marinoni, L.; Almeida, G.L. 2000. Abundância e sazonalidade das espécies de Hydropsychidae (Insecta, Trichoptera) capturadas em armadilha luminosa no Estado de Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 17: 283-299.

Marques, M.; Barbosa, F.; Callisto, M. 1999. Distribution and abundance of Chironomidae (Diptera, Insecta) in an impacted watershed in south-east Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, 59: 553-561.

Melo, A.; Froehlich, C.G 2001a. Evaluation of methods for estimating macroinvertebrates species richness using individual stones in tropical streams. *Freshwater Biology*, 46: 711-721.

Melo, A.S.; Froehlich, C.G. 2001b. Macroinvertebrates in neotropical streams: richness patterns along a catchment and assemblage structure between 2 seasons. *Journal of the North American Benthological Society*, 20: 1-16,

Melo, A.S.; Bini, L.M.; Carvalho, P. 2006. Brazilian articles in international journals on Limnology. *Scientometrics*, 67: 187-199.

Moreira, G.; Sato, G. 1996. Blackfly oviposition on riparian vegetation of waterfalls in an Atlantic Rain Forest Stream. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25: 557-562.

Motta, R.; Uieda, V. 2002. Avaliação de um modelo experimental para biomanipulação em riachos de fundo arenoso-lodoso. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 14: 23-33.

Müller, F. 1869. Facts and arguments for Darwin. Traduzido do alemão por W.S. Dallas. Disponível em http://www.gutenberg.org/ebooks/6475.

Müller, F. 1880. Sobre as casa construidas pelas larvas de insectos trichopteros da provincia de Santa Catarina. *Archivos do Museu Nacional do Rio de Janeiro*, 3: 99-134: 210-214.

Oliveira, L.; Bispo, P.; Sá, N. 1997. Ecologia de comunidades de insetos bentônicos (Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera), em córregos do Parque Ecológico de Goiânia, Goiás, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 14: 867-876.

Rigler, F.H.; Peters, R.H. 1995. Science and Limnology. Ecology Institute, Oldendorf/Luhe. PDF gratuito em: http://www.int-res.com/book-series/excellence-in-ecology/ee6/

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S. 2000. Avaliação preliminar da qualidade da água dos córregos do Município de Luiz Antônio (SP) utilizando macroinvertebrados bentônicos como bioindicadores: subsídios para o monitoramento ambiental. *Ciências Biológicas e do Ambiente*, São Paulo, 2: 21-34.

Roque, F.; Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G.; Agostinho, R.; Fogo, J. 2003. Benthic macroinvertebrates in streams of the Jaragua State Park (Southeast of Brazil) considering multiple spatial scales. *Journal of Insect Conservation*, 7: 63-72.

Schroeder-Araujo, L.; Stempniewski, H.; Cipólli, M.; Santos, L.; Santo-Paulo, M.; Corrêa-Cremonesi, W. 1986. Estudo limnológico e climático da região do Parque Estadual de Campos do Jordão, SP, com vistas ao povoamento com truta arco-íris, *Salmo irideus* Gibbons. *Boletim do Instituto de Pesca*, 13: 63-76.

Schroeder-Araujo, L.; Cipólli, M. 1986. Organismos bentônicos como indicadores da qualidade da água de rios do Parque Estadual de Campos do Jordão, SP. *Boletim do Instituto de Pesca*, 13: 77-83.

Schubart, O. 1946. Observações sobre a produtividade biológica das águas de Monte Alegre. A fauna aquática da região. *Boletim de Indústria Animal*, 8: 22-54.

Schubart, O.1953. Über einen subtropischen Fluss Brasiliens, den Mogi-Guassú, insbesondere seine physikalischen Bedingungen wie Wasserstand, Temperatur und Sichttiefe. *Archiv für Hydrobiologie*, 48: 350-430.

Sioli, H.F.L. 1965. A limnologia e a sua importância em pesquisas da Amazônia. *Amazoniana,* 1: 11-35.

Sioli, H.F.L.; Soares, T. 2006. 50 anos de pesquisas em limnologia na Amazônia. *Acta Amazonica*, 36: 287-298.

Spies, M. 2002. Professor Ernst Josef Fittkau – 75 years, 50 years for chironomid research. *Chironomus Newsletter*, 15: 2-13.

Vanzolini, P.E. 1964 (ed.). *História Natural de Organismos Aquáticos do Brasil. Bibliografia Comentada*. Fapesp, São Paulo.

Uieda, V.; Gajardo, I. 1996. Macroinvertebrados perifíticos encontrados em poções e corredeiras de um riacho. *Naturalia*, 21: 31-47.

Volpato, G. 2007. *Bases teóricas para redação científica: por que seu artigo foi negado*? Cultura Acadêmica Ed., São Paulo.

Walker, I. 1994. The benthic litter-dwelling macrofauna of the Amazonian forest stream Tarumã-Mirim: patterns of colonization and their implications for community stability. *Hydrobiologia*, 291: 75-92.

Wallace, A.R. 2006. *A Narrative of Travels on the Amazon and Rio Negro: With an Account of the Native Tribes, and Observations on the Climate, Geology and Natural History of the Amazon Valley*. Kessinger Publishing, LLC.

3

# Hábitat e hábitos

Frederico Falcão Salles[1], Nelson Ferreira-Júnior[2]

Um dos aspectos mais fundamentais ao se estudar os insetos aquáticos é o hábitat ocupado por esses organismos. Como a distribuição espacial desses insetos nos ambientes aquáticos é influenciada pela interação entre as características físicas, químicas e biológicas do ambiente, a composição, a riqueza de espécies e a densidade dos insetos aquáticos variam consideravelmente de acordo com os hábitats aquáticos (Thorp e Covich 2001).

O hábitat é frequentemente considerado como o local onde uma espécie vive, sendo, portanto, uma fração do seu nicho. Dependendo da escala espacial, ele pode ser classificado de diversas maneiras: numa escala ampla, os hábitats de água doce podem ser divididos em ambientes lóticos e lênticos, ou ambientes de erosão e deposição, enquanto em escalas menores podemos restringir os hábitats à natureza do substrato (orgânico ou inorgânico) ou mesmo à sua granulometria (*e.g.*, pedra, areia, argila). Cada táxon está adaptado a determinadas condições dos hábitats aquáticos (*e.g.*, velocidade da correnteza, tipo de substrato, temperatura da água e variáveis químicas). Os táxons serão melhor ou pior sucedidos dependendo do grau de compatibilidade de suas características (morfológicas, comportamentais e fisiológicas) com as características ambientais (Allan e Castillo 2007).

No presente capítulo, apresentamos uma classificação para hábitats aquáticos em diferentes escalas e uma classificação funcional quanto ao hábito de ocupação (ou modo de existência) dos insetos aquáticos. Esse hábito é determinado, por sua vez, pela interação entre as características do hábitat e as dos táxons.

## Hábitats aquáticos

### Ambientes aquáticos

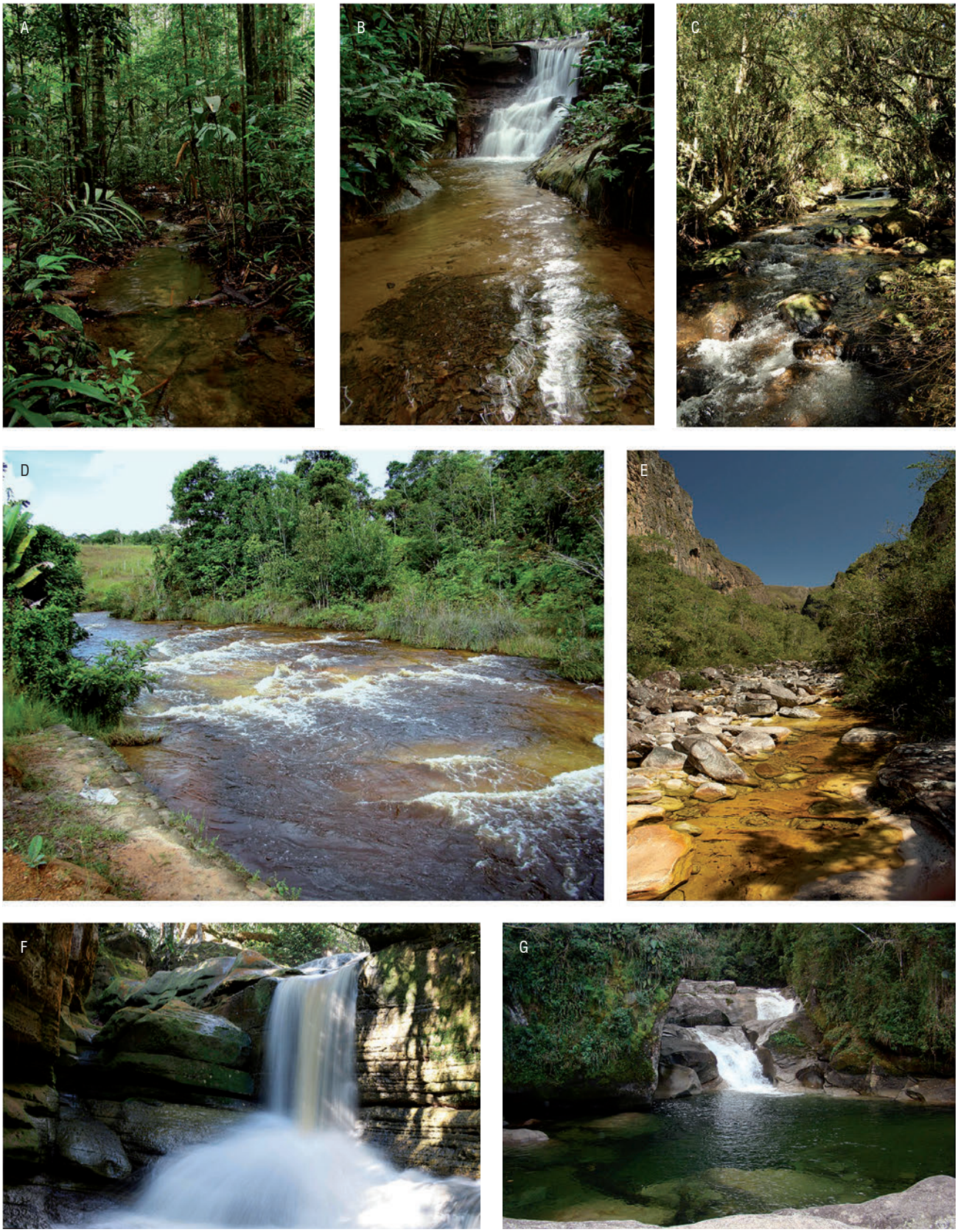
Ambientes lóticos (Figuras 1A-G)

Rios, igarapés, riachos, córregos, arroios, fontes, nascentes etc.

São sistemas abertos e têm como principal característica o fluxo unidirecional de água. Em virtude deste fluxo e de todas as suas implicações, as principais características dos ambientes lóticos em contraste com os lênticos são: eliminação de gradientes verticais (exceto luz), maior concentração de oxigênio, maior heterogeneidade de hábitats, distribuição mais uniforme de nutrientes dissolvidos ou em suspensão e, em geral, são mais antigos.

[1] Laboratório de Sistemática e Ecologia de Insetos, Departamento de Ciências Agrárias e Biológicas, Universidade Federal do Espírito Santo, CEP 29.933-415 São Mateus, ES, Brasil.

[2] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Caixa Postal 68044, CEP 21941-971 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.




**Figuras 1 A-G.** Distintos ambientes lóticos e substratos. A. Igarapé com predominância de raízes. B. Igarapé com laje vertical (ao fundo), sedimento arenoso (centro) e com bolsão de folhiço de fundo (primeiro plano). C. Riacho com predominância de blocos ou pedras roladas. D. Igarapé com predominância de laje no fundo. E. Riacho com predominância de laje e matacões. F. Laje vertical. G. Corredeira em laje e formação de poção com matacões.

Com o propósito de analisar variações ou de buscar padrões longitudinais em ambientes lóticos, estes tipos de ambientes são frequentemente classificados quanto a sua ordem ou padrão hierárquico de tributários (Strahler 1957). Nesse sentido, um rio de primeira ordem é aquele que não recebe nenhum tributário; ao encontrar com outro rio de primeira ordem, este se torna de segunda ordem. Um rio de segunda ordem, ao encontrar com outro de segunda ordem, torna-se de terceira ordem e assim por diante como representado na Figura 2 (Strahler 1957).

Os ambientes lóticos, ainda em relação a padrões longitudinais, também podem ser classificados em: crenal (fontes ou nascentes); ritral (ambientes lóticos em áreas de maior declividade); potamal (ambientes lóticos em áreas com pouca declividade). Os termos superior, médio ou inferior (ou os prefixos epi, meta ou hipo, respectivamente) ainda podem ser utilizados em conjunto com a classificação acima, com o intuito de determinar ambientes intermediários, especialmente com relação às seções ritral e potamal, por exemplo: trecho potamal superior, ou epipotamal.

Em função de sua geomorfologia, os ambientes lóticos apresentam áreas de erosão (maior fluxo) e áreas de deposição (menor fluxo), as quais irão influenciar, entre outras características, seu tamanho ou mesmo o seu tipo de substrato. A combinação entre a velocidade da correnteza e o tamanho do substrato é geralmente utilizada para definir os tipos de hábitat ocupados pelos insetos aquáticos (Huryn *et al*. 2008), como definiremos posteriormente.

### Ambientes lênticos (Figuras 3A-G)

Lagos, lagoas, poças (lacustres), brejos, pântanos (palustres), reservatórios (artificiais), fitotelmas.

Em geral, são sistemas fechados e têm como principal característica a ausência de correnteza ou a pequena velocidade desta. Suas principais características, em contraste com os ambientes lóticos, são: maior propensão a presença de gradientes verticais, menor concentração de oxigênio, menor heterogeneidade de hábitats, distribuição menos uniforme de nutrientes dissolvidos ou em suspensão e, em geral, são mais recentes.

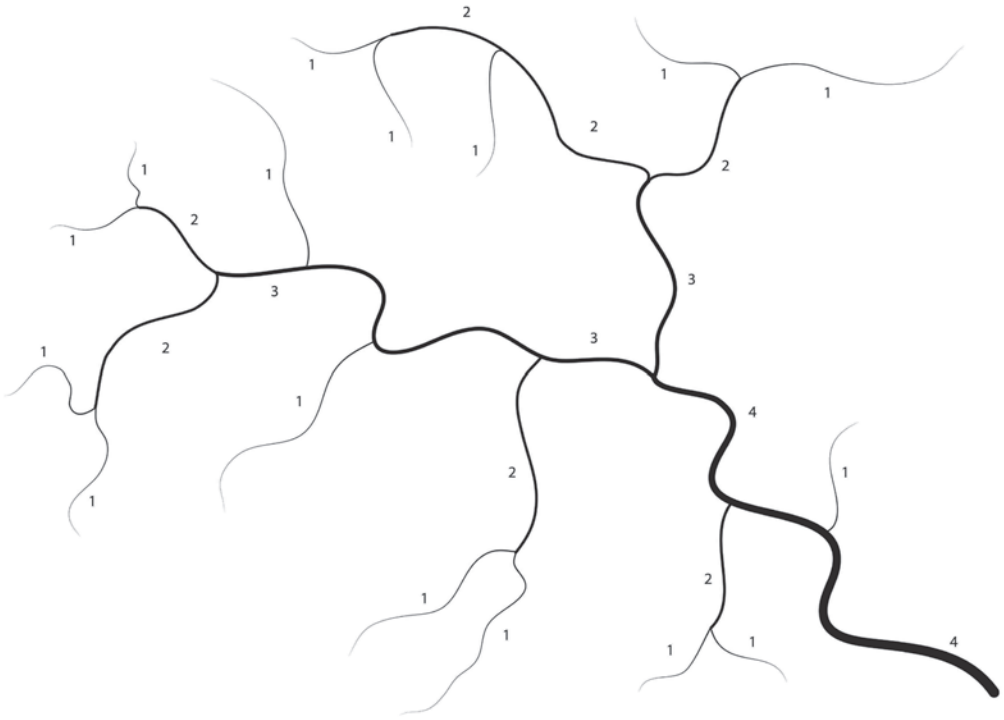


**Figura 2.** Esquema demonstrando a classificação de rios quanto à sua ordem ou padrão hierárquico de tributários (Strahler 1957).




**Figuras 3A-I.** Ambientes lênticos e semi-lóticos. A. Brejo em região costeira do norte do Espírito Santo, densamente coberto por hidrófitas. B. Poças em meio à vegetação terrestre na Serra do Aracá, Amazonas. C. Bromélia, um tipo de fitotelmata. D. Várzea em um lago no Rio Amazonas. E. Várzea em um lago no Rio Amazonas. F. Lagoa Juparanã, região norte do Espírito Santo. G. Pequeno lago na região norte do Espírito Santo. H. Trecho com pouca correnteza do Rio Tapajós, Pará. I. Trecho com pouca correnteza do Rio São Mateus, Espírito Santo.

Podem ser divididos em diversas zonas abióticas (Figura 4), tendo como base a distância com relação à margem, penetração de luz e mudanças de temperatura (Thorp e Covich 2001), apesar deste último não ser relevante para os ambientes lênticos que ocorrem no Brasil. Interface água-ar (ou filme superficial): camada de água em contato com o ar atmosférico que, em função das propriedades da tensão superficial, propicia um meio para colonização de insetos aquáticos, tanto acima quanto abaixo dessa zona. Zona litoral: região rasa, permite que a luz alcance o fundo do ambiente aquático. É caracterizada pela presença frequente de hidrófitas enraizadas e algas bentônicas. Zona limnética (ou pelágica): região da coluna d'água onde há penetração de radiação solar, permitindo a fotossíntese. Zona profunda (ou afótica): região, naturalmente de um lago ou ambiente lêntico de maiores proporções, onde em função da profundidade não há penetração de radiação solar, impedindo a fotossíntese.

### Ambientes semilóticos (Figuras 3H-I)

É um termo utilizado por alguns autores (*e.g.*, Carvalho e Nessimian 1998) para determinar ambientes onde as águas fluem lentamente ou ficam praticamente paradas. Essas áreas podem ser oriundas do represamento natural ou artificial destes ambientes, mas também podem ser resultantes de áreas de inundação de rios (como várzeas e igapós).

## Substratos

Uma vez que a grande maioria dos insetos aquáticos é bentônica, o substrato é de suma importância para a sobrevivência destes organismos (Thorp e Covich 2001). Em conjunto com o fluxo de água, a colonização do substrato pelos insetos aquáticos é determinada por fatores como a natureza e o tamanho desse substrato, em conjunto com o fluxo de água e outras características. Por isso, a combinação dos dois (fluxo e substrato) é geralmente utilizada para definir os tipos de hábitat (ou meso-hábitats) ocupados pelos insetos aquáticos (Huryn *et al*. 2008).

Na classificação abaixo adotamos uma terminologia que está focada na natureza e no tamanho do substrato, mas outras características também são importantes, tais como: textura, porosidade, estabilidade, se está coberto por sedimento etc.

### Substratos inorgânicos (Figuras 5A-G)

Argila/silte: partículas minerais entre 4 e 64 micrômetros.

Areia: partículas minerais entre 64 micrômetros e 2 milímetros.

Cascalho: partículas minerais entre 2 e 64 milímetros (entre o tamanho de um grão de café e um ovo).

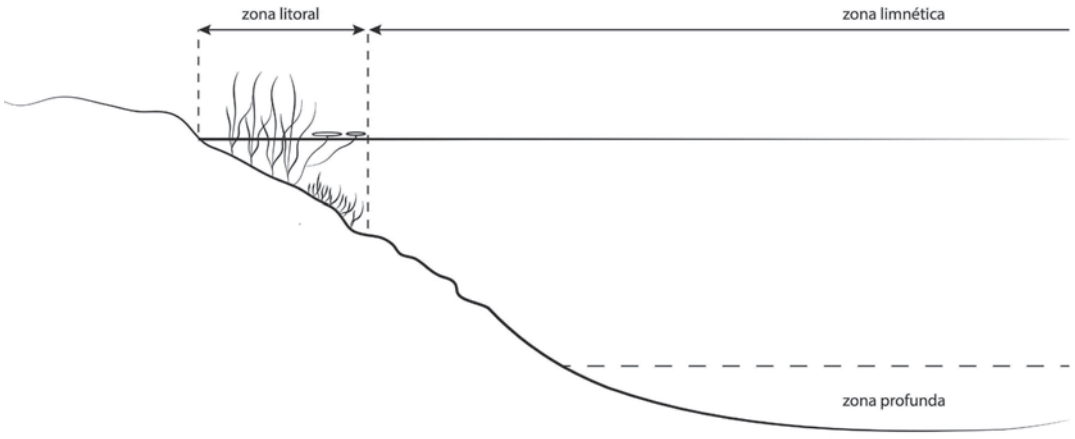



**Figura 4.** Esquema demonstrando as zonas abióticas de um ambiente lêntico.




**Figuras 5 A-G.** Tipos de substratos inorgânicos. A. Riacho com predominância de substrato arenoso. B. Riacho com predominância de substrato arenoso e blocos (ou pedras roladas). C. Riacho com predominância de cascalho e blocos (ou pedras roladas). D. Riacho com predominância de blocos (ou pedras roladas) e matacões. E. Riacho com predominância de cascalho e matacões. F. Laje vertical. G. Riacho com predominância de laje horizontal.

Bloco (calhau ou pedra rolada): partículas minerais entre 64 e 256 milímetros (entre o tamanho de um ovo e uma folha A4).

Matacão: partículas minerais maiores que 256 milímetros, mas que não fazem parte do leito do rio (maiores que uma folha A4).

Laje: rochas que compõem o leito do rio.

### Substratos orgânicos de origem vegetal (Figuras 6A-G)

Hidrófitas: vegetais que passam a maior parte do tempo ou toda sua vida total ou parcialmente submersos. São representadas em sua grande maioria por dicotiledôneas, mas também existem monocotiledôneas, pteridófitas e briófitas incluídas neste grupo. Podem ser emersas, flutuantes ou submersas.




**Figuras 6 A-H.** Tipos de substratos orgânicos. A. Macrófita flutuante em área de remanso. B. Macrófita parcialmente submersa em área de corredeira. C. Briófitas sobre matacão em área de remanso. D. Podostemaceae em área de corredeira. E. Raízes em área de remanso. F. Folhiço de fundo, área de remanso. G. Tronco submerso, retirado da água para mostrar galerias feitas por insetos. H. Porifera (áreas verdes sobre as pedras roladas e matacões).

Plantas vasculares arbóreas: árvores terrestres, mas que eventualmente ficam parcialmente submersas em épocas de cheia. Mais comuns em áreas de igapó.

Plantas vasculares arbustivas: plantas terrestres, presentes nas margens de córregos, igarapés ou em áreas de várzea. Partes dessas plantas ficam submersas e podem servir de substrato para diversos insetos aquáticos, bem como locais para deposição de ovos. Também são denominadas de vegetação marginal.

Raízes: oriundas de árvores situadas às margens dos ambientes aquáticos. É um importante substrato para os insetos aquáticos da região amazônica.

Folhiço: material alóctone, de origem vegetal, em decomposição, incluindo folhas, troncos, gravetos, frutos etc. Também pode ser denominado de matéria orgânica grossamente particulada. Podem formar aglomerados presos a troncos e pedras em áreas de correnteza maior, onde em geral apresentam-se em estágio inicial de decomposição, sendo denominados de folhiço de superfície ou correnteza. Podem formar bolsões em áreas de deposição no leito de ambientes lóticos, sendo denominados de folhiço de fundo. Ou podem ainda formar bolsões na superfície, mais comuns em igapós, os chamados kinon.

Substratos orgânicos de origem animal (Figura 6H)

Esponjas: representantes de Porifera de água doce podem servir de substrato para diversos grupos de insetos aquáticos. Os neuróptera Syridae e algumas espécies de díptera Chironomidae (*e.g.*, *Oukuriella* Epler), de tricópteros (*e.g.*, *Taraxitrichia* Flint & Harris) e de efemeropteros (*Tricorythopsis spongicola* Lima, Salles & Pinheiro) estão associados a essas esponjas.

Insetos e outros artrópodes: outros artrópodes, especialmente insetos de ordens como Ephemeroptera, Megaloptera e Odonata, também podem ser utilizados como substrato. Dentre os insetos que mais utilizam outros artrópodes como substrato, destacam-se os dípteros das famílias Chironomidae e Simuliidae.

Outros animais: alguns Chironomidae podem utilizar outros animais, tais como: hidrozoários (*Parachironomus* Lenz), moluscos (*Goeldichironomus neopictus* Trivinho-Strixino & Strixino) e peixes (*Ichthyocladius* Fittkau).

## Hábito dos insetos aquáticos

Os organismos aquáticos, incluindo os insetos, podem ser agrupados em três categorias, de acordo com o local que passam a maior parte do seu tempo no ambiente aquático: bentônicos, organismos associados ao fundo ou a qualquer substrato relacionado; pelágicos, aqueles que vivem suspensos na coluna d'água – enquanto alguns podem ser levados pela corrente (*plâncton*), outros têm a capacidade de nadar independente desta (*nécton*); e neuston, os que vivem acima (*epineuston*) ou logo abaixo (*hiponeuston*) da superfície da água, associados à tensão superficial.

De acordo com suas características morfológicas, comportamentais e fisiológicas, os insetos estão adaptados a viver em regiões mais ou menos particulares do ambiente aquático. Como os ambientes aquáticos, especialmente os lóticos, são bastante heterogêneos, insetos bentônicos que vivem na área de erosão de um rio, por exemplo, dificilmente serão capazes de viver ou de se manter muito tempo numa área de deposição do mesmo rio ou vice-versa. Relembrando então, o hábitat para um inseto aquático não se restringe apenas à zona onde ele vive (bentos, pélagos ou neuston), mas ao conjunto das características dessa zona associadas à velocidade da correnteza e, no caso dos insetos bentônicos, ao tipo do substrato. Ao associarmos essas características, zona ou comunidade, velocidade da correnteza e tipo de substrato, podemos organizar os insetos aquáticos de acordo com uma classificação funcional quanto ao seu hábito de ocupação (ou modo de existência), como apresentado a seguir. Cabe aqui ressaltar que essa classificação funcional é relativa e depende do estágio (ou estádio) de desenvolvimento em que se encontra o inseto e do momento ou da atividade que ele está realizando, isto é, um dado inseto aquático não pertence a uma determinada categoria a vida toda ou todo o tempo.

**Reptantes** (Figuras 7A, B)

Insetos bentônicos que habitam substratos em áreas de deposição ou correnteza fraca, tais como pedras, sedimentos finos, madeira, folhiço de fundo. Suas principais adaptações estão relacionadas à proteção das superfícies respiratórias contra a abrasão por conta dos sedimentos na água, como as brânquias operculares de alguns Ephemeroptera. Exemplos: Caenidae




**Figuras 7A-H.** Representantes de distintas comunidades aquáticas. A. Odontoceridae, Trichoptera: reptante. B. Perlidae, Plecoptera: reptante. C. Hydropsychidae, Trichoptera: agarrador. D. Grypopterygidae, Plecoptera: agarrador. E. Baetidae, Ephemeroptera: escalador. F. Aeshnidae, Odonata: escalador. G. Haliplidae, Coleoptera: escalador. H. Polymitarcyidae, Ephemeroptera: fossador.




**Figuras 8 A-F.** Representantes de distintas comunidades aquáticas. A. Naucoridae, Hemiptera: nadador. B. Baetidae, Ephemeroptera: nadador. C. Notonectidae, Hemiptera: mergulhador. D. Dytiscidae, Coleoptera: mergulhador. E. Gerridae, Hemiptera: patinador. F. Gyrinidae, Coleoptera: patinador.

e Coryphoridae (Ephemeroptera), Corydalidae (Megaloptera), Libellulidae (Odonata). Grande parte dos insetos aquáticos é capaz de andar sobre o substrato, embora sejam comumente classificações em outras categorias, como Elmidae (Coleoptera - agarrador), Aeshnidae (Odonata - escalador), Perilestidae (Odonata - nadador) Por outro lado, insetos aquáticos considerados reptantes, como *Heteragrion* (Odonata), algumas vezes são escaladores (Carvalho e Nessimian 1998).

**Agarradores** (Figuras 7C, D)

Insetos bentônicos que habitam substratos em áreas de erosão (zonas de forte correnteza ou batimento de ondas), tais como pedras, troncos, raízes, folhiço de superfície. Estão adaptados a ficar fortemente aderidos ao substrato, seja por meio de pernas ou garras tarsais robustas, corpo achatado dorso-ventralmente, presença de ventosas na superfície ventral do corpo, presença de tubérculos na superfície dorsal, produção

de seda etc. Exemplos: Elmidae, Psephenidae e Torridincolidae (Coleoptera), Blephariceridae e Simuliidae (Diptera), *Baetodes* Needham & Murphy e *Camelobaetidius* Demoulin (Ephemeroptera: Baetidae), *Smicridea* McLachlan (Trichoptera: Hydropsychidae). Embora alguns desses insetos estejam firmemente aderidos, todos são capazes de se deslocar escalando o substrato.

**Escaladores** (Figuras 7E, G)

Insetos bentônicos que habitam substratos como caules e raízes de plantas, algas filamentosas, musgos. Apresentam modificações para se moverem verticalmente entre superfícies finas e cilíndricas ou ramificadas. Exemplos: Aeshnidae (Odonata), *Callibaetis* Eaton (Ephemeroptera: Baetidae). Cabe ressaltar que esses insetos também são capazes de se moverem horizontalmente por superfícies planas (reptantes).

**Fossadores** (Figura 7H)

Insetos bentônicos que habitam substratos arenosos ou argilosos, ou eventualmente substratos mais duros. Possuem adaptações para cavar o substrato, como pernas fossoriais, ou para manter túneis no substrato (glândulas de seda, por exemplo). Exemplos: Chironomidae (Diptera), Gomphidae (Odonata), Polymitarcyidae (Ephemeroptera).

**Nadadores** (Figuras 8A, B)

Insetos bentônico-pelágicos respiram o oxigênio dissolvido no próprio ambiente aquático e nadam por meio de ondulações do corpo. Exemplos: Baetidae (Ephemeroptera) e Perilestidae (Odonata). Os insetos aquáticos classificados como nadadores não nadam o tempo todo. Grande parte do tempo eles estão parados ou andando (reptantes) sobre o substrato.

**Mergulhadores** (Figuras 8C, D)

Insetos bentônico-pelágicos, em geral respiram ar atmosférico e com frequência vão à superfície da água para renovar seu estoque de ar. Apresentam pernas natatoriais, especialmente as posteriores. Exemplos: Belostomatidae e Notonectidae (Hemiptera), Dytiscidae e Gyrinidae (Coleoptera). Dos insetos aquáticos considerados mergulhadores, os notonectídeos são os que passam a maior parte do tempo nadando na coluna da água e os Gyrinidae, na superfície da água. Os demais passam boa parte do tempo agarrados ao substrato, pois seu estoque de ar tende a levá-los para a superfície ou ficam boiando livremente na superfície (Dytiscidae) ou boiando apoiados em algum substrato.

**Patinadores** (Figuras 8E, F)

Insetos neustônicos, deslizam sobre a superfície da água sem romper a tensão superficial. Apresentam cerdas hidrófugas na extremidade dos tarsos e/ou garras pré-apicais. Podem ainda apresentar pernas longas, distribuindo o peso do corpo. Exemplos: Gerridae e Veliidae (Hemiptera).

**Saltadores**

Insetos neustônicos, pulam sobre a superfície da água. Apresentam estruturas saltatoriais, como a fúrcula, no caso de Collembola, ou pernas posteriores bem desenvolvidas, como no caso de Ensifera. Exemplos: Collembola e Ensifera.

## Referências Bibliográficas


Allan, J.D.; Castillo, M.M. 2007. *Stream ecology: structure and function of running waters*, 2nd ed., 2007, XIV, 436p. 300 illus.

Carvalho, A.L.; Nessimian, J.L. 1998. Odonata do Estado do Rio de Janeiro, Brasil: Hábitats e hábitos das larvas, p. 3-28. In: Nessimian, J.L.; Carvalho, A.L. (eds.). *Ecologia de Insetos Aquáticos. Series Oecologia Brasiliensis* Vol. V. Rio de Janeiro, PPGE-UFRJ, xvii + 309 p.

Huryn, A.D.; Wallace, J.B.; Anderson, N.H. 2008. Habitat, Life History, Secondary Production, and Behavioral Adaptations of Aquatic Insects, Chapter 5, pp. 50-105, In: Merritt, R.W.; Cummins, K.; Berg, M.B. (eds.). *Aquatic Insects of North America*, 4th Edition, Kendall-Hunt Dubque Iowa

Strahler, A.N. 1957. Quantitative analysis of watershed geomorphology. *Transactions, American Geophysical Union*, 38: 913-920.

Thorp, J.H.; Covich, A.P. 2001. An overview of freshwater habitats, pp. 19-41 In: Thorp, J.H.; Covich, A.P. (eds.). *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates* New York: Academic Press.

4

# Caracterização morfológica de ovos de insetos aquáticos e seus habitats na Amazônia central, Brasil

Sunny Petiza Cordeiro Bentes[1], Neusa Hamada[2], Ruth Leila Ferreira-Keppler[2]

Um inseto é considerado aquático quando pelo menos um de seus estágios de vida se desenvolve em ambiente aquático. Insetos cujos estágios imaturos são aquáticos geralmente depositam seus ovos na água ou em sua proximidade, frequentemente fixando-os em objetos na água (Triplehorn e Jonnson, 2011).

Na Amazônia central, os poucos estudos realizados sobre o estágio de ovo em insetos aquáticos referem-se a três famílias de Diptera e duas de Megaloptera. Gorayeb (1981) e Hamada (1998) observaram o habitat de oviposição de duas espécies de Simuliidae (*Simulium rorotaense* Floch e Abonnenc, 1946 e *S. perflavum* Roubaud, 1906), respectivamente. Hamada (1993) observou a associação entre ovos de duas famílias de Diptera (Simuliidae e Empididae). Em termos de caracterização morfológica, Ferreira (1994) e Ferreira e Nunes de Mello (1999) descreveram a postura e os ovos de espécies de *Mansonia* (Diptera: Culicidae) e Azevêdo e Hamada (2006) descreveram posturas de *Corydalus* e *Chloronia* (Corydalidae) e *Protosialis* (Sialidae).

Informações referentes ao habitat de oviposição são importantes para entender as relações entre o inseto e seu ambiente, bem como avaliar os efeitos de impactos antropogênicos sobre os sistemas aquáticos. Portanto, a identificação e a caracterização morfológica de ovos/posturas de insetos aquáticos da Amazônia central fornecem dados essenciais para estudos de biologia e ecologia da entomofauna aquática da região amazônica.

Assim, o trabalho teve como objetivo descrever e caracterizar ovos de insetos aquáticos e seus habitats na Amazônia central.

## Material e Métodos

O estudo foi realizado em quatro municípios do estado do Amazonas: Manaus, Iranduba, Presidente Figueiredo e Rio Preto da Eva. As amostragens foram feitas no período de 2000 a 2005. A Tabela 1 inclui informações dos locais de coleta dos ovos e posturas de insetos.

Nos municípios de Manaus, Presidente Figueiredo e Rio Preto da Eva as coletas foram realizadas em ambientes lênticos e lóticos, representados por lagos de igapó e igarapés de terra firme. Em Iranduba, as coletas foram realizadas em lagos da Ilha de Marchantaria que se conectam com o rio Solimões no período de inundação (cheia) e se isolam no período de vazante (seca). A vegetação da ilha é composta por inúmeras espécies arbóreas, características de floresta de várzea (Prance 1980), cujo ciclo de vida é sincronizado com o nível da água (Junk 1973).

[1] Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Amazonas, Campus Manaus Centro, Avenida 7 de setembro, 1975 CEP 69020-120 Manaus, AM, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375, Manaus, AM, Brasil.

A pesquisa de campo consistiu em fornecer informações sobre o habitat e o microhabitat de ovos/posturas de insetos aquáticos: tipo de ambiente (aquático/terrestre, igarapé/lago), área de correnteza ou remanso e tipo de substrato.

Em ambientes lóticos, as coletas foram realizadas na vegetação marginal, em pontes e bueiros atravessando cursos d'água e em substratos submersos disponíveis no leito do igarapé (e. g. fragmentos rochosos, folhiço, macrófitas enraizadas e flutuantes, raízes, galhos e troncos). Em ambientes lênticos, as coletas foram realizadas em bancos de macrófitas aquáticas de lagos de várzea.

Os substratos foram examinados em bandejas plásticas no local de coleta e, aqueles que apresentavam ovos/posturas foram separados e depositados individualmente em sacos plásticos de 100 a 500 ml, contendo uma pequena quantidade de água do ambiente de origem. O transporte do material até o laboratório foi feito em caixas de isopor contendo gelo.

No laboratório cada amostra foi fotografada e individualizada em copos plásticos transparentes, devidamente identificados e vedados com filme PVC transparente, contendo aproximadamente 5 mL de água do ambiente de origem da postura e 1mL de fungicida para aquário (*Labcon Aqualife*). Este procedimento foi adotado como medida preventiva ao desenvolvimento de fungos nos recipientes utilizados para a criação. Todo este material foi armazenado em bandejas mantidas no Laboratório de Criação de insetos, da Coordenação de Biodiversidade (CBio), do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA).

Para a caracterização morfológica e morfométrica foram consideradas: a) presença ou ausência de substância gelatinosa ou outro tipo de secreção; b) postura endofítica ou não; c) agrupada ou isolada;

Tabela 1. Localização de coleta de ovos/posturas de insetos aquáticos da Amazônia Central e ocorrência por ordem.

| | | Ordens | | | | | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| Município | Local de coleta | Coll | Odon | Orth | Plec | Hemi | Hete | Cole | Mega | Tric | Lepi | Dipt |
| Manaus | Reserva Florestal Adolpho Ducke, AM 010 Km 26 - igarapé Barro Branco e Acará | | X | | X | | X | X | X | X | X | X |
| | Sítio do Marcão AM 010, ramal Àgua Branca, Igarapé do Tinga | | X | | X | | | X | | | | X |
| | Balneário da Seduc, AM 010 Km 7, ramal Acará - igarapé do balneário da Seduc | | X | | | | | X | | X | | X |
| | Fazenda Experimental da UFAM, BR-174 Km 38, igarapé da 1ª Trilha á direita da estrada da FAEXP | | X | | | | | X | | X | X | X |
| | Igarapé do Km 20, BR-174 Km 20 | | | | | | | | | | | |
| | Cachoeira Alta do Tarumã | | X | | | | | | | | | |
| | Foz do igarapé do Tarumã – Praia da Lua | | | | | | X | | | | | X |
| | Parque das Laranjeiras, Igarapé Urbano | | | | | | | | | | | X |
| | UFAM, Bairro Armando Mendes – Igarapé da Cobra | | X | | | | X | X | | X | | X |
| | Lago Puraquequara - Parque do Zoobotânico e Remanso do Boto, Km 17 da estrada do Puraquequara | X | X | X | | X | | X | | X | | X |
| Rio Preto da Eva | AM 010 Km 77 (ramal do Baixo Rio Km 1,5) - Igarapé do sítio da Família Dó-Ré-Mi | | X | | | | | | | | | X |
| | BR-174 Km 63, Reserva do PDBFF Km 41, Igarapé 41 | | X | | | | | X | | X | | X |
| Presidente Figueiredo | Igarapé das esponjas, BR-174 Km 121 | | X | | | | | | | X | | X |
| | Igarapé da Onça - Balneário Recanto da Pantera, Vila de Balbina, AM 240 Km 20 | | X | | X | | | | X | X | | X |
| | Igarapé do ET, BR-174 Km 117 | | X | | | | | | | | | X |
| | Igarapé Santa Cruz, BR-174 Km 135 | | | | | | | X | X | X | X | X |
| | Igarapé do sítio do Sr. José, AM-240 Km 24 | | | | X | | | | | | | |
| | Igarapé Canoas, BR-174 Km 134/ Ramal do Castanhal | | X | | | | | | | X | | X |
| | Cachoeira Santa Cláudia, BR-174 Km 107 | | X | | X | | | X | | X | | X |
| | Corredeira Rio das Pedras, AM 240 Km 22 | | X | | X | | | | | X | | X |
| Iranduba | Ilha da Marchantaria, Lagos Camaleão e Catalão | | X | X | | X | | X | | | | X |

Obs: Coll = Collembola, Odon = Odonata, Orth=Orthoptera, Plec = Plecoptera, Hemi= Hemiptera (Auchenorrhynca), Cole=Coleoptera, Mega = Megaloptera
Tric =Trichoptera, Lepi = Lepidoptera, Dipt = Diptera.

d) quantidade de ovos; e) comprimento e largura; f) formato e coloração e g) descrição do substrato.

Os recipientes contendo ovos foram monitorados diariamente para verificar se as larvas ou ninfas haviam eclodido; após a eclosão de pelo menos 50% desses imaturos, os demais ovos eram fixados em álcool 70%. As larvas ou ninfas eclodidas foram mantidas vivas até que adquirissem caracteres morfológicos suficientes para serem identificadas até família. Após a identificação, esses imaturos também foram fixados em álcool 70% e, acondicionados em microtúbulos, juntamente com os ovos fixados.

A identificação taxonômica foi realizada com base em McCafferty (1981) e Merritt e Cummins (1996).

## Resultados e Discussão

A vegetação marginal dos igarapés e as macrófitas aquáticas de lagos de várzea foram os substratos mais utilizados para oviposição por insetos aquáticos da Amazônia central.

Foram coletados ovos de uma família de Collembola e, da maioria das ordens de insetos aquáticos tratados no presente livro, exceto Ephemeroptera, Blattodea, Neuroptera e Hymenoptera (Tabela 2). Fêmeas de Ephemeroptera depositam seus ovos diretamente sobre a água, não utilizando um substrato específico (Edmunds Jr. 1976). Blattodea, provavelmente, deposita seus ovos no folhiço próximo da água, ou às margens do curso d'água. Os ovos de Neuroptera (Sisyridae) e Hymenoptera aquáticos são muito pequenos, além disso, os ovos de Sisyridae são depositados sobre substratos em ambiente terrestre (*e.g.*, ver Capítulo 20, Neuroptera, no presente livro) e a abundância de espécies dessa família é muito baixa na área de estudo. Os ovos de Hymenoptera parasitoides são inseridos dentro de suas presas (ver capítulo 22, Hymenoptera, no presente livro), fato que dificulta sua observação.

Em ambientes lênticos, ovos/posturas podiam ser observados flutuando na superfície d'água, entre detritos no fundo de lagos de várzea na época da seca, na face abaxial de folhas de macrófita aquática flutuante (*Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, *Salvinia* sp. e *Pistia stratiotes* L.) ou no parênquima aerífero de pecíolos esponjosos de *E. crassipes*.

Em ambientes lóticos, os micro-habitats submersos de ovos/posturas foram folhas de *Tonina fluviatilis* Aubl., *Thurnia* sp. e Ciperaceae, troncos, folhiço, raízes e fragmentos rochosos. Além dos substratos submersos, outros locais acima da superfície da água, em ambiente terrestre, foram utilizados como sítio de oviposição, tais como: ponte de madeira, paredes de túneis de concreto sobre córregos, folhas, troncos e galhos da vegetação ripária.

Ovos/posturas encontrados acima da lâmina d'água ou próximo a ambientes aquáticos, foram classificados como pertencentes a ambientes terrestres (*T – na Tabela 2), por não estarem em contato direto com a água. As Figuras 6 e 7 mostram alguns habitats e micro-habitats em ambientes lóticos e lênticos, respectivamente, onde foram encontrados os ovos de insetos aquáticos.

As posturas foram classificadas em três tipos:

Agrupada (Figura 3): em massa (C, O), fixa (A, D, E, G, I-K, M, N, P), em camadas (B, O), em fileiras (A, D), com cobertura de seda (F, O).

Endofítica (Figura 4): agupada (B, C, H., I, M), em zig-zag (G), irregular (B, C, E, J, K, M), ondulada (A) e em fileiras paralelas (D, F, L).

Gelatinosa (Figura 5): massa fixa em substrato (A, D, E, F, I, N. P, Q), com cobertura gelatinosa (J, K), em camadas (A), massa solta em folhiço (B, C, G, H, L, M, O), com cordões duplos (N), com dois envoltórios (P), em espiral (O, Q).

Os ovos foram classificados em sete tipos de acordo com o formato apresentado:

1. esférico (Figuras 1: F, J, M, O e Figura 3A);
2. ovóide (Figuras 1: A-E, G-I, N e Figura 5H);
3. elipsóide (Figuras 1: K, L, Figuras 2: C, K, Figuras 3: K, P, Figura 5: J, M-Q);
4. fusiforme (Figuras 2: D, E, J, Figura 3 M, Figuras 4: E, F, I);
5. alongado (Figuras 2: B, F, G, I, Figura 3I);
6. em forma de alfinete (Figura 2A, Figuras 3: E, F, Figuras 5: K, L);
7. em forma de bastonete (Figuras 2: H, L-O, Figura 3N).

A Tabela 2 apresenta dados sobre a morfologia dos ovos e a descrição do micro-habitat das posturas, a Tabela 3 apresenta a quantidade de ovos encontrados em cada substrato/postura e a Tabela 4 apresenta dados sobre a dimensão dos ovos.

A maioria dos ovos coletados apresentou algum tipo de cobertura, que pode ser gelatinosa (Figura 5) ou de seda (Figura 3: H, Q). Quando

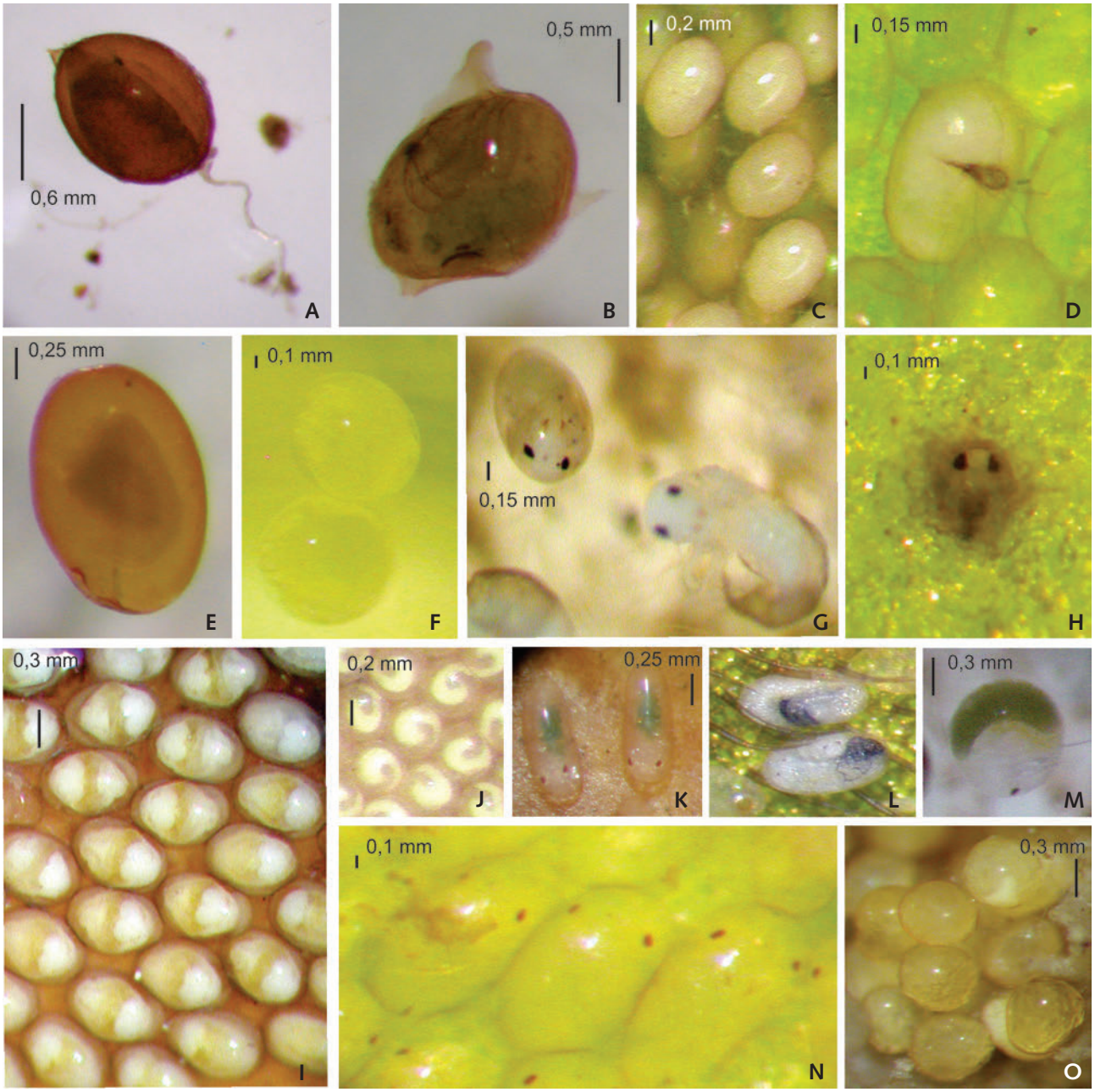



**Figura 1.** Ovos esféricos de insetos aquáticos. A. Ovo de Gomphidae (Odonata) com microfilamento espiralado na base e micrópila coniforme, encontrado no igarapé das Esponjas; B. Ovo de Hydropsychidae (Trichoptera) com micrópila coniforme no ápice, encontrado no igarapé Barro Branco; C. Ovos de Polycentropodidae (Trichoptera) do igarapé Barro Branco; D. Ovos de Pyralidae (Lepidoptera) do igarapé Acará I; E. Ovo de Curculionidae (Coleoptera) do lago Redondo; F. Ovos de *Triplectides* sp. (Trichoptera: Leptoceridae) do Igarapé 41; G. Ovo de Leptoceridae (Trichoptera) do lago Puraquequara – Parque do Zoobotânico; H. Ovo de Sminthuridae (Collembola) do lago Puraquequara; I. Ovos de Philopotamidae (Trichoptera) do igarapé Barro Branco; J. Ovos de Glossosomatidae (Trichoptera) do igarapé do Sr. José; K. Ovos de *Smicridea* (Trichoptera: Hydropsychidae) do igarapé Barro Branco; L. Ovos de Pyralidae (Lepidoptera) na face abaxial de *Salvinia* sp. do lago Acajatuba; M. Ovo de Odontoceridae (Trichoptera) do igarapé Barro Branco; N. Ovos de Polycentropodidae (Trichoptera) do igarapé Acará I; O. Ovos de Perlidae (Plecoptera) de cápsula gelatinosa do igarapé do Sr. José. Fotos: Sunny Petiza.

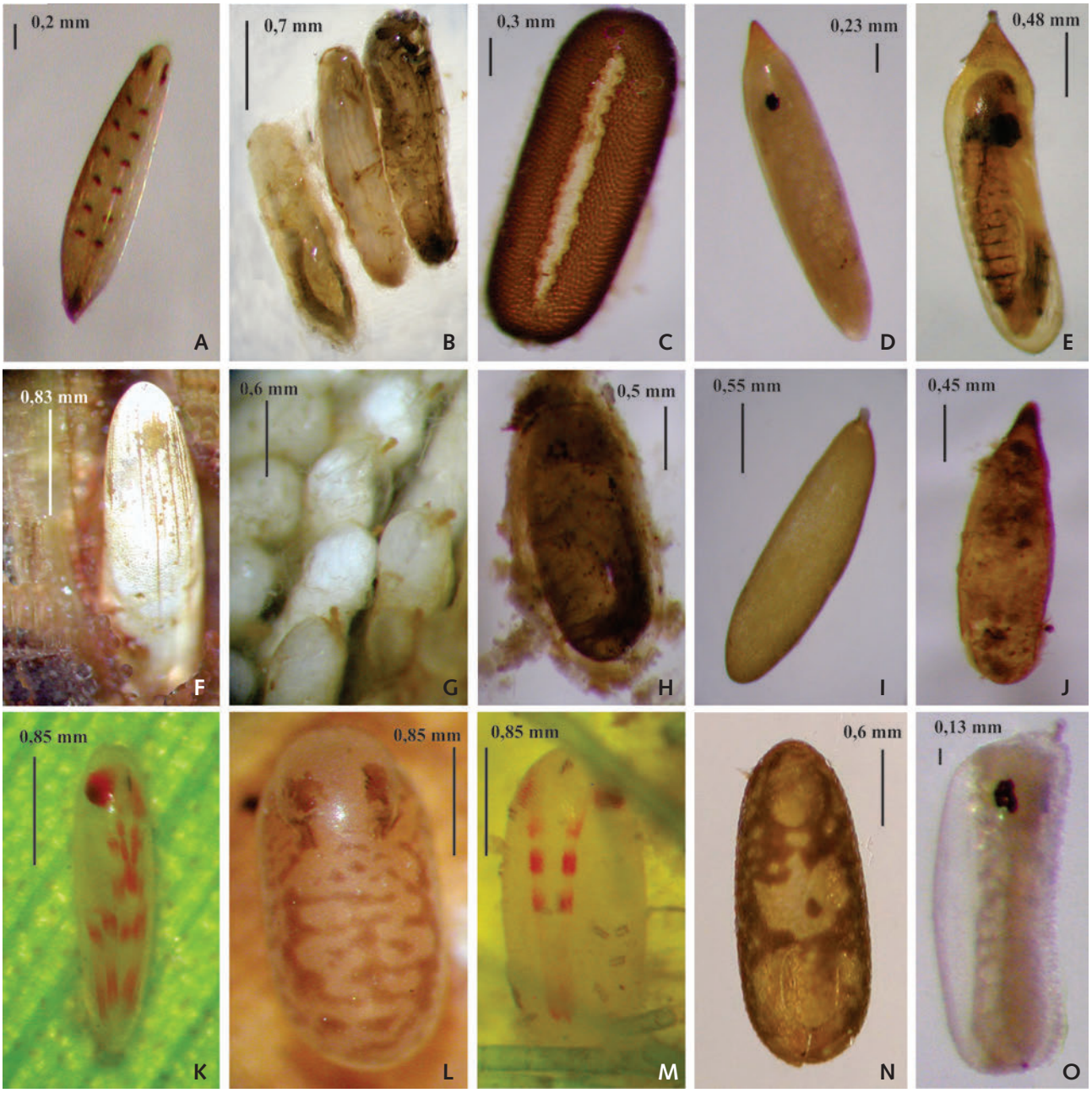



**Figura 2.** Ovos alongados de insetos aquáticos. A. Ovo de Empididae (Diptera) do igarapé Dó-ré-mi; B. Ovos de Hydrophilidae (Coleoptera) do lago Aturiam; C. Ovo de Gyrinidae (Coleoptera) com abertura longitudinal e pontuações no córion, encontrado no igarapé Barro Branco; D. Ovo de Coenagrionidae (Odonata) com micrópila coniforme encontrado na cachoeira alta do Tarumã; E. Ovo de Aeshnidae (Odonata) com micrópila coniforme do lago Puraquequara – Remanso do Boto; F. Ovo de Orthoptera endofítico em pecíolo esponjoso de *Eichhornia* sp. encontrado no lago Acajatuba; G. Ovos de Corydalidae (Megaloptera), com micrópila coniforme e alongada, encontrados no igarapé da Onça; H. Ovo de Noteridae (Coleoptera) do lago Puraquequara – Remanso do Boto; I. Ovo de Cicadellidae (Hemiptera) com micrópila coniforme do lago Janauari; J. Ovo de Polythoridae (Odonata) com micrópila coniforme do igarapé do ET; K. Ovo de Notonectidae* do igarapé da Cobra; L. Ovo de Naucoridae* com manchas escuras do igarapé Barro Branco; M. Ovo de Naucoridae*, com formações hexagonais no córion, em face abaxial de macrófita aquática encontrada no lago Aturiam; N. Ovo de Gerridae* da Praia da Lua; O. Ovo de Sialidae (Megaloptera) com micrópila coniforme do igarapé Barro Branco. *Ordem Heteroptera. Fotos: Sunny Petiza. Foto N – Jeferson Oliveira da Silva.

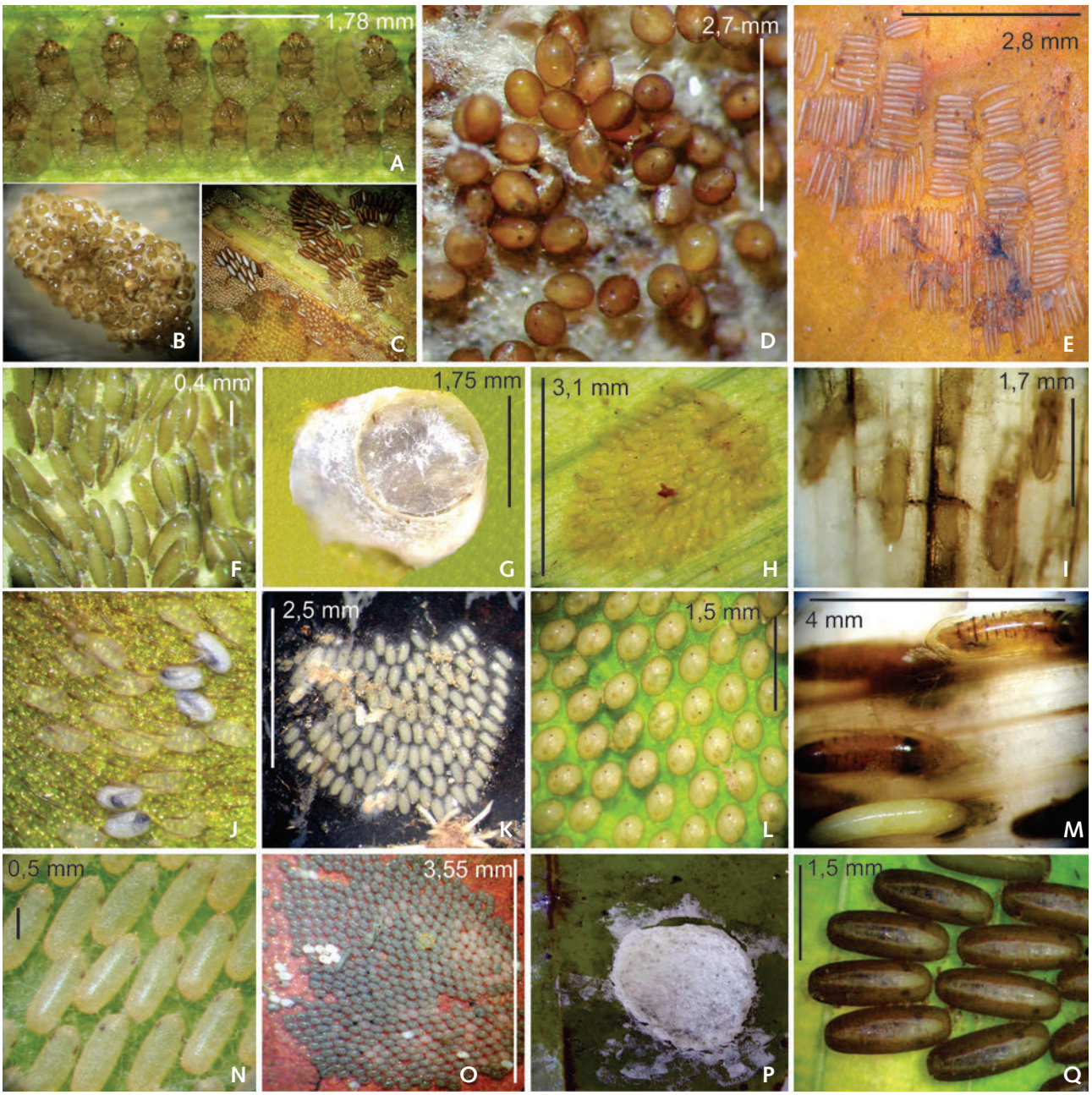



**Figura 3.** Posturas agrupadas de insetos aquáticos. A. Postura de Pyralidae (Lepidoptera) do igarapé Acará; B. postura agrupada de Perlidae (Plecoptera) do igarapé do Sr. José; C. posturas agrupadas de Trichoptera e Gyrinidae (Coleoptera) em um mesmo substrato; D. Ovos de Gomphidae (Odonata) em raízes de ciperácea junto a outras posturas gelatinosas de Chironomidae (Diptera), encontrado no igarapé das Esponjas; E. Postura de Ceratopogonidae (Diptera) em folhiço do igarapé Barro Branco; F. Postura de Empididae (Diptera) em face abaxial de folha do igarapé Dó-Ré-Mi; G. Postura de Hydrophilidae (Coleoptera) do lago Aturiam; H. Postura de Polycentropodidae (Trichoptera) do igarapé Acará; I. Postura endofítica de Cicadellidae (Hemiptera) no interior do pecíolo esponjoso de *Eichhornia* sp. do lago Janauari; J. Postura de Pyralidae (Lepidoptera) na face abaxial de Salvinia sp. do lago Acajatuba; K. Postura de Calamoceratidae (Trichoptera) em tronco submerso do igarapé do Sr. José; L. Postura de Hydropsychidae (Trichoptera) do igarapé Barro Branco; M. Postura de Aeshnidae (Odonata) no interior do pecíolo esponjoso de *Eichhornia* sp. do lago Puraquequara – Remanso do Boto; N. Postura de Sialidae (Megaloptera) do igarapé Barro Branco; O. Postura de Pyralidae (Lepidoptera) em folhiço do igarapé Santa Cruz; P. postura de *Corydalus* sp. (Megaloptera: Corydalidae); Q. Postura de Gyrinidae (Coleoptera) do igarapé Barro Branco. Fotos Sunny Petiza. Foto E – Jeferson Oliveira da Silva; Foto P – Carlos Augusto Azevêdo.

**Tabela 2.** Caracterização do micro-habitat e morfologia dos ovos dos insetos aquáticos da Amazônia central, Brasil.

| Táxon | Ambiente | Trecho do curso d´água | Substrato | Tipo de Postura | Descrição do Ovo |
|---|---|---|---|---|---|
| Collembola Sminthuridae | A/L (vazante) | R | face abaxial de folha de macrófita aquática flutuante | endofítica, parcialmente inserida | micro-esférico |
| Odonata Coenagrionidae | A/I/L | C/R | folhiço/raiz/folhas de *Thurnia* sp. ou *Tonina fluviatilis*/ pecíolo esponjoso globoso ou longilíneo de *Eichhornia crassipes*/ folha de ciperácea | endofítica agrupada, agrupada de três em três, em zigzag ou irregular | fusiforme castanho |
| Dicteriadidae | A/I | C/R | folha de *Thurnia* sp. | endofítica em fileiras paralelas | fusiforme castanho |
| Polythoridae | A/I | C | tronco | endofítica irregular | fusiforme castanho |
| Gomphidae | A/I/L | C/R | raízes submersas de gramínea ou detritos no fundo do lago | agrupada em massa/ isolada livre | ovóide ou esférico castanho |
| Aeshnidae | A/L | R | pecíolo esponjoso longilíneo de *Eichhornia* sp. | endofítica ondulada | fusiforme castanho |
| Orthoptera Gryllidae | A/L | R | pecíolo esponjoso globoso/ longilíneo de *Eichhornia crassipes* | endofítica agrupada/irregular | alongado, com um gancho no pólo apical |
| Plecoptera Perlidae | A/I | C | tronco/pedras/folhiço | massa ou cápsula gelatinosa | Esférico, com polo apical abaulado |
| Hemiptera Cicadellidae | A/L | R | pecíolo esponjoso globoso/ longilíneo de *Eichhornia* sp. | endofítica em fileiras paralelas ou irregular | alongado branco |
| Heteroptera Gerridae | A/I | C/R | faces abaxial ou adaxial de folhas da vegetação marginal | isolada e fixa | alongado com formas hexagonais |
| Notonectidae | A/I | R | faces abaxial ou adaxial de folhas da vegetação marginal | isolada e fixa | elipsóide |
| Naucoridae | A/I/L | C/R | folhas de macrófita aquática flutuante/folhiço | isolada e fixa | em forma de bastonete com formas hexagonais |
| Megaloptera Sialidae | T/I | R | face abaxial de folhas da vegetação ripária | agrupada e fixa | em forma de bastonete |
| Corydalidae | T/I | C | folhas da vegetação marginal/teto de bueiros/ponte de madeira | redonda, esbranquiçada e agrupada em camadas | alongado |
| Coleoptera Gyrinidae | A/I | C/R | folhas da vegetação marginal | agrupada fixa | elipsóide castanho escuro, com pontuações e abertura longitudinal |
| Curculionidae | A/L | R | face abaxial de folha de Pistia stratiotes | isolada fixa | ovóide |
| Hydrophilidae | A/L | R | pecíolo/folha de *Eichhornia* sp. e *Pistia* sp. | agrupada com cobertura de seda | alongado |
| Noteridae | A/L | R | folhas de macrófita aquática flutuante | isolada fixa | em forma de bastonete e branco |
| Trichoptera Hydropsychidae | A/I | C/R | folhas da vegetação marginal | cobertura gelatinosa fixa/ agrupada fixa | esférico ou ovóide |
| Odontoceridae | A/I | C/R | folhiço/folha/raízes | massa gelatinosa encurvada livre/redonda fixa | esférico branco ou esverdeado |
| Leptoceridae | T/A/I/L | R/C | face abaxial de folhas/ folhiço, submerso no lago | gelatinosa (fixa c/ cobertura em camadas/massa redonda fixa ou livre) | esférico ou ovóide |
| Philopotamidae | A/I | C | folhas submersas da vegetação marginal | agrupada fixa | ovóide amarelo e branco |
| Polycentropodidae | A/I | C | folhas submersas da vegetação marginal | agrupada fixa | ovóide e rosa claro |
| Glossosomatidae | A/I | C | folhiço | agrupada fixa | esférico |
| Calamoceratidae | A/I | C | tronco submerso | agrupada fixa branca/cinza claro | alongado e branco |
| Lepidoptera Pyralidae | A/I/L | C | folhiço/ face abaxial de *Thurnia* sp./ face abaxial de *Salvinia* | agrupada fixa | discóide ou ovóide/em forma de bastonete (em lagos de várzea) |

**Tabela 2.** Continuação.

| Táxon | Ambiente | Trecho do curso d´água | Substrato | Tipo de Postura | Descrição do Ovo |
|---|---|---|---|---|---|
| Diptera<br>Chironomidae | A/I/L | C/R | folhas de macrófita aquática, folhiço e raízes | gelatinosa fixa (c/ cobertura/cordões duplos/2 envoltórios) ou livre (massa encurvada ou redonda) | elipsóide |
| Ceratopogonidae | A/I/L | C/R | folhas submersas da vegetação marginal /folhiço/pecíolo esponjoso de *Eichhornia* sp. | agrupada em fileiras/gelatinosa (fixa c/ cobertura/ livre massa redonda) | em forma de alfinete castanho |
| Empididae | A/I | C | face abaxial de folha na superfície d'água | agrupada fixa | em forma de alfinete castanho |

Obs. A = ambiente aquático; T = ambiente terrestre; I = igarapé; L= lago de várzea; C = área de correnteza; R = área de remanso. * Suposição explicitada no texto

**Tabela 3.** Dados sobre a quantidade de ovos no substrato.

| Taxa | Nº de ovos no substrato |
|---|---|
| Collembola<br>Sminthuridae | 3 |
| Odonata<br>Coenagrionidae (endofítica irregular) | 10 a 32 |
| Coenagrionidae (endofítica em zigzag) | 10 a 50 |
| Coenagrionidae (endofítica agrupada) | 3 a 50 |
| Dicteriadidae | 9 a 11 |
| Polythoridae | Mais de 20 |
| Gomphidae | Centenas |
| Aeshnidae | 30 a 110 |
| Orthoptera | 9 |
| Plecoptera<br>Perlidae | 50 a 100 |
| Hemiptera<br>Cicadellidae | 50 a 90 |
| Heteroptera<br>Gerridae | 1 a 3 |
| Notonectidae | 1 a 3 |
| Naucoridae | 1 a 3 |
| Megaloptera<br>Sialidae * | 217 a 267 |
| Corydalidae * | 850 a 2.500 |
| Coleoptera<br>Gyrinidae | 3 a 40 |
| Curculionidae | 1 a 5 |
| Hydrophilidae | X |
| Noteridae | 3 |
| Trichoptera<br>Hydropsychidae | 100 a 500 |
| Odontoceridae | X |
| Leptoceridae | mais de 100 |
| Philopotamidae | centenas |
| Polycentropodidae | mais de 100 |
| Glossosomatidae | 80 |
| Calamoceratidae | 100 |
| Lepidoptera<br>Pyralidae | 20 a mais de 100 |
| Diptera<br>Chironomidae | 20 a 200 por fileira gelatinosa/ até 5 massas gelatinosas |
| Ceratopogonidae | 10 a 30 em masa gelatinosa/5 a 31 por fileira |
| Empididae | 50 a mais de 100 |

*Azevêdo (2003). Obs.: X = não foi possível analisar.

**Tabela 4.** Morfometria dos ovos de insetos aquáticos analisados.

| Taxa | Dimensão dos ovos | |
|---|---|---|
| | Comprimento (mm) | Largura (mm) |
| Collembola<br>Sminthuridae | 0,1 | 0,1 |
| Odonata<br>Coenagrionidae (endofítica irregular) | 0,9 | 0,2 |
| Coenagrionidae (endofítica em zigzag) | 1,3 | 0,2 |
| Coenagrionidae (endofítica agrupada) | 0,8 | 0,2 |
| Dicteriadidae | 1,2 | 0,3 |
| Polythoridae | 0,9 | 0,2 |
| Gomphidae | 0,6 | 0,4 |
| Aeshnidae | 1,7 a 1,9 | 0,3 a 0,4 |
| Orthoptera | 3,3 | 1,0 |
| Plecoptera<br>Perlidae | 0,3 | 0,3 |
| Hemiptera<br>Cicadellidae | 1,1 | 0,4 |
| Heteroptera<br>Gerridae | 1,2 | 0,5 |
| Notonectidae | 1,7 | 0,4 |
| Naucoridae | 1,7 | 0,8 |
| Megaloptera<br>Sialidae * | 0,5 | 0,2 |
| Corydalidae * | 1,2 | 0,4 |
| Coleoptera<br>Gyrinidae | 1,5 | 0,5 |
| Hydrophilidae | 1,4 | 0,6 |
| Curculionidae | 0,5 | 0,4 |
| Noteridae | 1,0 a 0,8 | 0,4 |
| Trichoptera<br>Hydropsychidae | 0,5 | 0,3 |
| Odontoceridae | 0,6 | 0,4 |
| Leptoceridae (igarapé) | 0,2 a 0,4 | 0,2 a 0,4 |
| Leptoceridae (lago) | 0,3 a 0,4 | 0,2 a 0,3 |
| Philopotamidae | 0,3 | 0,2 |
| Polycentropodidae | 0,2 | 0,2 |
| Glossosomatidae | 0,2 | 0,2 |
| Calamoceratidae | 0,6 | 0,3 |
| Lepidoptera<br>Pyralidae | 0,3 | 0,2 |
| Diptera<br>Chironomidae | 0,3 | 0,1 |
| Ceratopogonidae | 0,6 | 0,1 |
| Empididae | 0,4 | 0,1 |

*Azevêdo (2003).

não apresentam qualquer tipo de cobertura, as posturas geralmente são endofíticas (Figura 4) ou encontram-se na face abaxial das folhas (Figura 3: A, F-H, J, N, P, Q).

A seguir são apresentadas as descrições de posturas e habitats de ovos de insetos aquáticos pertencentes a 9 ordens e de uma família de Collembola, encontrados em ambientes lóticos e lênticos da Amazônia Central.

## Collembola

Ovos de Sminthuridae foram coletados no período da vazante do rio Solimões, no Lago Puraquequara. Foram depositados de forma isolada e semi-endofítica na face abaxial de uma folha de macrófita aquática flutuante (Tabela 2, Figura 1H).

## Odonata

Posturas de Zygoptera foram encontradas somente de forma endofítica, nos formatos de zig-zag, ondulada, agrupada em fendas ou em fileiras paralelas. Todos os ovos endofíticos de Coenagrionidae, Dicteriadidae, Polythoridae e Aeshnidae possuem formato fusiforme. De acordo com Corbet (1999), ovos de libélula com esse tipo de postura (endofítica) possuem formato fusiforme.

A postura endofítica agrupada de Coenagrionidae apresenta ovos inseridos em fendas retangulares ou quadradas, onde cada fenda pode apresentar de 3 a 50 ovos (Tabela 3). Há alguns tipos de posturas agrupadas desta família que podem apresentar várias aberturas no tecido vegetal de folhas em decomposição ou em folíolos de *T. fluviatilis*, contendo de dois a três ovos em cada fenda, formando pequenos triângulos na folha (Figuras 4: B, C).

Ovos de Coenagrionidae também foram encontrados inseridos em orifícios de *Thurnia* sp. formando pequenas ondulações, em zig-zag ou em forma de "W" na superfície foliar, onde cada orifício é preenchido por apenas um ovo (Figura 4G). Porém, algumas posturas agrupadas de Coenagrionidae podem não apresentar nenhum padrão de estrutura organizada como nas posturas descritas acima, seus ovos são distribuídos de forma irregular no substrato (Figuras 4: D, F, J).

Ovos de Dicteriadidae são descritos pela primeira vez, a postura é endofítica e os ovos são depositados de forma isolada dentro de orifícios que formam pequenas fileiras paralelas no tecido foliar de *Thurnia* sp. (Figura 4L), podendo estar submerso ou exposto na superfície d'água em área de correnteza nos igarapés.

Mais de 20 ovos de Polythoridae foram encontrados entre as fendas de um pedaço de tronco caído (Figura 4E) localizado às margens de uma área de correnteza do igarapé do ET (Tabela 1). De acordo com Esquivel (1997), as fêmeas dessa família ovipõem alguns minutos após a cópula em troncos de madeira em decomposição, parcialmente submersos na água, sob vigilância do macho.

Ovos de Aeshnidae estavam inseridos de forma isolada em orifícios que, em conjunto, formam um padrão ondulado no pecíolo esponjoso de *E. crassipes* (Figura 4A) encontrado em lago de várzea. Matushkina (2007), descrevendo posturas endofíticas de Aeshnidae, também encontrou um padrão regular bem organizado de posicionamento dos ovos, em forma de linha e zig-zag em pecíolos e pedúnculos florais de *Myriophyllum spicatum* L. na Ucrânia central.

Já os ovos de Gomphidae possuem estruturas especializadas (Figura 1A) para fixá-los ao substrato (Figura 6M). Cada ovo apresenta em seu pólo posterior um cone ancorado por um longo filamento espiralado, inserido na base de cada ovo, este em conjunto com os filamentos dos outros ovos formam uma única estrutura condensada de massa de ovos e, em áreas de correnteza, tal estrutura serve como um gancho seguro e eficiente (Corbet 1999).

## Orthoptera

A grande maioria das espécies de Orthoptera oviposita no solo, mas algumas ovipõem sobre plantas terrestres ou subaquáticas (Hinton 1981). Os ovos de Caelifera (Orthoptera) foram coletados no interior de parênquimas aeríferos de pecíolos esponjosos de *E. crassipes* (Figura 4M). Vieira e Santos (2003) constataram, através de experimentos com adultos provenientes da Ilha da Marchantaria, que *Carnops aquaticum* Bruner, 1906 deposita seus ovos na base do pecíolo de *E. crassipes* em pequenos orifícios circulares, dentro dos quais, uma média de 13,4 ovos encontravam-se dispostos uns sobre os outros.

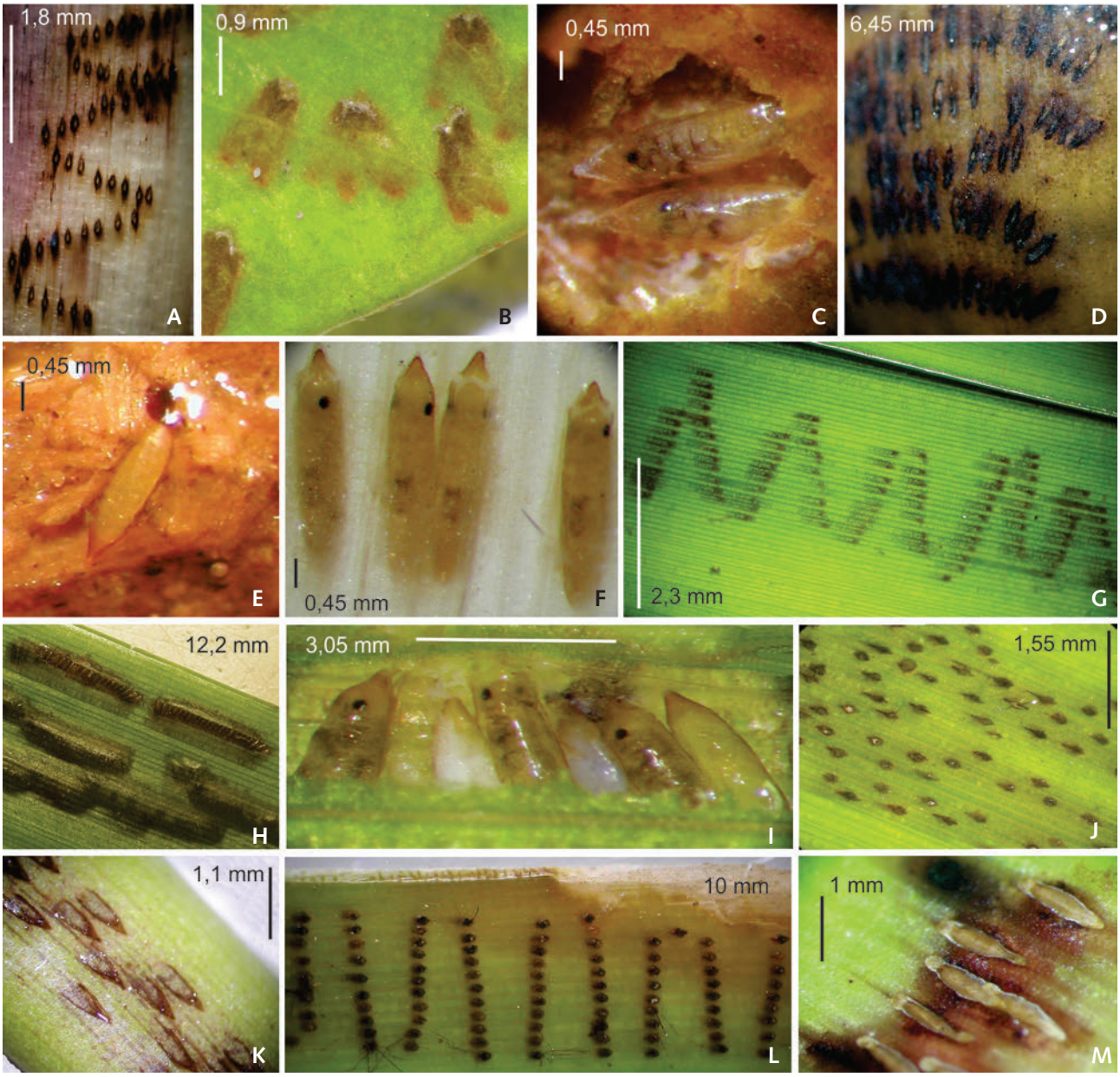



**Figura 4.** Posturas endofíticas de insetos aquáticos. A. Postura ondulada de Aeshnidae (Odonata) em pecíolo esponjoso longilíneo de *Eichhornia* sp. do lago Puraquequara; B. Postura agrupada de 3 em 3 ovos de Coenagrionidae (Odonata) do igarapé Tinga; C. Postura de Coenagrionidae (Odonata) do igarapé Barro Branco; D. Postura de Coenagrionidae (Odonata) em pecíolo esponjoso de *Eichhornia crassipes* do lago Puraquequara; E. Postura de Polythoridae (Odonata) em tronco do igarapé do Et; F. Postura irregular de Coenagrionidae (Odonata) em ciperácea da Cachoeira Alta do Tarumã; G. Postura em zig-zag de Coenagrionidae (Odonata) em folha de *Thurnia* sp. do igarapé Barro Branco; H. Postura agrupada em fendas de Coenagrionidae (Odonata) em folha de *Thurnia* sp. do igarapé Barro Branco; I. Postura agrupada de Coenagrionidae (Odonata) do igarapé Barro Branco; J. Postura irregular de Coenagrionidae (Odonata) do igarapé da Onça; K. Postura de Cicadellidae (Hemiptera) em pecíolo esponjoso longilíneo de *Eichhornia* sp. do lago Redondo; L. Postura de Dicteriadidae (Odonata) em folha de *Thurnia* sp. do igarapé Barro Branco; M. Postura de Gryllidae (Orthoptera) do lago Acajatuba. Fotos: Sunny Petiza.

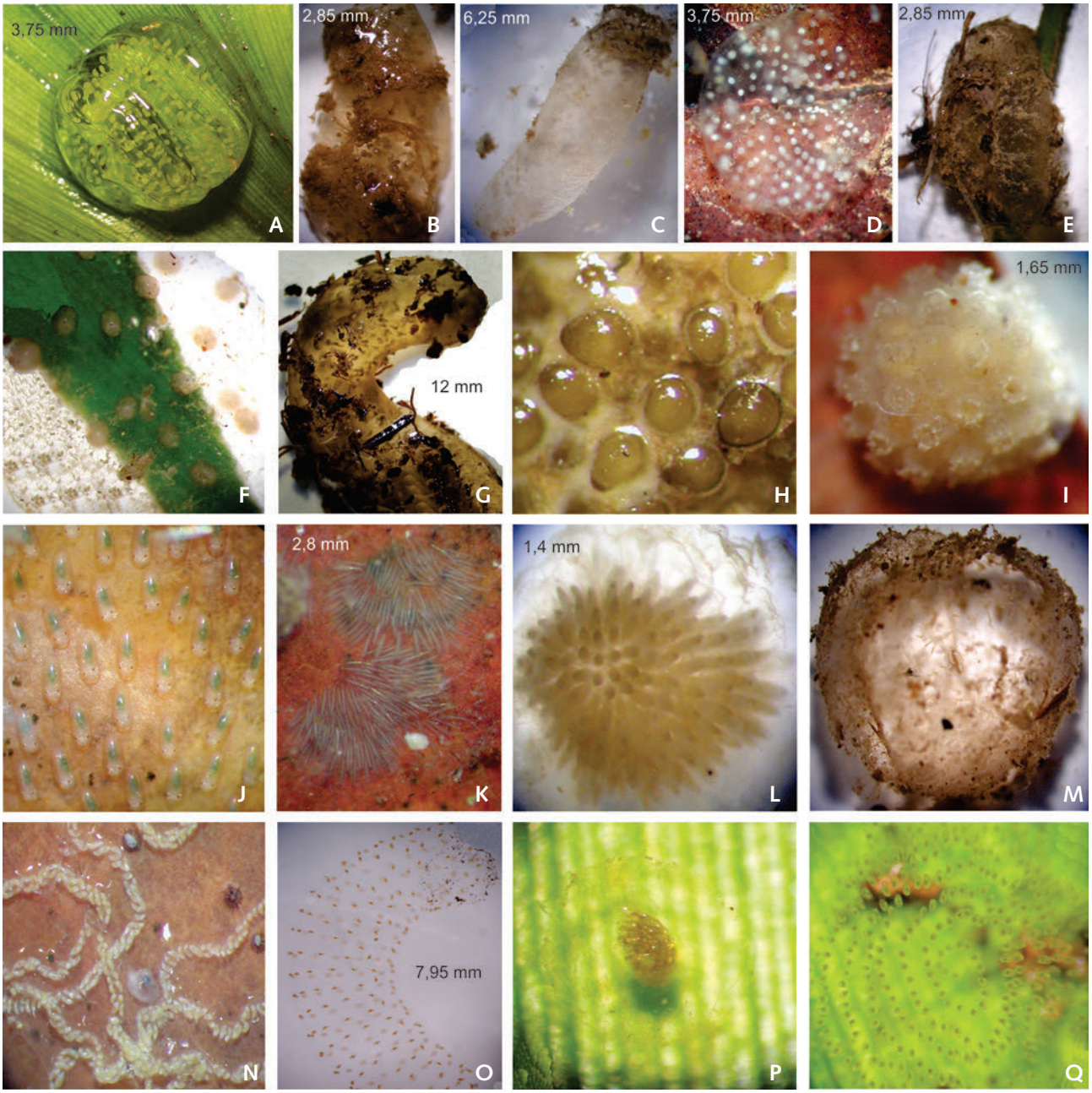



**Figura 5.** Posturas gelatinosas de insetos aquáticos. A. Postura de Leptoceridae* em camadas do igarapé Barro Branco; B. Postura de Leptoceridae do lago Puraquequara; C. Postura de Leptoceridae em massa alongada do lago Puraquequara; D. Postura de Leptoceridae em massa arredondada no folhiço, encontrada no igarapé Acará I; E. Postura de Leptoceridae em massa encurvada do lago Puraquequara; F. Postura de *Marilia* sp. (Odontoceridae*) envolta em ciperácea do igarapé Barro Branco; G. Postura de *Marilia* sp. (Odontoceridae) em massa encurvada, encontrada no folhiço do igarapé Barro Branco; H. Postura de Perlidae (Plecoptera) em massa gelatinosa do igarapé Santa Cruz; I. Postura de Perlidae (Plecoptera) em cápsula gelatinosa do igarapé do Sr. José; J. Postura de *Smicridea* sp. (Hydropsychidae*) do igarapé Barro Branco; K. Posturas com cobertura gelatinosa de Ceratopogonidae** em folhiço do igarapé do Sr. José; L. Postura gelatinosa de Ceratopogonidae do lago Puraquequara; M. Postura gelatinosa de Chironomidae** em massa arredondada do igarapé Tinga; N. Posturas de Chironomidae em cordões gelatinosos do igarapé do ET; O. Postura de Chironomidae em massa encurvada com fileiras de ovos em espiral, encontrada no criadouro da CPEN; P. Postura de Chironomidae com dois envoltórios do igarapé Barro Branco; Q. Postura de Chironomidae em fileiras espiraladas do igarapé Barro Branco. *Ordem Trichoptera. **Ordem Diptera. Fotos por: Sunny Petiza. Foto A. – Neusa Hamada.

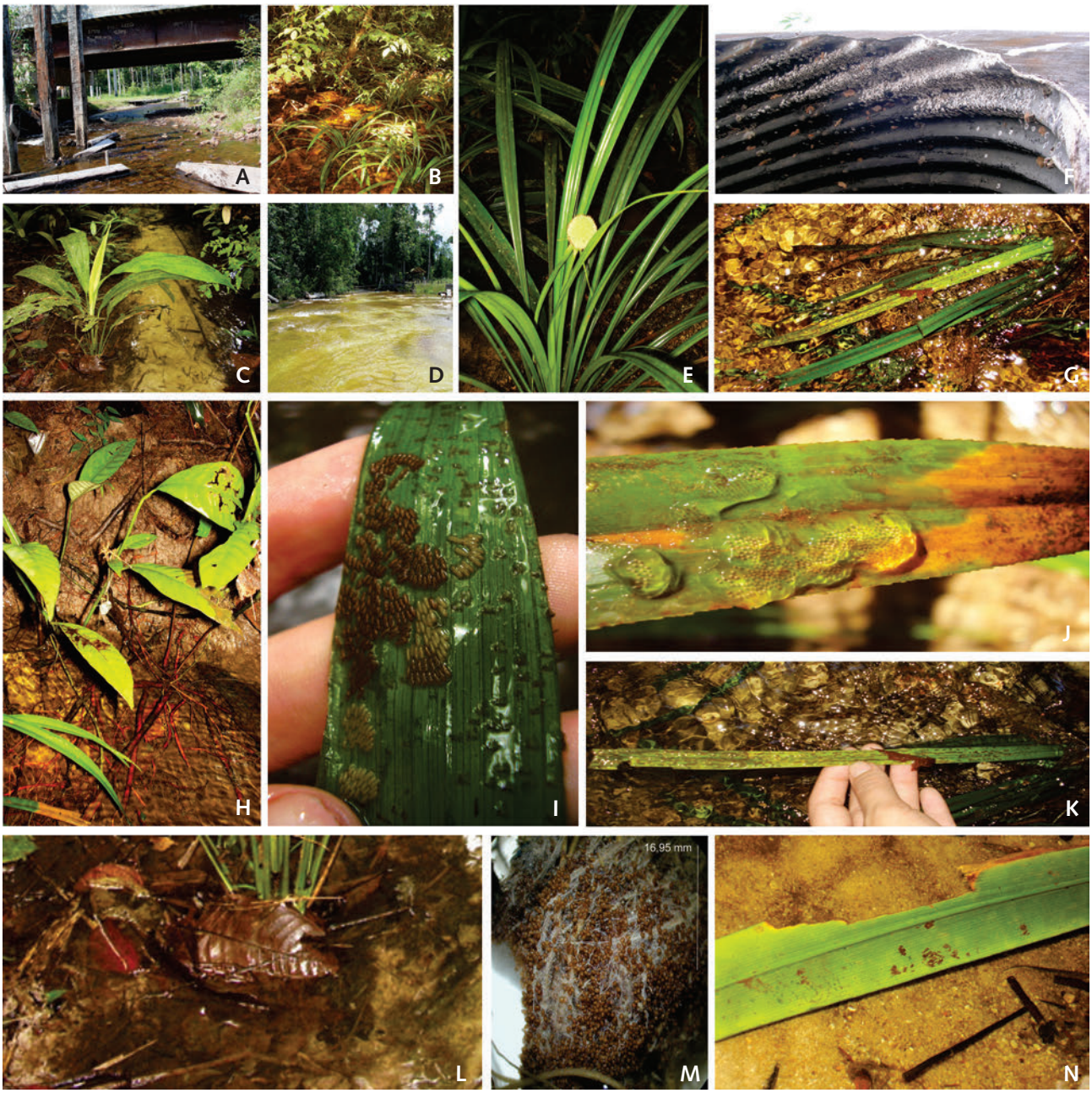



**Figura 6.** Substratos de posturas de insetos aquáticos em igarapés. A. Ponte de madeira do Igarapé do ET; B. Vegetação ripária do igarapé Bolívia; C. Folhas acima da superfície d'água servem de abrigo para muitas posturas de insetos aquáticos no igarapé do acampamento 41; D. Laje do igarapé da Onça, em sua superfície rochosa podem ser encontradas posturas de Plecoptera, Ephemeroptera e Diptera; E. *Thurnia sphaerocephala* do igarapé Bolívia – planta aquática com alto índice de posturas de Coenagrionidae (Odonata); F. Posturas de *Corydalus* sp. (Megaloptera: Corydalidae) em teto de bueiro no igarapé da Onça; G. Folhas de *Thurnia* sp. em área de correnteza servindo de substrato para posturas endofíticas de Coenagrionidae (Odonata) no igarapé Barro Branco; H. Haste entre folhas e galhos como substrato para uma postura de Leptoceridae (Trichoptera) no igarapé do acampamento 41; I. Face adaxial de *Thurnia* sp. como substrato para posturas de Gyrinidae (Coleoptera) do igarapé do acampamento 41;J. Face adaxial de Thurnia sp. com posturas gelatinosas de Trichoptera; K. Folha de *Thurnia* sp. em área de correnteza do igarapé Bolívia com posturas endofíticas em fendas de Coenagrionidae (Odonata); L. Folhiço como substrato para muitas posturas de Odonata, Diptera e Trichoptera no igarapé do acampamento 41; M. Raízes como substrato para posturas de Gomphidae (Odonata) e Chironomidae (Diptera) do igarapé das Esponjas; N. Folha na superfície d'água como substrato para muitas posturas de Heteroptera e Coleoptera no igarapé do acampamento 41. Fotos: Sunny Petiza. Foto F. – Carlos Augusto Azevêdo.

## Plecoptera

As posturas de Perlidae observadas em igarapés apresentam os ovos unidos por secreção gelatinosa (Figuras 3B, 5H) ou envoltos por uma cápsula de aspecto gelatinoso, com pequenas aberturas para o ambiente externo (Figura 5I). De acordo com Peckarsky *et al.* (1990) e Fernández e Dominguez (2001) ovos de Perlidae também são depositados em massa e podem apresentar uma cobertura gelatinosa ou secreções adesivas para fixá-los ao substrato.

## Hemiptera

Os ovos de Auchenorrhyncha foram encontrados no parênquima aerífero do pecíolo esponjoso de *Eichhornia* sp. (Figura 3I). Externamente, esta postura pode ser facilmente confundida com uma postura de Coenagrionidae (Figura 4D), o que as diferenciam é que a postura deste Hemiptera apresenta orifícios em cortes triangulares na superfície do substrato (Figura 4K).

Insetos semiaquáticos depositam seus ovos em atmosfera úmida, pouco acima da superfície d'água ou na água (Andersen 1982). De acordo com Borror *et al.* (1992), os Heteroptera geralmente ovipositam dentro de tecidos vegetais ou sobre estes, ou em alguns casos, podem ser simplesmente deixados na água.

Ovos de Gerridae podem ser depositados nas faces abaxial ou adaxial de folhas (Figura 6: H, I), de forma longitudinal ao substrato, pouco acima da superfície d'água ou em contato com a lâmina d'água. O formato do ovo é alongado e o córion apresenta manchas escuras e formas hexagonais (Figura 2N), característica também observada por Andersen (1982) em ovos de Gerridae.

O ovo de Notonectidae apresenta córion transparente ou pouco esclerosado (Figura 2K), foi encontrado em área de remanso num córrego urbano de Manaus. O micro-habitat foi a superfície abaxial ou adaxial de folhas da vegetação ripária em contato com a água ou levemente acima da coluna d'água. Ovos de Naucoridae possuem o formato de bastonete e foram encontrados em igarapés (Figura 2L) e lagos de várzea (Figura 2M).

## Coleoptera

Ovos de Gyrinidae (Tabela 2) foram encontrados em folhas da vegetação marginal de igarapés (Figura 6: I, C), sempre em contato com a água. Posturas de Gyrinidae também foram encontradas em associação com posturas de Trichoptera (Hydropsychidae) na superfície foliar de *Thurnia* (Figura 3C). Neste estudo, foi observado que córion destes ovos elipsoides é bastante esclerozado e esculturado com pontuações circulares (Figura 2C), apresentando também uma fenda longitudinal que vai se abrindo de acordo com o desenvolvimento embrionário (Figura 3Q). Saxod (1964) e Hinton (1981) descreveram a morfologia dos ovos de Gyrinidae como alongados, de cor creme, córion distintamente desenvolvidos, ornamentados com reticulações e com uma linha longitudinal.

A postura de Hydrophilidae (Figura 3G) tem ovos agrupados em um invólucro de textura sedosa e esbranquiçada. Na parte superior deste envoltório podemos observar um opérculo ou tampa arredondada, que se abre no momento da saída das larvas. Este tipo de postura foi encontrado em macrófitas aquáticas de lagos de várzea e apresenta-se fixo ao substrato. O micro-habitat pode ser a superfície externa ou interna de pecíolos esponjosos de *Eichhornia* sp., a aresta de nervuras da face abaxial de folhas (Figura 7E) ou a superfície abaxial esponjosa de *P. stratiotes* (Figura 7D).

O ovo de Curculionidae (Figura 1E) foi encontrado no terço basal da face inferior de folhas de *P. stratiotes,* ou seja, próximo à coluna d´água, preso entre os tricomas da folha esponjosa. Logo após a coleta, o ovo apresentou uma coloração branca e, com o decorrer do desenvolvimento embrionário, foi adquirindo uma coloração castanha.

Ovos de Noteridae foram encontrados em folhas de macrófita aquática flutuante em lago de várzea. A postura é isolada, fixa ao substrato e o ovo possui formato de bastonete, pouco esclerozado. Quase todos os ovos de Adephaga possuem o córion bastante reduzido (Hinton 1981), excluindo Gyrinidae (Beutel 1993, 1995 *In* Xie 2000).

## Megaloptera

As posturas de Megaloptera foram encontradas em ambiente terrestre, acima de córregos, na face abaxial de plantas da vegetação ripária ou em superfícies de concreto (Figura 6F). A postura de Sialidae (Figura 3N) foi coletada 44 cm acima da superfície da água, na face inferior de folhas

da vegetação marginal do igarapé Barro Branco (Tabela 1). Enquanto posturas de Corydalidae foram encontradas em tetos de bueiros sobre áreas de correnteza. Essas observações estão de acordo com outras realizadas na Amazônia e em outras regiões (Azevêdo e Hamada 2006; Chandler 1956; Riek 1970).

## Trichoptera

No presente estudo foi observado que ovos de Trichoptera podem ser depositados tanto em ambiente aquático quanto terrestre, em folhas da vegetação marginal sobre córregos, em área de correnteza ou remanso (Tabela 2). Segundo Gillott (2005), ovos de Trichoptera são depositados em faixas ou massas, em ambos os casos, diretamente na água ou em algum objeto acima da água, de forma que as pró-larvas possam mergulhar na água no momento da eclosão.

Ovos de Hydropsychidae são agrupados em fileiras concêntricas formando estruturas circulares na superfície da folha, podendo (Figura 5J) ou não apresentar cobertura gelatinosa (Figura 3L). Badcock (1953) descreve como uma fêmea de *Hydropsyche angustipennis* Curtis consegue depositar mais de 800 ovos em linhas curvas sobre uma superfície rochosa submersa.

Todas as posturas de Odontoceridae coletadas apresentavam cobertura gelatinosa (Figura 5F) e encontravam-se fixas a folhas e raízes ou livres, entre o folhiço e detritos no fundo de igarapés (Figura 5G). Os ovos são distribuídos tridimensionalmente na massa gelatinosa de formato arredondado e/ou curvo, com a superfície externa de cor amarelada cheia de linhas transversais, como se fossem feixes e a parte mais interna da massa é transparente.

Ovos de Polycentropodidae e Philopotamidae foram encontrados no mesmo tipo de substrato, ou seja, em folhas submersas da vegetação marginal de igarapé, em área de correnteza. As posturas das duas famílias apresentam ovos agrupados, forma irregular e são fixas ao substrato. Os ovos possuem formato ovóide com diferenças na coloração, os de Philopotamidae são mais claros com faixas amarela e branca (Figura 1I) e os ovos de Polycentropodidae são mais rosados (Figura 1C).

Ovos de Leptoceridae apresentaram-se envoltos por uma massa gelatinosa (Figuras 5: A-E), em ambientes aquáticos (lóticos ou lênticos) e terrestres, na face abaxial de folhas da vegetação marginal de igarapés sobre áreas de correnteza (FiguraS 6: C, H). A postura pode ser fixa ao substrato (Figuras 5: A, D, E), quando encontrada em igarapés, ou pode ser encontrada livre sobre detritos no fundo de lagos de várzea na época de vazante (Figuras 5: B, C). Towns (1983) cita que apenas duas espécies de Leptoceridae (*Lectrides varians* Mosely e *Leptorussa darlingtoni* Banks) são conhecidas por ovipositarem fora da água. Otto (2000) descreveu que ovos de *Triaenodes bicolor* Curtis (Leptoceridae) estão distribuídos em forma de espiral.

A postura de Glossosomatidae foi encontrada apenas uma vez, fixa sobre folhiço submerso, em área de correnteza no igarapé. A postura é redonda, pequena e apresentou cerca de 80 ovos esféricos, pequenos (diâmetro de 0,2 mm) e transparentes. Fêmeas de Glossosomatidae foram observadas por Anderson (1974), ovipondo pequenos grupos de ovos, em camada única sobre rocha, a mais de 30 cm abaixo da superfície d'água.

A postura de Calamoceratidae (Figura 3K) foi encontrada sobre um tronco submerso, em área de correnteza. Os ovos são fixos ao substrato, apresentam cor esbranquiçada e são um pouco mais alongados que os demais ovos de Trichoptera. Jackson e Sweeney (1995) descreveram que ovos de três espécies de *Phylloicus* Müller (*P. elegans, P. ornatus* e *P.* nr. *ornatus*) são revestidos por matrizes gelatinosas em forma de bola, geralmente encontradas em poças, fixadas a grandes pedras e em solos expostos, abaixo da superfície d'água.

## Lepidoptera

Fêmeas de Lepidoptera aquáticas geralmente depositam seus ovos em fileiras ou círculos na face abaxial de folhas flutuantes (McCafferty, 1981). Ovos de Pyralidae foram encontrados de forma agrupada e fixa a substratos em ambientes aquáticos, igarapés ou lagos de várzea. Em igarapés, as posturas podem ser fixas ao folhiço (Figura 3O) ou na face abaxial de folhas de *Thurnia* sp. (Figuras 6: E, G). Os ovos podem ser discóides e transparentes (Figura 3A), formando duas fileiras paralelas, ou ovóides e esbranquiçados (Figura 1D). Em lagos de várzea, a postura foi encontrada na superfície abaxial (Figura 3J) de *Salvinia* sp. (Figura 7G) com ovos em formato de bastonete, levemente encurvado (Figura 1L).




**Figura 7.** Instalações e substratos para posturas de insetos aquáticos em ambientes de várzea. A. Instalação projetada pela Dra. Ranyse Querino para criação ovos de insetos aquáticos; B. Prateleira com bandeijas plásticas contendo macrófitas aquáticas coletadas em lagos de várzea; C. Criadouros para larvas e ninfas contendo *Salvinia* sp.; D. Face abaxial de *Pistia stratiotes* com postura de Hydrophilidae (Coleoptera); E. Postura de Hydrophilidae (Coleoptera) entre nervuras na face abaxial de uma planta aquática; F. Pecíolo esponjoso de *Eichhornia crassipes* com postura endofítica de Cicadellidae (Hemiptera); G. *Salvinia* sp. como substrato para muitas posturas de Diptera e Lepidoptera; H. Face abaxial de *Pistia stratiotes* como substrato para posturas de insetos semi-aquáticos; I. Banco de macrófitas aquáticas em lagos de várzea do município de Manaquiri – Amazonas. Fotos por: Sunny Petiza. Fotos G e I – Thierry Gasnier.

## Diptera

Posturas de Diptera foram encontradas tanto em igarapés quanto em lagos de várzea e os ovos são dispostos de forma agrupada. Ovos de Chironomidae e Ceratopogonidae foram encontrados tanto em igarapés quanto em lagos de várzea. Enquanto os ovos de Empididae (Figura 2A) foram encontrados apenas em áreas de correnteza de igarapés, na face abaxial de folhas da superfície d'água (Figura 3F), parecendo uma grande mancha de cor marrom escura na folha. Ovos de *Hemerodromia* sp. (Empididae) foram observados em associação com ovos de *Simulium perflavum* Roubaud (Simuliidae) e as fêmeas dessas duas famílias foram observadas ovipondo no mesmo local e ao mesmo tempo (Hamada 1993).

Posturas de Ceratopogonidae foram observadas com e sem cobertura gelatinosa. As posturas sem cobertura foram observadas em igarapé e, se assemelham a posturas de Empididae, mas se diferenciam pelo fato dos ovos estarem organizados em fileiras paralelas e perpendiculares (Figura 3E). Posturas com cobertura gelatinosa (Figura 5K) foram observadas fixas ao folhiço. Em lagos de várzea, posturas de Ceratopogonidae foram observadas fixas ao pecíolo esponjoso de *Eichhornia* sp. ou livres na água, formando uma massa gelatinosa com ovos concêntricos (Figura 5L).

Foram encontradas cinco tipos de posturas gelatinosas de Chironomidae, livres ou fixas a substratos: massa gelatinosa em forma de bola (Figura 5M), massa gelatinosa encurvada, com ovos em fileiras circulares (Figura 5O), cordões gelatinosos com ovos em fileiras duplas (Figura 5N), ovos centralizados com duplo envoltório em massa gelatinosa globosa (Figura 5P) e massa gelatinosa com ovos em uma única fileira em espiral (Figura 5Q).

## Conclusões

Nossos resultados mostram que a maioria das posturas de insetos aquáticos coletadas contém elevado número de ovos, o que caracterizaria uma estratégia demográfica tipo *r*. No entanto, a maioria das posturas foram encontradas em micro-habitats com condições de abrigo contra predadores e micro-clima benéfico aos ovos como: a face abaxial, arestas e o tecido interno de folhas, o interior de pecíolo esponjoso de macrófitas aquáticas, raízes submersas, folhiços e troncos em decomposição. Além disso, a existência de envoltórios, como substâncias gelatinosas, coberturas e estruturas confeccionadas com seda ou gelatina, córion bastante esclerozado e até estruturas que proporcionam fixação a substratos e aglomeração de ovos, como os microfilamentos espiralados das centenas de ovos de Gomphidae (Odonata), também protegem os ovos. Essas observações corroboram Pianka (1972), quando este afirma que nenhum organismo é completamente *r* ou *k* estrategista.

## Agradecimentos

A todos os alunos orientados de Neusa Hamada e Ruth Leila (2003-2005) que auxiliaram direta ou indiretamente nas coletas, manutenção e identificação de ovos e larvas de insetos aquáticos. À Dra. Ranyse Querino pela orientação, interesse e dedicação que reservou ao trabalho. À Dra. Beatriz Ronchi-Teles pelo incentivo e apoio a esta pesquisa, à Dra. Ana Maria Pes pela identificação das larvas de Trichoptera, Jeferson Oliveira da Silva e Marcelo Lima pelo auxílio nas coletas em campo e manutenção dos ovos no laboratório. Às instituições de pesquisa e de apoio à pesquisa: INPA, FAPEAM e CNPq, as quais possibilitaram a realização deste estudo.

## Referências Bibliográficas

Andersen, N.M. 1982. *The Semiaquatic Bugs (Hemiptera, Gerromorpha): Phylogeny, Adaptations, Biogeography and Classification.* Entomograph, 3, Scandinavian Science Press Ltd., Denmark.

Anderson, N.H. 1974. The distribution and biology of the Oregon Trichoptera. Agric. Exper. Sta. Tech Bull. 134, Oregon State University, Corvallis. *In:* Wiggins, G. B. 2004. *Caddisflies: the underwater architects.* University of Toronto Press Inc., Canada.

Azevêdo, C.A.S. 2003. *Taxonomia e bionomia de imaturos de Megaloptera (Insecta) na Amazônia Central, Brasil*. Dissertação de Mestrado. Programa de Pós-Graduação em Biologia Tropical e Recursos Naturais, Entomologia, Manaus, Amazonas, INPA/UFAM, 159 p.

Azevêdo, C.A.S.; Hamada, N. 2006. Description of last-instar larva of *Corydalus nubilus* Erichson, 1848 (Megaloptera: Corydalidae) and notes on its bionomics. *Zootaxa*, 1177: 57-68.

Badcock, R.M. 1953. Observation of oviposition under water of the aerial insect *Hydropsyche angustipennis* (Curtis) (Trichoptera). *Hydrobiologia*, 5: 1-2 (222-225) (www.springerlink.com/content/lu283j551604rmn6/fulltext.pdf). Acesso em 23/09/2009.

Beutel, R.G. 1993. Phylogenetic analysis of Adephaga (Coleoptera) based on characters of the larva1 head. *Systematic Entomology* 18: 127-147. *In:* Xie, W. 2000. *Classification of Amphizoidae (Coleoptera) based on immature stage characters*. Thesis, The University of Manitoba, National library of Canada.

Beutel, R.G. 1995. The Adephaga (Coleoptera): phylogeny and evolutionary history. Pp.173-217. *In:* Xie, W. 2000. *Classification of Amphizoidae (Coleoptera) based on immature stage characters.* Thesis, The University of Manitoba, National library of Canada.

Borror, D.J.; Triplehorn, C.A; Johson, N.F. 1992. *An Introduction to the Study of Insects.* 6a. ed. Saunders College Publishing/Harcourt Brace College Publishing, USA.

Chandler, H.P. 1956. *Chapter 8: Megaloptera*. *In:* Aquatic insects of California. Usinger, R.L. ed., University of California Press, USA.

Corbet, P.S. 1999. *Dragonflies Behavior and Ecology of Odonata.* Comstock Publishing Associates, Cornell University Press, USA.

Edmunds Jr.; G.F, Jensen, S.L.; Berner, L. 1976. The Mayflies of North and Central America. University of Minnesota Press, Minneapolis, 341p.

Esquivel, C. 1997. *Polythoridae*. *In* Las Familias de insectos de Costa Rica. A. Solís ed., INBio. (www.inbio.ac.cr/papers/insectoscr/Texto231.html). Acesso em 22/11/2013.

Fernández, H.R; Dominguez, E. (Eds). 2001. *Guia para Determinacion de los artrópodos bentónicos sudamericanos.* Ed. Universitaria do Tucumán, Argentina.

Ferreira, R.L.M. 1994. *Aspectos biológicos de Mansonia Blanchard, 1901. (Diptera: Culicidae) da ilha de Marchantaria, Rio Solimões, Amazonas*. Dissertação de Mestrado INPA/UFAM, Manaus, AM. 106pp.

Ferreira, R.L.M.; Nunes de Mello, J.A.S. 1999. Aspectos biológicos de três espécies de *Mansonia* (Mansonia) Blanchard, 1901. (Diptera: Culicidae), em laboratório. *Revista Brasileira de Entomologia*, 43: 29-34.

Gillott, C. 2005. *Entomology.* 3a. ed., Netherlands: Springer.

Gorayeb, I.S. 1981. Comportamento de ovoposição e ciclo evolutivo de *Simulium fulvinotum* Cerq. e Mello, 1968. *Acta Amazonica*, 11: 595-604.

Hamada, N. 1993. Association between *Hemerodromia* sp. (Diptera, Empididae) and *Simulium perflavum* (Diptera Simuliidae) in Central Amazonia, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 88: 169-170.

Hamada, N. 1998. Bionomics of *Simulium perflavum Roubaud* (Diptera: Simuliidae) in Central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 41: 2-4, p. 523-526.

Hinton, H.E. 1981. *Biology of insect egg.* v.2, British Library Cataloguing in Publication Data, Pergamon Press.

Jackson, J. K.; Sweeney, B.W. 1995. Egg and larval development times for 35 species of tropical stream insects from Costa Rica. *Journal of the North American Benthological Society*, 14: 115-130.

Junk, W.J. 1973. Investigations on the Ecology and Production-Biology of the "Floating Meadows" (*Paspalo-Echinochloetum*) on the Middle Amazon. Part II. The Aquatic Fauna in the Root Zone of Floating Vegetation. *Amazoniana*, 4: 9-102.

Matushkina, N.A. 2007. Regular egg-positioning by an Aeshnid species (Odonata, Aeshnidae) with comments on its phylogenetic value. *Vestnik zoologii*, 41: 457-462.

McCafferty, W.P. 1981. *Aquatic Entomology. The Fishermens and Ecologists Illustrated Guide to Insects and their Relatives.* Jones and Bartlett Publishers, Boston.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W. 1996. *An introduction to the Aquatic Insects of North America.* 3a. ed., Kendall/Hunt publishing, USA.

Ottó, K. 2000. A tegzesek szaporodása. *Folia Historico naturalia Musei Matraensis*, 24: 95-102.

Peckarsky, B.L.; Fraissinet, P.R.; Penton, M.A.; Conklin, Jr.D.J. 1990. *Freshwater Macroinvertebrates of Northeastern North*

*America*. Cornell University Press., New York, U.S.A.

Pianka, E.R. 1972. r and K Selection or b and d Selection? *The American Naturalist*, 106: 581-588.

Prance, G.T. 1980. A terminologia dos tipos de florestas Amazônicas sujeitas à inundação. *Acta Amazonica*, 10: 495-504.

Riek, E.F. 1970. *Chapter 28: Megaloptera*. *In* Britton, E. B. *et al. The Insects of Australia. A Textbook for Students and Research Workers.* 1a. ed., Melbourne University Press, Australia.

Saxod, R. 1964. *L'oeuf, l'eclosion, la cuticule embryonnaire et la larve néonate de Gyrinus substriatus Steph.* Trav. Lab. hydrobiol. Grenoble 56: 17-28. *In:* Beutel, R. & Leschen, R. A. B. (Eds.). 2005. *Handbuch der Zoologie: eine Naturgeschichte der Stämme des Tierreiches,* 4: 567 p.

Towns, D.R. 1983. Terrestrial oviposition by two species of caddisfly in South Australia (Trichoptera: Leptoceridae). *Journal of the Australian Entomological Society*, 22: 113-118 *In* Wiggins, G. B. 2004. *Caddisflies: the underwater architects.* University of Toronto Press Inc., Canadá.

Triplehorn, C.A.; Jonnson, N.F. 2011. *Estudo dos insetos - Tradução da 7ª edição de Borror and Delong's introduction to the study of insects.* São Paulo, Cengage Learning, 809 p.

Vieira, M.F.; Santos, A.C. 2003. Duração do ciclo de vida de *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) e aspectos do seu comportamento alimentar na Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 33: 711-714.

5

# Uma Abordagem Funcional Para a Caracterização de Riachos Brasileiros

Richard W. Merritt[1], Kenneth W. Cummins[2], Emily Y. Campbell[3]

## Introdução

Invertebrados aquáticos tem sido utilizados para avaliar a condição ecológica de riachos na Europa desde o início do século XX. Inicialmente, o grupo foi utilizado para registrar e acompanhar o estado trófico de riachos poluídos principalmente por dejetos humanos ou outros resíduos orgânicos e, posteriormente, efluentes industriais (Resh e Unzicker 1975; Sladecek 1973).

Mais recentemente e, principalmente na América do Norte, duas abordagens com macroinvertebrados tem sido utilizadas para avaliar a qualidade das águas de riachos. Na primeira, a comunidade é caracterizada conforme sua composição taxonômica: táxons e suas respectivas abundâncias coletadas em seções de riachos. Enquanto que na segunda, a comunidade é caracterizada de acordo com seus atributos funcionais, considerando sua morfologia e comportamento. Essa última abordagem não ignora a taxonomia, mas apresenta a vantagem de exigir um menor detalhamento de caracteres morfológicos. Esse método também exclui efeito de regionalidade, uma vez que a ocorrência de muitas espécies é definida pelo isolamento geográfico, enquanto os atributos funcionais são universais e, assim, podem ser utilizados para comparar diferentes regiões (*e.g.*, Hynes 1970). Um exemplo dessa observação é que riachos não poluídos, em qualquer lugar do mundo, abrigam ninfas de Ephemeroptera achatadas dorso-ventralmente, em trechos com forte correnteza e substrato rochoso. No entanto, geralmente, essas ninfas pertencem a táxons diferentes, restritos às suas regiões de ocorrência.

O livro "An Introduction to the Aquatic Insects of North America" (Merritt *et al.* 2008) que trata de insetos aquáticos da América do Norte, é uma clara demonstração do fato acima mencionado. Esse livro tem sido utilizado para identificar insetos aquáticos de outros continentes e, mesmo que as famílias ou gêneros sejam identificados erroneamente, a similaridade na morfologia tem permitido identificar corretamente os organismos com funções similares. O formato achatado, comum a ninfas de Ephemeroptera taxonomicamente diferentes, permite que elas ocupem habitats similares em qualquer riacho, evitando seu deslocamento pela correnteza d'água e, permitindo que elas obtenham seu alimento raspando algas presas no fundo rochoso.

Assim, se o propósito da análise da comunidade de invertebrados é utilizar a diversidade para avaliar os efeitos da poluição (*e.g.*, Rosenberg e Resh 1993; Karr e Chu 1999), a avaliação taxonômica é provavelmente a melhor escolha (Domínguez e Fernández 2009). Por outro lado, se o objetivo é avaliar a condição geral dos ecossistemas de riachos, a

[1] Departament of Entomology. Michigan State University. East Lansing, Michigan 48824, Estados Unidos da América.

[2] P.O. Box 1181, Cooke City, Montana 59020, Estados Unidos da América.

[3] Aquatic Ecology Laboratory. Oregon State University. 3200 SW Jefferson Way, Corvallis, Oregon 97331, Estados Unidos da América.

abordagem funcional discutida neste capítulo pode ser a mais apropriada. Além disso, a abordagem funcional é mais rápida e pode ser realizada em campo sem auxílio de microscópio. É importante esclarecer que esta abordagem não exclui o método puramente taxonômico, uma vez que a amostra de campo pode ser preservada e, no laboratório, ser identificada taxonomicamente e contabilizada.

Neste capítulo apresentamos o método que utiliza os atributos funcionais para caracterizar uma comunidade e como ele pode ser executado em campo. Para exemplificar como os dados obtidos podem descrever os atributos dos ecossistemas de riachos, aplicamos o método para caracterizar riachos de dois estados do Brasil, Amazonas e Paraná (Figura 1).




**Figura 1.** Mapa do Brasil localizando o estado do Amazonas, bioma Amazônico e o estado do Paraná, bioma Mata Atlântica, onde os riachos e rios foram avaliados por atributos relacionados aos grupos funcionais de alimentação de invertebrados.

## Grupos funcionais de alimentação de macroinvertebrados

O método do grupo funcional de alimentação (GFA) utilizando invertebrados para a análise biológica de riachos foi desenvolvido na América do Norte (*e.g.*, Cummins 1973, 1974; Cummins e Klug 1979) onde tem sido usado há mais de 30 anos (*e.g.*, Merritt e Cummins 2006; Merritt *et al.* 2008). Este método também tem sido usado na Europa (*e.g.*, Rawer-Jost *et al.* 2000, Charvet *et al.* 2000), Austrália (*e.g.*, Clarke *et al.* 2004), África (*e.g.*, Palmer *et al.* 2006), Brasil (*e.g.*, Cummins *et al.* 2005) e em outras partes do mundo (*e.g.*, Cushing *et al.* 2006). Na maioria dos casos, a identificação dos espécimes amostrados no nível taxonômico de família já permite a determinação dos GFA.

São sete os principais grupos funcionais de alimentação: fragmentador-detritívoro, fragmentador-herbívoro, coletor-filtrador, coletor-catador, raspador, sugador-herbívoro e predador (Tabela 1). Essa categorização é baseada na forma de aquisição de alimentos, a partir da morfologia e comportamento dos indivíduos. Cada um desses GFAs desempenha um papel diferente no ecossistema, relacionado principalmente ao recurso alimentar (*e.g.*, Cummins e Klug 1979; Merritt e Cummins 2006; Merritt *et al.* 2008).

Fragmentadores-detritívoros mastigam plantas, madeiras e outras partículas orgânicas presentes na liteira condicionada, transformando matéria orgânica particulada grossa (MOPG > 1mm) em pedaços menores - matéria orgânica particulada fina (MOPF < 1mm), que se torna disponível para coletores. Os fragmentadores, em geral, não irão consumir a liteira até que esta esteja condicionada por biomassa fúngica e microbiana, oferecendo assim uma maior quantidade de nitrogênio em comparação às folhas não condicionadas, ricas em carbono. Diferentemente dos fragmentadores-detritívoros, os fragmentadores-herbívoros se alimentam mastigando folhas, caule e raízes de plantas aquáticas vivas.

Os coletores-filtradores são organismos que apresentam ampla gama de adaptações morfo-comportamentais para a aquisição de MOPF na coluna d'água. Geralmente, invertebrados desta guilda possuem cerdas na cabeça ou brânquias modificadas para a coleta de partículas finas, ou ainda, constroem elaboradas redes para capturar a MOPF à deriva.

Coletores-catadores também coletam MOPF e são numerosos e frequentes no leito de riachos, especialmente em áreas de sedimentos moles, onde alguns vivem em tubos em forma de "j" ou de "u",

**Tabela 1.** Caracterização dos grupos funcionais de alimentação para invertebrados de água doce de acordo com o modo de aquisição de alimento (Merritt *et al.* 2008). MOPG = Matéria Orgânica Particulada Grossa; MOPF = Matéria Orgânica Particulada Fina.

| Grupos Funcionais de Alimentação (GFA) | Recursos alimentares | Mecanismos de alimentação | Tamanho da particula alimentar | Exemplos de táxons (ver Apêndice) |
|---|---|---|---|---|
| Fragmentador-detritívoro | MOPG: Tecido de plantas vasculares e madeira em decomposição | Mastigam os produtos da liteira condicionada, perfuram (brocam) madeira | > 1 mm | Amphipoda, Aeglidae, Calamoceratidae, Sericostomatidae, Leptoceridae (em parte), Gripopterygidae |
| Fragmentador-herbivoro | MOPG: Tecido vivo de plantas vasculares (macrófitas) | Mastigam e minam tecidos vivos de macrófitas | > 1 mm | Crambidae, Chironominae (em parte), Coleoptera (em parte) |
| Coletor-filtrador | MOPF: matéria orgânica particulada fina em decomposição | Coletam MOPF em suspensão na coluna d'água | <1 mm | Bivalvia, Oligoneuridae, Hydropsychidae, Philopotamidae, Simuliidae, Chironomidae –tribo Tanytarsini |
| Coletor-catador | MOPF: matéria orgânica particulada fina em decomposição | Coletam MOPF dos depósitos nos substratos | <1 mm | Baetidae, Euthyplocidae, Elmidae (larva), Chironomidae – tribo Chiromonini |
| Raspador | Algas aderidas ao substrato e materiais associados (perifíton) | Raspam a superfície de pedras,madeiras e caules de plantas vasculares aquáticas | <1 mm | Gastropoda, Leptophlebiidae (em parte), Elmidae (adultos), Psephenidae, Crambidae, Glossosomatidae, Helicopsychidae, Blephariceridae |
| Sugador-herbívoro | Algas filamentosas e macrófitas | Perfuram células indivi-duais de plantas e sugam o citoplasma | <1 mm | Hydroptilidae |
| Predador -Engulidor | Presas vivas | Capturam e engolem animais inteiros ou se alimentam de partes da presa capturada | >1 mm | Odonata, Perlidae, Corydalidae, Leptoceridae (em parte), Naucoridae, Chironomidae – subfamília Tanytarsinae |
| Predador -Perfurador | Presas vivas | Atacam presas, perfuram os tecidos e sugam os fluídos | >1 mm | Hemiptera |

ou livres sobre os sedimentos finos. Os coletores-catadores vivem imersos em seus recursos alimentares e, assim, tem pouca especialização quanto à morfologia e ao comportamento alimentar. Nesse GFA destacam-se as larvas da maioria dos gêneros de Chironomidae, grupo geralmente dominante em riachos.

Raspadores (= herbívoros) raspam o perifíton (algas e outros micro-organismos associados) da superfície de rochas e partes da vegetação submersa. Esses insetos são frequentemente encontrados no leito de riachos ou em qualquer substrato que contenha algas em abundância.

Sugadores-herbívoros ocorrem em menor número e alimentam-se perfurando e sugando o citoplasma de células de algas filamentosas ou de plantas aquáticas enraizadas. A maioria dos sugadores-herbívoros pertence a família Hydroptilidae (Trichoptera) (*e.g.*, Merritt *et al.* 2008).

O último grupo, predadores, alimenta-se de animais vivos, incluindo outros invertebrados aquáticos, pequenos peixes ou ainda de seus ovos.

Os grupos funcionais de alimentação podem ser classificados como obrigatórios ou facultativos (Cummins e Klug 1979). A classe obrigatória é restrita a organismos que só conseguem consumir alimentos de uma determinada forma. Por exemplo, filtradores não conseguem manter um crescimento normal se o alimento não for obtido dessa forma. Os invertebrados especialistas (obrigatórios) podem ser restritos morfologicamente ou comportamentalmente e, muitas vezes, exigem interações de enzimas específicas no seu metabolismo. A vantagem de ser um especialista é que o relacionamento obrigatório entre adaptação morfo-comportamental e o recurso alimentar específico maximiza a eficiência em converter alimento em crescimento. A classe facultativa é generalista, com vantagens decorrentes da sua capacidade de adquirir alimentos de diferentes maneiras, sacrificando a eficiência por uma ampla variedade de escolhas alimentares, resultando em uma maior amplitude de nicho (Cummins e Klug 1979).

Em muitos táxons, os primeiros estádios das larvas e ninfas têm hábito alimentar coletor e generalista, enquanto os últimos estádios tem um papel funcional específico, como fragmentador ou raspador. Consequentemente, para análises

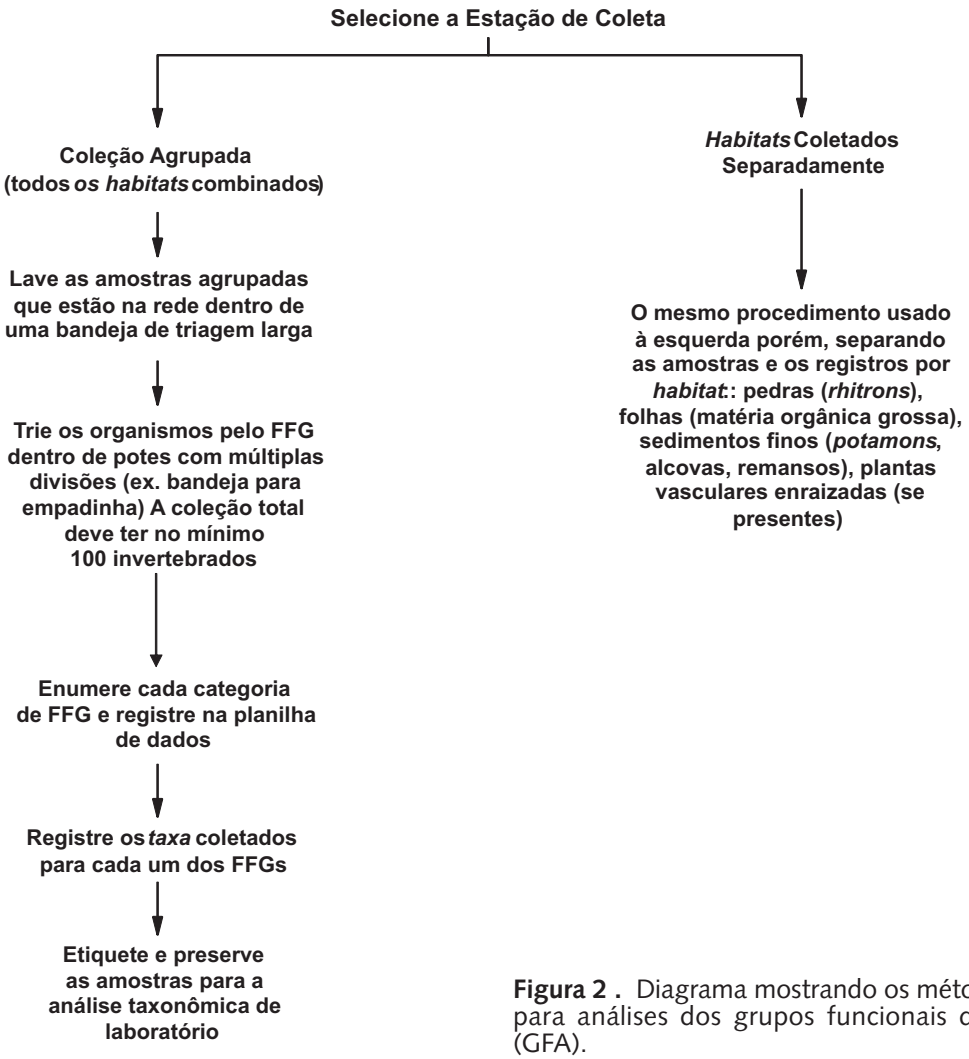



**Figura 2 .** Diagrama mostrando os métodos em campo para análises dos grupos funcionais de alimentação (GFA).

com GFA é recomendado que sejam utilizados os últimos estádios dos imaturos. O mesmo critério é utilizado na identificação taxonômica, uma vez que alguns caracteres morfológicos não são bem definidos nos primeiros estádios.

## Métodos para utilização de GFA (Figura 2)

**Coleta:**

a) Amostras devem ser coletadas com uma rede para aquário pequeno ou uma rede aquática em D (regionalmente no Norte do Brasil chamado de rapiché), com malha de 1 mm$^2$ se as amostras não precisarem ser guardadas para posterior identificação e contagem sob microscópio no laboratório. Porém, se as triagens forem realizadas em laboratório deve ser utilizada uma rede com malha de 0,50 mm$^2$ ou 0,25 mm$^2$ para evitar perda de indivíduos de pequeno porte. Todas as amostras devem ser rotuladas e preservadas em álcool 96%.

b) Amostras individuais devem ser coletadas nos três principais habitats encontrados nos riachos: laje/pedras em corredeiras; acúmulos de liteira (presos a troncos e galhos na correnteza ou em zonas de depósitos de MOPG no riacho) e sedimentos finos nas margens ou em áreas de remanso. Se presentes, também devem ser coletados os invertebrados associados a restos de madeira de grande porte, plantas aquáticas enraizadas e tapetes de algas filamentosas.

c) Em relação a quantidade de amostras, as razões relativas dos grupos funcionais de alimentação são razoavelmente constantes ao longo de um intervalo de amostras (*e.g.*, de uma a várias pedras). Assim o número adequado de amostras pode ser baseado na contabilização total de um

número de invertebrados que seja suficiente para representar a abundância relativa dos GFAs. Normalmente, uma contagem de 50 a 100 indivíduos é suficiente. Porém, devido a tendência natural do coletor escolher indivíduos maiores, é necessário ter o cuidado de incluir organismos menores na contabilização.

**Separação em GFAs e contagem:**

a) Os GFAs são identificados com base em uma chave morfológica para uso em campo (Apêndice). Sugere-se que esta chave seja plastificada para uso em condições adversas (*e.g.*, chuva).

b) Fazer a classificação é mais fácil quando se espalha a amostra em uma bandeja branca. Como os indivíduos são classificados em grupos distintos pode-se usar um recipiente com cinco ou mais divisões, como por exemplo, uma paleta de cores ou forma para gelo para separar os indivíduos.

c) O comportamento dos invertebrados é um componente importante para a separação dos GFAs. Portanto, deve-se assegurar que haja água suficiente na bandeja para permitir que os animais se locomovam.

d) Após a classificação de 50 ou mais indivíduos em GFAs, os totais de cada GFA devem ser registrados em uma tabela de dados como mostrado na Tabela 2.

Dentro de cada GFA, os indivíduos podem ser registrados separadamente por táxons (gênero, família ou ordem) de forma confiável, ainda em campo (o auxílio de uma lupa de mão pode ser útil). Isto permite validar a acurácia da classificação dos GFAs independente da identificação posterior e/ou através da comparação com a análise realizada sob microscópio no laboratório, caso as amostras sejam guardadas para posterior análise.

**Tabela 2.** Exemplo da tabulação de dados referentes às coletas e classificação de grupos funcionais de alimentação (GFA) de invertebrados no rio dos Padres, Paraná, Brasil.

| **Informações da amostragem** | | |
|---|---|---|
| Rio/riacho: dos Padres Data: Fev.16.2003 Nome do(s) coletor(es): Cummins, Merritt, *et al.*<br>Substrato [1] Rocha X Acúmulo de litteira X Madeira (troncos) __ Sedimento fino X Plantas aquáticas __ | | |
| **Fragmentador** Contagem:<br>Total: 55<br>Táxons identificados: | Sericostomatidae = 1<br>Calamoceratidae = 9<br>Gripopterygidae = 17<br>*Gammarus* = 8 | *Hyalella* = 14<br>Leptoceridae = 3<br>Aeglidae = 3 |
| **Coletor-filtrador** Contagem:<br>Total: 25<br>Táxons identificados: | Hydropsychidae = 24<br>Simuliidae = 1 | |
| **Coletor-catador** Contagem:<br>Total: 36<br>Táxons identificados: | Baetidae = 18<br>Elmidae (larva) = 1<br>Chironomidae (exceto Tanypodinae) = 1<br>Leptohyphidae = 10 | Leptophlebiidae = 6 |
| **Raspador** Contagem:<br>Total: 27<br>Táxons identificados: | Psephenidae = 1<br>Gastropoda = 1<br>Elmidae (adulto) = 3<br>Blephariceridae = 21 | Helicopsychidae = 1 |
| **Predador** Contagem:<br>Total: 16<br>Táxons identificados: | Dytiscidae = 1<br>Limnocorinae = 2<br>Corydalidae = 2<br>Anisoptera = 1 | Gerridae = 1 |

[1] Para um procedimento mais rápido, uma coleta composta de todos os habitats e uma combinação de GFA pode ser realizada. Esse método impede a determinação da variância dos GFAs entre habitats. No entanto, inferências sobre o habitat podem ser obtidas por meio da determinação da contribuição relativa dos habitats em relação ao total de habitats amostrados e uma contagem de GFAs ponderada de acordo com estas porcentagem.

## Razões de GFA como substitutos de medidas diretas de atributos de riachos

Estimativas de atributos relacionados a funções ecossistêmicas, como a relação de produção/consumo, base do trofismo (autotrófico/heterotrófico), relação MOPG/MOPF, podem ser difíceis e dispendiosas para um monitoramento direto e preciso, especialmente se essas medidas forem realizadas ao longo do tempo (*e.g.*, dia, mês, período sazonal ou anual). A utilização de razões entre GFAs para a estimativa de alguns desses atributos pode reduzir o tempo e os custos da avaliação. Isso porque esses organismos integram variáveis ambientais ao longo do período de seu crescimento (geralmente sazonal ou anual) e tem a estrutura de sua comunidade modificada em razão das mudanças ambientais, tais como a disponibilidade de alimento, tipo de substrato, impacto antropogênico, etc.

Assim, na Tabela 3 são apresentados atributos ecossistêmicos de riachos que podem ser medidos por razões entre GFA. A seguir, descrevemos as relações entre GFA.

### Índice de autotrofia e heterotrofia

Este índice é calculado pela razão de raspador/(fragmentador + coletor total). Esta relação entre GFAs subistitui medidas diretas do atributo que relaciona a produção primária bruta (autotrófica) com a respiração total da comunidade (heterotrófica) ou P/R. Este atributo é normalmente medido de hora em hora ou por períodos maiores que 24 horas.

Com base em estudos realizados na América do Norte, se a relação P/R em invertebrados é >0,75, o sistema é designado como autotrófico. Isto corresponde a uma medida direta de P/R de 1. Em outras palavras, essa relação indica se o carbono presente no sistema é produto da luz solar e da ação de organismos autotróficos no sistema ou se o riacho é heterotrófico, onde o carbono resulta da decomposição da vegetação ripária que entra (cai) no sistema aquático.

### Índice de ligação entre fragmentadores e vegetação ripária

Este índice indica a qualidade da cobertura da vegetação ripária e a disponibilidade de liteira que é utilizada pelos fragmentadores. O cálculo é realizado pela relação fragmentador-detritívoro/[coletores (catadores + filtradores)], sendo esse índice um substituto para medidas do atributo MOPG/MOPF. Essa relação é baseada no fato da MOPG constituir uma parte significativa do recurso total de matéria orgânica particulada necessária para sustentar populações de fragmentadores. Essa condição é esperada em riachos com cobertura ripária adequadamente associada a fragmentadores que utilizam o recurso fornecido por essa vegetação.

Com base em estudos realizados na América do Norte, a razão esperada entre MOPG/MOPF difere sazonalmente, dependendo do tempo necessário para a liteira ser processada no riacho. O processamento depende do tempo de

**Tabela 3.** Razões entre os grupos funcionais de alimentação (GFA) como indicadores de atributos de riachos. As razões são baseadas em contagem ou biomassa de táxons já nos últimos estádios larvais ou na fase adulta.

| PARÂMETROS DO ECOSSISTEMA | SÍMBOLOS | RAZÃO ENTRE GRUPOS FUNCIONAIS DE ALIMENTAÇÃO | NÍVEL DE CRITÉRIO DAS RAZÕES |
|---|---|---|---|
| Índice autotrófico/heterotrófico ou Índice de produção primária bruta/respiração | AUTO/HETERO ou P/R | RASPADORES/FRAGMENTADORES + COLETORES | Autotrófico > 0,75 |
| Índice de matéria orgânica particulada grossa / matéria orgânica particulada fina | MOPG/MOPF | FRAGMENTADORES/COLETORES | Associação normal entre fragmentadores e a vegetação ripária<br>Outono-inverno > 0,5<br>Primavera-verão > 0,25 |
| MOPF em suspensão / MOPF estocada no sedimento bentônico | MOPF/MOPFB | COLETORES-FILTRADORES/ COLETORES-CATADORES | Carga de MOPF em suspensão maior do que o normal > 0,50 |
| Estabilidade dos substratos no leito | Estabilidade do leito | RASPADORES + COLETORES FILTRADORES/ FRAGMENTADORES + COLETORES-CATADORES | Substrato estável, com presença de pedras, troncos, raizes etc, > 0,50 |
| Controle ascendente por predadores | Controle ascendente | PREDADORES/TODOS OS OUTROS GFA | Balanco normal entre predador-presa 0,10 - 0,20 |

condicionamento por micro-organismos que começam a metabolizar o tecido vegetal após a liteira entrar no riacho. Uma vez que a liteira é condicionada, fragmentadores de detritos começam a se alimentar deste recurso. Nos riachos que sazonalmente recebem liteira com rápido período de processamento (*e.g.*, alguns meses), o índice baseado em invertebrados para substituir MOPG/MOPF será > 0,50. Nos riachos que sazonalmente recebem liteira com tempo de processamento lento (*e.g.*, tecidos vegetais ricos em taninos e com cutícula grossa) a razão esperada será > 0,25 (Cummins *et al.* 1989, 2005; Grubbs e Cummins 1996; Forsberg *et al.* 2001; Cummins 2002; Wantzen *et al.* 2002; Merritt e Cummins 2006).

### Índice coletor-filtrador

Este índice demonstra a razão de MOPF em suspensão (ou "em transporte") em relação à MOPF armazenada nos sedimentos bentônicos (depositada no leito) ou MOPFS/MOPFB. Este atributo de ecossistema é útil para detectar o grau de carga de partículas em suspensão. A razão substituta do atributo baseada em GFA de invertebrados é calculada por coletor-filtrador/coletor-catador. Uma razão > 0,50 indica carga de matéria orgânica em suspensão suficiente para suportar grandes populações de coletores-filtradores, assim como indica níveis mais elevados do que o normalmente esperado de partículas orgânicas em suspensão nos riachos.

### Índice de estabilidade do leito

Esse índice é calculado com base na relação entre (raspador + coletor-filtrador)/(fragmentador + coletor-catador). Uma razão > 0,50 indica uma abundância esperada de substratos estáveis, como pedregulhos, pedras, restos grandes de madeira e plantas aquáticas enraizadas. Estes substratos oferecem superfícies estáveis que permitem aos raspadores remover as algas aderidas aos substratos, e aos coletores-filtradores se fixarem para a filtragem de partículas finas na coluna de água.

## Exemplos da utilização de GFA para avaliar riachos brasileiros

Propomos uma chave de identificação morfológica para os invertebrados comumente encontrados em riachos brasileiros (Apêndice). Essa chave permite a categorização dos indivíduos em GFAs a partir de desenhos.

Estudos realizados em riachos na região de Manaus, no bioma Amazônico (Figura 3) e em riachos do Paraná, no bioma de Mata Atlântica (Figura 4) utilizando o método de GFAs são usados para ilustrar a utilidade na caracterização do estado ecológico dos riachos brasileiros a partir dessa categorização.

A Tabela 4 fornece, como exemplo, o cálculo e a interpretação da relação de GFA para substituir o atributo de P/R (índice autotrófico/heterotrófico) para amostras realizadas em riachos localizados no sul do Brasil (Paraná). Dos nove riachos amostrados na Mata Atlântica, nenhum foi classificado como autotrófico e oito foram classificados como altamente heterotróficos. Embora esse exemplo possa representar uma condição sazonal, pois a amostragem foi realizada somente no mês de fevereiro, indica que todos os riachos amostrados na região da Mata Atlântica dependem da oferta e da decomposição de matéria orgânica particulada, independente do seu tamanho.

A área de estudo no Paraná incluiu riachos prístinos e riachos impactados. Nos pequenos riachos prístinos, a condição heterotrófica foi provavelmente relacionada com o sombreamento e entradas da liteira oriunda da vegetação ripária intacta nas margens. Nos rios, a condição heterotrófica foi provavelmente resultado da grande quantidade de detritos orgânicos oriundos do uso da terra, tal como a agricultura (Cummins *et al.* 2005).

Em comparação, diversos riachos, variando de preservados a fortemente impactados, foram estudados na região de Manaus (Amazonas). As razões de GFA de invertebrados para substituir os atributos do ecossistema P/R e MOPG/MOPF foram calculadas para 10 riachos em Manaus (Tabela 5). Similarmente aos riachos da Mata Atlântica, todos os riachos foram classificados como heterotróficos. Os riachos prístinos (1, 2, 8, 9, 10) foram relacionados com a boa cobertura da vegetação ripária, enquanto que nos outros riachos, a classificação resultou da elevada carga orgânica, oriunda principalmente de esgoto doméstico (Tabela 5, Figura 4). Os valores da relação MOPG/MOPF estiveram dentro da faixa esperada para riachos com vegetação ripária preservada (riachos

**Tabela 4.** Exemplos de razões entre grupos funcionais de alimentação (GFA) como substitutos para o atributo de P/R (índice autotrófico/heterotrófico) e a interpretação dos resultados para nove riachos amostrados no Paraná, bioma Mata Atlântica, Brasil. As coletas foram realizadas em meados de fevereiro de 2003. As razões foram calculadas como base no número de raspadores/ (fragmentadores+coletores). O limiar para riachos autotróficos foi > 0,75 (Cummins *et al.* 2005).

| código | Riacho | **Descrição** | Razão P/R = R/(F+C) | Resultado da razão | **interpretação** |
|---|---|---|---|---|---|
| 1 | dos Padres | Riacho muito pequeno, com pouca declividade e presença de matacões. | 21/(6+33+30) | 0,30 | Fortemente heterotrófico (sazonal?) |
| 2 | Apa de Guaratuba | Rio de tamanho mediano, com sequências de corredeira/ remanso, com matacões de tamanho grande. | 5/(7+25+3) | 0,14 | Fortemente heterotrófico (sazonal?) |
| 3 | Sagrado | Rio de tamanho mediano, com sequências de corredeira/ remanso e presença de calhaus de pequeno tamanho. | 18/(56+55+13) | 0,14 | Fortemente heterotrófico (sazonal?) |
| 4 | do Pinto | Rio grande, com sequências de corredeira/ remanso e presença de matacões. | 2/(21+24+2) | 0,04 | Muito fortemente heterotrófico (sazonal?) |
| 5 | Nhundia-Guara | Riacho de tamanho mediano, com pouca correnteza, largo e com sedimento fino. | 33/(6+108+11) | 0,26 | Fortemente heterotrófico |
| 6 | São João | Rio largo, com fundo arenoso, em área de mineração, habitat pouco estruturado, margens arenosas. | 15/(23+46+2) | 0,21 | Fortemente heterotrófico (sazonal?) |
| 7 | Cubatão | Rio grande, com pouca declividade, leito de rocha e presença de matacões de tamanho muito grande. | 36/(20+42+50) | 0,32 | Fortemente heterotrófico |
| 8 | Pequeno | Riacho pequeno, dossel fechado, com corredeiras e áreas de remanso, fundo arenoso com calhaus. | 36/(74+12) | 0,42 | Fortemente heterotrófico |
| 9 | João Surrá | Rio de tamanho mediano, com grande cobertura vegetal e presença de calhaus e cascalhos. | 24/(32+11) | 0,56 | Meio heterotrófico |

Nota: Classificação de rochas, pelo diâmetro: rocha (>4000mm); matacão (250-4000mm); calhau (64-250mm); Cascalho ( 2-64mm); Areia (0,06-2mm).




**Figura 3.** Fotos dos riachos amostrados em Manaus, no estado do Amazonas, Brasil. Riacho 1 (03°05'S 059°58'W), riacho 2 (03°05'S 059°57'W), riacho 3 (02°49'S 060°02'W), riacho 4 (03°06'S 059°57'W), riacho 5 (03°04'S 059°58'W), riacho 6 (03°04'S 059°58'W), riacho 7 (03°05'S 060°00'W), riacho 8 (02°55'S 059°59'W), riacho 9 (02°55'S 059°59'W).




**Figura 4.** Fotos dos riachos amostrados no estado do Paraná, Brasil. Riacho 1 (dos Padres), riacho 3 (Segrado), riacho 6 (São João), riacho 7 (Cubatão), riacho 8 (Pequeno) e riacho 9 (João Surrá).

**Tabela 5.** Descrições e classificação visual de nove riachos amostrados em Manaus, bioma Amazônico, Brasil e o uso de razões entre os grupos funcionais de alimentação como substitutos para os atributos de produção primária bruta/respiração (P/R) e a relação entre matéria orgânica particulada grossa e fina (MOPG/MOPF). O limiar entre autotrofia e heterotrofia foi estabelecido em 0,75, sendo autotróficos os riachos com resultado de R/(F+C) > 0,75 e o limiar para a associação de fragmentadores e vegetação ripária (F/C) foi estabelecido em 0,25. A razão média foi obtida por quatro equipes independentes de alunos.

| código | Descrição dos riachos | Avaliação visual | Razão P/R = R/(F+C) | Interpretação | Razão MOPG/MOPF = F/C | Resultados |
|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | Riacho pequeno, sombreado pela vegetação ripária | Prístino (referência) | 0,24 | Heterotrófico | 0,37 | Boa relação de fragmentadores |
| 2 | Riacho muito pequeno, sombreado pela vegetação ripária | Prístino (referência) | 0,42 | Heterotrófico | 0,18 | Pobre relação de fragmentadores |
| 3 | Riacho grande, com vegetação ripária reduzida | Com distúrbio intermediário (desmatamento) | 0,17 | Fortemente heterotrófico | 0,12 | Pobre relação de fragmentadores |
| 4 | Riacho pequeno, com vetetação ripária moderada | Degradado por esgoto | 0,08 | Muito fortemente heterotrófico | 0 | Sem relação de fragmentadores |
| 5 | Riacho muito pequeno, sem vegetação ripária | Altamente degradado por esgoto | 0,01 | Muito fortemente heterotrófico | 0,02 | Muito pobre relação de fragementadores |
| 6 | Riacho grande, canalizado, sem vegetação ripária | Degradado por esgoto | 0,04 | Muito fortemente heterotrófico | 0 | Sem relação de fragmentadores |
| 7 | Riacho muito pequeno, sem vegetação ripária | Altamente degradado por esgoto | 0,01 | Muito fortemente heterotrófico | 0 | Sem relação de fragmentadores |
| 8 | Riacho pequeno, sombreado pela vegetação ripária | Prístino (referência) | 0,48 | Heterotrófico | 0,30 | Boa relação de fragmentadores |
| 9 | Riacho grande, com vegetação ripária | Prístino (referência) | 0,61 | Fracamente heterotrófico | 0,36 | Boa relação de fragmentadores |
| 10 | Riacho pequeno, sombreado pela vegetação ripária | Prístino (referência) | 0,30 | Heterotrófico | 0,31 | Boa relação de fragmentadores |

Nota: R/(F+C) = Raspadores/(Fragmentadores+ Coletores totais; F/C = Fragmentadores/ Coletores totais

**Tabela 6.** Comparação da diversidade taxonômica entre riachos do Paraná e Manaus baseada em grupos funcionais de alimentação (GFA). Resolução taxonômica: famílias, gêneros e em poucos casos, ordens.

| GFA | Paraná, bioma Mata Atlântica | | Manaus, bioma Amazônico | |
|---|---|---|---|---|
| | Número | % | Número | % |
| Fragmentadores | 7 | 9,2 | 5 | 8,5 |
| Coletores-filtradores | 4 | 5,3 | 7 | 11,9 |
| Coletores-catadores | 17 | 22,3 | 16 | 27,0 |
| Raspadores | 10 | 13,2 | 8 | 13,6 |
| Predadores | 38 | 50,0 | 23 | 39,0 |
| Totais | 76 | 100,0 | 59 | 100,0 |

1, 2, 8, 9, 10). Para os riachos altamente poluídos, os fragmentadores foram, como esperado, muito pouco representados ou totalmente ausentes.

Uma comparação entre as porcentagens relativas dos cinco GFAs coletados na Mata Atlântica e nos riachos Amazônicos é apresentada na Tabela 6. Essas porcentagens relativas para cada GFA são semelhantes entre as duas regiões, sendo um exemplo de evolução convergente da morfologia e comportamento dos táxons em cada GFA. A única diferença significativa encontrada entre as duas regiões foi na categoria de predadores, devido ao maior número de Odonata nos riachos de Manaus.

## Conclusões e recomendações

A abordagem dos GFAs é um método relativamente fácil e prático para avaliar a saúde de riachos brasileiros (*e.g.*, Cargin-Ferreira e Forsberg 2000). Nessa abordagem os invertebrados são coletados e agrupados em GFAs ainda em campo, demandando, portanto, menos recursos financeiros e tempo em relação as abordagens taxonômicas. Além disso, permite também a estimativa de parâmetros dos ecossistemas sem necessidade de medir esses atributos diretamente. No entanto, as análises de GFA realizadas em campo precisam ser validadas em laboratório, o que pode ser realizado por meio da enumeração das amostras analisadas em campo, com posterior confirmação dos resultados dessas análises em laboratório.

Observações de campo e de laboratório sobre o comportamento alimentar e a morfologia dos táxons que representam os GFAs também são necessárias. Como, por exemplo, as observações realizadas no estudo de Batista *et al.* (2006) que forneceram informações sobre a morfologia (mandíbulas, pernas dianteiras, estruturas de filtragem, etc.), comportamento e preferências de habitat das ninfas de Ephemeroptera do Brasil.

O uso das razões entre os diferentes GFAs para substituir medidas de atributos de riachos precisa também ser validado em campo e os limites propostos alterados para as regiões de estudo. Ainda assim, a utilização de GFAs é uma técnica rápida e integrada focada, em mecanismos morfológicos e comportamentais pelos quais os invertebrados adquirem seus recursos alimentares. A presente proposta representa uma técnica eficiente e de baixo custo para especialistas e não especialistas em invertebrados aquáticos avaliarem a saúde e a integridade dos riachos e rios brasileiros.

## Agradecimentos

Gostaríamos de agradecer a Dra. Neusa Hamada pela organização das atividades de campo e exercícios de laboratório para coleta de dados nos riachos de Manaus em 2005, durante nosso curso de biomonitoramento de riachos. Somos gratos à Neusa pelo seu encorajamento e apoio neste projeto. Seu conhecimento sobre a região, riachos, e biologia dos insetos foram inestimáveis. Gostaríamos de agradecer a todos os estudantes brasileiros que participaram da disciplina "Biomonitoramento de riachos e rios utilizando macroinvertebrados como bioindicadores" realizada no Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, pela coleta e análise dos dados: Aline Lopes, Ana Karina M. Salcedo, Ana Lucia H. de Oliveira, Bruno S. Godoy, Carlos Abrahão, Christiane H. de Oliveira, Daiane S. Carrasco, Daniel F. Buss, Douglas F. Peiró, Ernesto F. Brito, Evelyn P. Franken, Fabrício N. Baccaro, Federico F. Salles, Guilherme M. Ogawa, Jesine N. Falcão, Joana D. de Paula, José Reinaldo P. Peleja, Juliana de S. Araújo, Luana F. da Silva, Maria José N. Lopes, Mateus Pepinelli, Patrícia do R. Reis, Renato J. P. Machado, Rodrigo A. de Souza, Sheyla R. M. Couceiro, Silvia L. Dutra, Ulisses G. Neiss, Victor L. Landeiro, Viviani P. Alecrim.

Esta disciplina e o artigo resultante não teriam sido possíveis sem o excelente trabalho de campo e análises detalhadas dos dados realizadas pelo grupo dedicado e talentoso, acima mencionado, de estudantes de Pós-Graduação. A Fundação Fullbright-CNPq e curso de Pós-graduação em Entomologia do INPA financiaram nossa viagem a Manaus. O estado do Paraná e o Banco Alemão de Desenvolvimento apoiaram nossas pesquisas na região da Mata Atlântica, no Paraná. Estamos especialmente gratos à falecida Viviane Toniollo (bióloga) da Diretoria de Estudos e Padrões Ambientais do Instituto Ambiental do Paraná (DEPAM IAP), pelo seu papel na coordenação geral do nosso projeto nesta região, e também a José Adailton Caetano e demais funcionários pela excelente assistência de campo neste projeto. Agradecemos a Teresa Dunn pelo seu trabalho artístico; Jacob Leonardo pela tradução do texto e Vivian C. Oliveira, Sheyla R.M. Couceiro, Jorge L. Nessimian pela revisão do texto.

## Referências Bibliográficas

Baptista, D.F.; Buss, D.F.; Dias, L.G.; Nessimian, J.L.; Da Silva, E.R.; De Moraes Neto, A.H.A.; de Carvalho, S.N.; De Oliveira, M.A.; Andrade, L.R. 2006. Functional feeding groups of Brazilian Ephemeroptera nymphs: ultrastructure of mouthparts. *International Journal of Limnology*, 42: 87-96.

Cargin-Ferreira, E.; Forsberg, B.R. 2000. Trophic structure of macroinvertebrate communities in the Jau River system. *Brazilian Journal of Ecology*, 3: 55-80.

Charvet, S.; Statzner, B.; Usseglio-Polatera, P.; Dumont, B. 2000. Traits of benthic macroinvertebrates in semi-natural French streams: an initial application to biomonitoring in Europe. *Freshwater Biology*, 43: 277-296.

Clarke, A.; Lake, P.S.; O'Dowd, D.J. 2004. Ecological impacts of aquatic macroinvertebrates following upland stream invasion by a ponded pasture grass (*Glyceria maxima*) in southern Australia. *Marine and Freshwater Research*, 55: 709-713.

Cummins, K.W. 1973. Trophic relations of aquatic insects. *Annual Review of Entomology*, 18: 183-206.

Cummins, K.W. 1974. Structure and function of stream ecosystems. *BioScience*, 24: 631-641.

Cummins, K.W.; Klug, M.J. 1979. Feeding ecology of stream invertebrates. *Annual Review of Ecological Systems*, 10: 147-172.

Cummins, K.W.; Wilzbach, M.A.; Gates, D.M.; Perry, J.B.; Taliaferro, W.B. 1989. Shredders and riparian vegetation. *BioScience*, 39: 24-30.

Cummins, K.W. 2002. Riparian-stream linkage paradigm. *Verhandlungen der Internationalen Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, 28: 49-58.

Cummins, K.W.; Merritt, R.W.; Andrade, P.C.N. 2005. The use of invertebrate functional groups to characterize ecosystem attributes in selected streams and rivers in south Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 40: 69-89.

Cushing, C.E.; Cummins, K.W.; Minshall, G.W. (eds). 2006. *River and stream ecosystems of the world*. University of California Press. Berkeley, CA. 815 p.

Domínguez, E.; Fernández, H.R. (eds). 2009. *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos: Sistemática y biología*. Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina.

Forsberg, B.R.; Castro, J.G.D.; Cargnin-Ferreira, E. 2001. The structure and functioning of the Rio Negro ecosystem: Insights from the Jaú Project, pp. 125-144. In Chao, N.L.; Petry, P.; Prang, G.; Sonneschein, L.; Tlusty, M. (eds). *Conservation and Management of Ornamental Fish Resources of the Rio Negro Basin, Amazonia, Brazil - Projeto Piaba*. Editora da Universidade de Amazonas, Manaus.

Grubbs, S.A.; Cummins, K.W. 1996. Linkages between riparian forest composition and shredder voltinism. *Archives of Hydrobiologia*, 137: 39-58.

Hynes, H.B.N. 1970. The ecology of stream insects. *Annual Review of Entomology*, 15: 25-42.

Karr, J.R.; Chu, E.W. 1999. *Restoring life in running waters: Better biological monitoring*. Washington, D.C., Island Press.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W. (*eds*). 2006. *An introduction to the aquatic insects of North America*, 3rd edition. Iowa, Kendall Hunt Publishing.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W.; Berg, M.B. (*eds*). 2008. *An introduction to the aquatic insects of North America*, 4th edition. Iowa, Kendall Hunt Publishing.

Palmer, C.; O'Keeffe, J.; Palmer, A.; Dunne, T.; Radloff, S. 2006. Macroinvertebrate functional feeding groups in the middle and lower reaches of the Buffalo River, Eastern Cape, South Africa. *Freshwater Biology*, 29: 441-453.

Rawer-Jost, C.; Böhmer, J.; Rahmann, H. 2000. Macroinvertebrate functional feeding group methods in ecological assessment. *Hydrobiologia*, 422: 225-232.

Resh, V.H.; Unzicker, J.D. 1975. Water quality monitoring and aquatic organisms: The importance of species identification. *Water Environment Federation*, 47: 9-19.

Rosenberg, D.M.; Resh, V.H. (*eds*). 1993. *Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates.* New York, Chapman and Hall.

Sladecek, V. 1973. System of water quality from the biological point of view. *Ergenbisse der limnologie*, 7: 1.

Wantzen, K.M.; Wagner, R.; Sütfeld, R.; Junk, W.J. 2002. How do plant-herbivore interactions of trees influence coarse detritus processing by shredders in aquatic ecosystems of different latitudes? *Verhandlungen der Internationalen Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie,* 28: 815-821.

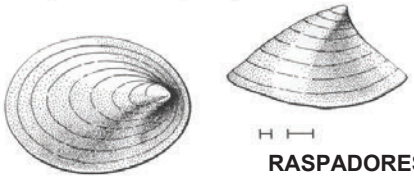
**Apêndice.** Chave para identificação dos grupos funcionais de alimentação (GFA) coletados em riachos brasileiros.

## CHAVE PARA GRUPOS FUNCIONAIS DE ALIMENTAÇÃO

 Indica tamanho ou variação de tamanho

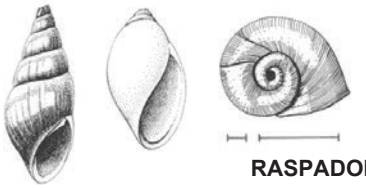
1. ANIMAIS EM CONCHA DURA (Filo Mollusca)

a. ANCYLIDAE (Classe Gastropoda)



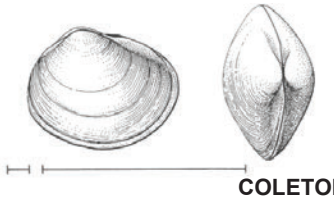
**RASPADORES**

b. CARACOL (Classe Gastropoda) : são generalistas (facultativos) e podem funcionar também como fragmentadores.



**RASPADORES**

c. MEXILHÃO (Classe Bivalvia)

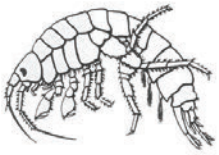


**COLETORES-FILTRADORES**

2. ANIMAIS PARECIDOS COM CAMARÃO (Classe Crustacea): Generalistas, podem funcionar também como Coletores-catadores. .


Aeglidae


Palaeomonidae


Amphipoda


Isopoda

**FRAGMENTADORES**

3. LARVA EM TUBO OU CASULO PORTÁTIL.

Vá para CHAVE 2

4. LARVA EM ABRIGO FIXO COM REDE DE CAPTURA.
*Nota:* Deve-se ter cuidado durante a coleta para observar-se as redes.

Vá para CHAVE 3

5. SEM TUBO OU ABRIGO FIXO.

a. LARVA COM CORPO EM FORMATO DE MINHOCA, SEM PERNAS ARTICULADAS.

Vá para CHAVE 4

b. NINFAS OU ADULTOS COM PERNAS ARTICULADAS.

Vá para CHAVE 5

6. NÃO SE ENCAIXA EXATAMENTE NA CHAVE 5.

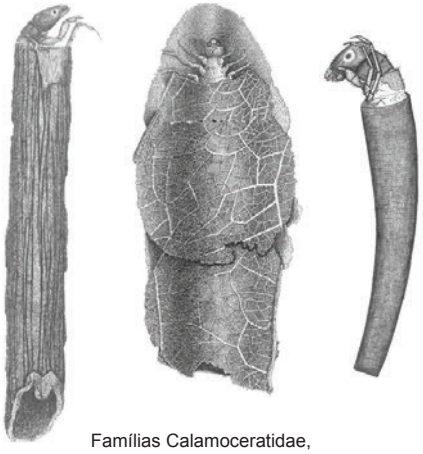
Vá para CHAVE 6
ou CHAVE 7

## CHAVE 2

PRIMEIRO NÍVEL DE RESOLUÇÃO

LARVA EM TUBO PORTÁTIL
Tricópteros (Ordem Trichoptera)

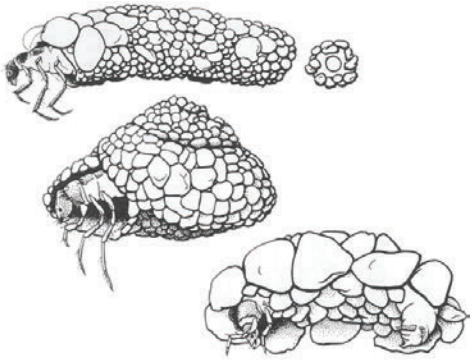
TUBOS ORGÂNICOS
Folha, graveto, agulhas de pinheiro, casca de árvore



Famílias Calamoceratidae,
Leptoceridae (em parte), Sericostomatidae

**FRAGMENTADORES**

TUBOS MINERAIS
Areia, cascalho fino



Famílias Glossosomatidae,
Odontoceridae, Helicopsychidae

**RASPADORES**

SEGUNDO NÍVEL DE RESOLUÇÃO considera alguns tricópteras razoavelmente comuns que seriam classificados errôneamente se baseados somente na composição dos tubos pela chave acima.

TUBO ORGÂNICO



Família Leptoceridae (em parte)

**COLETORES-FILTRADORES**

TUBO MINERAL



Família Leptoceridae (em parte)

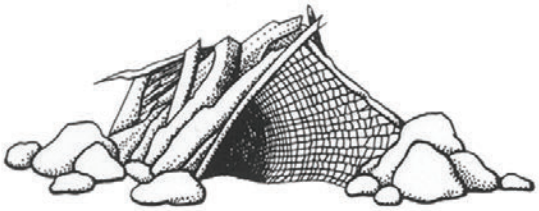
**PREDADORES**

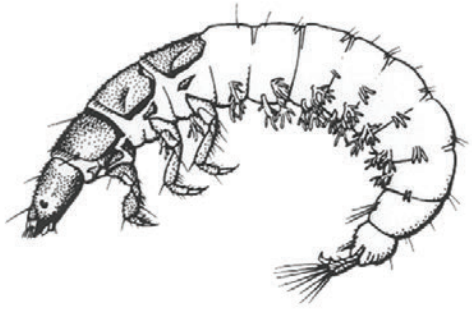
## CHAVE 3

PRIMEIRO NÍVEL DE RESOLUÇÃO

LARVA COM ABRIGO FIXO E REDE DE CAPTURA
*Nota:* Deve-se ter cuidado durante a coleta para observar-se as redes.
Tricópteros (Ordem Trichoptera)

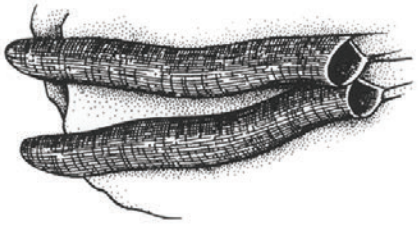
REDE GROSSA EM "ANDAIME"

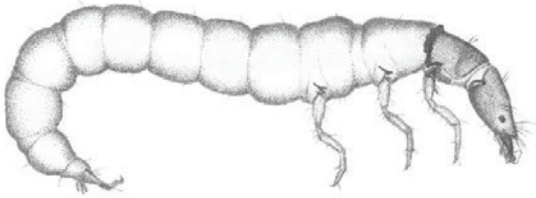




Família Hydropsychidae

REDE DE MALHA FINA EM FORMATO DE UMA MEIA ACHATADA OU EM FORMATO DE UMA TROMBETA





Famílias Philopotamidae, Polycentropodidae

**COLETORES-FILTRADORES**

## CHAVE 4

PRIMEIRO NÍVEL DE RESOLUÇÃO

LARVA COM O CORPO EM FORMATO DE MINHOCA E SEM PERNAS ARTICULADAS

GRANDE

maior do que

Cabeça retrátil e fracamente desenvolvida. Lobos caudais com espiráculos parecidos com olhos.

Segmento posterior inchado. Cabeça retrátil.



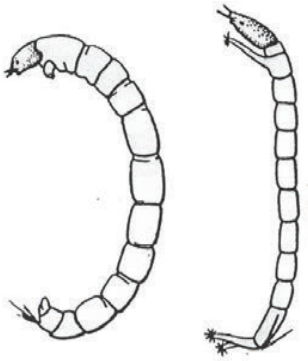
Família Tipulidae
(Similar à *Hexatoma*)

**PREDADORES**

PEQUENO

menor do que

LONGO E FINO



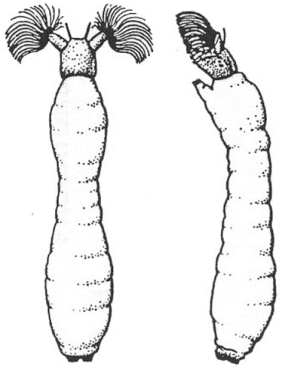
Família Chironomidae

*Nota:* Subtrair 10% do total por causa daqueles que são Predadores

**COLETORES-CATADORES**

CORPO COM REGIÃO INFERIOR ALARGADA

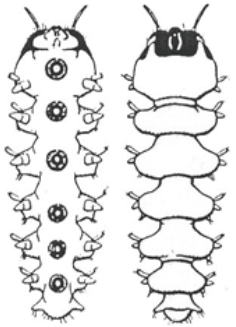
Base do bulbo geralmente aderida fortemente ao substrato.



Família Simuliidae

**COLETORES-FILTRADORES**

CORPO LOBADO COM VENTOSAS VENTRAIS.



Família Blephariceridae

**RASPADORES**

## CHAVE 5

PRIMEIRO NÍVEL DE RESOLUÇÃO

NINFAS COM PERNAS ARTICULADAS

3 (OU 2) FILAMENTOS POSTERIORES (CAUDAIS). LÁBIO INFERIOR (LABIUM) NÃO SE ESTENDE.

3 BRÂNQUIAS OU PROJEÇÕES POSTERIORES (CAUDAIS). LÁBIO INFERIOR ESTENDÍVEL.

3 (ou 2) filamentos, com brânquias laterais abdominais.

Efemerópteros (Ordem Ephemeroptera)

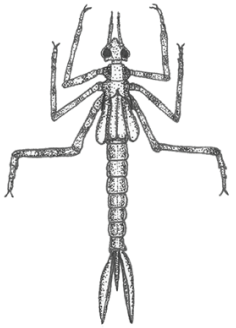


2 filamentos, sem brânquias laterais abdominais.

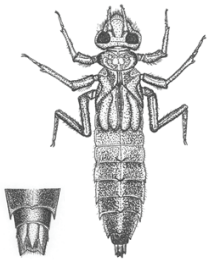
Plecópteros ou perlários (Ordem Plecoptera)



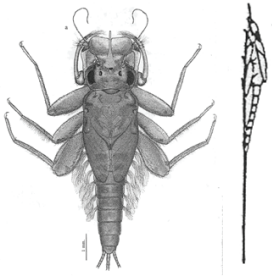
3 brânquias posteriores.



Projeções posteriores curtas.



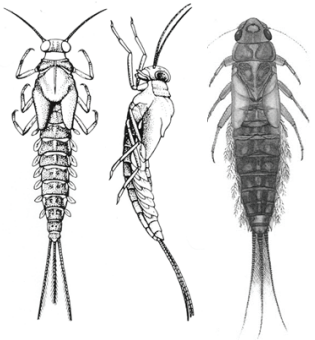
Formato do corpo ovóide. Achatado em corte transversal



Família Leptophlebiidae (em parte)

**RASPADORES**

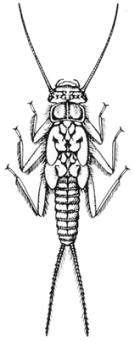
Formato do corpo cilíndrico. Redondo em corte transversal.



Famílias Baetidae, Leptophlebiidae (em parte)

**COLETORES-CATADORES**

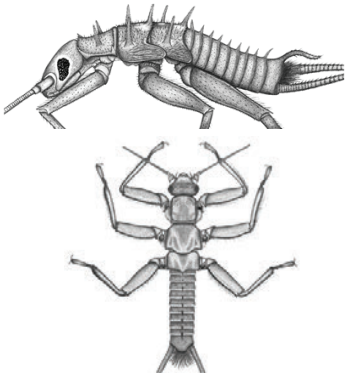
O padrão da cor é brilhante. Muito ativo.



Família Perlidae

**PREDADORES**

Marrom opaco ou preto ofuscado, com espinhos dorsais.



Família Gripopterygidae

**FRAGMENTADORES**



Libélulas (Subordem Zygoptera)

Famílias Coenagrionidae, Megapodagrionidae

**PREDADORES**



Libélulas (Subordem Anisoptera)

Famílias Gomphidae, Libellulidae, Aeschnidae,

**PREDADORES**

## CHAVE 6

SEGUNDO NÍVEL DE RESOLUÇÃO considera alguns insetos razoavelmente comuns que não se encaixam na chave cinco ou poderiam ser classificados errôneamente se baseados somente no formato do corpo.

LARVAS, NINFAS OU ADULTOS COM PERNAS ARTICULADAS. SEM TUBO OU ABRIGO FIXO.

COM FILAMENTOS LONGOS OU GANCHOS CAUDAIS

GANCHOS CAUDAIS

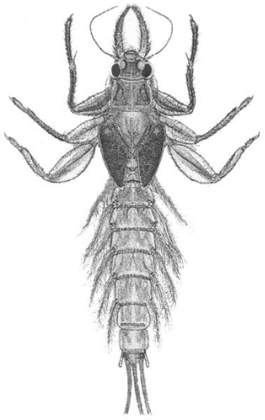


Família Corydalidae

**PREDADORES**

CERCI LONGOS

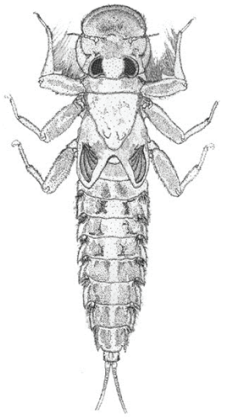
Com presas mandibulares



Família Euthyplociidae

**COLETORES-CATADORES**

Formato do corpo cilíndrico. Pêlos longos na parte de dentro das pernas frontais.

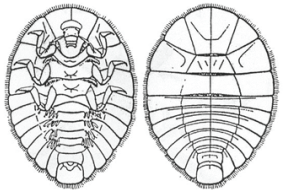


Família Oligoneuriidae

**COLETORES-FILTRADORES**

SEM FILAMENTOS LONGOS. Besouros (Ordem Coleoptera)

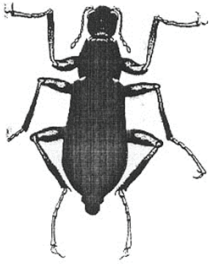
Com ventosas ventrais ou corpo em formato de disco. Cabeça e pernas totalmente ocultadas debaixo do dorso.



Família Psephenidae

**RASPADORES**

Besouro adulto



Família Elmidae

**RASPADORES**

Larva, corpo delgado, triangular em corte transversal



Família Elmidae

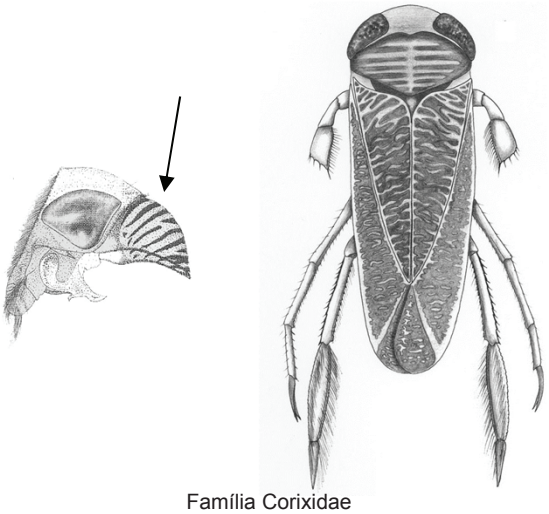
**COLETORES-CATADORES**

## CHAVE 7

SEGUNDO NÍVEL DE RESOLUÇÃO considera alguns insetos razoavelmente comuns que não se encaixam na chave cinco ou poderiam ser classificados errônemente se baseados somente no formato do corpo.

NINFAS E ADULTOS COM
"BICO" (ROSTRO) E HEMIÉLITRO

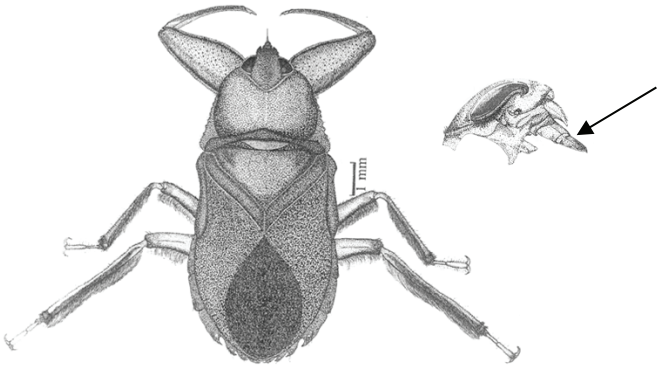
"Bico" triangular,
pernas frontais pequenas e espatuladas.



Família Corixidae

**RASPADORES**

"Bico" pontudo,
pernas frontais grandes.



Família Limnocoridae

**PREDADORES**

6

# Uma visão sobre a decomposição foliar em sistemas aquáticos brasileiros

José Francisco Gonçalves-Júnior.[1], Renato Tavares Martins[2], Bianca Maíra de Paiva Ottoni[2], Sheila Regina Marques Couceiro[3]

## Introdução

Nos ecossistemas aquáticos existem três vias básicas (cadeias tróficas) de fluxo energético: a herbivoria, a detritívora e o circuito microbiano ("microbial loop") (Mann 1972; Azam *et al.* 1983). Nos riachos onde a vegetação ripária é escassa ou ausente, a produção primária, principalmente do perifíton, é responsável pelo estoque de matéria orgânica (MO) e fluxo de energia (Webster e Meyer 1997). Por outro lado, onde a vegetação ripária é bem desenvolvida há menor incidência de luz sobre o corpo aquático, tornando a matéria orgânica alóctone a principal fonte de energia para o metabolismo desses ecossistemas (Benfield 1997; Henry *et al.* 1994; Griffith e Perry 1993; Petersen *et al.* 1989). Assim, o aporte de matéria orgânica alóctone para os ecossistemas lóticos merece especial atenção nos riachos de baixa ordem ou cabeceiras, onde o metabolismo heterotrófico é dominante (Esteves e Gonçalves 2011).

O aporte de matéria orgânica para os sistemas aquáticos pode ocorrer de forma direta das árvores para os cursos de água e por meio de movimentos laterais, em que ventos, chuvas e alagamentos carregam matéria orgânica particulada e dissolvida dos solos para os riachos (Jones 1997; Webster e Meyer 1997). A matéria orgânica presente nos sistemas aquáticos é subdividida em: matéria orgânica particulada grossa (MOPG), da qual fazem parte os troncos, galhos, folhas, flores e frutos (partículas > 1 mm); matéria orgânica particulada fina (MOPF), originada da abrasão física e da ação de micro e macrodecompositores que transformam a MOPG em partículas menores (entre 0,05 e 1 mm); e matéria orgânica dissolvida (MOD), formada por compostos químicos refratários e excretos de algas e animais (Allan e Castilho 2007; Esteves e Gonçalves 2011).

No Brasil existem poucas informações sobre a dinâmica deste material orgânico (designado por MO), apesar das grandes dimensões de nossas Bacias Hidrográficas e da associação destas com a vegetação ripária. Existem publicações de pesquisas realizadas nos Estados do Rio de Janeiro (Rezende e Mazzoni 2005), São Paulo (Henry *et al.* 1994; Uieda e Kikuchi 1995; Afonso *et al.* 2000; Carvalho e Uieda 2010) e Minas Gerais (Gonçalves *et al.* 2006a; França *et al.* 2009; Goncalves e Callisto, 2013; Gonçalves *et al.*, 2014), que sugerem a existência de espécies vegetais comuns às margens dos riachos de diferentes biomas brasileiros (Tabela 1). No entanto, ainda há necessidade de estudos que ampliem o conhecimento sobre o funcionamento destes ecossistemas.

[1] Laboratório de Limnologia, Departamento de Ecologia, Instituto de Ciências Biológicas, Universidade de Brasília, CEP 70910-900 Brasília, DF, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Curso de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[3] Instituto de Ciências e Tecnologia das Águas, Universidade Federal do Oeste do Pará, Anexo do Campus Amazônia Boulevard, Avenida Mendonça Furtado 2946, Fátima, CEP 68040-470 Santarém, PA, Brasil.

Neste capítulo serão abordados alguns conceitos e fatores reguladores da decomposição de matéria orgânica alóctone em sistemas aquáticos, levando em consideração questões pertinentes que emergiram durante os estudos nesta linha de pesquisa.

## A decomposição da matéria orgânica vegetal

A decomposição é o processo no qual a matéria orgânica particulada é reduzida e transformada em moléculas mais simples pela ação de fatores físicos, químicos e biológicos (Farjalla *et al*. 1999). Em sistemas aquáticos a decomposição é tradicionalmente dividida em três fases (Webster e Benfield 1986). A primeira fase é a lixiviação onde ocorre a remoção dos compostos solúveis, como proteínas, aminoácidos, carboidratos e lipídeos resultando em rápida perda de massa foliar. A segunda fase é o condicionamento onde ocorre a colonização microbiana e intensificam-se as modificações químicas e estruturais causadas pelas enzimas hidrolíticas dos micro-organismos, levando a um aumento da palatabilidade e da qualidade nutricional do detrito para os invertebrados. A última fase é a fragmentação, resultante da abrasão física e consumo das folhas pelos invertebrados, principalmente os pertencentes ao grupo trófico funcional fragmentador. Apesar de distintas, estas fases se sobrepõem durante a decomposição da matéria orgânica (Gessner *et al*. 1999).

## Decomposição foliar no Brasil – Estado da Arte

Nas últimas décadas, o foco dos estudos ecológicos em riachos tem passado de essencialmente estruturais para uma visão mais abrangente, integrando padrões e processos (Gessner *et al*. 1999). Nesse contexto, destacam-se os estudos pioneiros sobre a dinâmica da matéria orgânica em ambientes lóticos, realizados por Fisher e Likens (1973) e por Petersen e Cummins (1974), que despertaram o interesse sobre o tema em vários pesquisadores (Abelho 2001). Diversos estudos têm avaliado o aporte de matéria orgânica particulada grossa, padrões de retenção, acúmulo e decomposição de detritos nesses ambientes (Abelho 2001). No entanto, esses estudos estão concentrados predominantemente nas regiões de clima temperado (Gonçalves *et al*. 2007).

Embora ainda exista uma grande lacuna no conhecimento sobre a decomposição da matéria orgânica na região tropical, este cenário tem melhorado na América do Sul. Graça e Canhoto (2006) realizaram uma rápida busca na base de dados "Web of Science" por trabalhos publicados no mundo entre 2000 e 2004 sobre decomposição de detritos foliares em riachos. Eles observaram 110 artigos, sendo que deste total, a América do Sul representava somente 2% das publicações, enquanto a América do Norte e a Europa concentravam 82% dos artigos. No presente estudo foi realizada uma nova busca utilizando os mesmos parâmetros, sendo registrados 378 artigos entre 2005 e 2012, com a América do Sul representando 13% (n = 49) dos artigos sobre decomposição foliar, e o Brasil representando pouco mais da metade destes trabalhos (n = 27).

Os estudos sobre decomposição foliar em ecossistemas aquáticos no Brasil somam ao menos 85 artigos, sendo o primeiro artigo sobre o tema publicado em 1983 por Esteves e Barbieri. Entre os anos de 1980 a 2000 foram publicados 16 artigos, e entre 2001 e 2012 foram registrados 69 artigos, o que representa um incremento superior a 430% em relação à década de 1980 (dados obtidos através dos portais "Web of Science" e Periódicos Capes).

Até 2012, em 12 dos 26 Estados brasileiros foram registrados ao menos um estudo envolvendo a decomposição de folhas em ambientes aquáticos (Figura 1). Porém, a maioria dos trabalhos foi realizada na região Sudeste (n = 57; 67%), principalmente no Estado de São Paulo (n = 31). A maioria dos estudos realizados em São Paulo são publicações do grupo de pesquisa coordenado pelo Dr. Irineu Bianchini Jr. Estes estudos ocorreram predominantemente com macrófitas aquáticas e em microcosmos/laboratório (p.ex. Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2006; Cunha-Santino *et al*. 2010). Minas Gerais é o segundo Estado em número de publicações (n = 14; p.ex. Gonçalves *et al*. 2006b, c; Moretti *et al*. 2007a, b). A região Sul, com 13 trabalhos, é a segunda região com maior número de publicações, seguida pelas regiões Norte (n = 9), Centro-Oeste (n = 5) e Nordeste (n = 1). No Norte, o Amazonas é o Estado com maior número de artigos relacionados a este tema (n = 6), sendo quatro deles relativos à estudos em ecossistemas aquáticos lóticos (*e.g.*, Walker 1986, 1988; Landeiro *et al*. 2008, 2010).

**Tabela 1.** Lista de espécies comuns encontradas em estudos realizados em cinco riachos no Estado de Minas Gerais. Estas espécies são comuns aos vários biomas/formações vegetais: MA = Mata Atlântica, CE = Cerrado, AM = Amazônia, CA = Caatinga, PM = Pampa e PT = Pantanal. [1]Gonçalves *et al*. 2006[a], [2]França *et al*. 2009, [3]Gonçalves *et al*. 2014, [4]Gonçalves e Callisto 2013, [5]Rezende, dados não publicados.

| Espécies vegetais | Campo Rupestre[1] | Cerrado- Mata Atlantica[2] | Mata Atlântica[3] | Cerrado- Mata Atlantica[4] | Veredas[5] | Bioma |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Anacardiaceae | | | | | | |
| *Tapirira guianensis* | | X | | X | | AM, CA, CE, MA, PM, PT |
| Annonaceae | | | | | | |
| *Xylopia* sp. | | X | | | X | AM, CA, CE, MA |
| Burseraceae | | | | | | |
| *Protium* sp. | X | | | X | | AM, CA, CE, MA |
| Clusiaceae | | | | | | |
| *Kielmeyera* sp. | | X | | X | | AM, CA, CE, MA |
| Elaeocarpaceae | | | | | | |
| *Sloanea* sp. | | X | | X | | AM, CA, CE, MA, PT |
| Erythroxylaceae | | | | | | |
| *Erythroxylum* sp. | X | | | X | | AM, CA, CE, MA |
| Euphorbiaceae | | | | | | |
| *Alchornea* sp. | | | X | X | | MA, CE, AM |
| *Croton urucurana* | | X | | | X | MA, CE, AM |
| *Maprounea guianensis* | | X | X | | | CE |
| Fabaceae | | | | | | |
| *Apuleia leiocarpa* | | X | X | | | MA, CE, AM |
| *Machaerium* sp. | | X | X | X | | AM, CA, CE, MA, PT |
| *Machaerium nyctitans* | | | X | X | | CA, CE, MA |
| *Sclerolobium rugosum* | | X | | X | | MA |
| Flacourtiaceae | | | | | | |
| *Casearia* sp. | | X | X | X | | AM, CA, CE, MA, PM, PT |
| *Casearia sylvestris* | | | X | X | | AM, CA, CE, MA, PM, PT |
| Lamiaceae | | | | | | |
| *Hyptidendron asperrimum* | | X | | X | | CE, MA |
| Lauraceae | | | | | | |
| *Nectandra* sp. | | | X | X | | AM, CA, CE, MA, PT |
| *Nectandra oppositifolia* | | | X | X | | CA, CE, MA |
| *Ocotea* sp. | X | X | X | X | | AM, CA, CE, MA |
| Melastomataceae | | | | | | |
| *Miconia* sp. | X | | | X | | AM, CA, CE, MA |
| Mimosaceae | | | | | | |
| *Inga* sp. | | X | | X | | AM, CA, CE, MA, PT |
| Myrsinaceae | | | | | | |
| *Rapanea umbellate* | | X | | X | | AM, CA, CE, MA |
| Myrtaceae | | | | | | |
| *Myrcia* sp. | X | | | X | | AM, CA, CE, MA, PM, PT |
| Rubiaceae | | | | | | |
| *Amaioua guianensis* | | X | | X | | MA, CE, AM |
| *Psychotria* sp. | X | | | X | | AM, CA, CE, MA |
| Sapindaceae | | | | | | |
| *Cupania* sp. | | X | X | X | | AM, CA, CE, MA |
| *Cupania vernalis* | | | X | X | | MA,CE,AM |
| Thymelaeaceae | | | | | | |
| *Daphnopsis* sp. | | X | | X | | AM, CA, CE, MA, PT |




**Figura 1.** Publicações sobre a decomposição foliar em ambientes aquáticos no Brasil por estado brasileiro nos últimos 30 anos.

As folhas de macrófitas (n = 46) constituem o principal detrito foliar utilizado nos estudos de decomposição no Brasil, principalmente em ambientes lênticos (n = 20) e em laboratório (n = 23). Estes estudos tiveram como principais objetivos determinar a cinética da decomposição em situações aeróbicas e/ou anaeróbicas (Bianchini Jr *et al*. 2002; Romeiro e Bianchini Jr. 2006) e a participação de micro-organismos e/ou invertebrados ao longo do processo de decomposição (Roland *et al*. 1990; Gonçalves *et al*. 2004; Martins *et al.* 2011).

Nos estudos realizados em ambientes lóticos (n = 34) foi predominante a utilização de folhas senescentes da vegetação ripária (Janke e Trivinho-Strixino 2007; Carvalho e Uieda 2009); e só dois estudos utilizaram macrófitas (Pagioro e Thomaz 1998; Cunha-Santino *et al*. 2010). A maioria desses estudos, assim como os realizados em ambientes lênticos, tiveram os objetivos de avaliar a colonização de micro-organismos e/ou invertebrados ao longo da decomposição (Gonçalves *et al*. 2006b; Tanaka *et al*. 2006).

Gostaríamos de destacar outros temas abordados nos estudos desenvolvidos no Brasil, que tiveram o intuito de aumentar a entendimento do funcionamento dos ecossistemas lóticos, como: o uso da decomposição foliar para avaliação de impactos ambientais (Moulton e Magalhães 2003); o efeito de macroconsumidores como p.ex. os crustáceos no processamento de detritos foliares (Landeiro *et al*. 2008; Moulton *et al*. 2010); o enriquecimento do ambiente com nutrientes (Abelho *et al*. 2010) e a qualidade das folhas na cinética da decomposição (p. ex. Moretti *et al*. 2007a, b; Ligeiro *et al*. 2010).

As Tabelas 2 e 3 apresentam os coeficientes de decaimento (k) de material foliar de origem terrestre e de macrófitas aquáticas obtidos em diferentes regiões e ecossistemas brasileiros. Este coeficiente pode ser obtido através de diferentes modelos matemáticos, como exponencial simples, exponencial múltiplo e linear (Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2006). Em nossa revisão foi observado que o modelo exponencial simples (n = 32; 74%) foi o mais comumente utilizado (Tabelas 2 e 3). Este modelo também é o mais utilizado nos trabalhos de decomposição nas diferentes regiões do planeta sendo calculado em função do material remanescente ao longo do tempo, assumindo que a decomposição é inicialmente rápida, tornando-se mais lenta à medida que os compostos mais complexos remanescentes se tornam proporcionalmente mais abundantes nas folhas (Boulton e Boon 1991). O segundo modelo mais utilizado no Brasil é o exponencial múltiplo (n = 10; 23%), que pressupõe que a matéria orgânica é um recurso heterogêneo e cada estrutura possui um coeficiente de decomposição proporcional à quantidade de material remanescente próprio (Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2006). O modelo linear foi utilizado somente em um trabalho, e assume que os coeficientes de perda de massa são constantes ao longo do tempo (Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2006).

Na Tabela 2 são apresentados 63 valores de coeficientes de decaimento de 25 espécies ou grupo de espécies de material orgânico de origem terrestre. Para o modelo exponencial negativo simples, o menor k foi de 0,0016 para *Protium brasiliense* e o maior k foi de 0,2620 para *Piper divaricatum*. No modelo exponencial múltiplo os valores de k variaram de 0,6100 até 1,8000. A Tabela 3 apresenta 74 coeficientes de decaimento para 29 espécies de macrófitas, onde os menores k registrados foram de 0,0003 para *Eichhornia azurea* (exponencial simples) e 0,3900 para *Pistia stratiotes* (exponencial múltiplo), enquanto os maiores valores foram 0,4242 para *Nymphoides indica* (exponencial simples) e 2,7000 para *E. azurea*

(exponencial múltiplo). Apesar da importância do aporte de material alóctone na produtividade em pequenos lagos (Rezende *et al*. 2010), poucos estudos (n = 2; 11%) foram realizados com material de origem terrestre nesses sistemas (Tabela 2).

Petersen e Cummins (1974) categorizaram os coeficientes de decaimento de folhas em ecossistemas temperados em uma série contínua de três intervalos: lento ($k < 0{,}005\ d^{-1}$), médio ($0{,}005 > k < 0{,}010\ d^{-1}$) e rápido ($k > 0{,}010\ d^{-1}$). Como a decomposição é influenciada por diversos fatores bióticos e abióticos (Irons *et al*. 1994; Gessner *et al*. 1999), que diferem entre as zonas temperadas e tropicais, propomos neste capítulo uma classificação segundo os trabalhos realizados no Brasil. Esta classificação baseia-se nos intervalos dos quartis dos valores de k das Tabelas 2 e 3, sendo os valores menores que o quartil de 25% classificados como lentos, os valores interquartis (25% e 75%) como intermediários e os valores maiores que o quartil de 75% como rápidos. Assim, para o modelo exponencial simples a classificação ficou caracterizada como: rápida $k > 0{,}0173\ d^{-1}$, intermediária $0{,}0041 > k < 0{,}0173\ d^{-1}$ e lenta $k < 0{,}0041\ d^{-1}$. Acreditamos que esta classificação é mais realista para os sistemas brasileiros. No entanto, deve ser utilizada com cautela devido a escassez de dados para esta região (Gimenes *et al*. 2010).

Nas Tabelas 4 e 5 são apresentados valores médios de k baseados nos dados das Tabelas 2 e 3. Para o modelo exponencial simples os valores variaram de $0{,}0009\ d^{-1}$ para *Ludwigia inclinata* a $0{,}2721\ d^{-1}$ para *Nymphoides indica*. De acordo com a classificação aqui proposta, 32,5% (n = 13) das espécies foram consideradas como de decomposição lenta, 42,5% (n = 17) intermediárias e 25% (n = 10) rápidas. Segundo a classificação de Petersen e Cummins (1974), 40% das espécies apresentaram decomposição lenta, 22,5% como intermediária e 37,5% rápida.

Para o modelo exponencial múltiplo, também propomos uma classificação nas categorias de rápida ($k > 1{,}755\ d^{-1}$), intermediária ($1{,}755 > k > 0{,}970\ d^{-1}$) e lenta ($k < 0{,}970\ d^{-1}$). Os valores variaram de $0{,}527\ d^{-1}$ para *Pistia stratiotes* a $1{,}938\ d^{-1}$ para *Eichhornia azurea*. De acordo com nossa classificação, 20% (n = 3) das espécies foram consideradas como lenta, 66,7% (n = 10) intermediária e 13,3% (n = 2) rápida (Tabela 5).

A decomposição das macrófitas aquáticas foi mais lenta em relação às espécies terrestres, com 60% (n = 12) classificadas como lenta. Das folhas terrestres 95% (n = 19) foram classificadas como intermediárias ou rápidas. Estes dados corroboram com as revisões feitas por Webster e Benfield (1986) e Gimenes *et al*. (2010), segundo aos quais o material vegetal autóctone geralmente se decompõe mais lentamente do que o alóctone.

## Fatores que influenciam a decomposição

A velocidade da decomposição dos detritos foliares em riachos é dependente de alguns fatores como as características químicas e físicas da folha e da água. Além disso, os fatores bióticos avaliados pela composição e estrutura das comunidades microbianas e de invertebrados aquáticos associados ao detrito são fundamentais para a compreensão deste processo.

A dureza, a quantidade de nutrientes (principalmente, nitrogênio e fósforo) e a presença de inibidores químicos foliares (p.ex., polifenóis e taninos) refletem na caracterização física e química da folha e influenciam a colonização dos micro-organismos e invertebrados fragmentadores. A dureza da folha está relacionada à quantidade de compostos estruturais, como lignina e celulose. Estes agem em conjunto como barreira física para micro-organismos e fragmentadores (Graça 2001; CGEE 2010). A quantidade de nutrientes constituintes de proteínas e ácidos nucléicos é importante na qualidade do detrito, uma vez que os organismos tendem a consumir preferencialmente e crescer mais rapidamente em folhas ricas em nitrogênio (Friberg e Jacobsen 1999).

Os polifenóis são tidos como os principais inibidores químicos dos detritos foliares, e dentre esses, o grupo mais conhecido é o dos taninos. Os polifenóis presentes nas folhas podem inibir a ação das enzimas digestivas e o consumo de folhas devido a sua toxicidade e impalatabilidade, desencorajando os invertebrados a se alimentarem do detrito (Graça 2001; Monteiro *et al*. 2005). No entanto, folhas ricas em nutrientes, macias e com baixo teor de polifenóis tendem a ser mais rapidamente decompostas nos sistemas aquáticos (Moretti *et al*. 2007b).

A maioria dos estudos que avaliaram os efeitos das variáveis ambientais sob a atividade

**Tabela 2.** Espécies vegetais (em ordem alfabética) de origem terrestre utilizadas em estudos de decomposição em ambientes aquáticos. * classificação proposta no presente estudo.

| Espécie | k | Modelo | Velocidade de decomposição* | Ecossistema | Observações | Citação |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *Alnus glutinosa* | 0,0136 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | "Litter bags" com malha de 10 mm | Gonçalves Jr *et al*. 2006 |
| *Alnus glutinosa* | 0,0143 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | "Litter bags" com malha de 0,5 mm | Gonçalves Jr *et al*. 2006 |
| *Alnus glutinosa* | 0,0350 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Wantzen e Wagner 2006 |
| *Brosimum lactescens* | 0,0087 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | | Wantzen e Wagner 2006 |
| *Campomanesia xanthocarpa* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Controle e pouco oxigênio | Tonin e Hepp 2011 |
| *Campomanesia xanthocarpa* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Controle e muito oxigênio | Tonin e Hepp 2011 |
| *Campomanesia xanthocarpa* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Enriquecimento orgânico e pouco oxigênio | Tonin e Hepp 2011 |
| *Campomanesia xanthocarpa* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Enriquecimento orgânico e muito oxigênio | Tonin e Hepp 2011 |
| *Erythrina verna* | 0,0202 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Gonçalves Jr *et al*. 2012 a |
| *Eucalyptus camaldulensis* | 0,1127 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Adição de nutrientes | Abelho *et al*. 2010 |
| *Eucalyptus camaldulensis* | 0,1192 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Sem adição de nutrientes | Abelho *et al*. 2010 |
| *Eucalyptus camaldulensis* | 0,0445 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Gonçalves Jr et al. 2012 a |
| *Eucalyptus globulus* | 0,0420 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Hepp *et al*. 2008 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0050 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | | Hepp *et al*. 2009 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0050 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | | Trevisan e Hepp 2007 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0070 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Aguapé; período seco | Rezende *et al*. 2010 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0100 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Aguapé; período chuvoso | Rezende *et al*. 2010 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0130 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Barra; período seco | Rezende *et al*. 2010 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0150 | Exponencial simples | Rápida | Lago | Lago Barra; período chuvoso | Rezende *et al*. 2010 |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0030 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | | Gonçalves Jr *et al*. 2012 b |
| *Eugenia uniflora* | 0,0360 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Hepp *et al*. 2008 |
| *Fagus sylvatica* | 0,0170 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Wantzen e Wagner 2006 |
| *Folhas* | 0,6100 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | | Bitar *et al*. 2002 |
| *Guarea guidonia* | 0,0179 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Riachos referência | Silva-Jr e Moulton 2011 |
| *Guarea guidonia* | 0,0124 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riachos intermediários | Silva-Jr e Moulton 2011 |
| *Guarea guidonia* | 0,0103 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riachos impactados | Silva-Jr e Moulton 2011 |
| *Hirtella glandulosa* | 0,0070 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Aguapé; período seco | Rezende *et al*. 2010 |
| *Hirtella glandulosa* | 0,0070 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Aguapé; período chuvoso | Rezende *et al*. 2010 |
| *Hirtella glandulosa* | 0,0080 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Barra; período seco | Rezende *et al*. 2010 |
| *Hirtella glandulosa* | 0,0050 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago Barra; período chuvoso | Rezende *et al.* 2010 |

**Tabela 2.** Continuação.

| Espécie | K | Modelo | Velocidade de decomposição* | Ecossistema | Observações | Citação |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *Mabea speciosa* | 0,0260 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Landeiro *et al*. 2010 |
| *Miconia chartacea* | 0,0033 | Exponencial simples | Lenta | Riacho | Riacho Indaiá | Moretti *et al*. 2007 |
| *Miconia chartacea* | 0,0051 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riacho Garcia | Moretti *et al*. 2007 |
| *Miconia chartacea* | 0,0050 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | | Gonçalves Jr *et al*. 2012 b |
| *Myrcia guyanensis* | 0,0063 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riacho Indaiá | Moretti *et al*. 2007 |
| *Myrcia guyanensis* | 0,0053 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riacho Garcia | Moretti *et al*. 2007 |
| *Myrcia rostrata* | 0,0170 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio da Padaria; impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Myrcia rostrata* | 0,0190 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio Grande; impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Myrcia rostrata* | 0,0420 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio Andorinha; não impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Myrcia rostrata* | 0,0420 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio Barra Pequena; não impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Ocotea sp.* | 0,0043 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riacho Indaiá | Moretti *et al*. 2007 |
| *Ocotea sp.* | 0,0088 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riacho Garcia | Moretti *et al*. 2007 |
| *Piper divaricatum* | 0,2620 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio da Padaria; impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Piper divaricatum* | 0,1910 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio Grande; impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Piper divaricatum* | 0,1820 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio Andorinha; não impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Piper divaricatum* | 0,1640 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio Barra Pequena; não impactado | Moulton e Magalhães 2003 |
| *Protium brasiliense* | 0,0016 | Exponencial simples | Lenta | Riacho | "Litter bags" com malha de 0,5 mm | Gonçalves Jr. *et al*. 2007 |
| *Protium brasiliense* | 0,0021 | Exponencial simples | Lenta | Riacho | "Litter bags" com malha de 10 mm | Gonçalves Jr. *et al*. 2007 |
| *Protium brasiliense* | 0,0020 | Exponencial simples | Lenta | Riacho | Riacho Indaiá | Moretti *et al*. 2007 |
| *Protium brasiliense* | 0,0042 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Riacho Garcia | Moretti *et al*. 2007 |
| *Protium heptaphyllum* | 0,0019 | Exponencial simples | Lenta | Riacho | Riacho Indaiá | Moretti *et al*. 2007 |
| *Protium heptaphyllum* | 0,0040 | Exponencial simples | Lenta | Riacho | Riacho Garcia | Moretti *et al*. 2007 |
| *Protium heptaphyllum* | 0,0085 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | | Gonçalves Jr *et al*. 2012 a |
| *Salix humboldtiana* | 0,0100 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | | Telöken *et al*. 2011 |
| *Sebastiania commersoniana* | 0,0280 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Hepp *et al*. 2009 |
| *Sebastiania commersoniana* | 0,0240 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | | Trevisan e Hepp 2007 |
| *Serapilheira* | 0,0156 | Exponencial simples | Rápida | Rio | "Litter bags" com malha de 1 mm | Ribas *et al.* 2006 |
| *Serapilheira* | 0,0183 | Exponencial simples | Rápida | Rio | "Litter bags" com malha de 25 mm | Ribas *et al.* 2006 |
| *Serapilheira* | 0,0157 | Exponencial simples | Rápida | Riacho | Rio 4ª ordem; sem vegetação ripária | Gonçalves Jr. *et al*. 2006 |
| *Serapilheira* | 0,0065 | Exponencial simples | Intermediária | Riacho | Rio 3ª ordem; com vegetação ripária | Gonçalves Jr. *et al*. 2006 |
| *Serapilheira* | 1,8000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Laboratório | | Bitar *et al*. 2002 |

**Tabela 3.** Espécies macrófitas (em ordem alfabética) utilizadas em estudos de decomposição em ambientes aquáticos. * classificação proposta no presente estudo.

| Espécie | k | Modelo | Velocidade de decomposição * | Ecossistema | Observações | Citação |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *Avicennia germinans* | 0,0050 | Exponencial simples | Intermediária | Estuario | | Barroso-Matos *et al*. 2011 |
| *Cabomba furcata* | 0,6100 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | | Nunes *et al*. 2011 |
| *Cabomba furcata* | 0,0027 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Cabomba piauhyensis* | 0,0062 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Cunha e Bianchini Jr. 1998 |
| *Cabomba piauhyensis* | 1,0400 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | | Cunha e Bianchini Jr. 1999 |
| *Cyperus giganteus* | 0,0016 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Echinodorus tenellus* | 0,9000 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | Laboratório | Silva *et al*. 2011 |
| *Echinodorus tenellus* | 1,7200 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Reservatório | "Litter bags" | Silva *et al*. 2011 |
| *Egeria najas* | 0,0076 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Egeria najas* | 0,0140 | Linear | - | Laboratório | 17 °C | Carvalho *et al*. 2005 |
| *Egeria najas* | 0,0450 | Linear | - | Laboratório | 27 °C | Carvalho *et al*. 2005 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0003 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0047 | Exponencial simples | Intermediária | Canal | Canal Cortado | Pagioro e Thomaz 1998 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0048 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Lago das Garças | Pagioro e Thomaz 1998 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0050 | Exponencial simples | Intermediária | Lagoa | Área nunca inundada | Padial e Thomaz 2006 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0180 | Exponencial simples | Rápida | Lagoa | Área sempre inundada | Padial e Thomaz 2006 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0100 | Exponencial simples | Intermediária | Lagoa | Sete dias inundados e sete dias secos | Padial e Thomaz 2006 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0120 | Exponencial simples | Intermediária | Lagoa | 21 dias inundados e 21 dias secos | Padial e Thomaz 2006 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0098 | Exponencial simples | Intermediária | Lagoa | Parte: pecíolo | Roland *et al*. 1990 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0113 | Exponencial simples | Intermediária | Lagoa | Parte: limbo | Roland *et al*. 1990 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0135 | Exponencial simples | Intermediária | Lago | Período seco | Stripari e Henry 2002 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0175 | Exponencial simples | Rápida | Lago | Período chuvoso | Stripari e Henry 2002 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0180 | Exponencial simples | Rápida | Lago | | Martins *et al*. 2011 |
| *Eichhornia azurea* | 0,6000 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | Parte: ramo; anaeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 1,6000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Parte: ramo; aeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 0,0180 | Exponencial simples | Rápida | Lago | | Martins *et al*. no prelo |

**Tabela 3.** Continuação.

| Espécie | k | Modelo | Velocidade de decomposição * | Ecossistema | Observações | Citação |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *Eichhornia azurea* | 0,6000 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | Parte: ramo; anaeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 1,6000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Parte: ramo; aeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 2,1000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Laboratório | Parte: raiz; anaeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 1,4000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Parte: raiz; aeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 2,4000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Laboratório | Parte: folha; anaeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 2,7000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Laboratório | Parte: folha; aeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 2,5000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Laboratório | Planta inteira; anaeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Eichhornia azurea* | 2,2000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Laboratório | Planta inteira; aeróbio | Cunha-Santino *et al*. 2010 |
| *Hydrocotyle verticillata* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Laboratório | Silva *et al*. 2011 |
| *Hydrocotyle verticillata* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Reservatório | "Litter bags" | Silva *et al*. 2011 |
| *Laguncularia racemosa* | 0,0030 | Exponencial simples | Lenta | Estuário | | Barroso-Matos *et al*. 2011 |
| *Ludwigia inclinata* | 0,0009 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Montrichardia arborescens* | 0,5900 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | Aeróbio | Bianchini Jr. *et al*. 2002 |
| *Montrichardia arborescens* | 1,3400 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Anaeróbio | Bianchini Jr. *et al*. 2002 |
| *Najas microcarpa* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Laboratório | Silva *et al*. 2011 |
| *Najas microcarpa* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Reservatório | "Litter bags" | Silva *et al*. 2011 |
| *Nymphaea ampla* | 0,0437 | Exponencial simples | Rápida | Lagoa costeira | | Gonçalves jr *et al* 2004 |
| *Nymphoides indica* | 0,1199 | Exponencial simples | Rápida | Lago | Lago eutrófico | Silva *et al*. 2010 |
| *Nymphoides indica* | 0,4242 | Exponencial simples | Rápida | Lago | Lago oligotrófico | Silva *et al*. 2010 |
| *Oryza glumaepatula* | 0,0160 | Exponencial simples | Rápida | Lago | | Enrich-Prast *et al*. 2004 |
| *Oxycaryum cubense* | 0,0021 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Oxycaryum cubense* | 1,3100 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | | Nunes *et al*. 2011 |
| *Pistia stratiotes* | 0,6680 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | Aeróbio | Bianchini Jr. *et al*. 2010 |
| *Pistia stratiotes* | 0,3860 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | Anaeróbio | Bianchini Jr. *et al*. 2010 |
| *Polygonum meissnerianum* | 0,0016 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |

**Tabela 3.** Continuação.

| Espécie | k | Modelo | Velocidade de decomposição * | Ecossistema | Observações | Citação |
|---|---|---|---|---|---|---|
| *Pontederia parviflora* | 1,5000 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | Laboratório | Silva *et al*. 2011 |
| *Pontederia parviflora* | 2,1000 | Exponencial múltiplo | Rápida | Reservatório | "Litter bags" | Silva *et al.* 2011 |
| *Ricciocarpus natans* | 0,0016 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Ricciocarpus natans* | 1,4100 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | | Nunes *et al*. 2011 |
| *Rhizophora mangle* | 0,0030 | Exponencial simples | Lenta | Estuário | | Barroso-Matos *et al.* 2011 |
| *Saccharum officinarum* | 0,9540 | Exponencial múltiplo | Lenta | Laboratório | | Gimenes *et al*. 2012 |
| *Salvinia auriculata* | 0,0010 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Anaeróbio; Ver Gimenes *et al*. 2010 | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2000 |
| *Salvinia auriculata* | 0,0017 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Aeróbio; Ver Gimenes *et al*. 2010 | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2000 |
| *Salvinia* sp. | 0,0010 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |
| *Scirpus cubensis* | 0,0030 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Ver Gimenes *et al* 2010 | Cunha e Bianchini Jr. 1998 |
| *Scirpus cubensis* | 1,7400 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | | Cunha e Bianchini Jr. 1999 |
| *Talauma ovata* | 1,0710 | Exponencial múltiplo | Intermediária | Laboratório | | Gimenes *et al*. 2012 |
| *Typha domingensis* | 0,0017 | Exponencial simples | Lenta | Lagoa costeira | | Gonçalves Jr. *et al*. 2004 |
| *Typha domingensis* | 0,0024 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Anaeróbio | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2006 |
| *Typha domingensis* | 0,0044 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Aeróbio | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2006 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0021 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Anaeróbio; 15,3 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0028 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Anaeróbio; 20,8 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0034 | Exponencial simples | Lenta | Laboratório | Anaeróbio; 25,7 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0045 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Anaeróbio; 30,3 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0043 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Aeróbio; 15,3 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0046 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Aeróbio; 20,8 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0054 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Aeróbio; 25,7 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0051 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Aeróbio; 30,3 °C | Cunha-Santino e Bianchini Jr. 2008 |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0066 | Exponencial simples | Intermediária | Laboratório | Ver Gimenes *et al*. 2010 | Nunes 2010 |

**Tabela 4.** Valores médios e classificações dos coeficientes de decaimento (k) para o modelo exponencial simples, propostos no presente estudo (*) e por Petersen e Cummins (1974), das espécies vegetais presentes nas Tabelas 2 e 3.

| Espécie | k ($d^{-1}$) | Origem | Classificação* | Classificação (Petersen e Cummins 1974) |
|---|---|---|---|---|
| Acanthaceae | | | | |
| *Avicennia germinans* | 0,0050 | Macrófita | Intermediária | Intermediária |
| Betulaceae | | | | |
| *Alnus glutinosa* | 0,0210 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| Burseraceae | | | | |
| *Protium brasiliense* | 0,0025 | Terrestre | Lenta | Lenta |
| *Protium heptaphyllum* | 0,0048 | Terrestre | Intermediária | Lenta |
| Cabombaceae | | | | |
| *Cabomba furcata* | 0,0027 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| *Cabomba piauhyensis* | 0,0062 | Macrófita | Intermediária | Intermediária |
| Chrysobalanaceae | | | | |
| *Hirtella glandulosa* | 0,0068 | Terrestre | Intermediária | Intermediária |
| Combretaceae | | | | |
| *Laguncularia racemosa* | 0,0030 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Cyperaceae | | | | |
| *Cyperus giganteus* | 0,0016 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| *Oxycaryum cubense* | 0,0021 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| *Scirpus cubensis* | 0,0030 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Euphorbiaceae | | | | |
| *Mabea speciosa* | 0,0260 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| *Sebastiania commersoniana* | 0,0260 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| Fabaceae | | | | |
| *Erythrina verna* | 0,0202 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| Fagaceae | | | | |
| *Fagus sylvatica* | 0,0170 | Terrestre | Intermediária | Rápida |
| Hydrocharitaceae | | | | |
| *Egeria najas* | 0,0076 | Macrófita | Intermediária | Intermediária |
| Lauraceae | | | | |
| *Ocotea* sp. | 0,0066 | Terrestre | Intermediária | Intermediária |
| Lentibulariaceae | | | | |
| *Utricularia breviscapa* | 0,0043 | Macrófita | Intermediária | Lenta |
| Melastomataceae | | | | |
| *Miconia chartacea* | 0,0045 | Terrestre | Intermediária | Lenta |
| *Myrcia guyanensis* | 0,0058 | Terrestre | Intermediária | Intermediária |
| *Myrcia rostrata* | 0,0300 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| Meliaceae | | | | |

**Tabela 4.** Continuação.

| Espécie | k ($d^{-1}$) | Origem | Classificação* | Classificação (Petersen e Cummins 1974) |
|---|---|---|---|---|
| *Guarea guidonia* | 0,0135 | Terrestre | Intermediária | Rápida |
| Menyanthaceae | | | | |
| *Nymphoides indica* | 0,2721 | Macrófita | Rápida | Rápida |
| Moraceae | | | | |
| *Brosimum lactescens* | 0,0087 | Terrestre | Intermediária | Intermediária |
| Myrtaceae | | | | |
| *Eucalyptus camaldulensis* | 0,0921 | Terrestre | Intermediária | Intermediária |
| *Eucalyptus globulus* | 0,0420 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| *Eucalyptus grandis* | 0,0083 | Terrestre | Intermediária | Intermediária |
| *Eugenia uniflora* | 0,0360 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| Nymphaeaceae | | | | |
| *Nymphaea ampla* | 0,0437 | Macrófita | Rápida | Rápida |
| Onagraceae | | | | |
| *Ludwigia inclinata* | 0,0009 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Piperaceae | | | | |
| *Piper divaricatum* | 0,1998 | Terrestre | Rápida | Rápida |
| Poaceae | | | | |
| *Oryza glumaepatula* | 0,0160 | Macrófita | Intermediária | Rápida |
| Polygonaceae | | | | |
| *Polygonum meissnerianum* | 0,0016 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Pontederiaceae | | | | |
| *Eichhornia azurea* | 0,0104 | Macrófita | Intermediária | Rápida |
| Ricciaceae | | | | |
| *Ricciocarpus natans* | 0,0016 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Rhizophoraceae | | | | |
| *Rhizophora mangle* | 0,0030 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Salicaceae | | | | |
| *Salix humboldtiana* | 0,0100 | Terrestre | Intermediária | Rápida |
| Salviniaceae | | | | |
| *Salvinia auriculata* | 0,0014 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| *Salvinia* sp. | 0,0010 | Macrófita | Lenta | Lenta |
| Typhaceae | | | | |
| *Typha domingensis* | 0,0028 | Macrófita | Lenta | Lenta |

**Tabela 5.** Valores médios e classificação dos coeficientes de decaimento (k) para o modelo exponencial múltiplo, propostos no presente estudo das espécies vegetais presentes nas Tabelas 2 e 3.

| Espécie | k ($d^{-1}$) | Origem | Classificação |
|---|---|---|---|
| Alismataceae | | | |
| *Echinodorus tenellus* | 1,310 | Macrófita | Intermediária |
| Araceae | | | |
| *Montrichardia arborescens* | 0,965 | Macrófita | Lenta |
| *Pistia stratiotes* | 0,527 | Macrófita | Lenta |
| Araliaceae | | | |
| *Hydrocotyle verticillata* | 1,500 | Macrófita | Intermediária |
| Cabombaceae | | | |
| *Cabomba furcata* | 0,610 | Macrófita | Lenta |
| *Cabomba piauhyensis* | 1,040 | Macrófita | Intermediária |
| Cyperaceae | | | |
| *Oxycaryum cubense* | 1,310 | Macrófita | Intermediária |
| *Scirpus cubensis* | 1,740 | Macrófita | Intermediária |
| Magnoliaceae | | | |
| *Talauma ovata* | 1,071 | Macrófita | Intermediária |
| Myrtaceae | | | |
| *Campomanesia xanthocarpa* | 1,500 | Terrestre | Intermediária |
| Najadaceae | | | |
| *Najas microcarpa* | 1,500 | Macrófita | Intermediária |
| Poaceae | | | |
| *Saccharum officinarum* | 0,954 | Macrófita | Intermediária |
| Pontederiaceae | | | |
| *Eichhornia azurea* | 1,938 | Macrófita | Rápida |
| *Pontederia parviflora* | 1,800 | Macrófita | Rápida |
| Ricciaceae | | | |
| *Ricciocarpus natans* | 1,410 | Macrófita | Intermediária |

dos decompositores e, consequentemente, na decomposição foliar, foram realizados em ecossistemas temperados. Os maiores coeficientes de decomposição estão relacionados com maiores valores de temperatura (Webster e Benfield 1986), de oxigênio dissolvido (Bjelke 2005) e concentração de nutrientes (Robinson e Gessner 2000; Grattan e Suberkropp 2001) na água. Sob estas condições ocorre o aumento da biomassa e da atividade dos micro-organismos e invertebrados fragmentadores. Águas com baixos valores de pH estão associados à menores coeficientes de decomposição, uma vez que águas ácidas inibem a atividade microbiana (Mulholland *et al*. 1987). A velocidade da água, por sua vez, atua diretamente sobre os detritos em decomposição, promovendo a fragmentação física do tecido foliar (Ferreira *et al*. 2006).

A decomposição microbiana é realizada por bactérias e fungos aquáticos, cujas enzimas causam alterações estruturais e químicas nas folhas. Além disso, devido à colonização fúngica, pode ocorrer aumento na concentração de nutrientes, o que acarreta aumento do valor nutricional do material (Bärlocher e Kendrick 1975; Suberkropp *et al*. 1983), tornando-o assim um recurso mais atrativo para os invertebrados (Suren e Lake 1989; Gessner *et al*. 1999; Graça 2001).

## Micro-organismos

O termo micro-organismo refere-se aos organismos diminutos que são invisíveis a olho nu. Esta comunidade apresenta uma imensa diversidade genética representada por Bactéria, Archae e algumas espécies de Eukarya. Devido a essa diversidade genética, os micro-organismos incluem seres autotróficos, heterotróficos, parasitas e predadores (Pace 2006; Madigan *et al.* 2010).

Muitos estudos tem demonstrado que os micro-organismos são fundamentais na decomposição de material orgânico vegetal, sobretudo o de origem alóctone (*e.g.*, Hieber e Gessner 2002; Gonçalves *et al.* 2006b-c; Findlay 2010). Entre esses micro-organismos estão as algas, bactérias, fungos, ciliados, flagelados, amebas e nematóides (Díaz-Villanueva e Trochine 2005). Embora alguns autores admitam a importância dos protozoários no processo de decomposição de detritos vegetais (*e.g.*, Ribblett *et al.* 2005), os principais micro-organismos decompositores em riachos são bactérias e fungos filamentosos, especialmente os hifomicetos (Bärlocher 1992; Suberkropp 1998). Esses organismos incorporam nutrientes em seu metabolismo para a produção secundária e aumentam a palatabilidade e o valor nutricional dos detritos, de modo que esses detritos possam ser utilizados pelos invertebrados aquáticos (Benstead 1996; Abelho 2001; Graça *et al.* 2001a-b). Contudo, é controverso o papel dos micro-organismos em diferentes biomas e na presença de poluição (*e.g.*, Pascoal *et al.* 2005), de modo que ainda não existe um padrão definido. Por exemplo, para os estudos que apontam baixa abundância de invertebrados fragmentadores em riachos tropicais, os micro-organismos

são considerados os principais reguladores do processo (Dobson *et al.* 2002; Gonçalves *et al.* 2006b; Boyero *et al*. 2012). Porém, um padrão inverso é discutido para riachos de zonas temperadas, dando maior importância relativa aos invertebrados fragmentadores, especialmente em riachos de cabeceira (Graça 2001).

As relações ecológicas entre fungos e bactérias também são consideradas importantes na decomposição de detritos. Das *et al.* (2007), ao estudarem a diversidade destes micro-organismos em folhas em decomposição em um riacho norte-americano, argumentaram que as bactérias podem se beneficiar de compostos produzidos pelo metabolismo dos fungos nas folhas. No entanto, Mille-Lindblom e Tranvik (2003) afirmaram que a colonização e o crescimento desses micro-organismos nas folhas podem causar antagonismo bilateral, onde em alguns momentos as bactérias suprimem o crescimento dos fungos, e em outros ocorre o efeito inverso. Atualmente, muitos estudos de decomposição de detrito vegetal em zonas temperadas relatam a importância dos fungos no condicionamento do material vegetal antes de seu consumo por invertebrados aquáticos (Hieber e Gessner 2002; Pascoal *et al.* 2005; Duarte *et al*. 2010; Krauss *et al.* 2011).

## Hifomicetos aquáticos

Os hifomicetos aquáticos são apontados como os principais fungos participantes do processo de decomposição da matéria orgânica alóctone em riachos e, deste modo, podem ser considerados organismos chave para a estruturação das teias alimentares em ecossistemas aquáticos florestados (Bärlocher 1992; Hieber e Gessner 2002; Artigas *et al.* 2008; Krauss *et al.* 2011). A colonização dos detritos vegetais por hifomicetos aquáticos pode ocorrer através de três vias: 1- contato direto com um detrito colonizado por hifomicetos (Dang *et al.* 2007); 2- fragmentos destacados de hifas que são transportados pela água, percorrendo longas distâncias e se fixando no substrato encontrado (Park 1974); 3- esporos assexuais que se prendem às superfícies dos detritos, no caso folhas (Read *et al.* 1992). A colonização inicial por hifomicetos é rápida em virtude de seu ciclo de vida simples. Se as condições das superfícies foliares forem adequadas, os esporos se estabelecem para o crescimento das hifas e produção de novos esporos (Cummins 2002). No entanto, a biomassa de fungos tende a estabilizar ou decrescer ligeiramente após atingir seu valor máximo (Pascoal *et al.* 2005). Esse fato pode estar relacionado ao consumo do substrato foliar disponível ao longo do tempo, ou mesmo da predação exercida pelos invertebrados aquáticos sobre a assembleia de fungos (Cummins e Klug 1979).

Os hifomicetos aquáticos também são considerados indicadores de impactos em ambientes naturais (Pascoal *et al.* 2003; Solé *et al.* 2008), uma vez que os padrões de diversidade, biomassa e a taxas de esporulação são modificados pelas condições ambientais (Krauss *et al.* 2003; Pascoal *et al.* 2005; Medeiros *et al*. 2010). Por exemplo, baixa diversidade e atividade de esporulação desses fungos ocorrem em condições de poluição (Duarte *et al*. 2008) e em baixas concentrações de oxigênio (Medeiros *et al*. 2009). Porém, alterações na estrutura da comunidade fúngica não necessariamente provocam diminuição na sua biomassa total ou na decomposição foliar (Duarte *et al*. 2008).

No Brasil existem poucos trabalhos sobre as comunidades de hifomicetos aquáticos e o seu papel na decomposição foliar (*e.g.*, Cavalcanti e Milanez 2007; Rosa *et al*. 2009; Schoenlein-Crusius *et al.* 2009). Entre esses trabalhos, destaca-se o realizado por Schoenlein-Crusius e Grandi (2003), que teve como objetivo inventariar as espécies de hifomicetos encontradas na América do Sul, incluindo o Brasil. No entanto, os autores supracitados mencionaram o registro de somente uma espécie desse grupo para a região amazônica brasileira, evidenciando a necessidade de maior número de estudos na região.

## Bactérias e outros micro-organismos

A decomposição foliar é um processo mediado por muitos grupos de micro-organismos que degradam a matéria orgânica, principalmente, a partir da liberação de enzimas extra-celulares. Porém, a maior parte das pesquisas realizadas visou compreender o papel dos fungos aquáticos (Krauss *et al.* 2011). Dessa forma, pouco se sabe sobre a diversidade e o papel dos demais micro-organismos que fazem parte da cadeia decompositora de material foliar em riachos, entre

eles bactérias, leveduras e protozoários (Rosa *et al*. 2009).

As bactérias, por exemplo, são considerados organismos importantes do processo de decomposição, uma vez que atuam na mineralização da matéria orgânica (Gulis e Suberkropp 2003). No entanto, um padrão ainda não foi estabelecido, com algumas pesquisas apontando maior importância de bactérias nos estágios finais da decomposição (Hiebe e Gessner 2002; Das *et al*. 2007). Por outro lado, em riachos tropicais as bactérias seriam mais importantes que os fungos nos estágios iniciais da decomposição, devido à capacidade das bactérias em metabolizar proteínas e açúcares simples durante o estágio inicial. Em estágios avançados seriam substituídas por fungos, que agiriam na decomposição de polímeros complexos presentes na parede celular vegetal, como celulose e lignina (Gonçalves *et al.* 2006b). Assim, as bactérias não devem ser menosprezadas em estudos de decomposição foliar, pois podem ser responsáveis por uma fração considerável da biomassa total de micro-organismos (Baldy *et al*. 2002).

Quanto aos protistas envolvidos no processo de decomposição foliar, os estudos ainda são escassos. No entanto, a importância desses organismos está sendo demonstrada em pesquisas que descrevem a relação destes com a comunidade bacteriana associada a detritos orgânicos em decomposição (Ribblett *et al*. 2005), especialmente em condições anóxicas (Risse-Buhl *et al*. 2012). Ribblett *et al*. (2005) observaram o aumento nos coeficientes de decomposição foliar na presença de protozoários e bactérias quando comparado à tratamentos que continham apenas bactérias. Entre os principais protistas observados nesse tipo de pesquisa estão os flagelados e ciliados (Gaudes *et al*. 2009).

As principais metodologias utilizadas para a determinação da biomassa de micro-organismos envolvidos no processo de decomposição foliar em sistemas aquáticos são: determinação das concentrações de ATP e de ergosterol (lipídio constituinte das membranas celulares dos Eumicetos), utilizadas para estimar a biomassa total de micro-organismos e a biomassa fúngica, respectivamente (Gonçalves, 2005; Abelho 2009). Além destas metodologias, podemos citar ainda a técnica de eletroforese em gel com gradiente desnaturante (DGGE) e a técnica de indução da produção de esporos assexuais de hifomicetos. Essas duas últimas técnicas visam, sobretudo, a identificação da comunidade microbiana presente no material em decomposição e podem ser utilizadas para estimar a diversidade desses organismos (Raviraja *et al*. 2005). Os protocolos destas metodologias podem ser obtidos em Graça *et al*. (2005). O elevado custo dessas metodologias e a dificuldade no desenvolvimento de técnicas que possibilitem o cultivo e, consequentemente, a identificação desses organismos podem ser apontados como as principais causas da escassez de trabalhos sobre o papel dos micro-organismos (sejam eles, bactérias, protozoários ou fungos) na decomposição foliar (Rosa *et al*. 2009; Findlay 2010).

## Invertebrados e vertebrados

Os invertebrados aquáticos constituem um grupo diverso constituído por representantes de insetos, anelídeos, moluscos, entre outros. Esses organismos podem ser classificados em grupos tróficos funcionais, como: coletores-filtradores, coletores-catadores, predadores, raspadores e fragmentadores (Merritt e Cummins 1996). Além disso, o grupo dos invertebrados aquáticos é importante na estrutura e funcionamento dos ecossistemas aquáticos, onde sua distribuição é influenciada pelas características do sedimento, morfologia das margens, profundidade da coluna d'água, vegetação ripária, competição entre as diferentes espécies, natureza química do substrato e disponibilidade de recursos alimentares (Queiroz *et al.* 2000). Os detritos (p.ex. folhas, galhos, troncos e outros materiais vegetais) acumulados no leito dos ecossistemas lóticos (principalmente nos remansos) promovem a maior disponibilidade de recursos alimentares para esses organismos, além de servir como abrigo contra a correnteza da água e predação (Dobson e Hildrew 1992).

Estudos de decomposição foliar em sistemas aquáticos relataram a importância dessa comunidade, especialmente a diversidade e a abundância de invertebrados fragmentadores (Graça 2001; Gonçalves *et al.* 2006b-cb; Landeiro *et al.* 2010), representados por alguns grupos de insetos (*e.g.*, Trichoptera, Plecoptera e Tipulidae) e crustáceos (*e.g.*, alguns Amphipodas, Isopodas e Decapodas) (Cushing e Allan 2001). Segundo Merritt e Cummins (1996), fragmentador é a denominação atribuída aos invertebrados aquáticos que mastigam folhas, gravetos e outros

detritos orgânicos que entram nos sistemas aquáticos. Esses organismos apresentam aparato bucal adaptado para macerar e retalhar grandes partículas de matéria orgânica (Cushing e Allan 2001) e dessa forma, sua atividade é responsável pela transformação da MOPG em MOPF, o que constitui uma importante fonte de alimento para outros organismos (*e.g.*, coletores) (Graça 2001; Benfield 2007). No entanto, os fragmentadores também podem utilizar a matéria orgânica vegetal como substrato ou retalhar esse material para a construção de seus abrigos (*e.g.*, Trichoptera -Calamoceratidae, Pes *et al.* 2005; Rincón e Martínez 2006; Moretti *et al.* 2009). Entre os fatores que estão relacionados à colonização dos fragmentadores em detritos em decomposição, o grau de condicionamento microbiano (ver sessão anterior) é apontado como primordial (Gimenez *et al.* 2010), por aumentar a palatabilidade e o valor nutricional dos detritos para os fragmentadores (Abelho 2001). Assim, estes invertebrados preferem se alimentar de folhas pré-colonizadas (condicionada) por bactérias e fungos a folhas não condicionadas (Graça e Canhoto 2006).

Em riachos de zonas com clima temperado os fragmentadores são considerados abundantes, constituindo o grupo de maior importância no processo de decomposição de detrito vegetal (Abelho 2001; Graça 2001). No entanto, em zonas tropicais os estudos evidenciam resultados divergentes em relação à importância desse grupo (Gonçalves *et al.* 2006b; Wantzen e Wagner 2006; Gonçalves *et al.* 2007; Landeiro *et al.* 2010; Moulton *et al.* 2010). A maior parte desses estudos demonstram que os fragmentadores são raros ou ausentes e, assim, a decomposição de detritos vegetais nesses riachos seria influenciada principalmente por micro-organismos (Irons *et al.* 1994; Dobson *et al.* 2002; Gonçalves *et al.* 2006a, b) ou por macroconsumidores, como camarões e caranguejos (Moulton *et al.* 2010). Porém, há estudos que relatam alta abundância de fragmentadores em riachos tropicais, por exemplo, na Austrália (Cheshire *et al.* 2005) ou alguma participação desse grupo no processo de decomposição foliar no cerrado de Minas Gerais (Gonçalves *et al.* 2006b; Moretti *et al.* 2007a). Na Amazônia brasileira, estudos observaram relação positiva entre os coeficientes de decomposição e a abundância de invertebrados fragmentadores como demonstrado por Landeiro *et al.* (2008; 2010) e Couceiro *et al.* (dados não publicados).

Entre as razões apontadas para a baixa abundância de invertebrados fragmentadores em regiões tropicais está as altas temperaturas dos rios que favorecem o crescimento microbiano em detrimento do consumo por invertebrados (Irons *et al.* 1994; Dobson *et al.* 2002). Boyero *et al.* (2011, 2012) estudaram o efeito do aquecimento global nos padrões latitudinais de decomposição e discutiram que os padrões biogeográficos das espécies fragmentadoras podem também exercer fortes influências nos coeficientes de decomposição. Além disso, os fragmentadores (*e.g.*, Trichoptera e Plecoptera) estariam restritos às águas frias de clima temperado ou localizados em elevadas altitudes (Camacho *et al.* 2009; Yule *et al.* 2009). Outra explicação é que em florestas tropicais a herbivoria é intensa e as espécies vegetais desenvolveram estratégias de defesas contra os herbívoros e parasitas, muitas espécies apresentam cutículas espessas contendo compostos refratários (p.ex. lignina) e/ou rica em compostos secundários (p.ex. polifenóis) (Ardón e Pringle, 2008). Este efeito negativo das características químicas e físicas do detrito vegetal, advindos da estratégia da planta em evitar a herbivoria e/ou estresse hídrico (impermeabilidade da cutícula por ceras) levaria a baixos valores de densidade e diversidade de invertebrados fragmentadores e, consequentemente, a diminuição nos coeficientes de decomposição em riachos tropicais (Wantzen *et al.* 2002; Rincón e Martínez, 2006; Gonçalves et al, 2012). Além disso, os invertebrados fragmentadores preferem detritos com alta qualidade (p.ex. elevados valores de P) e baixo teor de compostos secundários (*e.g.*, Taninos; Graça *et al.* 2001a).

Graça e Cressa (2010), comparando a qualidade das folhas de espécies vegetais de áreas temperadas e tropicais, constataram que o consumo do detrito por fragmentadores foi negativamente relacionado com a dureza dessas folhas. Moretti *et al.* (2009) demonstraram que, embora as larvas de *Phylloicus* sp. (Trichoptera: Calamoceratidae), consideradas fragmentadores típicos, possuam flexibilidade quanto à utilização das folhas de diferentes espécies vegetais para a construção de seus casulos, essa preferência é diretamente relacionada com as concentrações de fenóis das folhas, ao invés da dureza. Segundo estes autores, esses invertebrados demonstraram preferência por folhas

de espécies vegetais com menor qualidade para, estrategicamente, diminuir a atratividade de suas casas para outros invertebrados fragmentadores e a colonização microbiana.

Os macroconsumidores como peixes, camarões, caranguejos e outros organismos, assim como os insetos bentônicos podem ser encontrados associados ao folhiço depositado no leito de riachos. Desta forma, estes organismos também interagem com os detritos de forma direta ou indireta, seja para alimentação ou utilização como abrigo (Sabino e Zuanon 1998; Coughlan *et al*. 2010). Há ainda estudos que sugerem que a decomposição foliar em sistemas tropicais é mediada por uma fauna não especialista e onívora (*e.g.*, Crowl *et al.* 2006; Ribas *et al*. 2006; Wantzen e Wagner 2006; Wantzen *et al*. 2008; Moulton *et al*. 2010).

Os detritos constituem uma das principais fontes de alimento para peixes na América do Sul (Bowen 1984; Lowe-McConnell 1987; Resende 2000). Devido ao seu tamanho, os peixes podem processar uma quantidade maior de matéria orgânica em comparação com insetos, destacando sua importância no processo de conversão das folhas em detritos menores. Geralmente, peixes que se alimentam de detritos são onívoros que incluem matéria orgânica alóctone em sua dieta, embora algumas espécies tenham predileção por restos foliares, podendo ser encontrado em seu conteúdo estomacal até 100% de detritos (*e.g.*, Melo *et al.* 2004; Resende e Mazzoni 2003, 2005). Ao mesmo tempo, os peixes podem exercer um efeito indireto na decomposição de detritos foliares quando se alimentam de insetos fragmentadores ou reduzem a atividade destes (Pringle e Hamazaki 1998; Boyero *et al*. 2008; Landeiro *et al*. 2008). Esse resultado caracteriza um efeito de cascata trófica descendente, com predadores de topo interferindo nos coeficientes de decomposição de detritos (*e.g.*, Mancinelli *et al.* 2002, 2007).

Entre os crustáceos capazes de ingerirem folhas, destacam-se os camarões e caranguejos. Em riachos do Quênia, os caranguejos assumem o papel de fragmentadores, processando elevadas quantidades de folhas em poucos dias (Moss 2007). Em riachos do Porto Rico, dominados por duas espécies de camarão, *Atya lanipes* e *Xiphocaris elongata,* constatou-se que ambas as espécies influenciaram na decomposição foliar, porém de forma diferenciada. A espécie *X. elongata* (fragmentador) converte grandes folhas em partículas finas, aumentando a concentração e o transporte dessas partículas à jusante, assim como as concentrações de nitrogênio total e carbono orgânico dissolvidos (Crow *et al*. 2001). Por outro lado, *A. lanipes* (raspador-filtrador) causa perdas de massa nas folhas e por se alimentar também de partículas orgânicas finas, diminui a exportação dessas partículas à jusante (Crow *et al.* 2001). Os coeficientes de decomposição de folhas nesses riachos são rápidas e embora exista escassez de insetos fragmentadores, é compensada pela alta densidade de camarões (March *et al*. 2001). Em áreas de clima temperado, os micro-crustáceos, como Amphipoda, também podem ser representativos para a decomposição de folhas. Na França, Piscart *et al.* (2009) mostraram que Amphipoda quando em grandes densidades podem consumir 75% da massa de folhas. Porém, nos trópicos Amphipoda são tidos como raros.

A compreensão do papel e da importância dos fragmentadores em riachos tropicais está evoluindo, principalmente, se consideramos que estes estudos são recentes em comparação aos realizados em áreas temperadas. Porém, observa-se que ainda existe a necessidade de um número maior de estudos para atingirmos um padrão geral ou a aceitação que riachos tropicais possuem um funcionamento ecológico diferenciado, com maior ação microbiana e/ou em algumas regiões com a participação dos fragmentadores típicos e não típicos. Além disso, é necessário a ampliação dos estudos sobre o fluxo de energia nestes ecossistemas, desde o aporte alóctone de detritos nos riachos até a atividade dos insetos, camarões, caranguejos e peixes (Forsberg *et al*. 1993; Yam e Dudgeon 2005).

## Dicas metodológicas para iniciantes nesta linha de pesquisa

*Por que utilizar folhas?*

As folhas constituem mais de 60% da massa dos detritos de origem vegetal depositados nos riachos. Além disso, é um detrito de decomposição rápida se comparado às estruturas vegetais de sustentação (tronco, galhos, gravetos). Os demais componentes vegetais (flores, frutos, sementes) são efêmeros e sazonais representando pouca energia e nutrientes para o ecossistema ao longo do tempo.

*Qual a espécie de folha a ser utilizada nos estudos de decomposição?*

Em ecossistemas aquáticos de clima temperado as zonas ripárias possuem poucas espécies arbóreas (Abelho 2001), algumas delas têm uma ampla distribuição geográfica e são encontradas em diversos riachos. Muitas destas espécies são também decíduas, com a queda das folhas restritas aos períodos de outono e inverno. No entanto, em regiões de clima tropical, existe uma ideia de que as espécies vegetais ripárias são perenes, e não atendem as variações sazonais (Wantzen *et al*. 2008). Porém, estudos recentemente realizados no bioma Cerrado e Mata Atlântica mostraram um caráter sazonal, onde a composição vegetal pode variar de 17 espécies em campo rupestre (Gonçalves *et al*. 2006a) até 192 espécies em região de transição Cerrado-Mata Atlântica (Gonçalves e Callisto, 2013). Assim, a primeira sugestão é que os estudos de decomposição ocorram em locais onde foram realizados estudos de fenologia de queda de folhas (ver Gonçalves *et al*. 2006; França *et al.* 2009; Gonçalves e Callisto, 2013; Gonçalves *et al*. 2014). Além disso, sugere-se que sejam realizados levantamentos fitosociológicos nestes locais a fim de identificar as espécies presentes.

A dinâmica de matéria orgânica associada ao levantamento fitosociológico permitem identificar quais as espécies são mais representativas para o fluxo de matéria no ecossistema aquático. Assim, sugerimos que se identifiquem as espécies vegetais que mais contribuem com detritos de acordo com o período sazonal em que se pretende fazer o estudo. A dinâmica de matéria orgânica permite também avaliar a proporção das espécies que mais contribuem e identificar misturas de detritos que ocorrem no ecossistema. Esta seria a situação ideal.

A segunda alternativa é utilizar os estudos florísticos já realizados no bioma onde será desenvolvido o trabalho, utilizando as espécies ou gêneros mais comuns a esse bioma ou que sejam encontradas em mais de um bioma, conforme indicado na Tabela 1. Esta é uma alternativa aplicável, pois é baseada nos seguintes pressupostos científicos: 1- detritos foliares comuns no local; 2- composições químicas e morfológicas similares às encontradas no bioma; 3- possibilidade de comparação de estudos, com realidades próximas; 4- tempo de estudo mais curto.

A terceira alternativa é observar as espécies comuns dentro da vegetação ripária local e tentar relacionar com as folhas mais comuns encontradas no solo. No entanto, existem alguns perigos nesse procedimento que exigem maior atenção: 1- as folhas caídas no solo podem estar ali há muito tempo, e quando for coletar as folhas da espécie em questão, estas podem não mais estar caindo; 2- as folhas observadas no chão devem estar próximas da margem do riacho; 3- as folhas devem ser bem identificadas, pois, às vezes, existem espécies parecidas; 4- a folha escolhida pode cair apenas em um período específico, e quando o experimento for ser iniciado a espécie pode não mais estar presente e, desta forma, não fazer mais parte do metabolismo do ecossistema aquático.

*Como se calcular a perda de massa?*

O cálculo da perda de massa é baseado no modelo matemático exponencial negativo simples $W_t = W_0 \times e^{-kt}$, onde $W_t$ é o peso remanescente no tempo t (em dias), $W_0$ é a massa inicial, e k é o coeficiente de decomposição (Webster e Benfield 1986). Apesar de ser um cálculo fácil, alguns detalhes devem ser sempre considerados. O coeficiente de decomposição (k) é frequentemente obtido por regressão de valores de peso remanescente sobre o tempo. Para isso é necessário colocar folhas nos riachos que serão amostradas periodicamente, de forma a ter pontos para construir a curva de regressão. O número mínimo de réplicas por data de amostragem é de três. No entanto, utilizando somente três amostras, caso ocorra algum incidente com perda de amostras ocorrerá perda de variabilidade amostral, colocando em risco a análise de variância. Assim, sugerimos por precaução quatro réplicas. Para o cálculo da taxa (coeficiente) de decomposição (k), sugere-se o uso de uma planilha eletrônica, conforme os seguintes passos:

*Passo 1 (Quadro 1)*

A planilha da perda de peso deve ser a planilha base dos estudos de decomposição, qualquer planilha secundária deve ser baseada nesta planilha.

Nessa planilha, as colunas A, B e C referem-se à identificação da amostra (código), o tipo de detrito estudado (espécie vegetal) e ao período de incubação do detrito no riacho (dias), respectivamente.

**Quadro 1.** Exemplo da planilha de perda de peso em um estudo de decomposição foliar de uma espécie vegetal em riacho (passo 1).

| | A | B | C | D | E | F |
|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | no. sacos | Folhas (espécie) | tempo | massa seca ar | massa seca transformada | correção da perda de massa |
| 2 | 9 | *P. heptaphilum* | 7 | 2,007 | =(0,9476*(D2)) | =(E2*$M$6)/100 |
| 3 | 10 | *P. heptaphilum* | 7 | 1,999 | 1,8943 | 1,864094932 |
| 4 | 11 | *P. heptaphilum* | 7 | 2,005 | 1,8999 | 1,869690014 |
| 5 | 12 | *P. heptaphilum* | 7 | 1,994 | 1,8895 | 1,859432363 |
| 6 | 49 | *P. heptaphilum* | 0 | 2,004 | 1,8990 | 1,8687575 |
| 7 | 50 | *P. heptaphilum* | 0 | 1,999 | 1,8943 | 1,864094932 |
| 8 | 51 | *P. heptaphilum* | 0 | 1,999 | 1,8943 | 1,864094932 |
| 9 | 52 | *P. heptaphilum* | 0 | 1,995 | 1,8905 | 1,860364877 |

A coluna D refere-se aos valores de massa do detrito seca ao ar. É importante destacar que os detritos antes de serem incubados, devem ser secos ao ar, pois quando secos em estufa sofrem modificação na estrutura física e química modificando a decomposição natural que é o objetivo do estudo. No entanto, a decomposição é baseada na comparação da massa seca inicial e a massa seca observada após *n*-dias de incubação no riacho. A massa seca do detrito após a sua incubação é obtida após secagem em estufa. Assim, a massa inicial seca ao ar (ou úmido) deve ser transformada para massa seca.

A coluna E refere-se a transformação, onde a massa seca ao ar (célula D) é multiplicado pelo fator de correção. Este fator é a conversão da massa seca ao ar em massa seca, que pode ser obtido de duas formas: 1- pesa-se 0,5; 1,0; 3,0; 5,0 e 10,0 gramas do detrito estudado seco ao ar e em seguida coloca-se em estufa a 60 $^{o}$C por 72h (vale ressaltar que este é um tempo médio, onde o detrito atinge a massa seca constante, ou seja, não há mais variação na pesagem do detrito foliar) e pesa-se novamente. Com estes dados faz-se uma curva de regressão linear, que deverá ter o valor de $R^2$ acima de 0,9, onde a fórmula produzida será utilizada para calcular a massa seca. A massa seca (y) = coeficiente de inclinação (a) × massa seca ao ar (x) + resíduo (b). 2- A outra opção para esse cálculo é utilizar três ou quatro réplicas dos detritos seco ao ar não incubados, pesá-los, secá-los em estufa a 60 $^{o}$C por 72h e pesar novamente, dividir a massa seca (obtido após secagem em estufa) pela massa seca ao ar, gerando uma proporção de umidade que será aplicado ao detrito no tempo 0 incubado, correspondente à cada espécie utilizada no estudo. Em ambos os métodos o resultado deverá ser muito próximo. No entanto, em estudos com detritos misturados só é aplicável o segundo método.

A coluna F refere-se ao fator de correção da perda de massa pela manipulação na preparação do experimento ("litter bags"). Os "litter bags" para esta correção devem ser preparados da mesma maneira que os demais (com o mesmo número de réplicas do restante do experimento), apenas na hora de ser incubado, não é colocado na água e retorna para o laboratório. Nesta instrução estamos exemplificando o tempo zero e sete dias. O tempo zero é importante para correção da perda de massa na preparação da amostra, no manuseio, umidificação do detrito (é importante, para que o detrito não fique quebradiço, minimizando a perda na preparação, por outro lado, lixivia alguns compostos, por isso não deve ser encharcado), no translado de ida até a incubação do detrito no riacho. O detrito sofre uma perda de massa neste período de pré-incubação que pode superestimar a perda de massa. Este fator é gerado pela razão entre massa inicial e massa final obtido ao retornar do campo no dia de incubação. A célula E2 é a massa seca inicial multiplicada pelo fator de correção $M$6 (média das réplicas do tempo zero) que será aplicado para toda a série de dados. O símbolo **$** imobiliza a coluna e a linha, respectivamente. Assim, identifica-se a célula que não poderá variar ao repetir a fórmula para toda a coluna ou linha. Esta correção é aplicada para não superestimar a curva de decomposição, a partir de perdas que foram geradas antes da incubação, que pode chegar de 5% a 10% da massa inicial, dependendo do tipo de folha estudado. Além disso, estas amostras podem ser utilizadas para a retirada de discos para análise do tempo zero para a comunidade microbiana e, após a pesagem

seca, pode ser triturados para medir a composição química inicial.

*Passo 2 (Quadro 2)*

A coluna G refere-se a massa seca das folhas após 72h a 60º C em estufa (até o detrito atingir o massa seca constante). No entanto, às vezes, pode se levar mais tempo até que se alcance a massa constante, isto normalmente acontece em períodos de intensa umidade. Além disso, as vezes os detritos não podem ser pesados em 72 horas, não há problemas que ocorra em um dia após este período de tempo, deve-se evitar que seja pesado antes de 72h. No entanto, se a temperatura for elevada este tempo até atingir a massa seca constante pode ser diminuído. Destacamos que na Figura 4 está escrito "sem discos". Quando há estudo microbiano concomitante, há retirada de conjunto de discos de folhas, antes do detrito ser seco. Assim, a massa final não é apenas as folhas que foram colocadas na estufa para secarem, mas precisa ser acrescido o valor dos discos retirados para se chegar à massa seca final, conforme será explicada a seguir.

A coluna H refere-se à massa dos discos utilizados no estudo microbiano, ou seja, é o resultado do conjunto de discos cortados (o número de discos para cada conjunto é variável, depende da massa inicial estabelecida para o estudo, porém espera-se pelo menos 5 discos por conjunto) dos detritos de cada amostra. Esta massa é obtido após 72h a 60º C, da mesma forma que foi feito nos detritos foliares.

A coluna I integra as colunas G e H, pela soma da massa dos detritos foliares com a massa dos discos. Porém, notem que a massa dos discos foi multiplicado por 4. Este número 4 corresponde ao fato que no experimento modelo ilustrado na Figura 3, foram retirados quatro conjuntos de cinco discos destinados para a análise de: massa seca livre de cinzas (MSLC ou em inglês AFDM-Ash Free Dry Mass), ATP, ergosterol, esporulação. Este fator de multiplicação é variado pelos conjuntos de discos utilizados no experimento.

A coluna K refere-se aos resultados da proporção de cinzas (coluna J-%Organic Matter/massa orgânica) que a amostra possui no final de *n*-dias de decomposição foliar. Esta é uma medida importante, pois corrige-se o efeito do acúmulo de partículas inorgânicas no detrito foliar durante a incubação e sua respectiva massa final. Estas partículas tendem a elevar o peso do detrito, muitas vezes mascarando o resultado final da perda de massa orgânica foliar. Este resultado é obtido pelo conjunto de discos foliares retirados com o nome MSLC. Estes discos são pesados inicialmente e depois incinerados à 500 ºC por 4 horas em mufla, em seguida pesados novamente, onde a diferença da massa inicial pela massa final (cinzas) corresponde à massa seca de detrito orgânico. No entanto, este valor corresponde apenas ao conjunto de discos, porém deve ser extrapolado para o total da amostra. Para tal, esta diferença entre os valores

**Quadro 2.** Exemplo da planilha com a perda de massa em um estudo de decomposição de folhas de uma espécie vegetal em riachos (passo 2).

| | G | H | I | J | K | L | M | N | O |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| 1 | Massa - discos | Massa discos | Massa + discos | %OM | AFDM | %MS remanescente | Média | Desvio padrão | Erro padrão |
| 2 | 1,5325 | 0,0576 | =G2+(H2*4) | 0,9351 | =I2*J2 | =(k2/E2)*100 | =media(M2:M5) | =desvpad(M2:M5) | =O2/(raiz(4)) |
| **3** | 1,5425 | 0,0661 | 1,8069 | 0,9556 | 1,7267 | 91,1523 | | | |
| 4 | 1,6115 | 0,0573 | 1,8407 | 0,9380 | 1,7266 | 90,8791 | | | |
| 5 | 1,5083 | 0,0627 | 1,7591 | 0,9227 | 1,6231 | 85,9027 | | | |
| 6 | 1,7568 | 0,0625 | 1,8818 | 0,9208 | 1,7327 | 99,0948 | 98,4079 | 1,0990 | 0,5495 |
| 7 | 1,7218 | 0,0616 | 1,8450 | 0,9464 | 1,7461 | 97,3999 | | | |
| 8 | 1,7130 | 0,0674 | 1,8478 | 0,9449 | 1,7459 | 97,5477 | | | |
| 9 | 1,7445 | 0,0691 | 1,8827 | 0,9246 | 1,7407 | 99,5894 | | | |

dos discos é calculado para proporção (dividindo a massa seca inicial pela massa do detrito orgânico), o valor desta razão é o que corresponde a coluna J, onde depois é multiplicado pelo valor da coluna I, chegando-se à massa seca final livre de cinzas.

Na coluna L é calculada a percentagem de massa remanescente livre de cinzas, onde leva-se em consideração a massa final (coluna k) dividido pelo massa seca inicial (coluna E) multiplicado por 100 (para estimar em porcentagem).

Os valores são apresentados em média pelas quatro réplicas estudadas, conforme apresentado na coluna M. Na parte cinza da figura tem-se a média da percentagem de massa perdida (cerca de 1,6%) do tempo zero e este valor é que corrigirá a massa seca inicial do experimento como explicado anteriormente.

As colunas N e O estão apresentadas as fórmulas para cálculo do desvio-padrão e o erro-padrão. O erro-padrão corrige do desvio-padrão pelo número de amostras em cada tempo amostral, esta é a forma mais adequada de representar a variabilidade dos seus dados.

## Perspectivas futuras

Neste capítulo foram discutidas muitas questões importantes dos estudos de decomposição em curso. Os estudos de decomposição foliar realizados no Brasil ainda são incipientes, e geralmente abordam os decompositores isoladamente ou aos pares (ora a importância de fungos, ora a importância de invertebrados fragmentadores etc.) e dificilmente todo o processo, desde a queda das folhas nos sistemas aquáticos até à sua mineralização. Além disso, ainda existem muitas regiões do Brasil sem qualquer tipo de informação. Isto dificulta o estabelecimento de critérios que poderiam ajudar na modificação do Código Florestal Brasileiro, em programas de restauração ecológica e no manejo de zonas ripárias e recursos hídricos.

Diante disso, existe a necessidade de se estabelecer programas de estudos em diferentes escalas espaciais e temporais para as diversas bacias hidrográficas deste país. Algumas iniciativas, como protocolos de estudos para serem replicados por vários grupos de pesquisas simultaneamente estão sendo realizadas. Para exemplificar, os autores deste capítulo atuam em uma Rede de Pesquisa denominada "AquaRiparia", através de conexão de vários projetos como PROCAD; PNADB e BioNorte financiados pela CAPES, CNPq e agências de fomento estaduais. Através desta rede está sendo aplicado um protocolo para a avaliação da dinâmica de matéria orgânica e decomposição em diferentes regiões do Brasil (Roraima, Amazonas, Palmas, Bahia, Distrito Federal, Minas Gerais, Santa Catarina, Paraná e Rio Grande do Sul). Esta iniciativa pretende estabelecer alguns padrões de funcionamento das zonas ripárias brasileiras.

## Referências Bibliográficas


Abelho, M. 2001. From litterfall to breakdown in streams: a review. *The Scientific World*, 1: 656-680.

Abelho, M. 2009. ATP and ergosterol as indicators of fungal biomass during leaf decomposition in streams: a comparative study. *International Review of Hydrobiology*, 94: 3-15

Abelho, M.; Moretti, M.; França, J.; Callisto, M. 2010. Nutrient addition does not enhance leaf decomposition in a Southeastern Brazilian stream (Espinhaço mountain range). *Brazilian Journal of Biology*, 70: 747-754.

Afonso, A.A.O.; Henry, R.; Rodella, C.S.M. 2000. Allochthonous matter input in two different stretches of a headstream (Itatinga, São Paulo, Brazil). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 43: 335-343.

Alan, J.D.; Castilho, M.M. 2007. *Stream Ecology: Structure and Function of Running Waters*. 2nd Edition. Springer, Dordrecht, Netherland. 436pp.

Alexopoulos, C.J.; Mims, C.W.; Blackwell, M. 1996. *Introductory Mycology*. 4th edition. John Wiley Sons Inc., New York, USA. 869 pp.

Ardón, M.; Pringle, C.M. 2008. Do secondary compounds inhibit microbial-and insect-mediated leaf breakdown in a tropical rainforest stream, Costa Rica? *Oecologia*, 155: 311-323.

Artigas, J.; Romani, A.; Sabater, S. 2008. Effect of nutrients on the sporulation and diversity of aquatic Hyphomycetes on submerged substrata in a Mediterranean stream. *Aquatic Botany*, 88: 32-38.

Azam, F.; Fenchel, T.; Field, J.G.; Gray, J.S; Meyer-Reil, L.A.; Thingstad, F. 1983. The ecological role of water-column microbes in the sea. *Marine Ecological Progressives Series*, 10: 257-263.

Baldy, V.; Chauvet, E.; Charcosset, J.Y.; Gessner, M.O. 2002. Microbial dynamics associated with leaves decomposing in the mainstem and floodplain pond of a large river. *Aquatic Microbial Ecology*, 28: 25-36.

Bärlocher, F. 1992. *Community organization*, p. 38-69. In: Bärlocher, F. (Ed.). The Ecology of Aquatic Hyphomycetes. Springer-Verlag., Berlin, Germany.

Bärlocher, F.; Kendrick, B. 1975. Leaf-conditioning by microorganisms. *Oecologia*, 20: 359-362.

Benfield, E.F. 1997. Comparison of litterfall imput streams. Stream Organic Matter Budgets. *Journal of the North American Benthological Society*, 16: 104-108.

Benfield, E.F. 2007. *Decomposition of leaf material*. In: F.R. Hauer, F.R.; Lamberti, G.A. (Ed.). *Methods in stream ecology*. 2 ed. Academic Press, San Diego, California, United States of America, p.711-720.

Benstead, J.P. 1996. Macroinvertebrates and the processing of leaf litter in a tropical stream. *Biotropica*, 28: 367-375.

Bianchini Jr., I.; Pacobahyba, L.D.; Cunha-Santino, M.B. 2002. Aerobic and anaerobic decomposition of *Montrichardia arborescens* (L.) Schott.. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 14: 27-34.

Bjelke, U. 2005. Processing of leaf matter by lake-dwelling shredders at low oxygen concentrations. *Hydrobiologia*, 539: 93-98.

Boyero, L.; Rincón, P.A.; Pearson, R.G. 2008. Effects of a predatory fish on a tropical detritus-based food web. *Ecological Research*, 23: 649-655.

Boyero, L.; Pearson, R.G.; Dudgeon, D.; Graça, M.A.S.; Gessner, M.O.; Albariño, R.J.; *et al*. 2011. Global experiment suggests climate warming will not accelerate litter decomposition in streams but may reduce carbon sequestration. *Ecology*, 92: 1839-1848.

Boulton, A.J.; Boon, P.I. 1991. A review of methodology used to measure leaf litter decomposition in lotic environments: time to turn over an old leaf? *Australian Journal of Marine and Freshwater Research*, 42: 1-43.

Camacho, R.; Boyero, L.; Aydeé Cornejo, A.; Ibañez, A.; Pearson, R.G. 2009. Local Variation in Shredder Distribution can Explain their Oversight in Tropical Streams. *Biotropica*, 41: 625-632.

Capps, K.A.; Graça, M.A.S.; Encalada, A.C.; Flecker, A.S. 2011. Leaf-litter decomposition across three flooding regimes in a seasonally flooded Amazonian watershed. *Journal of Tropical Ecology*, 27: 205-210.

Carvalho, E.M.; Uieda, V.S. 2009. Seasonal leaf mass loss estimated by litter bag technique in two contrasting stretches of a tropical headstream. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 21: 209-215.

Carvalho, E.M.; Uieda, V.S. 2010. Input of litter in deforested and forested areas of a tropical headstream. *Brazilian Journal of Biology,* 70: 283-288.

Cavalcanti, M.S.; Milanez, A.I. 2007. Hyphomycetes isolados da água e do solo da Reserva Florestal de Dois Irmãos, Recife, PE, Brasil. *Acta Botanica Brasilica*, 21: 857-862.

CGEE. 2010. *Química verde no Brasil: 2010-2030.* Centro de Gestão e Estudos Estratégicos, Brasília.

Cheshire, K.; Boyero, L.; Pearson, R.G. 2005. Food webs in tropical Australian streams: shredders are not scarce. *Freshwater Biology*, 50: 748-769.

Coughlan, J.F.; Pearson, R.G.; Boyero, L. 2010. Crayfish process leaf litter in tropical streams even when shredding insects are common. *Marine and Freshwater Research,* 61: 541-548.

Cummins, K.W. 2002. Riparian-stream linkage paradigm. *Verhandlungen Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, 28: 49-58.

Cummins, K.W.; Klug, M.J. 1979. Feeding ecology of stream ecosystems. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 147-172.

Cunha-Santino, M.B.; Bianchini Jr., I. 2006. The aerobic and anaerobic decomposition of Typha domingensis Pers. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 18: 321-334.

Cunha-Santino, M.B.; Bianchini Jr., I.; Okawa, M.H. 2010. The fate of *Eichhornia azurea* (Sw.) Kunth. detritus within a tropical reservoir. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 22: 109-121.

Cushing, C.E.; Allan, J.D. 2001. *Streams: their ecology and life*. Academic Press, San Diego, Ca, USA. 366 pp.

Dang, C.K.; Gessner, M.O.; Chauvet, E. 2007. Influence of conidial traits and leaf structure on attachment success of aquatic Hyphomycetess on leaf litter. *Mycologia*, 99: 24-32.

Das, M.; Royer, T.V.; Leff, L.G. 2007. Diversity of fungi, bacteria, and actinomycetes on leaves decomposing in a stream. *Applied and Environmental Microbiology*, 73: 756-767.

Díaz Villanueva, V.; Trochine, C. 2005. The role of microorganisms in the diet of Verger cf. limnophilus (Trichoptera: Limnephilidae) larvae in a Patagonian Andean temporary pond. *Wetlands*, 25: 473-479.

Dobson, M.; Hildrew, A.G. 1992. A test of resource limitation among shredding detritivores in low order streams in southern England. *Journal of Animal Ecology*, 61: 69-77.

Dobson, M.; Magana, A.; Mathooko, J.M.; Ndegwa, F.D. 2002. Detritivores in Kenyan highland streams: more evidence for the paucity of shredders in the tropics? *Freshwater Biology*, 47: 909-919.

Duarte, S.; Pascoal, C.; Cássio, F. 2008. High diversity of fungi may mitigate the impact of pollution on plant litter decomposition in streams. *Microbial Ecology*, 56: 688-695.

Duarte, S.; Pascoal, C.; Alves, A. Correia, A.; Cássio, F. 2010. Assessing the dynamic of microbial communities during leaf decomposition in a low-order stream by microscopic and molecular techniques. *Microbiological Research*, 165: 351-362.

Esteves, F.A.; Barbieri, R. 1983. Dry weight and chemical changes during decomposition of tropical macrophytes in lobo reservoir - São Paulo, Brazil. *Aquatic Botany*, 16: 285-295.

Esteves, F.A.; Gonçalves, J.F.Jr. 2011. Etapas do Metabolismo Aquático. In: Esteves F.A. (Ed.). *Fundamentos de Limnologia*. 3ª edição. Interciência, Rio de Janeiro, Brasil, p.119-124.

Farjalla, V.F.; Marinho, C.C.; Esteves, F.A. 1999. Uptake of oxygen in the initial stages of decomposition of aquatic macrophytes and detritus from terrestrial vegetation in a tropical coastal lagoon. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 11: 185-193.

Ferreira, V.; Graça, M.A.S.; De Lima, J.L.M.P.; Gomes, R. 2006. Role of physical fragmentation and invertebrate activity in the breakdown rate of leaves. *Archiv für Hydrobiologie*, 165: 493-513.

Findlay, S. 2010. Stream microbial ecology. *Journal of the North American Benthological Society*, 29: 170-181.

Fisher, S.G.; Likens, G.E. 1973. Energy flow in Bear Brook, New Hampshire: an integrative approach to stream ecosystem metabolism. *Ecological Monographs*, 43: 421-439.

Forsberg, B.R.; Araújo-Lima, C.A.R.M.; Martinelli, L.A.; Victoria, R.L.; Bonassi, J.A. 1993. Autotrophic carbon sources for fish of the Central Amazon. *Ecology*, 74: 643-652.

Franca, J.S.; Gregório, R.S.; D'arc. Paula, J.; Goncalves, J.F.Jr.; Ferreira, F.A.; Callisto, M. 2009. Composition and dynamics of allochthonous organic matter inputs and benthic standing stocks in a Brazilian stream. *Marine and Freshwater Research*, 60: 990-998.

Friberg, N.; Jacobsen, D. 1999. Variation in growth of the detritivore-shredder *Sericostoma personatum* (Trichoptera). *Freshwater Biology*, 42: 625-635.

Gaudes, A.; Artigas, J.J.; Romani, A.M.; Sabater, S.; Muñoz, I. 2009. Contribution of microbial and invertebrate communities to leaf litter colonization in a Mediterranean stream. *Journal of the North American Benthological Society*, 28: 34-43.

Gessner, M.O.; Chauvet, E.; Dobson, M. 1999. A Perspective on leaf litter breakdown in stream. *Oikos*, 85: 377-384.

Gimenes, K.Z.; Cunha-Santino, M.B.; Bianchini Jr., I. 2010. Decomposição de matéria orgânica alóctone e autóctone em ecossistemas aquáticos. *Oecologia Australis*, 14: 1036-1073.

Gonçalves, J.F.Jr. 2005. Metodologia de estudo de decomposição de detritos foliares em riachos. *Boletim da Sociedade Brasileira de Limnologia*, 34, 7-11.

Gonçalves, J.F.Jr.; Callisto, M. 2013. Organic-matter dynamics in the riparian zone of a tropical headwater stream in Southern Brasil. *Aquatic Botany*, 109: 8-13.

Gonçalves, J.F.Jr.; Santos, A.M.; Esteves, F.A. 2004. The influence of the chemical composition of *Typha domingensis* and *Nymphaea ampla* detritus on invertebrate colonization during

decomposition in a Brazilian coastal lagoon. *Hydrobiologia*, 527: 125-137.

Gonçalves, J.F.Jr., França, J.S., Callisto, M., 2006a. Dynamics of allochthonous organic matter in a tropical Brazilian headstream. *Brazilian Archives of the Biology and Technolology*, 49: 967-973.

Gonçalves, J.F.Jr.; França, J.S.; Medeiros, A.O.; Rosa, C.A.; Callisto, M. 2006b. Leaf Breakdown in a Tropical Stream. *International Review of Hydrobiology*, 91: 164-177.

Gonçalves, J.F.Jr.; Graça, M.A.; Callisto, M. 2006c. Leaf-litter breakdown in 3 streams in temperate, Mediterranean, and tropical Cerrado climates. *Journal of the North American Benthological Society*, 25: 344-355.

Gonçalves, J.F.Jr.; Graça, M.; Callisto, M. 2007. Litter decomposition in a Cerrado savannah stream is retarded by leaf toughness, low dissolved nutrients and a low density of shredders. *Freshwater Biology*, 52: 1440-1451.

Gonçalves, J.F.Jr.; Rezende, R.S.; Gregório, R.S.; Valentin, G.C. 2014. Relationship between dynamics of litterfall and riparian plant species in a tropical stream. *Limnologica*, 44: 40–48

Graça, M.A.S. 2001. The role of invertebrates on leaf litter decomposition in streams – a review. *International Revue Hydrobiologie*, 86: 383-393.

Graça, M.A.S.; Cressa, C.; Gessner, M.O.; Feio, M.J.; Callies, K.A.; Barrios, C. 2001a. Food quality, feeding preferences, survival and growth of shredders from tem- perate and tropical streams. *Freshwater Biology*, 46: 947-957.

Graça, M.A.S.; Ferreira, R.C.F.; Coimbra, C.N. 2001b. Litter processing along a stream gradient: the role of invertebrates and decomposers. *Journal of the North American Benthological Society*, 20: 408-420.

Graça, M.A.S.; Bärlocher, F.; Gessner, M.O. 2005. *Methods to study litter decomposition:* a practical guide. Springer, Berlin, Germany, 329 pp.

Graça, M.A.S.; Canhoto, C. 2006. Leaf litter processing in low order streams. *Limnetica*, 25: 1-10.

Graça, M.A.S.; Cressa, C. 2010. Leaf Quality of Some Tropical and Temperate Tree Specie as Food Resource for Stream Shredders. *International Review of Hydrobiology*, 95: 27-41.

Grattan, R.M.; Suberkropp, k. 2001. Effects of nutrient enrichment on yellow poplar leaf decomposition and fungal activity in streams. *Journal of the North American Benthological Society*, 20: 33-43.

Griffith, M.B.; Perry, S.A. 1993. Colonization and processing of leaf litter by macroinvertebrate shredders in streams of contrasting pH. *Freshwater Biology*, 30: 93-103.

Gulis, V.; Suberkropp. 2003. Leaf litter decomposition and microbial activity in nutrient-enriched and unaltered reaches of a headwater stream. *Freshwater Biology*, 48: 123-134.

Henry, R.; Uieda,V.S.; Afonso, A.A.O.; Kikuchi, R.M. 1994. Input of allochthonous matter and structure of fauna in a Brazilian headstream. *InternationaleVereinigung fürTheoretische undAngewandte Limnologie*, 25: 1866-1870.

Hieber, M.; Gessner, M.O. 2002. Contribution of stream detritívoros, fungi, and bacteria to leaf breakdown based on biomass estimates. *Ecology*, 83: 1026-1038.

Irons, J.G.; Oswood, M.W.; Stout, J.R.; Pringle, C.M. 1994. Latitudinal patterns in leaf litter breakdown: is temperature really important? *Freshwater Biology*, 32: 401-411.

Janke, H.; Trivinho-Strixino, S. 2007. Colonization of leaf litter by aquatic macroinvertebrates: a study in a low order tropical stream. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 19: 109-115.

Jones, J.B.Jr. 1997. Benthic organic matter storage in streams: influence of detrital import and export, retention mechanisms, and climate. Stream Organic Matter Budgets. *Journal of the North American Benthological Society*, 16: 109-119.

Krauss, G.; Sridhar, K.R.; Jung, K.; Wennrich, R.; Ehrman, J.; Bärlocher, F. 2003. Aquatic Hyphomycetess in polluted groundwater habitats of Central Germany. *Microbial Ecology*, 45: 329-39.

Krauss, G.J.; Solé, M.; Krauss, G.; Schlosser, D.; Wesenberg1, D.; Bärlocher, F. 2011. Fungi infreshwaters: ecology, physiology and biochemical potential. *Microbiological Reviews*, 35: 620-651.

Landeiro, V.L.; Hamada, N.; Melo, A.S. 2008. Responses of aquatic invertebrate assemblages and leaf breakdown to macroconsumer

exclusion in Amazonian ''terra firme'' streams. *Fundamental and Applied Limnology*, 172: 49-58.

Landeiro, V.L.; Hamada, N.; Godoy, B.S.; Melo, A.S. 2010. Effects of litter patch area on macroinvertebrate assemblage structure and leaf breakdown in Central Amazonian streams. *Hidrobiologia*, 649: 355-363.

Ligeiro, R.; Moretti, M.S.; Gonçalves, J.F.Jr.; Callisto, M. 2010. What is more important for invertebrate colonization in a stream with low-quality litter inputs: exposure time or leaf species? *Hydrobiologia*, 654: 125-136.

Lowe-McConnel, R.H. 1987. *Ecological studies in tropical fish communities.* Cambridge University Press, Cambridge. 382 pp.

Madigan, M.T.; Martinko, J.M.; Dunlap, P.V.; Clark, D.P. 2010. *Microbiologia de Brock.* 12 ed. Artmed, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. 1160 pp.

Mann, K.H. 1972. Introductory remarks. *Proceedings of an IBP-UNESCO Symposium on detritus and its role in aquatic ecosystems*, 29: 15-16.

March, J.G.; Benstead, J.P.; Pringle C.M.; Ruebel M.W. 2001. Linking shrimp assemblages with rates of detrital processing along an elevational gradient in a tropical stream. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 58: 470-478.

Martins, R.T.; Silveira, L.S.; Alves, R.G. 2011. Colonization by oligochaetes (Annelida: Clitellata) in decomposing leaves of *Eichhornia azurea* (SW.) Kunth (Pontederiaceae) in a neotropical lentic system. *Annales de Limnologie – International Journal of Limnology*, 47: 339-346.

Medeiros, A.O.; Pascoal, C.; Graça, M.A.S. 2009. Diversity and activity of aquatic fungi under low oxygen conditions. *Freshwater Biology*, 54: 142-149.

Medeiros, A.O.; Duarte, S.; Pascoal, C.; Cássio, F.; Graça, M. 2010. Effects of Zn, Fe and Mn on leaf litter breakdown by aquatic fungi: a microcosm study. *International Review of Hydrobiology*, 95: 12-26.

Melo, C.E.; Machado, F.R.; Pinto-Silva, V. 2004. Feeding habits of fish from a stream in the savanna of Central Brazil, Araguaia Basin. *Neotropical Ichthyology*, 2: 37-44.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W. 1996. *Introducion to aquatic insects of North America.* Kendall/ Hunt Publishing Company, Dubuque. 758 pp.

Mille-Lindblom, C.; Tranvik, L.J. 2003. Antagonism between Bacteria and Fungi on Decomposing Aquatic Plant Litter. *Microbial Ecology*, 45:173-182.

Monteiro, J.M.; Allbuquerque, U.P.; Araújo, E.L. 2005. Taninos: uma abordagem da química à ecologia. *Química Nova*, 28: 892-896.

Moretti, M.S.; Gonçalves, J.F.Jr.; Ligeiro, R.; Callisto, M. 2007a. Invertebrates Colonization on Native Tree Leaves in a Neotropical Stream (Brazil). *International Review of Hydrobiology*, 92: 199-210.

Moretti, M.S.; Gonçalves, J.F.Jr.; Callisto, M. 2007b. Leaf breakdown in two tropical streams: differences between single and mixed species packs. *Limnologica*, 37: 250-258.

Moretti, M.S.; Loyola, R.D; Becker, B.; Callisto, M. 2009. Leaf abundance and phenolic concentrations codetermine the selection of case-building materials by *Phylloicus* sp. (Trichoptera, Calamoceratidae). *Hydrobiologia*, 630: 199-206.

Moss, B. 2007. Rapid shredding of leaves by crabs in a tropical African stream. *Verhandlungen des Internationalen Verein Limnologie*, 29: 147-150.

Moulton, T.M.; Magalhães, S.A.P. 2003 Responses of leaf processing to impacts in streams in atlantic rain forest, Rio de Janeiro, Brazil – a test of the biodiversity-ecosystem functioning relationship? *Brazilian Journal of Biology*, 63: 87-95.

Moulton, T.P.; Magalhães-Fraga, S.A.P.; Brito, E.F.; Barbosa, F.A. 2010. Macroconsumers are more important than specialist macroinvertebrate shredders in leaf processing in urban foret stream of Rio de Janeiro, Brazil. *Hydrobiologia*, 638: 55-66.

Mulholland, P.J.; Palumbo, A.V.; Elwood, J.W.; Rosemond, A.D. 1987. Effects of acidification on leaf decomposition in streams. *Journal of the North American Benthological Society*, 6: 147-158.

Pace, N.R. 2006. Time for a change. *Nature*, 441: 289.

Pagioro, T.A.; Thomaz, S.M. 1998. Loss of weight and concentration of carbon, nitrogen, and

phosphorus during decomposition of *Eichhornia azurea* in the floodplain of the Upper Paraná River, Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, 58: 603-608.

Park, D. 1974. Accumulation of fungi by cellulose exposed in a river. *Transactions of the British Mycological Society*, 63: 437-447.

Pascoal, C.; Pinho, M.; Cássio, F.; Gomes, P. 2003. Assessing structural and functional ecosystem condition using leaf breakdown: studies on a polluted river. *Freshwater Biology*, 28: 2033-2044.

Pascoal, C.; Cássio, F.; Marcotegui, A.; Sanz, B.; Gomes, P. 2005. Role of fungi, bacteria, and invertebrates in leaf litter breakdown in a polluted river. *Journal of the North American Benthological Society*, 24: 784-797.

Pes, A.M.O.; Hamada, N.; Nessimian, J.L. 2005. Chaves de identificação de larvas para famílias e gêneros de Trichoptera (Insecta) da Amazônia Central, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 49: 181-204.

Petersen, R.C.Jr. and Cummins, K.W. 1974. Leaf processing in a woodland stream. *Freshwater Biology*, 4: 343-368.

Petersen, R.C.Jr.; Cummins, K.W.; Ward, G.M. 1989. Microbial and animal processing of detritus in a woodland stream. *Ecological Monographs*, 59: 21-39.

Piscart, C.; Genoel, R.; Dolédec, S.; Chauvet, E.; Marmonier, P. 2009. Effects of intense agricultural practices on heterotrophic processes in streams. *Environmental Pollution*, 157: 1011-1018.

Pozo, J.; Elosegi, A., 2005. Coarse benthic organic matter. In: Graça, M.A.S., Barlocher, F., Gessner, M.O., (ed.) *Methods to study litter decomposition: a practical guide*. Dordrecht: Springer-Verlag, New York, p. 25-32.

Pringle, C.M.; Hamazaki, T. 1998. The role of omnivory in a neotropical stream: separating diurnal and nocturnal effects. *Ecology,* 79: 269-280.

Queiroz, J.F.; Trivino-Strixino, S.; Nascimento, V.M.C. 2000. Organismos bentônicos bioindicadores da qualidade das águas da bacia do médio São Francisco. *Embrapa Meio Ambiente*, 3: 1-4.

Raviraja, N.S.; Nikolcheva, L.G.; Bärlocher, F. 2005. Diversity of aquatic hyphomycete conidia assessed by microscopy and by DGGE. *Microbial Ecology*, 49: 1-7.

Read, S.J.; Moss, S.T.; Jones, E.B.J. 1991. Germination and development of attachment structures by conidia of aquatic Hyphomycetess: light microscope studies. *Canadian Journal of Botany*, 70: 831-837.

Resende, F.C. 2000. Trophic structures of fish assemblages in the lower Miranda river, Pantanal, Mato Grosso do Sul State, Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, 60: 389-403.

Resende, F.C.; Mazzoni, R. 2003. Aspectos da alimentação de *Bryconamericus microcephalus* (Characiformes, Tetragonopteridae) no riacho Andorinha, Ilha Grande RJ. *Biota Neotropica,* 3: 1-6.

Rezende, F.C.; Mazzoni, R. 2005. Seasonal variation in the input of allochthonous matter in an Atlantic rain forest stream, Ilha Grande-RJ. *Acta Limnologica Brasiliensia,* 17: 167-175.

Rezende, R.S.; Gonçalves, J.F. Jr.; Petrucio, M.M. 2010. Leaf breakdown and invertebrate colonization of Eucalyptus grandis (Myrtaceae) and Hirtella glandulosa (Chrysobalanaceae) in two Neotropical lakes. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 22: 23-34.

Ribas, A.C.A.; Tanaka, M.O.; Souza, A.L.T. 2006. Evaluation of macrofaunal effects on leaf litter breakdown rates in aquatic and terrestrial habitats. *Austral Ecology*, 31: 783-790.

Ribblett, S.G.; Palmer, M.A.; Coats, D.W. 2005. The importance of bacterivorous protists in the decomposition of stream leaf litter. *Freshwater Biology*, 50: 516-526.

Rincón, J.; Martínez, I. 2006. Food quality and feeding preferences of Phylloicus sp. (Trichoptera:Calamoceratidae). *Journal of the North American Benthological Society*, 25: 209-215.

Risse-Buhl, U.; Karsubke, M.; Schlief, J.; Baschien, C.; Weitere, M.; Mutz, M. 2012. Aquatic protists modulate the microbial activity associated with mineral surfaces and leaf litter. *Aquatic Microbial Ecology*, 66: 133-147.

Robinson, C.T.; Gessner, M.O. 2000. Nutrient addition accelerates leaf breakdown in an alpine springbrook. *Oecologia*, 122: 258-263.

Roland, F.; Esteves, F.A.; Santos, J.E. 1990. Decomposição da macrófita aquática *Eichhornia azurea* (Kunth), com ênfase na colonização por bactérias epifíticas. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 3: 653-673.

Romeiro, F.; Bianchini Jr., I. 2006. Anaerobic decomposition of different parts of *Scirpus cubensis*: kinetics and gas production. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 18: 145-152.

Rosa, C.A.; Rosa, L.H.; Medeiros, A.O.; Fonseca, A.G. 2009. Diversidade microbiana. In: Drummond, G.M.; Martins, C.S.; Greco, M.B.; Vieira, F.(Ed.). *Biota minas: diagnostico do conhecimento sobre a biodiversidade no Estado de Minas Gerais – subsídio ao Programa Biota Minas*. Fundação Biodiversitas, Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil, p. 43-65.

Rueda-Delgado, G.; Wantzen, K.M.; Tolosa, M.B. 2006. Leaf-litter decomposition in an Amazonian floodplain stream: effects of seasonal hydrological changes. *Journal of the North American Benthological Society*, 25: 233-249.

Sabino, J.; Zuanon, J. 1998. A stream fish assemblage in Central Amazônia: distribution, activity patterns and feeding behavior. *Ichthyological Exploration of Freshwaters*, 8: 201-210.

Schoenlein-Crusius, I.H.; Grandi, R.A.P. 2003. The diversity of aquatic Hyphomycetes in South America. *Brazilian Journal of Microbiology*, 34: 183-193.

Schoenlein-Crusius, I.H.; Moreira, C.G.; Bicudo, D.C. 2009. Aquatic Hyphomycetes in the Parque Estadual das Fontes do Ipiranga. *Revista Brasileira de Botânica*, 32: 411-426.

Solé, M.; Fetzer, I.; Wennrich, R.; Sridharc, K.R.; Harmsa, H.; Kraussd, G. 2008. Aquatic Hyphomycetes communities as potential bioindicators for assessing anthropogenic stress. *Science of the total environment*, 389: 557-565.

Suberkropp, K.; Arsuffi, T.L.; Anderson, J.P. 1983. Comparison of degradative ability, enzymatic activity, and palatability of aquatic hyphomycetes grown on leaf litter. *Applied and Environmental Microbiology*, 46: 237-244.

Suberkropp, K. 1998. Effect of dissolved nutrients on two aquatic Hyphomycetes growing on leaf litter. *Mycological Research*, 102: 998-1002.

Suren, A.M.; Lake, P.L. 1989. Edibility of fresh and decomposing macrophytes to three species of freshwater invertebrates herbivores. *Hydrobiologia*, 178: 165-178.

Tanaka, M.O.; Ribas, A.C.A; Souza, A.L.T. 2006. Macroinvertebrate succession during leaf litter breakdown in a perennial karstic river in Western Brazil. *Hydrobiologia*, 568: 493-498.

Uieda, V.S.; Kikuchi, R.M. 1995. Entrada de material alóctone (detritos vegetais e invertebrados terrestres) num pequeno curso de água corrente na Cuesta de Botucatu, São Paulo. *Acta Limnologica Brasiliensia*, **7**: 105-114.

Uieda, V.S.; Motta, R.L. 2007. Trophic organization and food web structure of southeastern Brazilian streams: a review. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 19: 15-30.

Walker, I. 1986. Sobre a ecologia e biologia da decomposição da matéria orgânica em águas amazônicas. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 1: 557-573.

Walker, I. 1988. Study of benthic micro-faunal colonization of submerged litter leaves in the central amazonian blackwater stream Tarumã-Mirim (Tarumanzinho). *Acta Limnologica Brasiliensia*, 2: 623-648.

Wantzen, K.M.; Wagner, R.; Suetfeld, R.; Junk, W.J. 2002. How do plantherbivore interactions of trees influence coarse detritus processing by shredders in aquatic ecosystems of different latitudes? *Verhandlungen Internationale Vereinigung für Theoretische und Angewandte Limnologie*, 28: 815-821.

Wantzen, K.M.; Wagner, R. 2006. Detritus processing by shredders: a tropical-temperate comparison. *Jounal of the Norht Americna Benthological Society*, 25: 214-230.

Wantzen, K.M.; Yule, C.M.; Mathooko, J.M.; Pringle, C.M. 2008. Organic Matter Processing in Tropical Streams. *In*: Dudgeon, D. (Ed.). *Tropical stream ecology.* Academic Press, Oxford. p. 44-60.

Webster, J.R.; Benfield, E.F. 1986. Vascular plant breakdown in freshwater ecosystems. *Annual Review. Ecological Systematics*, 17: 567-594.

Webster, J.R.; Meyer, J.L. 1997. Organic matter budgets for streams: a synthesis. Stream Organic Matter Budgets. *Journal of the North American Benthological Society*, 16: 141-161.

Yam, S.W.R.; Dudgeon, D. 2005. Stable isotope investigation of food use by *Caridina* spp. (Decapoda: Atyidae) in Hong Kong streams. *Journal of the North American Benthological Society*, 24**:** 68-81.

Yule, C.M.; Leong, M.Y.; Liew, K.C.; Ratnarajah, L.; Schmidt, K.; Wong, H.M.; Pearson, R.G.; Boyero, L. 2009. Shredders in Malaysia: abundance and richness are higher in cool upland tropical streams. *Journal of the North American Benthological Society*, 28: 404-415.

7

# Uso de insetos aquáticos na avaliação de impactos antrópicos em ecossistemas aquáticos

Renato Tavares Martins[1], Vívian Campos de Oliveira[1], Ana Karina Moreyra Salcedo[2]

O Brasil detém aproximadamente 12% da disponibilidade mundial de Recursos Hídricos, dos quais 74% estão localizados na Amazônia (MMA e ANA, 2007). No entanto, a disponibilidade hídrica está sendo comprometida devido aos diversos impactos antrópicos aos quais os sistemas aquáticos estão sendo submetidos (Couceiro e Hamada 2011).

Atualmente a qualidade dos ambientes aquáticos é um assunto crescente e de fundamental importância para a sobrevivência humana (*e.g.*, dessendentação, produção de alimentos, recreação, manutenção do funcionamento ecológico do planeta). Além disso, possui grande importância para os organismos aquáticos que habitam esses ecossistemas. Desta forma, várias ferramentas têm sido empregadas para a avaliação e monitoramento dos sistemas aquáticos (Buss *et al.* 2008); onde as ferramentas biológicas se destacam, devido à relação direta dos organismos (*e.g.*, insetos aquáticos) com o ambiente durante todo o seu ciclo de vida (Callisto *et al.* 2005).

## Impacto antrópico

Impacto antrópico é um desequilíbrio provocado pela relação do homem com o meio ambiente (Sánchez 2006). Em termos legais (Resolução CONAMA nº1, de 23 de janeiro de 1986) o impacto ambiental é:

"...qualquer alteração das propriedades físicas, químicas e biológicas do meio ambiente causada por qualquer forma de matéria ou energia resultante das atividades humanas que, direta ou indiretamente, afetam: a saúde, segurança e bem-estar da população; as atividades sociais e econômicas; a biota; as condições estéticas e sanitárias do meio ambiente e a qualidade dos recursos ambientais" (Brasil 1986).

Há de se ressaltar que apesar das modificações ambientais serem intensificadas principalmente pelas ações humanas, existem distúrbios que não são de origem antrópica. Eventos naturais, como terremotos, furacões, vulcões e enchentes também podem levar a alterações no ambiente e, consequentemente, na estrutura das comunidades biológicas. Algumas vezes, perturbações de baixa intensidade podem inclusive resultar no aumento da biodiversidade local, devido à liberação de recursos e por permitir a coexistência de espécies adaptadas a diferentes condições (Magurran 2011).

## Principais impactos antrópicos sobre sistemas aquáticos

A pressão humana associada aos diferentes usos da terra é a principal ameaça à integridade ecológica dos ecossistemas aquáticos, e pode impactar o habitat, a qualidade da água e, consequentemente, a biota. Esses impactos provocam alterações ambientais de diversas formas como pode ser observado na Tabela 1.

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Curso de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[2] Instituto de Ciências e Tecnologia das Águas, Universidade Federal do Oeste do Pará, Anexo do Campus Amazônia Boulevard, Avenida Mendonça Furtado,n. 2946, Fátima, CEP 68040-470 Santarém, PA, Brasil.

**Tabela 1.** Principais alterações causadas por diferentes usos da terra sobre os ecossistemas aquáticos (adaptado de Allan 2004).

| Alterações ambientais | Efeito no ambiente e na fauna | Exemplos de atividades antrópicas |
|---|---|---|
| Alteração hidrológica | Altera o equilíbrio entre evapotranspiração e escoamento superficial, modificando a magnitude e frequência das inundações;<br>Contribui para a erosão das margens dos corpos d'água, aumentando o transporte de sedimentos e contaminantes;<br>Modificação ou desaparecimento parcial de habitats com consequente diminuição na biodiversidade local,<br>Modificação ou destruição total de habitats, com substituição e/ou desaparecimento total da fauna pré-existente. | Desmatamento<br>Hidrelétrica<br>Mineração<br>Canalização |
| Contaminação | Aumento da concentração de elementos químicos presentes naturalmente nos ambientes aquáticos e introdução na água, nos sedimentos e nos tecidos da fauna de elementos químicos exógenos a esses sistemas;<br>Promove efeitos não letais sobre a biota, como o desenvolvimento de deformidades nos organismos, alterações na abundância e emergência dos insetos, diminuição das taxas de crescimento e de reprodução dos organismos;<br>Alguns contaminantes podem ser acumulados ao longo da cadeia alimentar, inviabilizando o uso do recurso pesqueiro;<br>Provoca efeitos letais, com o aumento das taxas de mortalidade;<br>Como consequência final, ocorre também diminuição na biodiversidade da biota local. | Derramamento de petróleo<br>Indústria<br>Mineração<br>Urbanização<br>Agricultura |
| Enriquecimento com nutrientes | Aumento da produção autotrófica, especialmente se também ocorre o aumento da entrada de luz, modificando a composição das comunidades;<br>Alteração de habitats, com aumento da densidade de macrófitas, que beneficia as populações associadas e interfere na relação predador-presa;<br>Aumento na densidade de cianobactérias e na probabilidade de ocorrência de linhagens tóxicas, comprometendo o uso da água para abastecimento público e o consumo do pescado;<br>Aumento na taxa de decomposição, com diminuição nas concentrações de oxigênio dissolvido na água e consequente substituição de espécies sensíveis pelas mais tolerantes à redução do oxigênio. | Agricultura<br>Hidrelétrica<br>Indústria<br>Urbanização<br>Aquicultura |
| Retirada da vegetação ripária | Redução do sombreamento, permitindo uma maior penetração da luz, o que aumenta a temperatura dos corpos d'água e favorece o crescimento de macrófitas aquáticas e algas;<br>Diminuição da estabilidade das margens e da entrada de material vegetal alóctone;<br>Redução da retenção de sedimentos, nutrientes e contaminantes;<br>Redução/eliminação dos grupos tróficos que se alimentam de matéria orgânica particulada grossa. | Agropecuária<br>Desmatamento<br>Hidrelétrica<br>Mineração<br>Urbanização |
| Assoreamento | Aumento da turbidez, correnteza e erosão, prejudicando a qualidade do substrato para os perifíton, o que diminui a produção primária e modifica as cadeias alimentares;<br>Redução da heterogeneidade do leito de sistemas aquáticos, o que homogeiniza a comunidade biológica. | Agricultura<br>Desmatamento<br>Hidrelétrica<br>Mineração<br>Urbanização |
| Alteração biológica | Ocupação de habitats por espécies exóticas, causando o deslocamento e até desaparecimento local de populações nativas e consequente alteração na estrutura das comunidades;<br>Alteração nas relações predador-presa;<br>Espécies exóticas filtradoras ao atingirem grandes densidades podem causar alteração das concentrações químicas na água. | Bioinvasão |

## Métodos biológicos utilizados na avaliação da qualidade de ecossistemas aquáticos

Os avanços dos estudos sobre o funcionamento dos ecossistemas aquáticos (*e.g.*, Vannote *et al.* 1980) aliados aos estudos que avaliam os efeitos adversos de atividades humanas nesses ecossistemas demonstram que é possível utilizar informações biológicas para detectar os impactos antrópicos (Ometo *et al.* 2000; Roy *et al.* 2003). Tais estudos consideram que as comunidades aquáticas respondem de maneira previsível às variações ambientais, complementando assim os métodos tradicionais de avaliação baseados na análise de variáveis físicas e químicas da água (Rosenberg e Resh 1993). As comunidades aquáticas, possuem ainda a vantagem de não refletirem apenas a situação momentânea do sistema, e de serem eficientes na detecção da poluição não-pontual (*e.g.*, Couceiro *et al.* 2012).

No Brasil, ainda são escassos os estudos de monitoramento utilizando a fauna de invertebrados. A maioria dos estudos que utilizam estes organismos realiza apenas uma única avaliação da qualidade dos ambientes aquáticos (Couceiro *et al.* não publicado). O monitoramento difere da avaliação por ser realizado de maneira sistemática e contínua.

As metodologias para avaliação de ambientes aquáticos envolvem diferentes níveis de organização biológica (Figura 1), e podem utilizar desde processos ecossistêmicos até o nível biomolecular (Buss *et al.* 2008). Geralmente, quanto maior o nível de organização maior a complexidade, relevância ecológica e aplicabilidade da resposta obtida. Por outro lado, níveis menores de organização permitem maior especificidade, número de réplicas e rapidez de resposta. A maioria dos estudos utiliza o nível de comunidade para a avaliação de impacto em ambientes aquáticos.

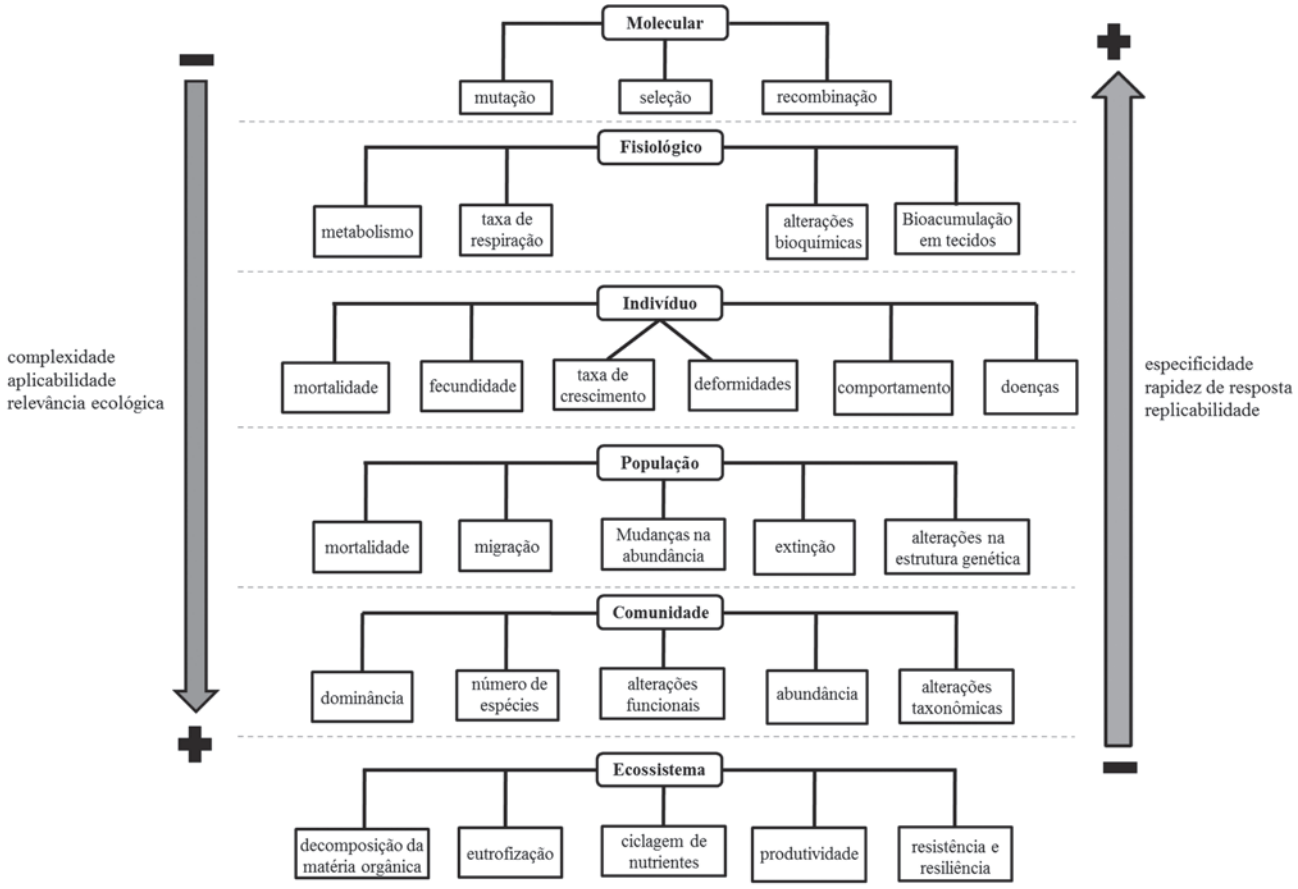



**Figura 1.** Níveis de organização biológica utilizados em diferentes estudos de diagnóstico ambiental. Adaptado de Buss *et al.* (2008).

## Insetos aquáticos na avaliação e monitoramento de sistemas aquáticos

Por responderem às mudanças nas condições ambientais, diversos grupos, como plâncton, perifíton, macrófitas, peixes e insetos aquáticos (*e.g.*, Triest *et al.* 2001; Kiss *et al.* 2002; Martín *et al.* 2004; Bailey *et al.* 2004; Hering *et al.* 2006) tem sido utilizados na avaliação do efeito de impactos sobre os ambientes aquáticos, sendo os insetos cada vez mais utilizados (*e.g.*, Rosenberg 1992; Compin e Céréghino 2003; Arimoro e Ikomi 2009; Oliveira *et al.* 2010; Corbi *et al.* 2013). De acordo com Metcalfe (1989) e Rosenberg e Resh (1993), isso tem ocorrido porque os insetos aquáticos apresentam:

- Ampla distribuição, estando presentes em diversos ambientes aquáticos;
- Grande número de espécies, com diferentes respostas aos impactos ambientais (espécies sensíveis ou tolerantes);
- Pequena capacidade de deslocamento, facilitando análises espaciais dos efeitos da poluição;
- Ciclo de vida longo, o que permite a análise dos efeitos da poluição por longos períodos em comparação ao zooplâncton e ao fitoplâncton;
- Facilidade de coleta dos organismos, que é realizada com equipamentos de baixo custo.

Apesar da grande utilização dos insetos aquáticos em estudos de avaliação da qualidade de ecossistemas aquáticos, devemos levar em consideração as seguintes dificuldades (Resh e Jackson 1993):

- Trabalhos quantitativos requerem grande número de amostras, podendo tornar o estudo oneroso;
- Os organismos estão sujeitos a variações sazonais, o que pode dificultar a comparação de dados;
- Grande tempo gasto até o resultado final, em função da triagem do material;
- Dificuldade na identificação de alguns grupos taxonômicos tropicais, devido ao grande número de espécies existentes nessa região.

Diferentes métricas baseadas na abundância, composição, riqueza, diversidade, grupos tróficos e tolerância/sensibilidade dos organismos podem ser utilizadas para avaliar a qualidade dos ambientes aquáticos (Tabela 2). Essas métricas podem ser utilizadas individualmente ou combinadas compondo um índice multimétrico (Tabela 3).

As métricas de composição taxonômica levam em consideração a presença-ausência, abundância ou a proporção de um determinado táxon ou grupo de táxons para caracterizar a comunidade de insetos. Normalmente essas métricas são distintas entre ambientes preservados e impactados, com dominância de táxons tolerantes nos locais mais degradados.

**Tabela 2.** Exemplos de métricas de composição, riqueza, diversidade, medidas tróficas e de tolerância utilizadas em estudos de avaliação ambiental e suas respostas esperadas ao aumento do impacto (ver Silveira *et al.* 2005; Baptista *et al.* 2007; Moya *et al.* 2007).

| Métricas | Resposta esperada |
|---|---|
| Métricas de Composição | |
| Abundância (ou densidade) | Variável (depende do táxon e do impacto) |
| % EPT* | Diminui |
| % Plecoptera | Diminui |
| % Ephemeroptera | Diminui |
| % Trichoptera | Diminui |
| % Chironomidae | Aumenta |
| % EPT*/Chironomidae | Diminui |
| Métricas de Riqueza | |
| Número de táxons total | Diminui |
| Número de táxons de EPT* | Diminui |
| Número de táxons de Ephemeroptera | Diminui |
| Número de táxons de Plecoptera | Diminui |
| Número de táxons de Trichoptera | Diminui |
| Número de táxons de Chironomidae | Diminui |
| Métricas de Diversidade | |
| Diversidade alfa ($\alpha$) | Diminui |
| Diversidade beta ($\beta$) | Diminui |
| Diversidade gama ($\gamma$) | Diminui |
| Métricas Tróficas | |
| % Coletor-apanhador | Aumenta |
| % Fragmentador | Diminui |
| Métricas de Tolerância | |
| BMWP** | Diminui |
| BMWP/ASPT*** | Diminui |
| FBI**** | Aumenta |

*EPT = Ephemeroptera + Plecoptera + Trichoptera; **BMWP = "Biological Monitoring Working Party";

***ASPT = "Average Score Per Taxa";

****FBI – "Family Biotic Index".

**Tabela 3.** Índices multimétricos propostos para regiões do Brasil, e suas respectivas métricas.

| Índices Multimétricos | Área de estudo | Métricas | Autores |
|---|---|---|---|
| Índice da Comunidade Bentônica (ICB/CETESB) | Rios e reservatórios do Estado de São Paulo (São Paulo) | Riqueza | Kuhlmann *et al*. (2012) |
| | | Riqueza de táxons sensíveis | |
| | | Índice de diversidade de Shannon-Wiener | |
| | | Índice de comparação sequencial | |
| | | Tanytarsini/Chironomidae | |
| | | Dominância de grupos tolerantes | |
| Índice Multimétrico para Bacia do Rio Macaé | Bacia do Rio Macaé (Rio de Janeiro) | Índice de Shannon | Silveira *et al.* (2005) |
| | | Abundância de EPT* | |
| | | BMWP** ASPT*** | |
| | | % EPT*/Chironomidae | |
| Índice Multimétrico da Serra dos Órgãos (SOMI) | Riachos da Serra dos Órgãos (Rio de Janeiro) | Número de famílias | Baptista *et al.* (2007) |
| | | Número de táxons de EPT* | |
| | | BMWP**-CETEC**** | |
| | | % Diptera | |
| | | % Coleoptera | |
| | | % Fragmentadores | |
| Índice para igarapés da área de Terra Firme na Amazonia Central | Riachos da cidade de Manaus (Amazonas) | Número de famílias | Couceiro et al. (2012) |
| | | Número de táxons de EPT* | |
| | | Táxons sensíveis | |
| | | EPT*/Chironomidae | |
| | | %EPT* | |
| | | % Coletores-apanhadores | |
| | | % Fragmentadores | |

*EPT = Ephemeroptera + Plecoptera + Trichoptera; **BMWP = "Biological Monitoring Working Party"; ***ASPT = "Average Score Per Taxa"; ****CETEC = Fundação Centro Tecnológico de Minas Gerais.

As métricas de riqueza baseiam-se no número de táxons observados, e de maneira geral, diminuem com o aumento do impacto. As métricas de diversidade possuem a mesma tendência, e podem avaliar a diversidade em um local específico (alfa), entre diferentes locais (beta) e a diversidade regional (gama) (Magurran 2011).

As métricas tróficas consideram a proporção dos grupos funcionais de alimentação. De modo geral, ocorre redução ou eliminação do grupo fragmentador em detrimento ao grupo coletor-apanhador (Cummins *et al.* 2005; Couceiro *et al.* 2011).

Por fim, as medidas de tolerância são analisadas através dos índices bióticos e atribuem uma pontuação para cada táxon baseada na sua tolerância ao impacto e o somatório desses valores determina a integridade do local estudado.

Os índices multimétricos selecionam um conjunto de métricas para definir a classificação da qualidade ecológica dos ambientes aquáticos, comparando os resultados obtidos com os de locais considerados referência (Baptista 2008). Estes índices possuem a vantagem de integrar informações sobre vários aspectos da comunidade sem perder a informação proveniente das métricas individuais e, com isso respondem a diferentes tipos de impacto. Uma das desvantagens dos índices multimétricos é a especificidade ao local onde foi desenvolvido e, desta maneira há necessidade de adaptações para extrapolações devido a diferenças climáticas e ambientais entre as regiões, que podem afetar a composição taxonômica e a estrutura da comunidade de insetos aquáticos (Silveira *et al.* 2005; Couceiro *et al.* 2012). No Brasil foram desenvolvidos índices multimétricos para as regiões sudeste e Norte do país (Tabela 3). Recentemente, foi proposta a utilização de modelos preditivos construídos com regressão múltipla (ver: Oberdorff *et al.* 2002; Pont *et al.* 2006; Moya *et al.* 2007). Estes modelos preditivos consideram as possíveis fontes de variação intra e inter-regional da comunidade, permitindo combinar precisão e maior generalização em relação aos índices multimétricos (Pont *et al.* 2006; Moya *et al.* 2011).

## Resolução taxonômica para estudos de avaliação da qualidade ambiental

A identificação dos insetos aquáticos em níveis taxonômicos inferiores como espécie e gênero demanda elevado conhecimento. Na região tropical, devido a grande diversidade e poucos estudos, ainda é pobre o conhecimento taxonômico de diversos grupos e, com isso, existe carência de chaves de identificação mais específicas (Kozlowski 2008). A identificação das espécies de insetos aquáticos requer, para ampla maioria dos grupos, a obtenção de exemplares adultos, os quais devem ser criados a partir dos imaturos, processo este que pode demorar de vários dias até anos (Pes *et al.* 2007; Overall *et al.* 2010).

Muitos estudos utilizam diferentes níveis de identificação taxonômica para diagnosticar a integridade de ambientes aquáticos. Corbi e Trivinho-Strixino (2006) estudando riachos de baixa ordem no Estado de São Paulo observaram separação de áreas de diferentes usos da terra (cana-de-açúcar, pastagem e mata) através da identificação de invertebrados em nível de família. Marshall *et al.* (2006) estudando riachos na Austrália com baixa diversidade de invertebrados, observaram que menos de 6% de informação foi perdida quando identificaram os táxons em família ou gênero, em relação a identificação em espécies. Melo (2005), em cinco riachos do sudeste do Brasil, avaliou a simplificação da comunidade de EPT em termos taxonômicos em escalas locais, onde são observadas pequenas diferenças entre as comunidades estudadas. Neste estudo foi possível observar a eficiência dos maiores níveis taxonômicos na recuperação de dados semelhantes ao observado em menores níveis.

Ao contrário dos estudos citados no parágrafo anterior, Guérold (2000) sugeriu que o nível de família não foi suficiente para avaliar os riachos situados em montanhas da França, sendo necessária a identificação em níveis inferiores para fornecer informações mais seguras em estudos ecológicos e de avaliação de impacto. Este autor utilizou a comunidade de Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera para testar a influência do nível de identificação taxonômica no cálculo de índices de diversidade, riqueza e similaridade em cinco riachos acidificados e três referências. Com exceção do índice de Jaccard, todos os demais tiveram seus valores subestimados quando utilizados níveis taxonômicos mais elevados. Os valores mais subestimados foram nos riachos referências em relação aos acidificados, devido ao maior número de gêneros dentro de uma mesma família presentes nesses ambientes.

A eficiência da resposta dos insetos aquáticos ao impacto ambiental dependerá do nível de identificação taxonômica utilizado e, desta maneira, o detalhamento das identificações deve ser inversamente proporcional a intensidade do impacto existente (Melo e Hepp 2008). Para avaliar os efeitos ecológicos de impactos sutis, em geral, a utilização de níveis inferiores de identificação é mais eficaz e necessária, mas pode ser perda de tempo e recursos quando o estresse é mais evidente ou severo.

## Efeito dos impactos antrópicos sobre os insetos aquáticos

As modificações do ambiente aquático decorrentes de interferência humana influenciam a comunidade de insetos aquáticos de forma rápida e, muitas vezes, drástica. As alterações da estrutura do habitat e das características físicas e químicas da água resultam em efeitos sobre a biota em resposta ao tipo de impacto.

A retirada da vegetação ripária, reconhecida como a principal causa de alteração do ambiente aquático, influencia direta e indiretamente a fauna de insetos (Benstead e Pringle 2004; Couceiro *et al.* 2007; Yoshimura 2012). O desmatamento das margens dos sistemas aquáticos desestabiliza o solo e favorece o processo de erosão, aumentando a entrada de sedimentos nos leitos dos igarapés. Esse processo causa o soterramento dos substratos utilizados pelos insetos aquáticos, especialmente os sedentários e os fragmentadores (Couceiro *et al.* 2010, 2011). A fauna de insetos aquáticos que resiste ao impacto causado pelo desmatamento é muito pobre, uma vez que o sistema torna-se homogêneo, perdendo muitos tipos de substratos, alimentos e locais de oviposição capazes de manter uma fauna íntegra (Allan e Castillo 2007).

Além das consequências diretas sobre os insetos aquáticos, em geral, a retirada da vegetação ripária é o passo inicial para a implantação de diferentes tipos de uso da terra que também possuem efeitos sobre a comunidade. Por exemplo, atividades econômicas como agricultura e pecuária, muitas vezes, aumentam a entrada de nutrientes nos corpos d'água que, juntamente com o aumento da

entrada de luz decorrente do desmatamento resulta em maior produção autotrófica (Mulholland *et al.* 2001), modificando a cadeia trófica. Locais que recebem elevada quantidade de matéria orgânica, como regiões com entrada de efluentes domésticos apresentam aumento da densidade bacteriana e, consequentemente, também da demanda bioquímica de oxigênio, que reduzirá a quantidade de oxigênio dissolvido na água (Jonnalagadda e Mhere 2001). Isto acarreta a eliminação dos insetos com alta exigência por oxigênio (*e.g.*, Plecoptera), reduzindo a riqueza e aumentando a dominância de espécies tolerantes à baixa disponibilidade de oxigênio (*e.g.*, *Chironomus*) (Oliveira *et al.* 2010).

Quando o ambiente aquático está sob influência de algum tipo de atividade antrópica, como indústrias ou mineração, o lançamento no sistema de substâncias químicas, como metais pesados, pode acarretar na acumulação desses contaminantes nos insetos presentes. Esta bioacumulação depende do contaminante em questão e de sua forma química no ambiente e é influenciada pelo tamanho corporal do inseto, temperatura do ambiente, posição na cadeia alimentar, modo de alimentação, tempo de exposição ao poluente e pela fase de vida do organismo (*e.g.*, Harding 2005; Hatano e Shoji 2010; Malaj *et al.* 2012), variando assim de espécie para espécie. O aumento da tolerância a este impacto pode estar relacionado com adaptações fenotípicas ou a seleção de genótipos tolerantes (Blanck *et al.* 1988).

Poluentes, como os metais pesados e pesticidas, podem afetar a taxa de sobrevivência, a taxa reprodutiva, o consumo de alimento e o comportamento dos insetos aquáticos (Gerhardt 1995; Harding 2005). Estudos que avaliam os efeitos dos metais pesados sobre a comunidade de insetos observam a diminuição da riqueza, devido ao desaparecimento de espécies sensíveis e predomínio de espécies tolerantes (Blanck *et al.* 1988; Besser *et al.* 2007). Além disso, pode ocorrer ainda a diminuição da diversidade e da densidade dos organismos expostos (Doi *et al.* 2007). Pode ainda haver redução da competição interespecífica, além de tornar alguns indivíduos mais suscetíveis à predação (Clements *et al.* 1989).

Outra alteração nos ambientes aquáticos que modifica a comunidade de insetos é o barramento de sistemas lóticos, em geral decorrente da construção de hidrelétricas ou estradas que interrompem a conectividade dos rios (ver Conceito de Descontinuidade Serial de Ward e Stanford 1983) e causam o alagamento de regiões terrestres a montante (Ward e Stanford 1983; 1995; Stanford e Ward 2001). A redução do fluxo de água possui grande efeito sobre a comunidade de insetos aquáticos, podendo influenciar negativamente a abundância, densidade, riqueza, diversidade e distribuição destes organismos tanto a montante como a jusante das barragens (Nilsson e Svedmark 2002; Tiemann *et al.* 2004; Santucci *et al.* 2005; Kinzie *et al.* 2006; Muehlbauer *et al.* 2009). Esta alteração do fluxo também pode interferir na taxa de predação e na competição interespecífica, uma vez que em locais com maiores velocidades de correnteza as presas são menos acessíveis (Malmqvist e Sackmann 1996; Vinson 2001). No entanto, em alguns casos a redução do fluxo pode favorecer a abundância de táxons que preferem estas condições (Munn e Brusven 1991), além de possibilitar o desenvolvimento de macrófitas que podem ser utilizadas como habitat por insetos aquáticos (Ferreiro *et al.* 2011).

A construção de barragens dificulta a migração de diversos grupos de organismos. Em geral, ocorre a diminuição do carreamento dos espécimes para jusante, que é uma das principais formas de colonização utilizada por invertebrados aquáticos (Vinson 2001). Além disso, o barramento dos sistemas lóticos pode impedir a colonização a montante, que é realizada através do voo dos adultos (Hershey *et al.* 1993).

O aumento da temperatura da água causada pela diminuição do fluxo em áreas com barragem pode ter efeitos no ciclo de vida dos insetos (Newbold *et al.* 1994; Brittain 1995; Jonsson *et al.* 2012), influenciando na emergência dos adultos, no metabolismo, crescimento e na taxa de sobrevivência desses organismos (Wotton 1994; 1995).

A estrutura trófica também é influenciada por barragens. Alguns trabalhos indicam que coletores-filtradores podem ocorrer em altas densidades logo abaixo do barramento, provavelmente pela alta abundância de algas e material em suspensão acumulados nesta região (Santucci *et al.* 2005; Jones 2011; Maroneze *et al.* 2011). Enquanto, a riqueza, biomassa e densidade de organismos fragmentadores podem ser menores a jusante de pequenas barragens devido à retenção de grande parte da matéria orgânica grossa acima da barragem (Mendoza-Lera *et al.* 2012; Menéndez *et al.* 2012).

Assim, os insetos aquáticos são considerados eficientes na avaliação ambiental por serem capazes de responder de diferentes formas aos impactos antrópicos. Isso ocorre devido as diferentes estratégias morfológicas, fisiológicas e comportamentais desses organismos frente às alterações ambientais.

## Perspectivas futuras

Muitos estudos mostram a importância da utilização da fauna aquática na avaliação de impactos ambientais e, com isso, alguns países como os Estados Unidos e Austrália desenvolveram protocolos para a utilização dos invertebrados aquáticos em seus programas de biomonitoramento (USEPA 2000; Smith *et al.* 1999). No Brasil, poucos são os estudos de monitoramento de ambientes aquáticos que utilizam esses organismos. No entanto, a partir do ano 2000, vem aumentando o número de estudos de avaliação de impacto ambiental utilizando invertebrados, embora ainda não exista padronização das metodologias utilizadas para a comparação entre os estudos (Couceiro *et al.* não publicado), exceto para o Estado de São Paulo (CETESB 2003; Kuhlmann *et al.* 2012). Além de estudos de avaliação de impacto, é necessário maiores investimentos em pesquisas taxonômicas de forma a fornecer melhores ferramentas para a implementação de programas de biomonitoramento no Brasil. Estas lacunas devem ser resolvidas para facilitar o surgimento de uma legislação nacional que obrigue o uso dos invertebrados aquáticos na avaliação da qualidade da água como parte de políticas públicas.

## Agradecimentos

Gostaríamos de agradecer ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelas bolsas concedidas aos autores (processos: 143624/2009-1, 558108/2010-5, 144452/2010-3 e 150864/2011-6) e aos doutores Hélio Imbimbo, Mônica Kuhlmann e Sheyla Couceiro pela revisão do texto.

## Referências Bibliográficas

Allan, J.D. 2004. Landscape and riverscapes: The influence of land use on river ecosystems. Annual Reviews of Ecology, Evolution and Systematics, 35: 257-284.

Allan, J.D.; Castilho, M.M. 2007. Stream ecology: structure and function of running waters. Springer, Dordrecht, 436p.

Arimoro, F.O.; Ikomi, R.B. 2009. Ecological integrity of upper Warri River, Niger Delta using aquatic insects as bioindicators. Ecological Indicators, 9: 455-461.

Bailey, R.C.; Norris, R.H.; Reynoldson, T.B. 2004. Bioassessment of freshwater ecosystems using the reference condition approach. Kluwer Academic Publishers, Norwell, 170p.

Baptista, D.F.; Buss, D.F.; Egler, M.; Giovanelli, A.; Silveira, M.P.; Nessimian, J.L. 2007. A multimetric index based on benthic macroinvertebrates for evaluation of Atlantic Forest streams at Rio de Janeiro State, Brazil. Hydrobiologia, 575: 83-94.

Baptista, D.F. 2008. Uso de Macroinvertebrados em Procedimentos de Biomonitoramento em Ecossistemas Aquáticos. In: Baptista, D.F.; Buss, D.F.; Oliveira, R.B.S. (Ed.). Oecologia Brasiliensis. v. 12. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, p.425-441.

Benstead, J.P.; Pringle, C.M. 2004. Deforestation alters the resource base and biomass of endemic stream insects in eastern Madagascar. Freshwater Biology, 49: 490-501.

Besser, J.M.; Brumbaugh, W.G.; May, T.W.; Schmitt, C.J. 2007. Biomonitoring of lead, zinc, and cadmium in streams draining lead-mining and non-mining areas, southeast Missouri, USA. Environmental Monitoring and Assessment, 129: 227-241.

Blanck, H.; Wangberg, S.A.; Molander, S. 1988. Pollution-Induced Community Tolerance - A New Ecotoxicological Tool. In: Cairns, J.Jr.; Pratt, J.R. (Ed.). Functional Testing of Aquatic Biota for Estimating Hazards of Chemicals. American Society for Testing and Materials, Philadelphia, p.219-230.

Brasil, 1986. Resolução CONAMA no20, de 18 de junho de 1986. Diário Oficial da União, 30 jul.

Brittain, J.E. 1995. Egg development in Australian mayflies (Ephemeroptera). In: Corkum, L.D.; Ciborowski, J.J.H. (Ed.). Current Directions in Research on Ephemeroptera. Canadian Scholars Press Inc., Toronto. p.307-316.

Buss, D.F.; Oliveira, R.B.; Baptista, D.F. 2008. Monitoramento Biológico de ecossistemas

aquáticos continentais. In: Baptista, D.F.; Buss, D.F.; Oliveira, R.B.S. (Ed.). Oecologia Brasiliensis. v. 12. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, p.339-345.

Callisto, M.; Gonçalves Jr., J.F.& Moreno, P. 2005. Invertebrados aquáticos como bioindicadores. In: Goulart, E. M. A. (Ed.). Navegando o Rio das Velhas das Minas aos Gerais: Projeto Manuelzão. Coopmed, Belo Horizonte, p.555-567.

CETESB. 2003. Determinação de bentos de água doce - macroinvertebrados: métodos qualitativo e quantitativo. Norma Técnica L5.309. 16p.

Clements, W.H.; Van Hassel, J.H.; Cherry, D.S.; Cairns, J. 1989. Colonization, variability, and the use of substratum-filled trays for biomonitoring benthic communities. Hydrobiologia, 173: 45-53.

Compin, A.; Céréghino, R. 2003. Sensitivity of aquatic insect species richness to disturbance in the Adour-Garonne stream system (France). Ecological Indicators, 3: 135-142.

Corbi, J.J.; Trivinho-Strixino, S. 2006. Influence of taxonomic resolution of stream macroinvertebrate communities on the evaluation of different land uses. Acta Limnologica Brasiliensia, 18: 469-475.

Corbi, J.J.; Kleine, P.; Trivinho-Strixino, S. 2013. Are aquatic insect species sensitive to banana plant cultivation? Ecological Indicators, 25: 156-161.

Couceiro, S.R.M.; Hamada, N., Luz, S.L.B.; Forsberg, B.R.; Pimentel, T.P. 2007. Deforestation and sewage effects on aquatic macroinvertebrates in urban streams in Manaus, Amazonas, Brazil. Hydrobiologia, 575: 271-284.

Couceiro, S.R.M.; Hamada, N.; Forsberg, B.R.; Padovesi-Fonseca, C. 2010. Effects of anthropogenic silt on aquatic macroinvertebrates and abiotic variables in streams in the Brazilian Amazon. Journal of Soils and Sediments, 10: 89-103.

Couceiro, S.R.M.; Hamada, N. 2011. Os intrumentos da politica nacional de recursos hídricos na região norte do Brasil. Oecologia Australis, 15: 762-774.

Couceiro, S.R.M.; Hamada, N.; Forsberg, B.R.; Padovesi-Fonseca, C. 2011. Trophic structure of macroinvertebrates in Amazonian streams impacted by anthropogenic siltation. Austral Ecology, 36: 628-637.

Couceiro, S.R.M.; Hamada, N.; Forsberg, B.R.; Pimentel, T.P.; Luz, S.L.B. 2012. A macroinvertebrate multimetric index to evaluate the biological condition of streams in the Central Amazon region of Brazil. Ecological Indicators, 18: 118-125.

Couceiro S.R.M.; Dias-Silva, K.; Hamada, N. Macroinvertebrados na avaliação de impactos antrópicos em sistemas aquáticos amazônicos, não publicado.

Cummins, K.W.; Merritt, R.W.; Andrade, P.C.N. 2005. The use of invertebrate functional groups to characterize ecosystem attributes in selected streams and rivers in south Brazil. Studies on Neotropical Fauna and Environment, 40: 69-89.

Doi, H.; Takagi, A.; Kikuchi, E. 2007. Stream macroinvertebrate community affected by point-source metal pollution. International Review of Hydrobiology, 92: 258-266.

Ferreiro, N.; Feijoó, C.; Giorgi, A.; Leggieri, L. 2011. Effects of macrophyte heterogeneity and food availability on structural parameters of the macroinvertebrate community in a Pampean stream. Hydrobiologia, 664: 199-211.

Gerhardt, A. 1995. Joint and single toxicity of cadmium (Cd) and iron (Fe) related to metal uptake in the mayfly Leptophlebia marginata (L.) (Insecta: Ephemeroptera). Hydrobiologia, 306: 229-240.

Guérold, F. 2000. Influence of taxonomic determination level on several community indices. Water Research, 34: 487-492.

Harding, J.S. 2005. Impacts of metals and mining on stream communities. In: Moore, T.A.; Black, A.; Centeno, A.A.; Harding, J.S.; Trumm, D.A. (Ed.). Metal Contaminants in New Zealand: Sources, Treatments, and Effects on Ecology and Human Health. Resolutionz Press, Christchurch, p.343-357.

Hatano, A.; Shoji, R. 2010. A new model for predicting time course toxicity of heavy metals based on biotic ligand model (BLM). Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology e Pharmacology, 151: 25-35.

Hering, D.; Johnson, R.K.; Kramm, S.; Schmutz, S.; Szoszkiewicz, K.; Verdonschot, P.F.M. 2006. Assessment of European streams with diatoms,

macrophytes, macroinvertebrates and fish: a comparative metric-based analysis of organism response to stress. Freshwater Biology, 51: 1757-1785.

Hershey, A.E.; Pastor, J.; Peterson, B.J.; Kling, G.W. 1993. Stable isotopes resolve the drift paradox for Baetis mayflies in an Arctic River. Ecology, 74: 2315-2325.

Hynes, H.B.N. 1970. The ecology of running waters. 1ra ed. University of Toronto Press, Toronto, 555p.

Jones, N.E. 2011. Spatial patterns of benthic invertebrates in regulated and natural rivers. River Research and Applications, 29: 343-351. doi:10.1002/rra.1601.

Jonnalagadda, S.B.; Mhere, G. 2001. Water quality of the Odzi River in the eastern highlands of Zimbabwe. Water Research, 35: 2371-2376. doi: 10.1016/S0043-1354(00)00533-9.

Jonsson, M.; Deleu, P.; Malmqvist, B. 2012. Persisting effects of river regulation on emergent aquatic insects and terrestrial invertebrates in upland forests. River Research and Applications, doi: 10.1002/rra.2559.

Kinzie, R.A.I.; Chong, C.; Devrell, J.; Lindstrom, D.; Wolf, R. 2006. Effects of water removal on a Hawaiian stream ecosystem. Pacific Scientific, 60: 1-47.

Kiss, K.; Acs, E.; Barkacs, K.; Borics, G.; Böddi, B.; Ector, L.; Solymos, G.K.; Szabo, K.; Varga, A.; Varga, I. 2002. Qualitative short-term effects of cyanide and heavy metal pollution on phytoplankton and periphyton in the Rivers Tisza and Szamos (Hungary). Archiv für Hydrobiologie, 13: 47-72.

Kozlowski, G. 2008. Is the global conservation status assessment of a threatened taxon a utopia? Biodiversity and Conservation, 17: 445-448.

Kuhlmann, M.L.; Johnscher-Fornasaro, G.; Ogura, L.L.; Imbimbo, H.R.V. 2012. Protocolo para o biomonitoramento com as comunidades bentônicas de rios e reservatórios do Estado de São Paulo. CETESB. São Paulo, 113p. Disponível em: http://www.cetesb.sp.gov.br/agua/aguas-superficiais/35-publicacoes-/-relatorios.

Magurran, A.E. 2011. Biological Diversity: Frontiers in Measurement and Assessment. Oxford University Press, New York, 345p.

Malaj, E.; Grote, M.; Schäfer, R.B.; Brack, W.; Von der Ohe, P.C. 2012. Physiological sensitivity of freshwater macroinvertebrates to heavy metals. Environmental Toxicology Chemistry, 31: 1754-1764.

Malmqvist, B.; Sackmann, G. 1996. Changing risk of predation for a filter-feeding insect along a current velocity gradient. Oecologia, 108: 450-458.

Maroneze, D.M; Tupinambás, T.H.; França, J.S.; Callisto, M. 2011. Effects of flow reduction and spillways on the composition and structure of benthic macroinvertebrate communities in a Brazilian river reach. Brazilian Journal of Biology, 71: 639-651.

Marshall, J.C.; Steward, A.L.; Harch, B.D. 2006. Taxonomic resolution and quantification of freshwater macroinvertebrate samples from an Australian dryland river: the benefits and costs of using species abundance data. Hydrobiologia, 572: 171-194.

Martín, G.; Alcalá, E.; Solá, C.; Plazuelo, A.; Burgos, M.D.; Reyes, E.; Toja, J. 2004. Efecto de la contaminación minera sobre el perifiton del rio Guadiamar. Limnetica, 23: 315-330.

Melo, A.S. 2005. Effects of taxonomic and numeric resolution on the ability to detect ecological patterns at local scale using stream macroinvertebrates. Archiv fur Hydrobiologie, 164: 309-323.

Melo, A.S.; Hepp, L.U. 2008. Ferramentas estatísticas para análises de dados provenientes de biomonitoramento. In: Baptista, D.F.; Buss, D.F.; Oliveira, R.B.S. (Ed.). Oecologia Brasiliensis. v. 12. Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, p.425-441.

Mendoza-Lera, C.; Larrañaga, A.; Pérez, J. 2012. Headwater reservoirs weaken terrestrial-aquatic linkage by slowing leaf-litter processing in downstream regulated reaches. River Research and Applications, 22: 13-22.

Menéndez, M.; Descals, E.; Riera, T.; Moya, O. 2012. Effect of small reservoirs on leaf litter decomposition in Mediterranean headwater streams. Hydrobiologia, 691: 135-146.

Metcalfe, J.L. 1989. Biological water quality assessment of running waters based on macroinvertebrate communities: history and

present status in Europe. Environmental Pollution, 60: 101-139.

MMA; ANA. 2007. GEO Brasil: recursos hídricos. GEO Brasil Série Temática. Ministério do Meio Ambiente; Agência Nacional de Águas; Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente, Brasília, 60p.

Moya, N.; Tomanova, S.; Oberdorff, T. 2007. Initial development of a multi-metric index based on aquatic macroinvertebrates to assess streams condition in the Upper Isiboro-Sécure Basin, Bolivian Amazon. Hydrobiologia, 589: 107-116.

Moya, N.; Hughes, R.M.; Domínguez, E.; Gibon, F.; Goitia, E.; Oberdorff, T. 2011. Macroinvertebrate-based multimetric predictive models for evaluating the human impact on biotic condition of Bolivian streams. Ecological indicators, 11: 840-847.

Muehlbauer, J.D.; LeRoy, C.J.; Lovett, J.M.; Flaccus, K.K.; Vlieg, J.K.; Marks, J.C. 2009. Short-term responses of decomposers to flow restoration in Fossil Creek, Arizona, USA. Hydrobiologia, 618: 35-45.

Mulholland, P.J.; Fellows, C.S; Tank, J.L; Grimm, N.B.; Webster, J.R.; Hamilton, S.K.; Martiâ, E.; Ashkenas, L.; Bowden, W.B.; Dodds, W.K.; Mcdowell, W.H.; Paul, M.J.; Peterson, B.J. 2001. Inter-biome comparison of factors controlling stream metabolism. Freshwater Biology, 46: 1503-1517.

Munn, M.D.; Brusven, M.A. 1991. Benthic invertebrate communities in nonregulated and regulated waters of the Clearwater River, Idaho, USA. Regulated Rivers: Research and Management, 6: 1-11.

Newbold, J.D.; Sweeney, B.W.; Vannote, R.L. 1994. A model for seasonal synchrony in stream mayflies. Journal of the North American Benthological Society, 13: 3-18.

Nilsson, C.; Svedmark, M. 2002. Basic principles and ecological consequences of changing water regimes: riparian plant communities. Environmental Management, 30: 468-480.

Oberdorff, T.; Pont, D.; Hugueny, B.; Porcher, J.P. 2002. Development and validation of a fish-based index for the assessment of 'river health' in France. Freshwater Biology, 47: 1720-1734.

Oliveira, V.C., Martins, R.T.; Alves, R.G. 2010. Evaluation of water quality of an urban stream in southeast Brazil using Chironomidae larvae (Insecta: Diptera). Neotropical Entomology, 39: 873-878.

Ometo, J.P.H.B.; Martinelli, L.A.; Ballister, M.V.; Gessner, A.; Krische, A.V.; Victoria, R.L. 2000. The effects of land use on water chemistry and macroinvertebrates rates in two streams of the Piracicaba river basin South-east Brazil. Freshwater Biology, 44: 327-337.

Overal, W.L.; Pimentel,T.; Mascarenhas, B.M.; Overal, G.B. 2010. Insetos da Amazônia . 3ra. ed. Museu Paraense Emilio Goeldi, Belém, 43p.

Pes, A.M.O.; Pereira, D.L.V.; Salles, F.F.; Silva, J.O.; Hamada, N. 2007. Insetos aquáticos: Simuliidae e outros. In: Rapp Py-Daniel, L.; Deus, C.P.; Loureiro, A.H.; Pimpão, D.M.; Ribeiro, O.M. (Ed.). Biodiversidade do Médio Madeira: Bases científicas para propostas de conservação, v. 1. Instituto nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas, p.45-55.

Pont, D.; Hugueny, B.; Beier, U.; Goffaux, D.; Melcher, A.; Noble, R.; Rogers, C.; Roset, N.; Schmutz, S. 2006. Assessing river biotic condition at the continental scale: a European approach using functional metrics and fish assemblages. Journal of Applied Ecology, 43:70–80

Resh, V.H.; Jackson, J.K. 1993. Rapid assessment approaches to biomonitoring using benthic macroinvertebrates. In: Rosenberg, D.M.; Resh, V.H. (Ed.) Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates. Chapman and Hall, New York, p.195-233.

Rosenberg, D.M. 1992. Freshwater biomonitoring and chironomidae. Netherland Journal of Aquatic Ecology, 26: 101-122.

Rosenberg, D.; Resh, V. 1993. Freshwater Biomonitoring and Benthic Macroinvertebrates. Chapman & Hall, New York, 488p.

Roy, A.H.; Rosemond, A.D.; Paul, M.J.; Leigh, D.S.; Wallace, J.B. 2003. Stream macroinvertebrate response to catchment urbanisation. Freshwater Biology, 48: 329-346.

Sánchez, L.E. 2006. Avaliação de impacto ambiental: Conceitos e métodos. Oficina de Textos, São Paulo, 495p.

Santucci, V.J.; Gephard, S.R.; Pescitelli, S.M. 2005. Effects of Multiple Low-Head Dams on Fish, Macroinvertebrates, Habitat, and Water Quality

in the Fox River, Illinois. North American Journal of Fisheries Management, 25: 975-992.

Silveira, M.P.; Buss, D.F.; Nessimian, J.L.; Egler, M.; Baptista, D.F. 2005. Application of biological measures for stream integrity assessment in South-East Brazil. Environmental Monitoring and Assessment, 101: 117-128.

Smith, M.J.; Kay, W.R.; Edward, D.H.D.; Papas, P.J.; Richardson, K.St.J.; Simpson, J.C.; Pinder, A.M.; D.J.; Horwitz, P.H.J.; Davis, J.A.; Yung, F.H.; Norris, R.H.; Halse, S.A. 1999. AusRivAS: using macroinvertebrates to assess ecological condition of rivers in Western Australia. Freshwater Biology, 41: 269-282.

Stanford, J.A.; Ward, J.V. 2001. Revisiting the Serial Discontinuity Concept. Regulated River Research & Management, 17: 303-210.

Tiemann, J.S.; Gillette, D.P.; Wildhaber, M.L.; Edds, D.R. 2004. Effects of lowhead dams on riffle-dwelling fishes and macroinvertebrates in a midwestern river. Transactions of the American Fisheries Society, 133: 705-717.

Triest, L.; Kaur, P.; Heylen, S.; De Pauw, N. 2001. Comparative monitoring of diatoms, macroinvertebrates and macrophytes in the Woluwe River (Brussels, Belgium). Aquatic Ecology, 35: 183-194.

USEPA. 2000. Stressor identification guidance document. U.S. Environmental Protection Agency, Washington. 228p.

Vannote, R.L.; Minshall, G.W.; Cummings, K.W.; Sedell, J.R.; Cushing, C.E. 1980. The River Continuum Concept. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences, 37: 130-137.

Vinson, M.R. 2001. Long-term dynamics of an invertebrate assemblage downstream from a large dam. Ecological Applications, 11: 711-730.

Ward, J.V.; Stanford, J.A. 1983. The serial discontinuity concept of lotic ecosystems. In: Fontaine, T.D.; Bartell, S.M. (Ed.). Dynamics of lotic ecosystems. Ann Arbor Science Publisher, Michigan, p.29-42.

Ward, J.V.; Stanford, J.A. 1995. Ecological connectivity in alluvial river ecosystems and its disruption by flow regulation. Regulated Rivers: Research and Management, 11: 105-119.

Wotton, R.S. 1994. Particulate and dissolved organic matter as food. In: Wotton, R.S. (Ed.). The biology of particles in aquatic systems. 2da ed. Lewis Publishers: Boca Raton, Flórida, p.235-288.

Wotton, R.S. 1995. Temperature and lake-outlet communities. Journal of Thermal Biology, 20: 121-125.

Yoshimura, M. 2012. Effects of forest disturbances on aquatic insect assemblages. Entomological Science, 15: 145-154.

8

# Insetos aquáticos no âmbito de instrumentos de gestão ambiental: caminhos ainda pouco explorados

Fabio de Oliveira Roque[1], Daniel Forsin Buss[2], Sara da Silva Abes[3], Mauricio Stefanes[4], Leandro Juen[5], Tadeu Siqueira[6]

## Apresentação

A manutenção da biodiversidade é fundamental para o planeta e para as sociedades humanas, fornecendo benefícios ambientais essenciais que podem ser classificados em quatro grupos: os de provisão (alimentos, água limpa, materiais, fibras, combustíveis, e outros), os de suporte (ciclagem de nutrientes, produção de oxigênio, sequestro de carbono, formação de solos, e outros), os de regulação (do clima, controle de enchentes, controle de doenças, e outros) e os culturais (valores estéticos, espirituais, religiosos, educacionais, de lazer, e outros) (Millennium Ecosystem Assessment 2005). A conservação da biodiversidade, portanto, é um dos grandes desafios da humanidade, não somente pelas dificuldades de compatibilização entre o uso racional dos recursos naturais e o desenvolvimento, mas também pela complexidade que o tema abrange.

A perda da biodiversidade envolve processos em diversas escalas, incluindo fatores locais, regionais e até aqueles em nível global. As causas estão relacionadas à conversão e perda de habitats, fragmentação da paisagem, mudanças climáticas, superexploração de recursos naturais, espécies invasoras e poluição (Millennium Ecosystem Assessment 2005). Assim, o foco das estratégias de conservação da biodiversidade deve ser direcionado para evitar e/ou minimizar, prioritariamente, estas causas e pressões.

No caso dos insetos aquáticos, isto não é exceção, uma vez que além de sofrerem com os processos de modificação dos sistemas aquáticos, também recebem a influência de toda a paisagem do entorno (Wiens 2002). Muitos efeitos dessas pressões na biodiversidade de insetos são razoavelmente bem conhecidos e previsíveis, permitindo incorporá-los em estratégias para a gestão ambiental. A redução nas pressões dos habitats também deve ser vista como a melhor estratégia de conservação (ver Lewinsohn *et al.* 2005). Porém, há uma grande lacuna entre o conhecimento sobre os efeitos das pressões sobre a biodiversidade - ou mesmo das respostas da biodiversidade frente a estas mudanças - e a incorporação desse conhecimento em tomadas de decisão, envolvendo a gestão ambiental

[1] Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, CCBS, Cidade Universitária, Caixa Postal 549, CEP 79070-900 Campo Grande, MS, Brasil.

[2] Laboratório de Avaliação e Promoção da Saúde Ambiental, IOC, Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), Av. Brasil 4365, Manguinhos, CEP 21045-900 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

[3] Unidade Universitária de Aquidauana, Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul, Rodovia Aquidauana/UEMS, Km 12, CEP: 79200-000 Aquidauana, MS, Brasil.

[4] Universidade Federal da Grande Dourados UFGD/FCBA, Caixa Postal 533, CEP 79804-970 Dourados, MS, Brasil.

[5] Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Pará, Rua Augusto Correia, Nº 1, Bairro Guamá, CEP 66075-110 Belém, PA, Brasil.

[6] Departamento de Ecologia, Universidade Estadual Paulista - UNESP, Rio Claro, SP, Brasil.

(Strayer e Dudgeon 2010). Um dos desafios é que muitos documentos sobre a conservação e monitoramento da biodiversidade, particularmente envolvendo insetos aquáticos, tem identificado pressões antrópicas e *status* da biodiversidade, mas poucos esclarecem como os padrões encontrados podem subsidiar as tomadas de decisão (Siqueira e Roque 2010).

A temática da gestão da biodiversidade, com vistas à conservação de insetos aquáticos pode ser tratada sob várias perspectivas. Nós optamos pela ênfase em instrumentos de gestão, pois entendemos que estes constituem os principais mecanismos que aproximam ciência e os tomadores de decisão. Apresentamos o Zoneamento Ecológico Econômico - ZEE, Planejamento Sistemático para Conservação, Monitoramento no Contexto da Gestão da Biodiversidade, Licenciamento Ambiental e Espécies Ameaçadas (listas vermelhas) como os cinco instrumentos de gestão da biodiversidade que julgamos essenciais para a efetiva inclusão de informações sobre insetos aquáticos em tomadas de decisão, visando à conservação no Brasil. Finalizamos este capítulo apresentando perspectivas relacionadas à ciência cidadã, com ênfase nos insetos aquáticos, uma vez que instrumentos de gestão, como os apresentados aqui, somente tornar-se-ão uma realidade se houver forte participação popular, tanto no processo de construção do conhecimento, como em sua aplicabilidade.

## Zoneamento ecológico econômico - ZEE

Tornar a biodiversidade um tema transversal no planejamento de um país é ideal e essencial para a sustentabilidade e exige ações sincrônicas de grupos de interesse, coerência nas políticas públicas e avanços científicos e tecnológicos. Neste cenário, o Governo Federal criou o programa de Zoneamento Ecológico Econômico (ZEE), um dos instrumentos da Política Nacional de Meio Ambiente (Brasil 2010), que se configura como uma ferramenta fundamental para o planejamento e transformação de uma região brasileira. O ZEE estabelece medidas e padrões de proteção ambiental para garantir o desenvolvimento sustentável, a melhoria das condições de vida da população, da qualidade ambiental, dos recursos hídricos e do solo, além da conservação da biodiversidade. A elaboração do ZEE envolve o aspecto técnico e político do planejamento ambiental, destacando o papel da participação democrática, com responsabilidades entre a administração pública e a sociedade civil. O objetivo do ZEE é estabelecer normas técnicas e legais para o adequado uso e ocupação do território brasileiro, compatibilizando, de forma sustentável, as atividades econômicas, a conservação ambiental e a justa distribuição dos benefícios sociais, resultantes desses processos.

Na construção do ZEE, apesar da reconhecida importância da biodiversidade, as experiências existentes no Brasil ainda carecem de uma efetiva inclusão deste componente, considerando seus múltiplos valores ecológicos, econômicos, sociais e culturais (Brasil 2010). Dentre os grandes desafios, destaca-se a necessidade de pesquisas que permitam explicitar a valoração da biodiversidade (valores diretos, indiretos e de existência) na elaboração do ZEE.

No Brasil, a única experiência de construção de ZEE que incorporou informações sobre insetos aquáticos foi o Zoneamento Ecológico-Econômico do Distrito Agropecuário da SUFRAMA, Amazonas (Zuanon 2005), que inventariou insetos na região de abrangência do planejamento. O Zoneamento da SUFRAMA demonstra claramente que as estratégias com foco na conservação de insetos aquáticos ainda enfrentam dois grandes desafios, conhecidos como déficit de Linnaeus e déficit de Wallace (Bini *et al.* 2006). O déficit de Linnaeus, neste contexto, trata-se do fato de desconhecermos a maioria dos insetos aquáticos no planeta, enquanto que o déficit de Wallace ocorre quando desconhecemos a distribuição das espécies, mesmo aquelas já descritas. Os déficits de Linnaeus e Wallace são restrições, particularmente, importantes para a inclusão de dados sobre insetos aquáticos na elaboração de alguns instrumentos de conservação, tais como, seleções regionais de áreas prioritárias e zoneamentos ambientais. Entretanto, estes problemas podem ser minimizados através de modelagens de distribuição de espécies e o uso de modelos preditivos, fundamentados em teorias ecológicas (Diniz-Filho *et al.* 2010). Além disso, esses déficits devem ser superados, com um forte investimento em estudos taxonômicos, biológicos e ecológicos, mas não devem ser vistos como impedimento para inclusão de informações sobre insetos aquáticos em estratégias de conservação em determinadas condições. No Brasil, apesar

de incipiente, já existem estudos usando insetos aquáticos com essa finalidade, como por exemplo, Nóbrega e De Marco (2011) que utilizaram Odonata como grupo-focal para a seleção de áreas prioritárias para a conservação no Cerrado.

Sugerimos quatro caminhos promissores para a inclusão de insetos aquáticos em ZEEs: a inclusão de dados de grupos bem conhecidos, espécies ameaçadas, habitats críticos que apresentam registros de grandes transformações ou a inclusão de dados de monitoramento de água, usando insetos aquáticos como bioindicadores.

## Planejamento sistemático para conservação - áreas prioritárias para conservação

O Planejamento Sistemático para Conservação (PSC) é uma abordagem que permite a incorporação, de forma objetiva, de informações sobre biodiversidade no planejamento e na seleção de áreas prioritárias (Margules e Pressey 2000), considerando princípios como representatividade, insubstituibilidade, abrangência, adequação e eficiência dos objetos de conservação (Linke *et al.* 2011). Além disso, o PSC envolve análises – baseadas em algoritmos computacionais – cujo foco vai além de táxons incluindo avaliações de habitats em diferentes escalas (Mace *et al.* 2007). O caráter dinâmico do PSC possibilita que os processos metodológicos sejam multidirecionais, com revisão contínua dos parâmetros e resultados das indicações de áreas prioritárias para conservação.

O PSC visa estabelecer um balanço entre os aspectos ecológicos, econômicos e sociais que envolvem a seleção de áreas prioritárias para a conservação ambiental. Assim, o PSC aponta para uma destinação eficiente dos recursos financeiros, de modo a estabelecer uma rede de áreas protegidas, na forma de mosaicos ou complementares, que possam mitigar impactos e/ou conflitos decorrentes dos diferentes usos do solo nas áreas circunvizinhas. Seu objetivo é selecionar áreas com alto valor para conservação, baixa densidade populacional humana, baixo custo da terra e que apresentem pouco uso do solo, diminuindo os conflitos de interesse que algumas vezes surgem na implantação de áreas protegidas. Por exemplo, Loyola *et al.* (2009), dentro da abordagem de PSC incluiu em uma mesma análise, o custo da terra e atributos biológicos das espécies, na seleção de áreas prioritárias para conservação de carnívoros em escala global.

O Brasil tem papel fundamental na proteção da biodiversidade, sendo, na última década, a nação responsável pela criação de 74% das reservas criadas no planeta (Jenkins e Joppa 2009). As Unidades de Conservação (UCs) no território brasileiro abrangem uma área de mais de 1,5 milhões de km$^2$, perfazendo um total de 310 unidades federais, 568 estaduais, 89 municipais e 629 Reservas Particulares do Patrimônio Natural (RPPNs) (574 federais e 55 estaduais) (Plano Consolidação das UCs 2012). Apesar dos valores serem altos, sua distribuição não é proporcional entre as regiões e pode criar uma falsa impressão de que a biodiversidade está bem conservada, pois muitas foram estabelecidas sem planejamento ou até mesmo criadas com objetivos diversos aos da conservação da biodiversidade. Como resultado desse tipo de criação de áreas protegidas, existem lacunas importantes no sistema global de reservas (Nogueira *et al.* 2009), com grandes deficiências em ambientes marinhos e de águas continentais (ver Meta 11 de Aichi: http://www.cbd.int/sp/targets). Por isso, essas áreas protegidas deverão ser, gradativamente, analisadas para o restabelecimento das metas de conservação, a fim de se evitar redundâncias e ao mesmo tempo buscar complementaridade para a conservação da biodiversidade, que é uma das premissas do PSC.

O PSC é uma abordagem relativamente recente e usa de conceitos bem explorados em ecologia da paisagem, pois são necessárias mensurações bem especificas (métricas da paisagem), como forma de transformar em mapas de áreas prioritárias a complexa rede ecológica (ou parte dela) de uma unidade de planejamento (*e.g.*, uma microbacia hidrográfica). Embora o PSC seja um método desenvolvido originalmente para ambientes terrestres (Margules e Pressey 2000), nos últimos anos tem havido um crescimento no uso desta abordagem para selecionar áreas prioritárias em sistemas aquáticos (Linke *et al.* 2011). Porém, ainda se observa que estudos da conservação de ambientes de águas continentais têm recebido menos atenção do que os terrestres ou marinhos (Strayer e Dudgeon 2010). De acordo com Linke *et al.* (2011), um dos grandes desafios no uso dessa abordagem é a sua adequação para o contexto dos sistemas aquáticos, incluindo relações com a configuração da paisagem e com a natureza

dendrítica dos sistemas hídricos. Ferramentas de planejamento para a conservação, tais como, o Marxan (programa para o planejamento sistemático dos esforços para a conservação, que usa um algoritmo específico no cálculo do balanço entre o custo da conservação e os seus benefícios, produzindo um mapa de prioridades), precisam ser modificadas para levar em conta a natureza espacial desses sistemas. Assim, características como a conectividade dos cursos d'água, bem como os relevantes impactos ambientais de origem antrópica precisam ser consideradas no planejamento para a conservação, uma vez que desempenham papel fundamental em ambientes aquáticos, influenciando toda a biodiversidade a jusante. Assim, o uso de PSC para ambientes aquáticos pode aprimorar o planejamento regional de áreas submetidas a forte pressão antrópica e de intensa perda de áreas naturais, como é o caso de diversos biomas na região Neotropical.

O uso de insetos aquáticos como grupo-focal no planejamento sistemático ainda é incipiente no Brasil. Conforme mencionado anteriormente, Nóbrega e De Marco (2011) utilizaram Odonata na seleção de áreas prioritárias para conservação no Cerrado. Os resultados desse estudo indicam que o grupo não está totalmente protegido pelas unidades de conservação existentes e também a rede de UCs atual não abriga, a contento, espécies raras ou ameaças de extinção. Embora o trabalho demonstre a utilidade de PSC para exercitar estratégias para conservação de um grupo de insetos aquáticos, vale ressaltar que nenhum grupo de insetos aquáticos foi incluído em qualquer documento normativo de seleção de áreas prioritárias no Brasil.

Apesar dos PSCs apresentarem grande potencial para auxiliar na proteção de uma amostra representativa de biodiversidade regional de forma dinâmica e inteligente, já que aponta para a melhor relação de custo-benefício na proteção do máximo de biodiversidade com o menor risco de conflitos, a ferramenta é ainda pouco explorada, pelos interessados em conservação da biodiversidade aquática.

## Monitoramento no contexto da gestão da biodiversidade

A despeito da reconhecida importância de monitorar a biodiversidade como parte da gestão e o crescente número de iniciativas, no Brasil, como em outras partes do mundo, os sistemas de monitoramento em geral têm três problemas principais: (i) têm objetivos vagos e pouco articulados, o que dificulta a conexão entre o que esta sendo medido e tomadas de decisão (ii) não têm suporte institucional apropriado, coordenação e alvos de financiamento para monitoramento da biodiversidade; e (iii) não têm padrões técnicos estabelecidos que guiem as atividades de monitoramento e tornem os dados destes programas disponíveis (Lindenmayer *et al.* 2012). Portanto, a efetiva inclusão da biodiversidade como componente da gestão no Brasil depende da ampliação do nosso conhecimento científico sobre biodiversidade, estabelecimento de ferramentas de análise, de bancos de dados, do envolvimento de pesquisadores, padronização de abordagens, estratégias de monitoramento, bem como, da participação popular.

Uma alternativa para resolver o problema da subjetividade dos estudos de monitoramento ambiental é o uso do monitoramento da biodiversidade no contexto da gestão adaptativa, que é entendida como um sistema de gestão em que o desenvolvimento de um modelo conceitual, conjunto de questões, desenho experimental, coleta dos dados, análises, interpretações e tomadas de decisões estão conectadas por passos interativos. O sistema de monitoramento adaptativo evolui em resposta a novas informações, novas questões e desenvolvimento de novos protocolos, mas sem distorcer ou quebrar a continuidade e a integridade da série temporal do monitoramento. Além do aspecto técnico, o sistema de monitoramento adaptativo envolve o aspecto político da gestão da biodiversidade, destacando a participação democrática, com responsabilidades, entre as esferas públicas e a sociedade civil. Um sistema de monitoramento bem planejado e implantado deve: (i) produzir informações sobre tendências de questões chaves da biodiversidade; (ii) alertar antecipadamente sobre problemas, que após estabelecidos, podem ser difíceis ou muito caros de reverter; (iii) gerar evidência quantificável sobre sucesso (*e.g.*, recuperação de espécies

após manejo) e insucesso de conservação; (iv) destacar maneiras de tornar o manejo mais efetivo; e (v) oferecer informações sobre o retorno do investimento em conservação. Para maiores informações, ver Lindenmayer *et al.* (2011).

No Brasil, os insetos aquáticos são usados como indicadores em alguns sistemas de monitoramento de órgãos ambientais (*e.g.*, Companhia de Tecnologia de Saneamento Ambiental - CETESB, Instituto de Meio Ambiente do Mato Grosso do Sul - IMASUL, Centro Tecnológico de Minas Gerais - CETEC, Instituto Ambiental do Paraná - IAP) e auto-monitoramento de alguns empreendimentos, sendo usados principalmente como indicadores indiretos de qualidade de água (ver capítulo sobre insetos como bioindicadores nesta edição e Buss *et al*. (2008)). Entretanto, ainda não temos iniciativas de uso de insetos aquáticos como indicadores *dublês* em monitoramento de biodiversidade ou no contexto de monitoramento de espécies focais (*e.g.*, espécies ameaçadas). Portanto, a temática de monitoramento adaptativo é uma área pouca explorada no Brasil, a despeito da sua importância no contexto de gestão da biodiversidade.

## Licenciamento ambiental

Principalmente a partir da promulgação da Política Nacional de Meio Ambiente (PNMA), definida pela Lei 6.938/81[1], o Brasil tem criado uma série de instrumentos legais para mediar conflitos, envolvendo interesses múltiplos no uso do solo, de recursos naturais e para garantir a integridade ambiental de seus ecossistemas. Um dos principais instrumentos dessa Política é o Licenciamento Ambiental[2]. De modo geral, o processo de Licenciamento Ambiental (LA) é dividido em três fases: licenciamento prévio, de instalação e de operação, cada qual com o seu papel e suas particularidades.

O roteiro e Termo de Referência (TR) do Licenciamento Ambiental devem ser elaborados com base em princípios claros de racionalidade (*e.g.*, relações de causa e efeito entre as métricas de comunidades biológicas, como insetos aquáticos, e os preditores ambientais), implementação (*e.g.*, baixo custo, tempo de processamento de amostras e facilidade de comunicação dos resultados para aqueles que não são especialistas) e desempenho (*e.g.*, ampla aplicação geográfica) (Bonada et al. 2006). Em outras palavras, devem ter forte base técnico-científica conciliada com as etapas de tomada de decisão e viabilidade. Esta não é uma tarefa simples, pois a integração entre conhecimento técnico-científico e tomada de decisão na esfera do Licenciamento Ambiental ainda é restrita no Brasil. No âmbito do Licenciamento Ambiental, o distanciamento entre a academia, as empresas de consultoria e os órgãos ambientais tem gerado um descompasso entre o tipo de informação necessária para a tomada de decisão e aquilo que é efetivamente obtido e discutido nos estudos ambientais em atendimento aos órgãos competentes. Neste cenário, para macroinvertebrados aquáticos (incluindo insetos aquáticos), verificamos comumente algumas situações desafiadoras no processo de licenciamento: i) muitas informações biológicas são obtidas, contudo não são apropriadas aos processos de tomada de decisão; ii) informações biológicas essenciais, por exemplo, limiares de resposta frente às pressões não são obtidas, o que pode resultar em tomada de decisões equivocadas, iii) resolução taxonômica insuficiente ou até mesmo identificações duvidosas; iv) planejamento amostral espacial e temporal inadequado, incluindo excesso de amostras que não tem valor para análise, mas principalmente falta de amostras para responder as perguntas necessárias; v) ausência de análises estatísticas adequadas e, análises e interpretações equivocadas, relativas a causa e efeito entre variáveis ambientais e biológicas. Estes padrões provavelmente se repetem para diferentes grupos. Uma reflexão mais profunda sobre o tema pode ser observada em Ferraz (2012). Entretanto, no caso de invertebrados, eles são ainda mais comuns, pois recursos humanos especializados no assunto são ainda insuficientes, tanto nas empresas de consultoria quanto nos órgãos licenciadores.

Os insetos aquáticos, objeto crescente de estudos científicos, envolvendo impactos ambientais (*e.g.*, Bonada *et al.* 2006, Oecologia Brasiliensis 12(3): 2008, Siqueira e Roque 2010, Monteiro-Júnior *et al.* 2013), constituem um grupo já incorporado

[1] Ver Santos 2007 que traz considerações e reflexões acerca desta lei federal como um marco legal para o surgimento do planejamento ambiental no Brasil, como forma de orientação de ordenamento territorial.

[2] Um detalhamento das etapas de elaboração de um estudo ambiental e seus diferentes papéis nas fases do licenciamento pode ser visto em Sánchez (2008).

em rotinas de monitoramento de qualidade de água de alguns órgãos ambientais brasileiros (*e.g.*, CETEC-MG, CETESB-SP, IMASUL-MS, IAP-PR), conforme destacado anteriormente no tópico de monitoramento. Para a análise dos dados podem ser empregadas métricas de riqueza taxonômica, densidade de organismos, índices de diversidade, índices tróficos, índices funcionais, espécies indicadoras, padrões de distribuição nos habitats estudados (variação da composição) e índices de qualidade da água (multimétricos ou não) e modelos preditivos (Buss *et al.* 2003, Buss *et al.* 2008). Entretanto, em muitos casos, estas medidas não estão claramente conectadas com tomada de decisão, ou monitoramento do empreendimento, no processo de licenciamento. Nos estudos de impactos ambientais, as informações muitas vezes são compiladas de dados da literatura que podem ter outros objetivos ou ter incluído outras áreas similares à do local de implantação do empreendimento, podendo ser inadequadas para dar sustentação ao processo de tomada de decisão. Mesmo nos casos em que os dados são coletados diretamente, pode haver inadequação de métodos de coleta e análise, sem uma clara relação de causa e efeito entre as medidas de comunidade e potenciais impactos. As raízes destes problemas residem na insuficiente regulamentação sobre técnicas e métodos testados e normatizados para que permitam, inclusive, comparar dados ou obter equivalência de resultados em todos os biomas do Brasil. Como consequência, há insuficiência de informações necessárias para subsidiar os processos decisórios (tomada de decisão). Para superar estes obstáculos, o Grupo de Trabalho de Biomonitoramento da Associação Brasileira de Limnologia propõe uma agenda geral para o desenvolvimento de estudos ambientais no Brasil, com destaque para os seguintes requisitos:

i) desenvolver uma tipologia para sistemas lênticos e lóticos;

ii) definir condições "referência" para cada tipologia;

iii) considerar bacias hidrográficas como unidades de gestão;

iv) definir e padronizar métodos para a implantação dos programas;

v) integrar os diferentes métodos em programas de monitoramento e definir em quais situações cada método é mais indicado;

vi) estimular a confiabilidade em laboratórios e grupos de pesquisa;

vii) estimular a criação e manutenção de coleções zoológicas regionais de referência;

viii) estimular a formação de pessoal técnico e científico, principalmente em áreas do Brasil em que estas atividades ainda estão pouco desenvolvidas;

ix) criar e/ou fortalecer cursos de graduação, pós-graduação e cursos técnicos, envolvendo biodiversidade aquática e monitoramento;

x) direcionar parte dos esforços para a transformação dos resultados das pesquisas em serviços e patentes;

xii) e integrar a ação das organizações que atuam na temática.

Particularmente em relação ao uso de insetos aquáticos em licenciamento ambiental, o grupo de trabalho destaca os seguintes desafios:

i) criação de um sistema de certificação e capacitação de consultores para identificação de macroinvertebrados;

ii) criação e atualização de chaves de identificação taxonômica para cada região/bioma do país;

iii) Elaboração e publicação de protocolos de coleta e análise de comunidades padronizados, possibilitando a comparação entre estudos[3];

iv) inclusão no relatório do número de depósito do material em coleções de referência, cumprindo exigências da Instrução Normativa nº 160/2007, que institui o Cadastro Nacional de Coleções Biológicas, pois além de servirem para certificação da identificação taxonômica e rastreabilidade, há o depósito de táxons novos que podem ser utilizados em outros estudos científicos, como revisões, banco de dados genéticos e outros;

v) estabelecimento de atributos normativos para os indicadores biológicos, por meio de processo

[3] Vale destacar experiências regionais como as chaves para os estados de São Paulo (http//sites.ffclrp.usp.br/aguadoce/guiaonline, http://www.cetesb.sp.gov.br/agua/aguas-superficiais/35-publicacoes-/-relatorios), Rio de Janeiro (Mugnai et al. 2010) e Amazonas (serão publicadas em breve como parte do projeto Pronex - Insetos aquáticos: biodiversidade, ferramentas ambientais e a popularização da ciência para melhoria da qualidade de vida humana no estado do Amazonas).(4) Ver Strategic Plan for Biodiversity 2011-2020 and the Aichi Targets (http://www.cbd.int/sp/targets) e documentos e informativos técnicos da COP 10).

de consulta pública de grupo de trabalho, criado junto à Associação Brasileira de Normas Técnicas (ABNT);

vi) integração e divulgação das informações em sistemas de fácil acesso à comunidade científica e sociedade em geral;

vii) implementação de mecanismos de aproximação entre academia e tomadores de decisão no processo de Licenciamento Ambiental por meio de instrumentos participativos, tais como, câmaras técnicas para elaboração de TR;

viii) estimular a discussão nacional junto ao Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) para viabilizar consulta pública, visando a elaboração de uma resolução que defina um TR para biomonitoramento por tipologia de atividade passível de licenciamento ambiental.

## Espécies ameaçadas

Espécies de insetos aquáticos passaram a ser incluídas em discussões sobre prioridade e conservação apenas recentemente e o único grupo que possui uma avaliação global de *status* de conservação é Odonata (Clausnitzer *et al.* 2009). Em uma revisão recente, Strayer e Dudgeon (2010), descrevem que para insetos aquáticos o *status* de conservação só foi analisado para Odonata e Plecoptera. A lista vermelha de Espécies Brasileiras Ameaçadas de Extinção apresenta uma espécie de Ephemeroptera e das 936 espécies de Odonata conhecidas no Brasil, oito estão na lista de espécies ameaçadas, sendo três delas incluídas na categoria vulnerável, três em perigo, uma criticamente em perigo e uma extinta (MMA 2008).

Dentre os grupos de insetos aquáticos, apenas a conservação das espécies de Odonata e dos seus respectivos ambientes aquáticos têm sido alvo de preocupação constante de especialistas neste grupo. Odonata é um dos grupos que tem a sistemática mais bem resolvida, além de ter um grande apelo popular (espécies bandeiras), o que acaba resultando em maior quantidade de dados, quando comparado a outras espécies. Este interesse no grupo tem contribuído para o uso de suas informações em iniciativas de conservação. Embora as listas de espécies ameaçadas sejam importantes do ponto de vista normativo e, sejam atualizadas frequentemente, muitas vezes, expressam apenas a ausência de conhecimento sobre alguns grupos, como os insetos aquáticos. Nesse contexto, De Marco Jr e Vianna (2005) trouxeram reflexões acerca da necessidade urgente de priorização de áreas para a conservação da biodiversidade, tendo em vista que a insuficiência de informações é um grande obstáculo que torna muitos dos instrumentos utilizados para a conservação de espécies, tais como as listas de espécies ameaçadas de extinção, pouco efetivas ou questionáveis. Além disso, muitas vezes devido à carência de estudos em várias regiões, a distribuição das espécies está condizente a regiões próximas onde existe um especialista no grupo.

A 10ª reunião da Conferência das Partes em 2010 (COP 10) da Convenção sobre Diversidade Biológica (Convention on Biological Diversity - CBD), em Nagoya, Aichi, Japão gerou acordos para adoção de um Plano Estratégico para a Biodiversidade para o período de 2011 a 2020 e as Metas de Aichi[4]. As nações signatárias da CBD deverão ter planos de ação para a biodiversidade estabelecidos até 2020, inclusive com ações concretas para conservação das espécies ameaçadas. Portanto, nesses planos deverão constar medidas eficazes e urgentes para deter a perda de biodiversidade, a fim de garantir que, até 2020, os ecossistemas sejam resilientes e continuem a fornecer serviços essenciais. Além disso, uma das metas de Aichi trata de espécies ameaçadas, devendo constar nos planos, medidas eficazes e sustentáveis para a sua conservação e recuperação/restauração.

O primeiro grupo de invertebrados a possuir um plano é Lepidoptera, denominado de "Plano de Ação Nacional para Conservação de Lepidópteros Ameaçados de Extinção" (ICMbio/MMA 2011). Neste plano é apresentada uma lista revisada de táxons de borboletas e mariposas ameaçadas de extinção, com sua categoria de ameaça e informações atualizadas sobre as Unidades de Conservação e estados brasileiros onde ocorrem. Além disso, constam neste plano as principais metas, ações de conservação, implementação do plano de ação, matriz de planejamento, dentre outras informações pertinentes, tendo em vista a conservação, a recuperação e a sustentabilidade. Para os insetos aquáticos ainda não existe plano oficial ou alguma iniciativa proposta, neste sentido, pelos órgãos ambientais para a conservação de espécies ameaçadas.

Em várias partes do globo, em especial no Japão, têm sido criadas Unidades de Conservação

com o objetivo primário de proteger a fauna de insetos aquáticos, em particular de Odonata. O Brasil também reúne exemplos importantes, como o Refúgio de Vida Silvestre Libélulas da Serra de São José, no município de Tiradentes, estado de Minas Gerais, que foi criada em 2005, visando à conservação de sua riquíssima fauna de Odonata, com cerca de 200 espécies. Outra iniciativa importante é a avaliação do *status* e proposição de estratégias para conservação de *Leptagrion acutum* Santos, 1961, ameaçada de extinção na Mata Atlântica (Furieri 2008).

Em síntese, a obtenção de mais informações sobre as espécies, atualmente, consideradas ameaçadas e de outras potencialmente ameaçadas, mas que ainda não são reconhecidas em instrumentos legais (como as listas vermelhas) é fundamental para elaboração de estratégias de conservação, como as preconizadas pelas Metas de Aichi. Este desafio deve mobilizar pessoas e organizações nos próximos anos, no sentido não apenas de elaboração de planos, mas acima de tudo, visando às ações de conservação.

## Ciência cidadã: um caminho para ampliar o envolvimento popular em ciência e gestão de biodiversidade

Provavelmente, uma pequena parte da população mundial já esteja vivendo o que chamamos de "e-Science", em termos gerais, uma ciência baseada em intenso volume de dados computacionais distribuídos em redes. Obviamente, o acúmulo e acesso aos dados propiciados por tecnologias de comunicação, não correspondem diretamente a informações e recursos humanos bem informados e, principalmente, bem treinados para o uso da informação gerada rapidamente. A aproximação e envolvimento das pessoas permitem formular perguntas, hipóteses, analisar e interpretar a natureza, sendo questões essenciais para formação de pessoas mais críticas capazes de tomar decisões apropriadas e fazer bom uso dos dados.

Essencialmente, estamos falando de aproximar ciência e gestão, incluindo múltiplo saberes. Uma das abordagens para esta aproximação é a Ciência cidadã, que se constitui basicamente em uma grande rede colaborativa entre cientistas profissionais e qualquer outro cidadão interessado em construir conhecimento científico e tomar decisões a partir dele. O florescimento da ciência cidadã envolve o ensino formal, em seus diferentes níveis e o informal, pois para a ampla incorporação cultural da ciência cidadã no cotidiano das pessoas é necessário, engajamento e participação em projetos voluntários em diferentes contextos.

A gestão dos recursos hídricos é um dos casos exemplares deste encontro de saberes e potencialidades. O interesse sobre a participação pública na gestão dos recursos hídricos vem aumentando e é apontada como estratégica para o século XXI. De acordo com o documento das Nações Unidas, Agenda 21 (CNUMAD 1996) e outros documentos posteriores:

"Para delegar o manejo dos recursos hídricos ao nível adequado mais baixo é preciso educar e treinar o pessoal correspondente em todos os planos, assegurando que todos possam participar em pé de igualdade dos programas de educação e treinamento. Deve-se dar particular ênfase à introdução de técnicas de participação pública, inclusive com a intensificação do papel da mulher, da juventude, das populações indígenas e das comunidades locais. Os conhecimentos relacionados com as várias funções do manejo da água devem ser desenvolvidos por governos municipais e autoridades do setor privado, organizações não-governamentais locais/nacionais, cooperativas, empresas e outros grupos usuários de água. É necessária também a educação do público sobre a importância da água e de seu manejo adequado. (...) Para implementar esses princípios, as comunidades precisam ter capacidades adequadas. Aqueles que estabelecem a estrutura para o desenvolvimento e manejo hídrico em qualquer plano, seja internacional, nacional ou local, precisam garantir a existência de meios para formar essas capacidades os quais irão variar de caso para caso. Elas incluem usualmente: (a) programas de conscientização, com a mobilização de compromisso e apoio em todos os níveis; (...); e (f) partilha de conhecimento e tecnologia adequados, tanto para a coleta de dados como para a implementação de desenvolvimento planejado, incluindo tecnologias não-poluidoras e o conhecimento necessário para obter os melhores resultados do sistema de investimentos existente".

A legislação brasileira abre possibilidades igualmente interessantes neste sentido e a Lei das Águas (Lei 9.433/97) foi o marco legal para o estabelecimento dessa nova cultura. Em seu sexto

fundamento, a lei aponta que a gestão de recursos hídricos deve ser descentralizada e contar com a participação do Poder Público, dos usuários e das comunidades. Por *descentralizada* entende-se que tudo o que puder ser resolvido localmente deverá ser feito dessa maneira, incluindo o envolvimento de todos os cidadãos.

As soluções para o estabelecimento de uma gestão descentralizada são particulares e dependem dos contextos sócio-ambientais. No entanto, duas facetas são universalmente importantes: o empoderamento dos atores sociais, em todos os níveis, e a produção de dados com qualidade, para nortear as discussões e a tomada de decisões (UNESCO, World Water Assessment Programme 2003).

A noção de manejo integrado implica em uma mudança progressiva na direção do desenvolvimento de abordagens que incluam todos os atores sociais, considerando as intrincadas conexões entre sociedade, cultura, ciência e ambiente. Para tal, é necessária uma maior participação em todos os níveis e profundas modificações na relação entre Estado e sociedade, com implicações nas formas com que o conhecimento é produzido, adquirido e compartilhado.

Um aspecto fundamental a ser considerado na aplicação de um programa de monitoramento é a habilidade em traduzir a informação tanto para os gestores ambientais, quanto para o público em geral. Atualmente, há que se considerar que parte do conhecimento científico gerado pelas pesquisas, seja direcionado para atender às necessidades da sociedade. Muitas vezes, a complexidade dos resultados impede a interpretação pelo público leigo e até mesmo pelos tomadores de decisão, tornando a informação restrita e com baixo poder de resolução dos problemas. Portanto, é fundamental que esse processo envolva diversos atores sociais, integrando o meio científico, o político, o social e o econômico, para que as informações geradas sejam compreendidas e aplicadas adequadamente.

Macroinvertebrados aquáticos têm sido usados como bioindicadores em iniciativas de "ciência cidadã", principalmente no contexto de monitoramento de água (Buss 2002). Diferentes locais no planeta tem desenvolvido experiências, envolvendo avaliações de qualidade ambiental, usando macroinvertebrados como biodindicadores, incluindo desenvolvimento de ferramentas de análises, cursos e encontros.

No Brasil, algumas iniciativas exemplificam bem o envolvimento de diferentes grupos sociais no processo de monitoramento voluntário de ambientes aquáticos, envolvendo macroinverbrados. Em Angatuba, estado de São Paulo, estudantes do ensino fundamental diagnosticaram a qualidade de água, usando vários indicadores (Henry 2012). No Pantanal, voluntários têm participado de monitoramento usando macroinvertebrados, como bioindicadores em programas desenvolvidos pela Conservação Internacional e Wildlife Conservation Society (Don Eaton, comunicação pessoal). Em Manaus, o projeto "Popularização da Ciência" constitui um grande avanço no envolvimento da comunidade com ciência em geral, usando insetos aquáticos como modelo, incluindo múltiplas atividades, como jogos, guias de campo e exposições. Na região Oeste do estado do Paraná, mais de 600 voluntários de 32 municípios participam de um programa de monitoramento usando índices biológicos, com macroinvertebrados como bioindicadores (Buss 2008), além de atuarem diretamente na discussão e resolução dos problemas em fóruns locais e/ou nos comitês de bacia e consórcios intermunicipais (Buss *et al*. 2003). Desde 1998, iniciativas similares do Programa "AGente das Águas" foram e/ou vem sendo realizadas nos estados do Espírito Santo e Rio de Janeiro (Buss 2006; Buss 2008b).

Outro marco de atenção dos programas participativos é a garantia da qualidade dos dados gerados pelos voluntários. Portanto, não adianta apenas que a população participe. Os dados gerados nesses programas devem ser de qualidade para servirem à tomada de decisão. No Programa AGente das Águas, metodologias de Quality Assurance/Quality Control são usadas para a garantia da qualidade dos dados gerados. Uma das formas para tal é realizar o monitoramento, seguindo as técnicas usadas nos centros de pesquisa e comparar com os dados gerados pelos voluntários. Os resultados até o momento indicaram que, em 92% dos casos, o índice multimétrico utilizado pelos pesquisadores, onde os macroinvertebrados são identificados em nível taxonômico de gênero, e o índice biológico criado para os voluntários, em nível taxonômico de ordem, produziram resultados similares (Buss 2008b), corroborando a discussão sobre suficiência

taxonômica para fins de monitoramento biológico (Buss e Vitorino 2010). Isto indica a possibilidade concreta do uso de dados gerados por voluntários, bem treinados e certificados, para o monitoramento rotineiro da qualidade das águas.

Para além do grupo de voluntários, uma proposta interessante é que seja criada uma rede de informações com múltiplas instituições, para que essas atividades pautem os programas de monitoramento realizados pelos centros de pesquisa e agências ambientais. Assim, o monitoramento, mais custoso, realizado por esses órgãos seria utilizado, predominantemente, quando os dados gerados pelos voluntários indicassem algum impacto ambiental. Isto permitiria a redução dos custos de análise, incluiria uma parcela da população na gestão ambiental (principalmente pessoas que sabem onde os problemas ocorrem) e direcionaria os gastos públicos para a resolução dos problemas locais.

É certo que os dados gerados pelos programas participativos são de grande valor, não apenas por envolver e empoderar setores sociais desprivilegiados de atuação nos processos de gestão, mas porque a comunidade sabe aonde os problemas existem e quais os mecanismos locais possíveis para resolvê-los. Desde que as comunidades tenham infraestrutura mínima, treinamento adequado, certificação e controle da qualidade dos dados gerados, os voluntários mostraram ser capazes de agir na melhoria efetiva da qualidade da água e, portanto, refletindo na qualidade de vida da população.

## Referências Bibliográficas


Bini, L.M.; Diniz-Filho, J.A.F.; Rangel, T.F.L.V.B.; Bastos, R.P.; Pinto, M.P. 2006. Challenging Wallacean and Linnean shortfalls: knowledge gradients and conservation planning in a biodiversity hotspot. *Diversity and Distributions,* 12: 475-482.

Bonada, N.; Prat, N.; Resh, V.H.; Statzner B. 2006. Developments in aquatic insect biomonitoring: a comparative analysis of recent approaches. *Annual Review of Entomology*, 51: 495-523.

Brasil. Lei nº 6.938, de 31 de agosto de 1981. Dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 02 de setembro de 1981.

Brasil. Lei nº 9.433, de 08 de janeiro de 1997. Institui a Política Nacional de Recursos Hídricos. Diário Oficial da União, Brasília, DF, 09 de janeiro de 1997.

Brasil. Instrução Normativa nº 160, de 27 de abril de 200 7. Institui o Cadastro Nacional de Coleções Biológicas (CCBIO). Diário Oficial da União, Brasília, DF, 30 de abril de 2007.

Buss, D.F. 2002. Proteção à vida aquática, participação das comunidades e políticas de recursos hídricos. *Ciência & Ambiente*, 25: 71-84.

Buss, D.F.; Baptista, D.F.; Nessimian, J.L. 2003. Bases conceituais para a aplicação de biomonitoramento em programas de avaliação da qualidade da água de rios. *Cadernos de Saúde Pública*, 19: 465-473.

Buss, D.F. 2006. Possibilidades da participação pública em programas de biomonitoramento de rios. *Boletim da Sociedade Brasileira de Limnologia*, 35: 42-47.

Buss, D.F. 2008a. Desenvolvimento de um índice biológico para uso de voluntários na avaliação da qualidade da água de rios. *Oecologia Brasiliensis*, 12: 516-526.

Buss, D.F. 2008b. *Desenvolvimento de protocolos de biovaliação rápida da qualidade da água de rios e seu uso por agentes comunitários na gestão de recursos hídricos*. Tese de Doutorado em Ciências em Saúde Pública. ENSP/FIOCRUZ, Rio de Janeiro.

Buss, D.F.; Oliveira, R.B.; Baptista, D.F. 2008. Monitoramento biológico de ecossistemas aquáticos continentais. *Oecologia Brasiliensis*, 12: 339-345.

Buss, D.F.; Vitorino, A.S. 2010. Rapid Bioassessment protocols using benthic macroinvertebrates in Brazil: evaluation of taxonomic sufficiency. *Journal of the North American Benthological Society*, 29: 562-571.

Clausnitzer, V.; Kalkman, V.J.; Ram, M.; Collen, B.; Baillie, J.E.M.; Bedjanic, M.; Darwall, W.R.T.; Dijkstra K.D.B.; Dowf, R.; Hawking, J.; Karube, H.; Malikova, E.; Paulson, D.; Schutte, K.; Suhling, F.; Reagan, J.; Villanueva, R.J.; Ellenrieder, N.V.; Wilson, K. 2009. Odonata enter the biodiversity crisis debate: The first global assessment of an insect group. *Biological Conservation*, 142: 1864-1869.

De Marco Jr, P.; Vianna, D.M. 2005. Distribuição do esforço de coleta de Odonata no Brasil - subsídios para escolha de áreas prioritárias para levantamentos faunísticos. *Lundiana*, 6(supplement):13-26.

Diniz-Filho, J.A.F.; De Marco Jr; P.; Hawkins, B.A. 2010. Defying the curse of ignorance: perspectives in insect macroecology and conservation biogeography. *Insect Conservation and Diversity*, 3: 172-179.

Ferraz, G. 2012. Twelve Guidelines for Biological Sampling in Environmental Licensing Studies. *Brazilian Journal of Nature Conservation*, 10: 20-26.

Furieri, K.S. 2008. *Biologia da Conservação do Gênero Leptagrion e uma proposta para o manejo de Leptagrion acutum (Coenagrionidae: Odonata)*. Tese (Doutorado em Entomologia), Universidade Federal de Viçosa (UFV), Viçosa, MG.

Henry, R. (org.). 2012. *O diagnóstico da qualidade das águas do rio Guareí (Angatuba, SP)*. Uma cooperação Ensino Superior - Educação básica. Botucatu: 1, 155p.

ICMBio/MMA. 2011. *Plano de Ação Nacional para Conservação dos Lepidópteros Ameaçados de Extinção*. Freitas A. V. L. e Marini-Filho O. J. (orgs.). Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, ICMbio, Série Espécies Ameaçadas nº 13, 124 p.

Jenkins, C.N.; Joppa, L. 2009. Expansion of the global terrestrial protected area system. *Biological Conservation*, 142: 2166-2174.

Lewinsohn, T.M.; Freitas, A.V.L.; Prado, P.I. 2005. Conservation of terrestrial invertebrates and their habitats in Brazil. *Conservation Biology*, 19: 640-645.

Lindenmayer, D.B.; Gibbons, P.; Bourke, M.; Burgman, M.; Dickman, C.R.; Ferrier, S.; Fitzsimons, J.; Freudenberger, D.; Garnett, S.T., Groves, C.; Hobbs, R.J.; Kingsford, R.T.; Krebs, C.; Legge, S.; Lowe, A.J.; Mclean, R.; Montambault, J.; Possingham, H.; Radford, J.; Robinson, D.; Smallbone, L.; Thomas, D.; Varcoe, T.; Vardon, M.; Wardle, G.; Woinarski, J.; Zerger, A. 2012. Improving biodiversity monitoring. *Austral Ecology*, 37: 285-294. doi: 10.1111/j.1442-9993.2011.02314.x

Linke, S.; Turak, E.; Nel, J. 2011. Freshwater conservation planning: the case for systematic approaches. *Freshwater Biology*, 56: 6-20. Disponível em http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1365-2427.2010.02456.x/full.

Loyola, R.D.; Oliveira-Santos, L.G.R.; Almeida-Neto, M.; Nogueira, D.M.; Kubota U.; Diniz-Filho, J.A.F.; Lewinsohn, T.M. 2009. Integrating Economic Costs and Biological Traits into Global Conservation Priorities for Carnivores. *PLoS ONE*, 4, e6807.

Mace, G.M.; Possingham, H.P., Learder-Wiliams, N. 2007. Prioritizing choices in conservation. *In*: Macdonald, D.W.; Service, K. (eds). *Key topics in conservation biology*. Blackwell, Oxford, Reino Unido: 17-34.

Machado, R.B.; Ramos-Neto, M.B.; Silva, S.M.; Camargo, G.; Pinto, E.; Fonseca, R, L.; Nogueira, C.; Ribeiro, A. P. 2009. Integrando padrões e processos para planejar sistemas regionais de unidades de conservação. *Megadiversidade*, 5: 54-64.

MMA 2008. *Livro Vermelho da Fauna Ameaçada de Extinção*. Machado, A.B.M.; Drummond, G.M.; Paglia, A.P. Brasília, DF: MMA (eds.); Belo Horizonte, MG: Fundação Biodiversitas. Biodiversidade, 19, 1420 pp.

Margules, C.R.; Pressey, R.L. 2000. Systematic conservation planning. *Nature*, 405: 243-253.

Millennium Ecosystem Assessment. 2005. Ecosystems and human well-being: synthesis. Island Press, Washington DC. Disponível em http://www.millenniumassessment.org/documents/document.356.aspx.pdf.

Monteiro-Júnior, C.S.; Couceiro, S R.M.; Hamada, N.; Juen, L. 2013. Effect of vegetation removal for road building on richness and composition of Odonata communities in Amazonia, Brazil. *International Journal of Odonatology*, 17: 1-12.

Nóbrega, C.C.; De Marco Jr., P. 2011. Unprotecting the rare species: a niche-based gap analysis for odonates in a core Cerrado area. *Diversity and Distributions*, 17: 491-505.

Nogueira, C.; Valdujo, P.H.; Paese, A.; Ramos-Neto, M.B.; Machado, RB. 2009. Desafios para a identificação de áreas para conservação da biodiversidade. *Megadiversidade,* 5: 44-52.

Sánchez, L.E. 2008. *Avaliação de impacto ambiental: conceitos e métodos*. São Paulo: Oficina de Textos, 495p.

Santos, R.F. 2007. *Planejamento ambiental: teoria e prática*. São Paulo: Oficina de Textos, 184 p.

Siqueira, T.; Roque, F.O. 2010. O Desafio da normatização de informações de biodiversidade para gestão de águas: aproximando cientistas e gestores. *Brazilian Journal of Nature Conservation*, 8: 190-193.

Strayer, D.L.; Dudgeon, D. 2010. Freshwater biodiversity conservation: recent progress and future challenges. *Journal of the North American Benthological Society*, 29: 344-358.

UNESCO, World Water Assessment Programme. 2003. *Water for people, water for life: The United Nations World Water Development Report*. Barcelona: UNESCO and Berghahn Books.

Wiens, J.A. 2002. Riverin landscapes: taking landscape ecology into the water. *Freshwater Biology*, 47: 501-515.

Zuanon, J.A.S. (coord) 2005. *Biodiversidade. Zoneamento Ecológico-Econômico do Distrito Agropecuário da SUFRAMA*. Textos, Mapas & SIG. Tombo III (Relatório Técnico), 99p

9

# Insetos aquáticos na concepção dos Baniwa que vivem na cidade de São Gabriel da Cachoeira, Amazonas, Brasil

Sunny Petiza[1], Neusa Hamada[2], Ana Carla Bruno[3], Eraldo M. Costa-Neto[4]

## Resumo

A importância dos insetos na vida dos povos indígenas ocupa lugar em diversos aspectos do contexto ecológico, cultural, econômico, social, medicinal, bem como dos sistemas de crença e cosmologia próprios de cada etnia. O conhecimento entomológico Baniwa acerca dos insetos aquáticos é um exemplo dessa diversidade de saberes associada aos mais diferentes contextos da vida Baniwa. Os Baniwa são povos ribeirinhos sedentários de língua Aruak que habitam a região do Alto Rio Negro, noroeste do estado do Amazonas. Os participantes deste estudo falam a língua Baniwa-Curripaco e vivem em três comunidades periurbanas localizadas ao longo da estrada de Camanaus. Os dados foram coletados mediante entrevistas estruturadas e semiestruturadas. Os seguintes conhecimentos podem ser identificados acerca dos insetos aquáticos na concepção Baniwa: morfologia, habitat, etologia, relações ecológicas, modo de vida, gênero, época de ocorrência e nicho ecológico. Ao todo, temos o registro de 80 nomes de insetos aquáticos em Baniwa pertencentes às ordens Diptera, Odonata, Hemiptera (Heteroptera), Coleoptera, Plecoptera, Ephemeroptera e Megaloptera.

## Sobre os povos Baniwa

Os Baniwa se autodenominam *Walimanai* (humanidade que povoa o mundo) ou *Medzeníakonai,* referindo-se aos povos das etnias Baniwa e Coripaco. Estes povos vivem em tríplice fronteira, Brasil, Venezuela e Colômbia, totalizando cerca de 12 mil pessoas. Falam o idioma Baniwa-Curripaco, pertencente à família linguística Aruak (Ramirez 2001). Organizam-se em clãs, grupos de parentes, que possuem uma história de origem e os nomes se referem a animais ou estrelas, como, por exemplo: *Hohodene* (filhos do inambu), *Dzawinai* (filhos da onça), *Adzáneeni* (filhos do tatu-canastra), *Máoliene* (filhos da caba) e *Walipere-dakenai* (netos das plêiades).

Os Baniwa são ribeirinhos e sedentários que habitam a região do Alto Rio Negro, uma região geográfica e cultural onde coabitam outros povos indígenas que compartilham características comuns em seus modos de socializar recursos naturais. Apesar de suas terras tradicionais estarem localizadas por toda bacia do Içana e de seus afluentes, atualmente muitos estão vivendo em cidades como Manaus, Barcelos, Santa Isabel do Rio Negro e São Gabriel da Cachoeira (Ricardo 2001).

[1] Instituto Federal de Educação Ciência e Tecnologia do Amazonas, Campus Manaus Centro, Avenida 7 de setembro 1975, CEP 69020-120 Manaus, AM, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[3] Núcleo de Pesquisas em Ciências Humanas e Sociais , Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375, Manaus, AM, Brasil.

[4] Laboratório de Etnobiologia, Departamento de Ciências Biológicas, Universidade Estadual de Feira de Santana, Feira de Santana, BA, Brasil.

Os Baniwa vivem essencialmente do cultivo da mandioca amarga (*Manihot sculenta* Cranz), pelo sistema de coivara e da pesca, complementada pela caça e coleta de frutos e insetos (Garnelo e Buchillet 2006). A arte da cestaria Baniwa é parte de uma tradição de trançados bastante antiga que conecta os Baniwa do noroeste amazônico aos seus ambientes natural e espiritual (Wright 2009). Apesar de sua religião tradicional ser o xamanismo, atualmente os Baniwa encontram-se divididos em comunidades católicas e evangélicas (Wright 1992; Wright 2009).

Garnelo (2007) cita que a rica tradição mítica tem influência sobre a expressão das dimensões políticas, éticas e práticas da vida social Baniwa, além de orientar os conhecimentos ancestrais que garantem a sobrevivência do grupo em condições ambientais adversas. Os Baniwa estão buscando uma forma de lutar pela sobrevivência por meios que contribuam para a construção de uma nova identidade e de uma organização social modificada, para melhor se adaptarem às novas condições históricas (Weigel 2003).

Ainda em relação às tradições míticas, uma das heranças da cosmogonia Baniwa (tempo mítico de criação), segundo Wright (1992), fez com que estes povos acreditassem até hoje viver em um mundo completamente manchado pela doença, pelo mal e pelo infortúnio e, como uma pessoa doente, este mundo precisa constantemente ser livrado do mal. A temática sobre a doença na cosmogonia Baniwa é tão valorizada que eles chegaram a elaborar formas minuciosas de classificar os tipos de doença, baseado nas narrativas míticas que acabam proporcionando uma lógica aos sistemas de classificação e às mais diversas taxonomias (Garnelo e Buchillet 2006; Hill *apud* Garnelo 2003).

Então, para entender como estes povos classificam os insetos é preciso primeiramente compreender como eles pensam e concebem o mundo em que vivem e isso só é possível por meio das narrativas mitológicas e idiossincrasias (maneira particular de percepção do mundo) de cada participante da pesquisa.

## Sobre a pesquisa de campo

Os dados analisados foram coletados de agosto a dezembro de 2010 em três comunidades rurais localizadas na área periurbana da cidade de São Gabriel da Cachoeira na estrada de Camanaus: Vila Amazonino (Km 9, 0°8'55,5"S/ 67°0'52,6"O), Itacoatiara-Mirim (Km 10, 0°9'13,7"S/ 67°0'16,1"O) e Areal (Km 19, 0°9'2"S/ 66°57'7"O). Estas comunidades possuem em média 15 a 20 anos de fundação, começaram por famílias que vieram de aldeias, sítios e comunidades da bacia do rio Içana e foram se instalando e formando novas famílias.

O universo amostral deste estudo é composto por 46 participantes adultos das etnias Baniwa e Coripaco com idades entre 30 a 98 anos de idade. Dentro deste universo, 18 pessoas da etnia Baniwa participaram da pesquisa como fontes-chave pelo fato de poderem expressar melhor seus conhecimentos tradicionais na língua portuguesa e/ ou por já terem fornecido informações fidedignas em outros projetos de pesquisa sobre a cultura Baniwa (Tabela 1). Os seguintes critérios de inclusão foram adotados: possuir autonomia plena (maior de 18 anos, mínimo domínio de escrita/ leitura em língua portuguesa), boas condições de saúde física, ter disponibilidade e interesse em participar do estudo.

A coleta de dados foi feita aplicando-se formulários de pesquisa com entrevistas livres, estruturadas e semiestruturadas nas casas dos participantes e em outros espaços das comunidades (roça, centro comunitário, quintais e trilhas). Todas as entrevistas foram gravadas em áudio digital por meio de um gravador de voz.

O termo "Conhecimento entomológico Baniwa" (CEB) foi criado para se referir aos conhecimentos tradicionais relacionados a Insecta ou Hexapoda conhecidos pelos povos Baniwa e Coripaco.

O projeto de pesquisa foi composto por quatro fases. Na primeira foram elaborados cartões visuais contendo imagens de insetos aquáticos e semiaquáticos. Os dados foram obtidos com ênfase em três aspectos referentes ao CEB: processo de ensino-aprendizagem, aspectos gerais (identificação, classificação e nomenclatura de

**Tabela 1.** Número (N) de participantes da pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (2009-2010) na cidade de São Gabriel da Cachoeira, AM, Brasil.

| Comunidades | Mulheres (N=22) | Homens (N=24) | Total de participantes (N=46) |
|---|---|---|---|
| Areal | 3 | 6 | 9 |
| Itacoatiara-mirim | 6 | 3 | 9 |
| Vila Amazonino | 5 | 5 | 10 |
| Fontes-chave* | 8 | 10 | 18 |

* Participantes moradores de vários bairros da cidade.

insetos) e específicos (habitat relacionado ao tipo de vegetação e importância econômica e/ou ecológica).

As imagens foram obtidas em ambiente natural ou no laboratório utilizando uma máquina fotográfica digital (Nikon D80) e microscópio estereoscópio com máquina fotográfica digital acoplada. Todos os exemplares fotografados foram coletados em áreas interfluviais da bacia do rio Negro e encontram-se depositados na Coleção de Invertebrados do INPA. A montagem dos cartões foi feita em programa gráfico Corel Draw (versão X3) e impressa em papel A4 com plastificação simples.

O cartão possui 10 cm de comprimento e 6,5 cm de largura. A frente do cartão contém a imagem do inseto, seguida por uma numeração e a escala correspondente ao tamanho do espécime fotografado. O verso contém o nome científico referente à ordem do inseto e as seguintes perguntas: 1. Qual o nome? 2. Pertence a algum grupo? 3. Existe em quais formas? 4. Como é? 5. Onde vive? 6. O que come? 7. O que faz? 8. Tem história?

Adicionalmente, montamos um banco de imagens com fotografias de insetos aquáticos representantes de grupos taxonômicos da Amazônia, utilizando fotografias armazenadas no Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos e do Laboratório de Sistemática de Lepidoptera do INPA. Também foi feita uma busca por imagens em livro (Castner 2000), material didático (Goodman 2009) e endereços eletrônicos diversos, para que os participantes pudessem associar alguns nomes Baniwa às categorias taxonômicas de alguns insetos.

Na segunda fase do projeto foi feito um reconhecimento da área de estudo, através de visitas às comunidades e conversas informais. Em seguida o projeto foi apresentado às comunidades e enquetes sócio-culturais (1º. Formulário de Entrevista) foram realizadas com os comunitários que demonstraram interesse em participar da pesquisa. Esta primeira entrevista teve o objetivo de obter conhecimentos preliminares sobre insetos e sua forma de aprendizagem.

A terceira fase do projeto foi constituída pela coleta de informações sobre o CEB geral e seu processo de ensino-aprendizagem através de uma entrevista semiestruturada (2º. Formulário), utilizando os 30 cartões visuais de forma individual ou em grupo com os participantes em seus ambientes domiciliares ou no centro comunitário. As conversas informais e a técnica da observação participante nas atividades rotineiras das famílias foram essenciais para obtenção de dados êmicos e registro de histórias e crenças associadas às mitologias Baniwa.

Na quarta e última fase do projeto foi investigado o CEB específico através de entrevista estruturada (3º. Formulário) composta por perguntas do tipo aberta e dicotômica sobre insetos relacionados aos tipos de vegetação reconhecidos pelos Baniwa, relacionados às suas atividades cotidianas (caça, roças, pesca e coleta de arumã) e aos diferentes estágios de suas roças. As informações taxonômicas e biológicas dos insetos mostrados por meio do banco de imagens foram obtidas nessa fase.

É importante salientar que, durante as entrevistas, os questionamentos foram feitos da maneira menos formal possível, estabelecendo bate-papos entre pesquisador, participantes e tradutor, nas línguas baniwa e português. Os formulários foram utilizados apenas como guias para não perder o foco das entrevistas.

## Conhecimento entomológico Baniwa - CEB

Diversos insetos são classificados como *Yoópinai*, ou seja, como espíritos maléficos da mata, da água e do ar, donos dos rios, dos animais e das florestas, responsáveis por dores repentinas e ataques aos humanos, causando-lhes diversos tipos de doenças (Ramirez 2001; Garnelo 2003). Investigando alguns relatos míticos verificamos que os *Yoópinai* que perderam sua condição humana por terem transgredido as regras de aprendizado xamânico acabaram enlouquecendo [...] e foram transformados em insetos, peixes, répteis e outros seres da natureza (Garnelo e Buchillet 2006).

*Nas ontologias ameríndias, a intencionalidade e a consciência reflexiva não são atributos exclusivos da humanidade, mas, potencialmente, de todos os seres do cosmos. Em outras palavras, animais, vegetais, deuses e monstros podem também ser "pessoas" e ocupar a posição de sujeito na relação com os seres humanos* (Fausto 2002).

Nos saberes ameríndios, a subjetividade não está restrita aos humanos, mas a todo e qualquer tipo de ser (para isso basta existir), até mesmo uma pedra, para os Baniwa, por exemplo, é dotada de sentimentos e possui um nome próprio. No caso dos seres *Yoópinai*, mesmo estes perdendo

sua forma humana e adquirindo outra forma animal, não perderam sua essência humana, ou seja, não deixaram de ter intencionalidades e consciência reflexiva, a qual pela filosofia ocidental é atribuída somente aos humanos. Porém, na filosofia ameríndia se conhece mais pelo viés da subjetivação, enquanto para a ciência ocidental quanto mais se dessubjetivar e objetivar os seres em questão, melhor se conhece sua estrutura e funcionamento (Viveiros de Castro 2002).

A Etnotaxonomia Baniwa dos insetos está baseada nos classificadores da língua Baniwa: (*-iíta*) achatado, (*-aápa*) alongado, (*-da*) arredondado e (*-khaa*) filiforme (Ramirez 2001). Assim, para se referir às características (tamanho, cor, quantidade, peso e até verbos considerados adjetivos na língua Baniwa, como: nascer, brincar e morrer) de um inseto é necessário conhecer seu formato e correlacioná-lo a uma das quatro formas associadas, ou seja, seus classificadores.

As características mais utilizadas para identificar os insetos são a cor, o tamanho, o hábito e o habitat, principalmente em níveis mais específicos. Outras características também utilizadas para se reconhecer um inseto, referem-se à forma, mitos, aparência e cheiro (Figura 1).

Foram encontradas cinco correspondências de nomes Baniwa-Coripaco para as seguintes ordens/famílias de insetos aquáticos: *Kethepialinai* (Ephemeroptera), *Ñepolinai* (Odonata), *Déetonai* (Curculionidae – Coleoptera), *Máapiirinai* (Simuliidae: Diptera) e *Ainíidzonai* (Culicidae: Diptera).

Os insetos aquáticos são importantes como fontes alternativas de comida, iscas para pescar, auxiliam na caça, servem como remédios naturais e podem ser mencionados em crenças e brincadeiras (Tabela 2).

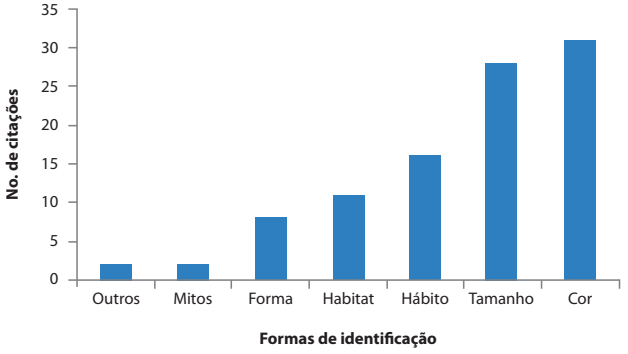



**Figura 1.** Formas de identificação de insetos pelos *Medzeniakonai* (povos das etnias Baniwa e Coripaco) no estudo "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011).

A seguir, são apresentados resultados referentes à terceira fase da pesquisa utilizando cartões visuais com imagens de insetos aquáticos da Amazônia Central (Tabela 3).

Na Tabela 4 podemos ver a correspondência entre os nomes de algumas ordens de insetos aquáticos e os nomes em Baniwa para cada ordem. O sufixo *-nai* também significa "em geral" na língua Baniwa. Alguns nomes referem-se a famílias e não à ordem como um todo.

Na Tabela 5 temos a nomenclatura etnoentomológica Baniwa associada a táxons em latim e aos classificadores numéricos da língua Baniwa. Ramirez (2001), em seu "Dicionário da língua Baniwa", indica para cada nome, o seu classificador associado. Abaixo seguem nomes de insetos, organizados por táxons da Classe Insecta, associados aos seus respectivos classificadores na língua Baniwa. Esses classificadores aparecem no numeral que precede o nome e no adjetivo que o segue. Exemplos com o numeral "um" (*aapa-*) e o adjetivo "grande" (*maka-*):

*Apaíta ñépoli makaíte* - "Uma libélula grande" (*-iíta*: achatado)

(numeral + iíta) ( nome do inseto) ( adjetivo + iíta)

*Apaápa kalimáto makaápali* - "Uma aranha d'água grande" (*-aápa*: alongado)

(numeral + aápa) ( nome do inseto) ( adjetivo + aápa)

*Apáda aapidza-mápire makádali* - "Um pium grande" *(-da: arredondado)*

*(numeral + da) ( nome do inseto) ( adjetivo + da)*

**Tabela 2.** Insetos com importância econômica/ ecológica na cultura Baniwa registrado pela pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011) na cidade de São Gabriel da Cachoeira, AM, Brasil.

| Importância/ Utilidade | Insetos |
|---|---|
| Comida | besouro (*móodi, haliére, déeto*) e lagarta (*kadaápali*) |
| Isca de pesca | besouro (*móodi*); borboleta (*makálo, áakooro*) e Ephemeroptera (*kethepiáli, dzáakahiromi*) |
| Caça (iscas ou encontrados em carne de caça) | Mosquitos (*aapidza-máapiiri, dáapa-dóolonai* e *áakooro*) e Megaloptera - Corydalidae (*apihiwidakoro*) |
| Remédio | besouros (*móoda, haliére, taapalíko*) e aranha d'água (*ñewi*) |
| Brincadeiras/ crenças | besouro (*móoda, tákairo*); libélula (*ñepoli, nhãpirikuli*); aranha d'água (*ñewi*) e Megaloptera - Corydalidae (*apihiwidakoro*) |

**Tabela 3.** Nomenclatura etnoentomológica baniwa obtida a partir de entrevistas com os participantes da pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011), utilizando cartões visuais contendo imagens de insetos aquáticos.

| Nº do cartão | Ordem | No de associações corretas | Nomes associados corretamente | Nomes associados incorretamente |
|---|---|---|---|---|
| 4 | Ephemeroptera | 7 | *kethepiali/ kethepíito* | *ñepoli* |
| 5 | Odonata | 32 | *ñepoli/ nhãpirikoli* | 0 |
| 13 | Plecoptera | 1 | *dzáakalopa* | *daphálo* |
| 16 | Heteroptera | 17 | *ñewi/ pidoo* | *eeni* |
| 21 | Coleoptera | 18 | *déeto/ takáiro* | *poléta* |
| 23 | Neuroptera | 26 | *ñepoli* | 0 |
| 24 | Megaloptera | 12 | *apihiwidakoro/ apihiwida* | *ketamáro/ nhãpirikoli* |
| 26 | Trichoptera | 0 | 0 | *yakilana* |
| 30 | Diptera | 12 | *dóolo/ héeri* | *tóoke* |

**Tabela 4.** Correspondências entre categorias taxonômicas e etnotaxonômicas com indicações da quantidade de nomes registrados para cada categoria por meio da pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011) na cidade de São Gabriel da Cachoeira, AM, Brasil.

| Ordem | Baniwa | Quantidade total de nomes registrados* | Novos nomes registrados |
|---|---|---|---|
| Diptera | *Dóolonai*[1] | 32 | 11 |
| Coleoptera | *Déetonai*[1] | 23 | 12 |
| Odonata | *Ñepulinai* | 15 | 13 |
| Heteroptera | *Kettamáronai*[1] | 6 | 4 |
| Ephemeroptera | *Kettepiálinai* | 1 | 1 |
| Plecoptera | *Dzáakalopanai* | 1 | 1 |
| Megaloptera | *Áapihiwidakoronai*[1] (Corydalidae) | 1 | 1 |
| Total | | 80 | 43 |

*A quantidade total de nomes envolve os novos nomes registrados pelo presente estudo, somado aos nomes encontrados no dicionário de Ramirez (2001). [1]Nomes correspondentes à categoria de família, mais representativos para a correspondência com as ordens.

**Tabela 5.** Nomes de insetos associados aos classificadores do idioma Baniwa-Curripaco através do estudo "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011).

| Classificadores associados (*) | Taxonomia lineana | | Etnotaxonomia Baniwa |
|---|---|---|---|
| | Táxon | Nome popular (português) | Nomenclatura entomológica Baniwa - NEB (*) |
| *-iíta* (achatado) | Diptera | moscas e mosquitos | *dzáwaaro, héeri, hema-hérini, máapiiri, ttóottooni* |
| | Coleoptera | besouros | *aawítti, déeto, moódi, taapalíko, tóoke, tsietsiépaaro* |
| | Lepidoptera | borboletas e mariposas | *aatáka (lagarta), dzawíkaro, makálo* |
| | Odonata | libélulas | *ñépoli* |
| | Heteroptera | aranha d´água | *kalimáto, kettámaro* |
| *-aápa* (alongado) | Diptera | moscas e mosquitos | *ainíidzo, dzáwaaro, héeri, hema-hérini, koóri, waapéewi* |
| | Lepidoptera | borboletas e mariposas | *tháara, kadaápali* |
| | Heteroptera | aranha d´água | *kalimáto, maadzoódzo* |
| *-da* (arredondado/ oval) | Diptera | moscas e mosquitos | *aapídza-mápire, dóota, íitsi-mápire, kérheni, Poopó, porówa, toonóda* |
| | Lepidoptera | lagartas | *dzéeka-íixeni, eedáikoro, póottaro* |
| | Coleoptera | besouros | *háliere, iixídaa, katsowádani, moódi, tákairo, tsiódere* |
| *-khaa* (filiforme/ serpentiforme) | Lepidoptera | lagartas | *áakooro, dzéeka-íixeni, hipolékoro, kadaápali, mattípero, meetshákoro, tokotokó-xeni* |

(*) Fonte dos classificadores e dos nomes de insetos: Ramirez (2001).

Assim, para se referir às características (tamanho, cor, quantidade, peso e até verbos considerados adjetivos na língua Baniwa, como: nascer, brincar e morrer) de um inseto é necessário conhecer seu formato e correlacioná-lo a uma das quatro formas associadas, ou seja, seus classificadores.

Não foi verificada a utilização de outros classificadores associados para nomes de insetos, como, por exemplo: *-híwi* (pontudo), *-póko* (circular), *-aápo* (longo e flexível), *-kénaa* (galho), que poderiam se referir a outras formas também reconhecidas nos insetos. Os classificadores

associados à Nomenclatura Entomológica Baniwa (NEB) referem-se a apenas quatro formas: achatado, alongado, arredondado e filiforme. Portanto, pode-se dizer que os insetos são assimilados linguisticamente pelos Baniwa segundo suas diferenças morfológicas.

Seis nomes entomológicos Baniwa de insetos aquáticos apresentam caráter polissêmico (Tabela 6). Os nomes referem-se a: outros invertebrados, mamíferos, gêneros botânicos e figuras míticas. Portanto, o caráter polissêmico também é observado em nomenclaturas botânicas e zoológicas.

Não foi identificado um nome para agrupar todos os tipos de insetos (Insecta). Embora cada gênero possua uma denominação e, geralmente, possa estar agrupado dentro de alguma das seguintes categorias: *Hitsiakapé* (rastejam), *Iarakapé* (voam), *Yokukapé* (ferram), *Inhuãkapé* (mordem), *Irakapé* (picam e chupam sangue), *Yoópinai* (causam doenças), *Maokukapé* (não ferram), *Paihanipé* (comestíveis), *Makadawanai* (não servem para comer), *Paitselitaxwpakophé* (iscas de pesca), *Kinikipíra* (pragas de roça), *Panttipíra* (pragas de casa).

**Tabela 6.** Nomes polissêmicos encontrados no dicionário de Ramirez (2001) e organizados por meio da pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011) na cidade de São Gabriel da Cachoeira, AM, Brasil.

| Nome polissêmico | Significado entomológico | Outros significados |
|---|---|---|
| *iitsi* | um tipo de pium vermelho grande da terra firme | macaco guariba (Cebidae: *Alouata* sp.)/ banana-de-são-tomé |
| *néeri* | besouro aquático (Elmidae) | veado-de-virginia (*Odocoileus virginianus*) |
| *ñéewi* | aranha d'água (Gerridae) | ariranha (Mustelidae: *Pteronura brasiliensis*) |
| *nhãpirikuli* | libélula (Odonata: Polythoridae e Pseudostigmatidae; Zygentoma) | "o ser do interior do osso", criador do mundo |
| *pidoo* | aranha d'água (Gerridae) | lontrinha (Mustelidae) |

Conforme afirma um dos entrevistados, os insetos também podem ser classificados de acordo com as classes de *Yoópinai*, juntamente com outros animais (cobras, lagartos, sapos, etc.), a saber:

*Awakadalikaperi* (que anda no mato) - *aapi* (cobra), *dzaré* (escorpião), *apihiwidakoro* (Corydalidae: Megaloptera);

*Kawalerikaperi* (que anda no vento) - *makálo* (borboleta), *ainíidzo* (mosquito), *ñepoli* (libélula);

*Õonirikoperi* (que anda na água) - *ñewi* (aranha d'água, Heteroptera)

Também existem insetos considerados *Awakaróna* (espírito da floresta/ curupira) da classe dos *Awakarónanai* (curupiras em geral).

*Estes surgem nos relatos em forma de pessoas que alternam relações de aliança e de hostilidade com Nhãpirikoli e outros proto-humanos, gerando alguma forma de benefício ou prejuízo, que influenciará na vida futura dos Walimanai, quer dizer, nós, os atuais viventes* (Garnelo *et al.* 2005).

Portanto, os Baniwa reconhecem dez etnocategorias para classificar insetos aquáticos (Tabela 7). Muitas destas categorias estão

**Tabela 7.** Classificação de alguns insetos na língua Baniwa-Curripaco por meio da pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011) na cidade de São Gabriel da Cachoeira, AM, Brasil.

| Etnocategorias Baniwa | Tradução | Taxa |
|---|---|---|
| *Awakadalikaperi* | *Yoopinai* (seres maléficos) que andam no mato | Megaloptera, Odonata (adulto) e Lepidoptera |
| *Hitsiakapé* | rastejam | Diptera (algumas larvas). Outros não Insecta: cobras |
| *Iarakapé* | voam | Megaloptera, Odonata, Ephemeroptera, Lepidoptera e Diptera. Outros não Insecta: aves, aviões, etc |
| *Inhuãkapé* | mordem | Megaloptera e Diptera (Simuliidae). Outros não Insecta: cobras |
| *Maokukapé* | não ferram | Heteroptera (Nepidae, Gerridae), Odonata e Lepidoptera |
| *Marakapé* | não voam | Heteroptera (Gerridae) |
| *Õonirikoperi* | *Yoopinai* (seres maléficos) que andam na água | Ephemeroptera, Heteroptera (Nepidae), Plecoptera e Odonata (ninfa) |
| *Paihanipé* | são comestíveis | Lepidoptera (*dzáko, kadaápali*) |
| *Paitselitaxwpakophé* | servem de isca para pescar | Ephemeroptera (Caenidae), Plecoptera e Lepidoptera (*dzáko*) |
| *Yoopinai* | seres maléficos que podem trazer doença | Odonata e Heteroptera (Gerridae e Nepidae) |

associadas a aspectos ecológicos (andar no mato, por exemplo), etológicos (rastejar, voar, morder) e uso cultural dos insetos (são comestíveis e servem de isca). Interessante observar que essas etnocategorias também são empregadas pelos Baniwa para se referir a animais não Insecta (serpentes, aves) e mesmo objetos inanimados, como aviões (porque "voam").

Os resultados ainda incluem mais oito etnocategorias associadas ao táxon de família e duas etnocategorias associadas às subordens de Odonata (Tabela 8).

**Tabela 8.** Categorias intermediárias associadas à categoria lineana de família organizadas pela pesquisa "Etnoentomologia Baniwa" (Bentes 2011) na cidade de São Gabriel da Cachoeira, AM, Brasil.

| Táxon referente | Família/ Subordem | Baniwa |
|---|---|---|
| Megaloptera | Corydalidae | *Aapihiwidakoronai* |
| | Gerridae | *Ñewinai* e *Pidoonai* |
| Heteroptera | Nepidae | *Hemaimukawāninai* |
| | Belostomatidae | *Dzáakahirominai* |
| Coleoptera | Elmidae | *Néerinai* |
| | Simuliidae | *Maapiirinai* |
| Diptera | Culicidae | *Harekápilinai* |
| | Ceratopogonidae | *Ttóottooninai* |
| Odonata | Anisoptera | *Ñepolikulidana* |
| | Zygoptera | *Ñepolitsiki* |

## Sobre os insetos aquáticos na concepção Baniwa

Os Baniwa reconhecem aspectos ecológicos, morfológicos, etológicos, diferentes fases de desenvolvimento, reprodução, padrões de sazonalidade, habitat, relações de parentesco e até culturais entre os insetos (Tabela 9). A etnoclassificação possui origem nas narrativas míticas e foi construída através de experiências individuais e entre agrupamentos humanos ao longo de rios, interflúvios e igarapés da bacia do Içana.

Para os Baniwa da cidade de São Gabriel, os insetos são importantes como: fonte alternativa de proteínas, iscas de pesca, remédios naturais e também são mencionados em benzimentos, crenças e brincadeiras. Tais conhecimentos sobre os insetos são importantes para orientar a vida Baniwa, auxiliam atividades de pesca, fornecem recursos medicinais, proteicos, lúdicos e adquirem importância até em narrativas míticas e benzimentos proferidos pelos anciãos Baniwa.

Em Tunuí-cachoeira (comunidade localizada no rio Içana, interior do município de São Gabriel da Cachoeira) há um fragmento rochoso de cor laranja-avermelhado denominado pelos Baniwa de *Máapiirinumáwa*. É um lugar sagrado, considerado pelos mais velhos como o local onde os *máapiiri* (Simuliidae) levavam todo o sangue que chupavam (Graciliano, comunicação pessoal). Do ponto de vista entomológico isto tem certa lógica se pensarmos que são as fêmeas que sugam o sangue para poder garantir a maturação de seus ovos, em seguida partem para os fragmentos rochosos e encachoeirados para realizar a ovoposição. A seguir temos alguns comparativos entre os conhecimentos etnoentomológico Baniwa e os da Entomologia (Tabela 10).

## Os Heteroptera na concepção Baniwa

São insetos terrestres, alguns apresentam variados graus de adaptação à vida aquática, outros vivem na superfície d'água, podem ser fitófagos ou predadores (Gillott 2005). Os Heteroptera são apreendidos linguisticamente por meio de dois classificadores numéricos: *-aápa* (alongado) para *kalimáto* e *maadzoódzo* e *-iíta* (achatado e masculino) para *kalimáto* e *kettámaro* (Tabela 5). O conhecimento etnobiológico Baniwa sobre Heteroptera pode ser visto na Tabela 11.

Interessante notar que, quando mostrada a figura de um Gerridae, os participantes se mostravam alegres e geralmente contavam uma história de sua infância ou ocorrida com suas crianças. Os Baniwa utilizam Gerridae para passar nas mãos e nos pés das crianças, a fim de que estas desenvolvam habilidades (dançar, escrever, ler, tocar algum instrumento musical, etc.) e sejam mais ativas, como os *ñewi* que não param de dançar na água. Relato que se encontra correlacionado com a literatura: insetos da família Gerridae são conhecidos como patinadores da lagoa, encontrados na superfície de água doce (Gillott 2005).

## Odonata na concepção Baniwa

A semelhança morfológica entre Odonata e Neuroptera fez com que os participantes da pesquisa reunissem estes dois taxa em um único grupo chamado *Ñepoli*. Porém a entomologia diz que o grupo irmão de Neuroptera é Megaloptera,

**Tabela 9.** Conhecimento entomológico Baniwa (CEB) sobre insetos aquáticos das ordens: Ephemeroptera, Megaloptera, Plecoptera, Coleoptera e Diptera.

| Nome científico | Baniwa | Português | Classificação Baniwa | Características |
|---|---|---|---|---|
| Ephemeroptera | **kettípiáli/ kettepíito* | "que tem cauda" | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água)/ *Paitselitaxwpakophé* (isca p/ pescar) | Encontrado na praia. Vive na superfície d`água. Voa mais na época de março-abril. Quando cai na água serve de comida pra peixe e a gente aproveita pra pescar também |
| Megaloptera: Corydalidae | **áapihiwidakoro* | "cabeça-de-cobra" | *Iarakapé* (voam)/ *Awakadalikaperi* (*Yoopinai* que anda no mato)/ *Inhuãkapé* (mordem) | A gente tem medo dele, pois morde igual jararaca e tem veneno. Fica na beira do igarapé ou de rios, em galhos, folhas e troncos atravessados. Também pode ser encontrado em área de cerrado e costuma voar à noite |
| Plecoptera | **dzáakalopa* | - | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água)/ *Paitselitaxwpakophé* (isca p/ pescar) | Vive na água, em pedras de rio ou de cachoeira. Serve de isca pra pescar aracú. Se uma mulher menstruada pisar nele, pode flechar/ causar doença. |
| Coleoptera: Elmidae | **néeri* | - | - | Um tipo de besouro |
| Diptera: Chironomidae, Tipulidae, Culicidae | *ainíidzo*[1] | carapanã | *Iarakapé* (voam)/ *Irakapé* (picam e chupam sangue)/ *Yoopinai* (podem causar doença) | Encontrado em área de terra firme, campinarana e igapó |
| Diptera: Simuliidae | *máapiiri*[1] | borrachudo/ pium | *Iarakapé* (voam)/ *Inhuãkapé* (mordem)/ *Yoopinai* (podem causar doença) | Inseto hematófago encontrado em área de terra firme |
| | **máapiiri-itapalíphe* | - | *Iarakapé* (voam)/ *Inhuãkapé* (mordem) | Encontrado em área de terra firme. |
| | *toonóda*[1] | - | | Um tipo de pium silvestre que aparece em tempo nublado. Encontrado em área de terra firme e campinarana |
| | *apáda íitsi*[1]/ *itsi-máapiiri*[1]/ *máapiiri-itsi*[1] | - | | Pium grande e vermelho/ amarelo que voa de dia, encontrado na terra firme |
| | *aapidza- máapiiri*[1] | - | | Pium que vive com as queixadas |
| | *porówa*[1] | mosquito | *Iarakapé* (voam) | Um tipo de mosca minúscula |
| Diptera: Culicidae | **harekápili* | - | *Iarakapé* (voam)/ *Irakapé* (picam e chupam sangue) | É um *ainíidzo* que tem as mãos brancas |
| Diptera: Ceratopogonidae | *ttóottooni*[1] | maruim | *Iarakapé* (voam)/ *Irakapé* (picam e chupam sangue) | Inseto hematófago de hábitos crepusculares |
| | *kérheni*[1] | - | | Um tipo de maruim noturno |

* Novos nomes encontrados através desta pesquisa (Bentes 2011). [1] Nome encontrado em Ramirez (2001).
(-) Informação ausente.

**Tabela 10.** Quadro comparativo entre conhecimentos entomológico Baniwa e científico sobre insetos aquáticos.

| Conhecimento entomológico Baniwa - CEB | Entomologia |
|---|---|
| Quando *Kettípiáli* cai na água serve de comida pra peixe e a gente aproveita para pescar também | Os Ephemeroptera servem de alimento para uma série de predadores, como outros insetos e peixes, representam um importante elo na cadeia trófica dos ambientes aquáticos (Salles 2006). |
| *Dzáakalopa* vive na água, em pedras de rio ou de cachoeira | As larvas de Plecoptera são encontradas em corredeiras cujo leito seja coberto por pedras onde podem se refugiar (Gillott 2005). |
| *Máapiiri* é um inseto hematófago encontrado em área de terra firme | As fêmeas de Simuliidae são sugadoras de sangue (Gillott 2005). Várias espécies já foram descritas por Hamada (2000) e Hamada e Adler (1998 e 2001) em áreas de terra firme. |

**Tabela 11.** Conhecimento entomológico Baniwa sobre Heteroptera.

| Nome científico | Português (segundo os Baniwa) | Baniwa | Características | Classificação |
|---|---|---|---|---|
| Gerridae | aranha d'água | **ñewi* | Vive na superfície d'água. Fica "dançando" em cima do igarapé. | *Malakaite* (não voa)/ *Maokukapé* (não ferra)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| | | **pidóo* | Vive sobre a água, porém é menor que ñewi. | |
| Nepidae | "espingarda de anta" | **hémaa imukawãni/ yoopinai* | Pode viver no mato ou na água. É reconhecido pela forma de zagaia. Pode causar reumatismo. Se não banhar, ele chupa. | *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Belostomatidae | "avô do camarão" | **dzáakahiromi* | Um tipo de percevejo d' água. Vive no fundo de rios e igarapés, no folhiço. | *Paitselitaxwpakophé* (isca p/ pescar) |

* Novos nomes encontrados através desta pesquisa (Bentes 2011).

por meio de sinapomorfias de base principalmente morfológica (Aspöck *et al.* 2001).

Para a entomologia, Odonata e Neuroptera não têm nada em comum, uma diferença morfológica facilmente utilizada para diferenciar espécimens das duas ordens é o comprimento das antenas. Neuroptera (formiga-leão) possui antenas longas e pertence à infraclasse dos Neoptera; já os Odonata pertencem ao grupo Paleoptera e possuem antenas curtas. As libélulas são apreendidas linguisticamente pelos Baniwa como formas achatadas e pertencentes ao gênero masculino através do classificador numérico *-iíta*, ex.: *apaíta ñepoli* - uma libélula. O conhecimento etnobiológico Baniwa sobre libélulas pode ser conferido na Tabela 12.

São conhecidos como *Ñepolinai* (libélulas em geral), onde os adultos foram classificados em três categorias: *Iarakapé* (voam), *Maokukapé* (não ferram) e *Yoopinai* (podem trazer doença). A explicação para esta última classificação é a de que estes insetos, apesar de não ferrarem, podem flechar doenças em determinadas circunstâncias aos humanos, quando estes fazem uma incursão pelo mato. O mesmo ocorre com as ninfas aquáticas, classificadas como *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água), se forem pisadas em ambiente aquático também podem flechar doenças aos seres humanos, principalmente para as mulheres.

Uma ninfa foi denominada de *kophéyorodáli* (doença de peixe), apesar de não haver casos de parasitismo entre ninfas de Gomphidae e peixes, há casos de predação de alevinos por estas ninfas (Fonseca *et al.* 2004) que ficam enterradas no fundo do igarapé e, podem "flechar doença" (predar) peixes na medida em que estes alevinos encostem em seu microhabitat.

Os machos das famílias Pseudostigmatidae e Polythoridae são associados à *Nhãpirikuli*, o avô dos *Walimanai* (povos Baniwa), porque apresentam manchas amarelas ou iridescentes nas asas. De acordo com o Sr. J1, esses insetos traziam as cores para aqueles que construíam barcos e raladores de macaxeira tradicionais Baniwa. Esta história, no entanto, não foi encontrada em nenhum registro escrito sobre os Baniwa, mas alguns autores registram de forma mais aprofundada alguns relatos míticos deste povo (Bentes 2011; Vianna 2012; Wright 1981; Xavier 2008). A seguir, temos alguns comparativos entre os conhecimentos etnoentomológicos Baniwa e os da Entomologia sobre Odonata (Tabela 13).

## Conclusões

Os insetos aquáticos desempenham um papel significativo na estrutura sociocultural dos Baniwa moradores de São Gabriel da Cachoeira. O conjunto de conhecimentos etnoentomológicos traduz-se em um recurso valioso que deve ser considerado no processo de desenvolvimento da região e em estudos de inventário da entomofauna local. O conhecimento entomológico Baniwa registrado aqui necessita ser apropriado e integrado ao discurso dos próprios professores da comunidade, de forma que intervenções pedagógicas baseadas no diálogo entre concepções tradicionais e científicas sobre os insetos possam levar a um apropriamento cultural deste saber científico dos Baniwa.

## Agradecimentos

Aos participantes das comunidades: Vila Amazonino, Itacoatiara-Mirim e Areal;

Aos participantes desta pesquisa: André Fernando Baniwa, Mário Farias Baniwa, Irineu Baniwa, Januário, Aurino, Paulo, José Fontes, Aprísio, Antonia, Lina, Glória, Ana, Yolanda, Luiz, Feliciano, Mário Felício, Luzia, Janete, Irene, Hermínia, Anízia, Madalena, Felipe, José Garcia, Santiago, Manuel, Júlio, Júlia, Ermínia, Beatriz, Silvério, Laura, Cláudia, Alicia, Lilian, Laureano, Anita, Fernando, Aurora, Miguel, Gabriel, Florêncio, Ilda, Afonso e Jaime. Aos auxiliares de campo: Prof. Felisberto, Lázaro, Marlene, Luciana, Fileto, Graciliano, Moisés, Vanessa, Nazinha, João e Domingos (Buty). Ao Instituto Federal de Educação do Amazonas - IFAM *Campus* São Gabriel da Cachoeira e à Universidade do estado do Amazonas - UEA *Campus* São Gabriel da Cachoeira, pela logística proporcionada. Projeto Fronteiras (FINEP/ INPA), por ter proporcionado a elaboração desta pesquisa; PRONEX- CNPq/ FAPEAM, por ter proporcionado a elaboração desta pesquisa; CAPES, pela bolsa concedida; MCT/INPA/PPI, por possibilitarem a realização da pesquisa.

## Referências Bibliográficas

Aspöck, U.; Plant, J.D.; Nemeschkal, H.L. 2001. Cladistic analysis of Neuroptera and their

**Tabela 12.** Conhecimento entomológico Baniwa sobre Odonata.

| Nome científico | Baniwa | Português (segundo os Baniwa) | Características | Classificação |
|---|---|---|---|---|
| Odonata | *ñépoli*[1] | libélula | Anda no rio e fica voando sobre a água. *Lipakakawa* - posição em tandem. Põe ovos em galhos sobre a água. *Ñepolieni* – seus filhotes. Aparece depois da chuva, quando o tempo abre e fica ensolarado. | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Odonata | *pootetéelo*[1] | libélula | Variante meridional (Ramirez 2001). Falado na região de Victorino (rio Guaiania, Venezuela) entre os clãs Baniwa: *Dzawi-Minanai*, *Adaro-Minanai*, etc. | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Odonata: Zygoptera | **ñepolitsiki* | libélula | Um tipo de *ñépoli* menor, mais fino | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| | | | | |
| Zygoptera | **nhãpirikuli iêman* | libélula | Um tipo de *nhãpirikuli* | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| | | | | |
| Zygoptera (ninfas) | **dzáakaikoiro* | tia do camarão | Um tipo de *ñépoli* quando vive na água | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água) |
| Zygoptera: Pseudostigmatidae (*Microstigma rotundatum* Selys, 1860 e *Microstigma maculatum* Hagen in Selys, 1860) e Polythoridae (*Chalcopteryx rutilans* Rambur, 1842) | **nhãpirikuli* | libélula | Um tipo de nhãpirikuli pintado. São magrinhos e possuem mancha amarela na ponta das asas. Se ele chegar perto de uma pessoa que tá fazendo canoa, significa que a canoa vai ficar bem bonita (Sr. J1) | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Odonata: Anisoptera | **nhãpirikulidana/ ñepolikulidana* | libélula | Um tipo de ñépoli maior | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| | | | | |
| Anisoptera | **ñépoli keramáite* | libélula | Libélula marrom | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Anisoptera: Libellulidae/ Gomphidae | **ñépoli iráite* | libélula | Libélula vermelha | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Anisoptera: Aeshnidae | **ñépoli hipoléte* | libélula | Libélula verde | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Aeshnidae | **ñépoli itáite* | | Libélula preta | *Iarakapé* (voam)/ *Maokukapé* (não ferram)/ *Yoopinai* (podem trazer doença) |
| Gomphidae (ninfa) | **dzíiro-óonirikóoperi* | grilo d'água | Pode ser encontrado no igarapé, na praia, na beira do rio, em amontoados de folha no fundo. Transforma-se em *ñépoli* (Sr. J1) | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água) |
| Anisoptera (ninfas) | **yakelopa* | grilo d'água | Vive na água, depois se transforma em *ñépoli* | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água) |
| Gomphidae (ninfas) | **kophéyorodáli* | grilo d'água | O nome significa "doença de peixe" | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água) |
| Libellulidae (ninfas) | **yakahiroitã* | grilo d'água | Um tipo de *ñépoli* quando vive na água. | *Õonirikoperi* (*Yoopinai* que anda na água) |

*Novos nomes encontrados através desta pesquisa (Bentes 2011). [1]Nome encontrado em Ramirez (2001).

(-) Informação ausente.

**Tabela 13.** Conhecimento entomológico Baniwa sobre Odonata.

| Conhecimento entomológico Baniwa | Entomologia |
|---|---|
| *Ñépoli* fica em *lipakakawa* (voando em pares) | O macho de Odonata segura a fêmea pelo pterotórax, depois enrola seu abdome em circunferência de modo a segurar o protórax ou a cabeça da fêmea com seus clásperes (posição em tandem) (Gillott 2005). Os dois sexos freqüentemente gastam um tempo considerável "em tandem", essa cópula também é conhecida como "posição de roda" (Triplehorn e Johnson 2005). |
| *Ñépoli* põe ovos em galhos sobre a água | Espécies de Odonata que põem ovos em folhas e galhos de plantas são seletivas na escolha dos locais de postura de seus ovos (Gillott 2005). Em alguns casos, os ovos são postos em galhos de plantas sobre a superfície d'água (Triplehorn e Johnson 2005). |
| Os filhotes de *Ñépoli* chamam ñepolieni | Odonata nasce como uma larva de 1º. estádio (Gillott 2005). |
| *Ñépoli* aparece depois da chuva, quando o tempo abre e fica ensolarado | A estimativa da população de *Hetaerina cruentata* Rambur (Odonata: Calopterygidae) provavelmente aumenta em dias ensolarados, após alguns dias de chuva (Córdoba-Aguilar 1994). Os machos de Calopterygidae são bastante ativos em condições ensolaradas (Córdoba-Aguilar e Cordero-Rivera 2005). |
| *Nhãpirikuli* são magrinhos e possuem mancha amarela na ponta das asas | Odonata: Zygoptera: Pseudostigmatidae:<br>*Microstigma rotundatum* Selys, 1860 e *Microstigma maculatum* Hagen in Selys, 1860 - ambas espécies possuem machos com asas anteriores possuindo mancha amarela na ponta das asas. Os Pseudostigmatidae são libélulas de grande porte, abdome longo, pterostigma verdadeiro geralmente substituído ou acompanhado por uma rica rede de células e uma membrana opaca formando um pseudostigma (Garrison et al. 2010). |
| Um tipo de *Nhãpirikuli* pintado | Odonata: Zygoptera: Polythoridae:<br>*Chalcopteryx rutilans* Rambur, 1842 - insetos de pequeno porte, suas asas possuem cores vivas; são encontrados principalmente na região norte do Brasil, suas asas dianteiras são transparentes, contrastando com as asas traseiras pequenas e iridescentes, que refletem as cores do arco-íris (Lencioni 2005). |
| *Ñepolitsiki* é um tipo de *ñépoli* menor, mais fino<br>*Nhãpirikulidana* é um tipo de *ñépoli* maior | Em Zygoptera as asas anteriores e posteriores são similares e estreitas na base, em repouso ficam dispostas em posição vertical sobre o abdome, enquanto que em Anisoptera as asas posteriores são mais largas na base e em repouso ficam dispostas horizontalmente (Garcia *et al.* 1974). |
| *ñépoli iráite* - libélula vermelha<br>*ñépoli hipoléte* - libélula verde<br>*ñépoli keramáite* - libélula marrom<br>*ñépoli itáite* - libélula preta | O corpo do adulto de libélula é marcado por suas cores, tanto pigmentares quanto estruturais, que freqüentemente formam um padrão característico sobre a região dorsal (Gillott 2005). |


systematic position within Neuropterida (Insecta: Holometabola: Neuropterida: Neuroptera). *Systematic Entomology*, 26: 73-86.

Bentes, S.P.C. 2011. *Etnoentomologia Baniwa: estudo dos insetos na concepção dos povos Baniwa que vivem na cidade de São Gabriel da Cachoeira – Amazonas, Brasil.* Dissertação de mestrado em Entomologia. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia – INPA. Disponível em: http://tede.inpa.gov.br/tde_busca/arquivo.php?codArquivo = 811

Castner, J.L. 2000. *Amazon insects. A Photo guide.* Feline Press, Gainesville, Florida, E.U.A.

Córdoba-Aguilar, A. 1994. Adult survival and movement in males of the damselfly Hetaerina cruentata (Odonata: Calopterygidae). *Florida Entomologist*, 77: 256-264.

Córdoba-Aguilar, A.; Cordero-Rivera, A. 2005. Evolution and ecology of Calopterygidae (Zygoptera: Odonata): status of knowledge and research perspectives. *Neotropical Entomology*, 34: 861-879.

Fausto, C. 2002. Banquete de gente: comensalidade e canibalismo na Amazônia. *Mana*: 8: 2-44, Rio de Janeiro - RJ, Brasil.

Fonseca, A.R.; Sanches, N.M.; Fonseca, M.C.; Quintilhiano, D.M.; Silva, E.S. 2004. Levantamento de espécies de Odonata associadas à tanques de piscicultura e efeito de Bacillus thuringiensis var. israelensis sobre ninfas de Pantala flavescens (Fabricius, 1798) (Odonata: Libellulidae). *Acta Scientiarum* Biological Sciences: 26: 25-29.

Garcia, P.C.; Tallaferro D.E.; Sutil O.E. 1974. *Principios generales de Entomologia.* Fundacion Venezolana para la Salud y la Educacion. Caracas, Venezuela.

Garnelo, M.L. 2003. *Poder, hierarquia e reciprocidade: saúde e harmonia entre os Baniwa do Alto Rio Negro.* Ed. Fiocruz, ISBN: 85-7541-033-4, 260 pp, Rio de Janeiro-RJ, Brasil.

Garnelo, M.L. 2007. Cosmologia, ambiente e saúde: mitos e ritos alimentares Baniwa. *História, ciência e saúde - Manguinhos*, 14: 191-212.

Garnelo, M.L. *et al.* (Org.). 2005. *Cultura, Escola, Tradição: Mitoteca na escola Baniwa.* Projeto Rede Autônoma de Saúde Indígena RASI/UFAM, Escola Indígena Baniwa e Coripaco EIBC/ Pamáali, São Gabriel da Cachoeira, Amazonas, Brasil.

Garnelo, M.L.; Buchillet, D. 2006. Taxonomias das doenças entre os índios Baniwa (arawak) e desana (tukano oriental) do alto rio negro (Brasil). *Horizonte antropológico*, 12: 231-260.

Garrison, R.W.; von Ellenrieder, N.; Louton, J.A. 2010. *Damselfly genera of the New World. An Illustrated and Annotated Key to the Zygoptera.* The Johns Hopkins University Press, Baltimore, E.U.A.

Gillott, C. 2005. *Entomology.* 3ª. ed. Netherlands: Springer.

Goodman, S. 2009. *Fandex Family Field guides.* New York, NY, E.U.A.: Workman Publishing Company.

Hamada, N. 2000. *Simulium* (*Psaroniocompsa*) *tergospinosum* New Species (Diptera: Simuliidae) in siolii Group from the Southern Part of the State of Amazonas, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 95: 819-828.

Hamada, N.; Adler, P. 1998. A New Species of *Simulium* (Diptera: Simuliidae) from Open Areas in Central Amazonia, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 93: 317-325.

Hamada, N.; Adler, P. 2001. Bionomia e Chave para imaturos e adultos de *Simulium* (Diptera: Simuliidae) na Amazônia Central, Brasil. *Acta Amazonica*, 31: 109-132.

Hill, J. 1989. Ritual Production of Environmental History among the Arawakan Wakuénai of Venezuela. Human Ecology 17: 1-25. *In:* Garnelo, L. G. 2003. *Poder, hierarquia e reciprocidade: saúde e harmonia entre os Baniwa do Alto Rio Negro.* Ed. Fiocruz, ISBN: 85-7541-033-4, 260 pp, Rio de Janeiro-RJ, Brasil.

Lencioni, F.A.A. 2005. *Damselflies of Brazil. An illustrated identification guide I - The non-Coenagrionidae families.*1ª. ed., All Print Ed., São Paulo, Brasil.

Ramirez, H. 2001. *Dicionário da língua Baniwa.* EDUA, 382 p.: Il., Manaus-AM, Brasil.

Ricardo, B. 2001. *Arte Baniwa: cestaria de arumã.* 3ª. Ed., FOIRN/ISA/OIBI, São Gabriel da Cachoeira-AM, Brasil.

Salles, F.F. 2006. *A Ordem Ephemeroptera no Brasil (Insecta): Taxonomia e Diversidade.* Tese de doutorado, Universidade Federal de Viçosa - UFV, Viçosa-MG, Brasil.

Triplehorn, C.A.; Johnson, N.F. 2005. *Borror and Delong's Introduction to the study of insects.* 7a. ed., Thomson Brooks/Cole, E.U.A.

Viveiros de Castro, E. 2002. *A insconstância da alma selvagem - e outros ensaios de antropologia,* 2a. Ed., 552 p., Cosac Naify, São Paulo - SP, Brasil.

Vianna, J.J.B. 2012. *De volta ao caos primordial - Alteridade, indiferenciação e adoecimento entre os Baniwa*. Dissertação de mestrado em Antropologia Social, Universidade Federal do Amazonas – UFAM, Museu Amazônico.

Weigel, V.A.C. 2003. Os Baniwa e a escola: sentidos e repercussões. *Revista Brasileira de Educação*, 22: 5-13.

Wright, R. 1981. *The History and religion of the Baniwa peoples of the upper Rio Negro valley.* Ph.D. dissertation. Stanford University.Ann Arbor: University Microfilms.

Wright, R.M. 1992. Os guardiões do cosmos: pajés e profetas entre os Baniwa. *In* Langdon, E. J. (org.). 1996. *Xamanismo no Brasil Novas Perspectivas*. Florianópolis: EDUFSC, 1996.

Wright, R.M. 2009. *The Art of Being Crente: The Baniwa Protestant Ethic and the Spirit of Sustainable Development.* Identities: Global Studies in Culture and Power, 16:202-226, Taylor & Francis Group, ISSN: 1070-289.

Xavier, C.C.L. 2008. *A cidade grande de Ñapirikoli e os petroglifos do Içana: uma etnografia de signos Baniwa.* Dissertação de mestrado, Museu Nacional do Rio de Janeiro, RJ - Brasil.

10

# Inventário da fauna de insetos aquáticos: coleta, preservação e criação

Vívian Campos de Oliveira[1], Ana Maria Oliveira Pes[1]

No Brasil, o primeiro passo para qualquer tipo de coleta de organismos vivos tanto para fins educacionais como para a pesquisa é a obtenção de uma licença de coleta do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO pelo Ministério do Meio Ambiente – MMA e Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade – ICMBio (www.icmbio.gov.br/sisbio). É necessária uma licença especial deste mesmo órgão quando se trata de coleta em unidades de conservação federais e dos órgãos competentes estaduais ou municipais, quando tratar-se de unidades de conservação estaduais ou municipais.

Sempre que realizar uma coleta, o pesquisador deve anotar em um caderno de campo todas as informações relevantes como localidade (país, estado, município, localidade, nome do rio, riacho ou lago, coordenadas geográficas, altitude) tipo de bioma, condições ambientais, data de coleta, nome dos coletores e tipo de coleta, outras variáveis que forem importantes para o desenvolvimento do seu estudo como, por exemplo, tipo de substrato, pH, temperatura da água e horário de coleta. Cada amostra de campo deve conter os dados básicos necessários para que esta seja identificada posteriormente. Para as etiquetas de campo o ideal é a utilização de papel vegetal e caneta nanquim ou lápis. Caso a amostra tenha muito substrato ou outro detrito orgânico é aconselhável inserir a etiqueta em um saco plástico pequeno, pois as anotações escritas na etiqueta podem desaparecer por causa do atrito.

## Metodologias de Coleta

### Imaturos

Os imaturos de insetos aquáticos são comumente encontrados em diferentes tipos de ambientes de água doce como, por exemplo, igarapés, rios, lagos, represas, poças, água acumulada em plantas e outros recipientes. O método de coleta desses organismos dependerá do objetivo de cada trabalho e das características do local de estudo (Cummins 1962). Seguem abaixo, alguns métodos de coleta de insetos aquáticos.

#### Coleta manual

Pesquisadores que estudam um grupo específico de insetos aquáticos, como aqueles na área de taxonomia e genética preferem realizar coleta manual com pincéis e pinças diretamente no habitat onde o organismo vive (Figura 1). Desta forma, o coletor pode obter um maior número de indivíduos íntegros.

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Curso de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.



**Figura 1.** Coleta manual de insetos aquáticos (Diptera, Simuliidae).

### Dragas

Utilizadas, geralmente, em estudos ecológicos, uma vez que penetram no substrato, coletando uma área conhecida (Figura 2) e, desta forma, são consideradas amostradores quantitativos (os dados podem ser expressos em densidade). São alternativas para coletas em ambientes mais profundos (> 1 m). Elliott e Drake (1981) compararam a eficiência de sete tipos de dragas descritas na literatura e mostraram que todas foram mais adequadas para coletas em locais com substrato fino ou arenoso sem materiais que possam impedir o fechamento da draga, como galhos, pedras, raízes e folhas. Os diferentes modelos descritos de dragas variam em peso, volume de sedimento coletado, mecanismo de fechamento e profundidade do sedimento amostrado (ver Mudrock e MacKnight 1994) e para cada tipo de ambiente há um modelo mais adequado.



**Figura 2.** Draga de Petersen.

### Redes

Diferentes tipos de redes são utilizados na coleta de insetos aquáticos e são eficientes em cursos d'água rasos e com diferentes tipos de substratos. As redes em D, conhecidas na Amazônia como rapiché, são bastante utilizadas e consistem em uma estrutura de ferro ou alumínio onde é costurada uma tela resistente e acoplada um cabo (Figura 3A). Para a coleta, é realizada uma varredura no substrato no sentido contra a corrente e o formato em D evita a perda de amostra por baixo da rede. O uso do amostrador de *Surber* também é bastante comum nos estudos de insetos aquáticos e consiste em um sistema similar a rede em D, porém, com uma área demarcada à frente da rede onde o substrato é coletado (Figura 3B). O amostrador de *Surber* é bastante utilizado em estudos de ecologia, pois padroniza a área coletada e, desta forma, é considerado amostrador quantitativo (Brandimarte *et al*. 2004). Alguns autores utilizam as redes em D de forma semiquantitativa, pois padronizam o tamanho da área de varredura (Couceiro *et al*. 2007) ou o tempo de arrasto (Sonoda 2010).



**Figura 3.** Redes para coleta de insetos aquáticos. A. Rapiché. B. *Surber*.

### Amostradores de sucção

O substrato é sugado através de um cilindro, utilizando uma bomba compressora de ar ou água. São eficientes para coletas em diversos substratos e ambientes com diferentes profundidades e velocidades da água, tanto em ambientes lênticos quanto lóticos. Kikuchi *et al*. (2006) desenvolveram no Brasil um amostrador de sucção que foi considerado eficiente para coleta em rios caudalosos, com leito rochoso e com profundidade da coluna d'água e velocidade da corrente variadas (Figuras 4A, E).

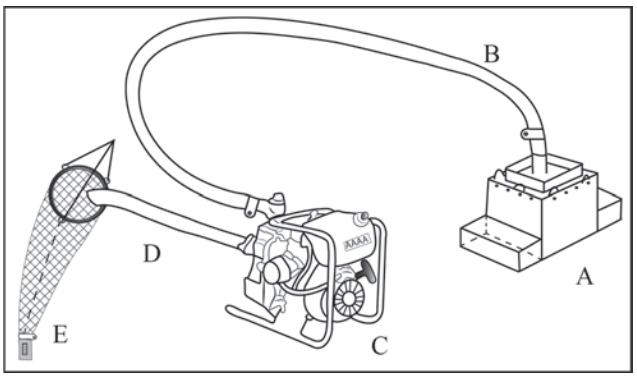



**Figura 4.** Amostrador de sucção. A. Entrada do material pelo amostrador. B. Passagem do material pela mangueira. C. Passagem do material pela bomba. D. Saída do material pela mangueira. E. Coleta do material pela rede. Fonte da figura: Kikuchi *et al*. (2006).

### *Corers* ou trados

São cilindros que penetram e extraem uma coluna de substrato e, por isso, são mais eficientes em substratos macios e com pouca quantidade de folhas e troncos. Podem ser simples (único cilindro) ou múltiplos e a fauna coletada pode ser expressa em densidade, devido ao volume conhecido do cilindro (Figuras 5A, B).




**Figura 5.** A, B. Amostrador *corer* ou trado.

### Substratos artificiais

Constituem estruturas que se assemelham com o substrato natural do ambiente. Vários estudos utilizam cestos confeccionados com tela contendo folhas ou cascalhos (Figura 6), mas outros materiais, como bandejas, placas e caixas também podem ser utilizados. São comuns em estudos que possuem o objetivo de acompanhar a colonização dos organismos bentônicos (Nessimian e De Lima 1997; Carvalho *et al*. 2008; Shin *et al*. 2011) e os cestos com folhas (*litter bags*) são bastante úteis em estudos que visam compreender os processos de decomposição vegetal em ambientes aquáticos (Gonçalves *et al*. 2004; Silveira *et al*. 2013).

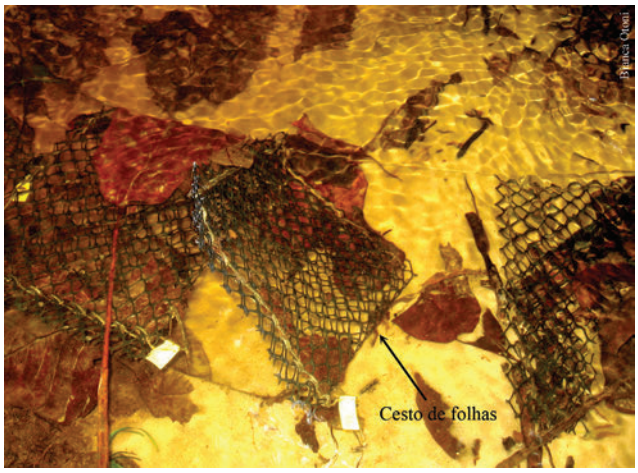



**Figura 6.** Cestos com folhas utilizados em experimentos de colonização de insetos aquáticos e decomposição foliar.

### Coletor de sucção manual

Uma forma de coletar a água acumulada em ambientes temporários como buracos em troncos de árvores, axilas de plantas e bromélias é através da sucção manual, utilizando uma mangueira acoplada a um pipetador de borracha do tipo "pêra" (Figura 7A) ou um frasco hermeticamente fechado dotado de dois furos na tampa onde se inserem duas mangueiras (Figura 7B). A sucção em uma das mangueiras faz com que a água caia diretamente no frasco (Lozovei e Silva 1999). Esse método evita a destruição de plantas que ocorreria pelo método convencional proposto por Lutz (1950).




**Figura 7.** Coletor de sucção manual. A. Coletor tipo "pêra". B. Aspirador.

## Adultos

Para a coleta de adultos de insetos aquáticos é utilizada a maioria dos métodos empregados para a coleta de outros insetos, porém, com algumas

adaptações. O método irá depender do objetivo das coletas, do grupo alvo e do tipo de fixação e conservação dos espécimes coletados.

### Coletas Ativas

**Rede em D (rapiché):** é utilizada para a coleta de adultos aquáticos, como alguns Coleoptera e Hemiptera (Heteroptera) (Figura 3A). Para a coleta de Heteroptera de superfície o rapiché utilizado é mais leve e com um saco coletor mais longo. Uma peneira com malha fina também pode ser utilizada para coletar esses adultos.

**Puçá ou rede entomológica**: utilizada para coleta de insetos alados que apresentam atividade diurna, como libélulas (Figuras 8A, B). Essa rede é constituída por uma armação de metal com um saco afunilado de tecido telado branco (tipo filó). Para libélulas maiores, que voam mais alto, o cabo deve ser mais longo e a rede deve possuir um diâmetro maior.




**Figuras 8.** A, B. Rede entomológica ou puçá.

**Coleta com isca viva**: alguns insetos aquáticos são hematófagos em seus estágios adultos, como os piuns (borrachudos) e mutucas que possuem atividade diurna; os maruins (mosquitos pólvora) e carapanãs (mosquitos, muriçocas, pernilongos) possuem grupos com atividade noturna e outros com atividade diurna. Para a coleta desses insetos pode ser empregada uma isca atrativa animal, porém, esse tipo de coleta exige uma autorização prévia do CONCEA - Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (Lei 11.794/2008 - Lei Arouca) que regulamenta os procedimentos de uso de animais para fins científicos. Cada instituição de pesquisa deve ter uma comissão para avaliar esse procedimento. No caso do INPA, há a Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA). Para a utilização de isca humana (Figuras 9A, B) a autorização é obtida por meio da Comissão Nacional de Ética em Pesquisa (CONEP) e do Comitê de Ética em Pesquisa em Seres Humanos (CEP). Mais informações sobre este assunto estão disponíveis em: www.conselho.saude.gov.br/comissao/conep/resolucao.html.

Os adultos hematófagos de insetos aquáticos podem ser atraídos pelo gás carbônico ($CO_2$) liberado por seus hospedeiros e, desse modo, esse gás pode ser utilizado em diferentes armadilhas para atrair esses insetos e facilitar a sua captura (*e.g.*, suspensa) (Oliveira *et al.* 2007).

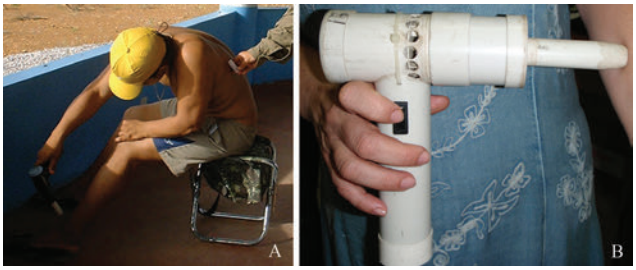



**Figura 9.** Coleta com isca. A. Coleta de borrachudo (Simuliidae) com isca humana. B. Aspirador elétrico portátil para a coleta de insetos.

**Pano branco com luz**: Muitos insetos aquáticos adultos apresentam atividade noturna ou crepuscular, como Ephemeroptera, Trichoptera, Megaloptera, Plecoptera e Chironomidae. Esses insetos são atraídos por fontes de luz, sendo um dos artifícios mais usados para coleta. Um dos métodos mais comuns utiliza um pano branco (*e.g.*, lençol) com uma fonte de luz (lâmpada mista, ultravioleta ou de outro tipo) ligada a uma fonte de energia a partir de rede elétrica, bateria ou gerador movido a combustível fóssil (Figuras 10 A, B). A eficiência da armadilha depende do tipo e da potência da fonte de luz e do ciclo lunar, sendo as noites mais escuras as de melhor resultado.

O método utilizando pano branco e luz permite maior seletividade, coletando-se apenas os insetos alvo do estudo e, além disso, permite que o coletor decida se alfinetará os insetos (via seca) ou se os manterão em álcool etílico ou algum outro meio líquido (via úmida). Esse método é importante para a coleta de Ephemeroptera, cujas formas aladas apresentam estágio intermediário, a subimago, pois permite que o coletor possa individualizar exemplares desse estágio em frascos secos para

esperar a emergência da imago. Essa transição pode demorar entre 1 e 24 horas, permitindo assim a identificação da espécie, pois geralmente isso não é possível com a subimago. Esse tipo de coleta também é útil para dípteros da família Chironomidae, pois são insetos frágeis e que perdem facilmente antenas e pernas. Através desse método os indivíduos podem ser fixados individualmente, impedindo que sejam danificados.

Adaptações podem ser feitas com essa armadilha como, por exemplo, a instalação do lençol dentro de um barco (Figura 10C). Em locais onde não é possível transportar um gerador de energia podem ser utilizadas lâmpadas de emergência, lanternas ou lampiões (Figura 10D).




**Figura 10.** Pano branco com luz. A. Pano branco com luz mista e luz UV. B. Gerador de energia movido à gasolina. C. pano branco em barco. D. Pano branco ("camiseta") com lampião a pilha.

### Coletas passivas

**Armadilhas de luz:** assim como descrito no método de coleta de luz com pano branco, algumas armadilhas utilizam luz para atração e captura de insetos aquáticos de hábito noturno e crepuscular.

- Armadilha tipo Pennsylvania

Foi desenvolvida por Frost (1957) e vem sofrendo diferentes modificações ao longo do tempo. É composta por uma lâmpada de luz branca ou ultravioleta (geralmente de 8 a 15 volts), septos reflexivos de acrílico, um funil e um copo coletor (Figura 11A). A lâmpada pode ser ligada a uma bateria de 40 amperes (que têm um tempo maior de exposição sem necessidade de recarregar), porém, em locais de difícil acesso é comum utilizar baterias menores, com cinco amperes, e que terão a duração de cerca de 10 horas. Nas lâmpadas podem ser adaptados sensores de luminosidade que possibilitam maior durabilidade de carga da bateria, permitindo um maior tempo de coleta. Essa armadilha deve ser instalada próximo da água e em locais livres de obstáculos, onde os insetos aquáticos possam visualizar com facilidade, geralmente, a um metro acima da superfície. No copo coletor deve-se colocar álcool etílico 80% e se os insetos coletados forem utilizados para análise molecular o ideal é usar álcool absoluto PA (99,9º GL), na impossibilidade de consegui-lo, pode ser usado álcool comercial (96º GL). O copo coletor deve ser substituído diariamente (é importante que a amostra não seja exposta a altas temperaturas e muita claridade). A bateria deve ficar protegida da chuva e da umidade. Quando não houver um local para a bateria ficar suspensa, esta deve ser posicionada em local protegido de uma possível enchente e, se a bateria ficar no nível do solo, esta não deve ser colocada em contato direto com o solo ou pedras, pois isso descarregará a bateria mais rapidamente.

O modelo em lona plástica e septos de plástico transparente (Figura 11A) foi idealizado pelo Prof. Jorge Luiz Nessimian (UFRJ) em 2001 com o objetivo de diminuir volume, peso e facilitar o transporte. Uma armadilha similar é o modelo Luiz de Queiroz, desenvolvido por Silveira Neto e Silveira (1969), a qual utiliza um saco de tela ou filó no lugar do recipiente com álcool. Assim os insetos permanecem vivos e podem ser mortos de maneira adequada para montagem a seco. No caso de Ephemeroptera, este método aumenta a possibilidade de obtenção dos adultos, uma vez que as subimagos podem ser coletadas vivas.

Adaptações para a coleta de insetos quando não se possui uma armadilha Pennsylvania pode ser feita utilizando um balde suspenso com uma lâmpada e abrigado com um saco plástico grande para evitar que o balde trasborde com a água da chuva (Figura 11B) ou colocar uma lâmpada (geralmente, de luz ultravioleta ou branca) sobre uma grade ou tela de malha grossa (2 cm) sobre uma bandeja com álcool etílico (Figura 11C) (Blahnik e Holzenthal 2004; Calor e Mariano 2012). A lâmpada pode ser ligada a uma bateria ou mesmo a um gerador de energia.

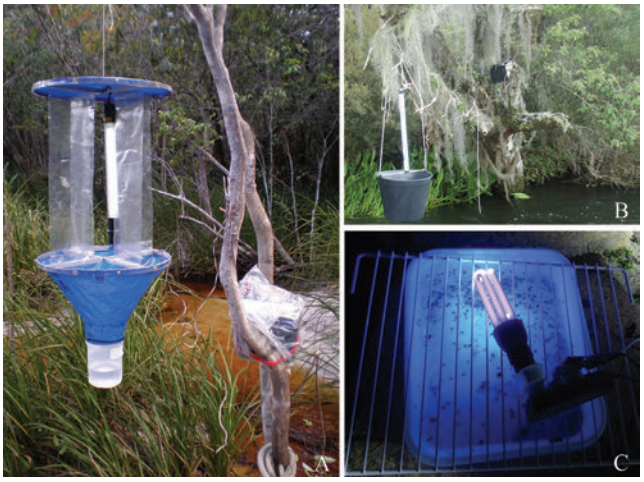


**Figura 11.** A. Armadilha Pennsylvania. B. Luz em balde coletor. C. Luz UV em bandeja coletora.

- Armadilha CDC

Foi desenvolvida por Sudia e Chamberlain (1962) do *Centers for Disease Control and Prevention* (CDC) (Centro de Controle de Doenças) e *Virus Vector Laboratory* (VVL) (Laboratório de Vetores de Vírus) para a captura de mosquitos para o isolamento de arbovírus e sofreram diferentes adaptações ao longo dessas décadas, principalmente no tamanho. Atualmente, essa armadilha consiste de uma luz ligada a uma bateria de 12 volts ou lanternas movidas a pilhas alcalinas, um pequeno ventilador, um chapéu para proteção, saco coletor de tecido e um copo coletor (Figuras 12A, B). É indicada para a captura de dípteros da família Ceratopogonidae (maruins), Psychodidae e Culicidae (carapanãs).



**Figura 12.** A. Armadilha CDC. B. Bateria.

**Armadilhas de interceptação de voo e emergência**: alguns insetos, principalmente aqueles com atividade diurna, não são atraídos por armadilhas de luz e para capturá-los existem algumas armadilhas que são instaladas em locais que servem de corredores para estes insetos, tais como a calha do riacho ou rio.

- Armadilha Malaise

Foi desenvolvida por René Malaise (Malaise 1934). Consiste em uma "tenda" de tecido com um septo central e extremidades pretas, teto branco, conectado a um copo coletor que pode conter álcool ou toalhas de papel e algum gás mortífero (dependendo de grupo alvo e do objetivo da coleta). É uma armadilha muito empregada para a captura de mutucas (Diptera, Tabanidae), Plecoptera e alguns gêneros de Trichoptera que são pouco atraídos por luz como, por exemplo, *Phylloicus* e *Xiphocenton*.

O modelo apresentado na Figura 13 é retangular e ao instalar a armadilha é necessário esticá-la com auxílio de cordas. O copo coletor deve ser posicionado para o nascente de preferência para uma área mais clara, pois desse modo, o inseto ao bater no septo preto irá subir pelo tecido em direção à parte mais clara e então irá cair no copo coletor. Quando possível, é interessante observar a armadilha pela manhã, pois, nesse período, as subimagos de algumas espécies de Ephemeroptera costumam subir pelo septo e o adulto emerge.



**Figura 13.** Armadilha de Malaise. A. Vista frontal. B. Vista lateral.

- Armadilha Suspensa

Essa armadilha (Figura 14A) foi adaptada a partir da armadilha Malaise por Rafael e Gorayeb (1982) para a captura de mutucas no dossel da floresta a 10 ou 15 metros do solo. Para a coleta de insetos aquáticos, geralmente, essa armadilha é instalada a 30 cm acima da superfície da água. Consiste de uma tenda quadrada de tecido branco com um copo coletor no centro superior por onde

é suspensa no local adequado. A região inferior é esticada com canos de PVC, varas de taquara, hastes de folhas de palmeiras, etc. e, desse modo, o peso dos canos ou das hastes irá deixar a estrutura sempre esticada. Os septos da região inferior, em geral, são pretos, porém, para a coleta de Trichoptera e micro-himenópteros estes são substituídos pela cor amarela. Como na armadilha de Malaise, o copo coletor pode conter um fixador líquido ou seco.




**Figura 14.** Armadilha suspensa.

- Armadilha de Shannon

Foi criada por Shannon (1939) e vem sendo modificada ao longo do tempo. Essa armadilha é similar à Malaise, porém, é empregada para atrair insetos hematófagos como piuns e carapanãs. Uma isca (humana ou animal) é colocada no interior da tenda e o inseto acaba subindo até o copo coletor.

Para a captura de insetos que são atraídos por gás carbônico ($CO_2$), como carapanãs (mosquitos) e mutucas pode ser empregado um cilindro de $CO_2$ liberando o gás próximo à entrada do copo coletor, aumentando, desse modo, a eficiência da armadilha.

- Armadilha de eclosão ou emergência

É composta por uma "tenda" com um copo coletor (Figura 15A). É colocada sobre o hábitat dos insetos acima da coluna d'água. Pode também ser formada por um funil com um coletor e a base sobre flutuadores amarrado sobre o igarapé (Figura 15B).




**Figura 15.** A. Armadilha de eclosão tipo tenda. B. Com flutuador.

- Bandeja ou prato amarelo

Himenópteros, como grande parte dos insetos, são atraídos pela cor amarela (Campos *et al.* 2000, Finnamore *et al.* 2002). Portanto, para capturar os representantes semiaquáticos dessa ordem (parasitóides de ovos, principalmente de Odonata e Lepidoptera) bandejas amarelas são instaladas ao longo da margem dos igarapés ou riachos (Figura 16A). Na bandeja é colocada água em, aproximadamente, um terço de sua profundidade e adicionadas algumas gotas de detergente para quebrar a tensão superficial da água (Figura 16B). Desse modo, os insetos atraídos pela cor amarela da armadilha afundam na água da bandeja. Na coleta, o conteúdo da bandeja é filtrado em tecido de malha fina (menor de 1 mm) (Figura 16C) e fixado em frascos com álcool etílico 96°GL. Collembola pode também ser coletado com eficiência nesse tipo de armadilha.




**Figura 16.** A. Bandejas amarelas instaladas na margem do igarapé. B. Bandeja com água e detergente. C. Funil com tecido de malha fina.

## Triagem

### Imaturos

A coleta de insetos aquáticos, em geral, ocorre através da coleta do substrato do fundo dos ambientes aquáticos e, portanto, é necessário realizar a triagem dos insetos, separando-os do restante do substrato. Alguns grupos de pesquisa preferem coletar todo o material e levá-lo para a triagem em um laboratório. Outra opção é realizar a triagem em campo com os organismos vivos, o que facilita e agiliza o processo, porém, alguns insetos de pequeno porte, como algumas famílias de Diptera, são de difícil visualização. Com a experiência de campo e laboratório observamos que mesmo quando não é possível triar todo o material em campo é importante que seja feita uma pré-triagem do material, onde os substratos maiores, como folhas e galhos, são retirados após lavagem da amostra. Este processo é importante para separar alguns insetos frágeis, como Ephemeroptera e Odonata (Zigoptera), que se quebram facilmente, dificultando a posterior identificação.

Após a coleta e preparo das amostras em campo, existem diferentes técnicas para a triagem dos insetos aquáticos em laboratório. Dependendo do objetivo do trabalho é necessária a triagem do material em microscópio estereoscópico, principalmente, quando se pretende trabalhar com insetos pequenos, como alguns dípteros e micro-himenópteros. Em alguns trabalhos, as amostras são triadas em uma bandeja com água e uma fonte de luz sob ou sobre a amostra. Ainda é possível utilizar corantes (*e.g.*, Rosa de Bengala) ou soluções que alterem a saturação da água (*e.g.*, sal e açúcar) para facilitar a separação dos organismos (Ribeiro e Uieda 2005; Taniwaki e Smith 2011).

### Adultos

Os insetos coletados em armadilhas de luz devem ser triados rapidamente e alguns, como os Chironomidae e Ephemeroptera, devem ser individualizados em frascos menores. Geralmente, adultos de Lepidoptera devem ser retirados das amostras com álcool, pois liberam escamas deixando a amostra com muitas impurezas que prejudicam os outros espécimes. Para a triagem dos adultos menores é necessária a utilização de estereomicroscópio ou de uma bandeja iluminada.

## Fixação e Preservação

Após a coleta, os insetos necessitam ser fixados e preservados e, para cada grupo taxonômico e objetivo de estudo há um meio adequado para sua preservação. Os insetos preservados em álcool devem ser acondicionados em frascos com boa vedação para reduzir a volatização desse meio. Muitos materiais plásticos disponíveis no mercado ressecam quando em contato com álcool e com o passar do tempo podem sofrer rachaduras, colocando em risco a integridade da amostra.

Insetos preservados em via seca devem ser armazenados em caixas com tampa em armários com portas para evitar a entrada de luz. O local de armazenamento deve ser seco para evitar a proliferação de fungos, caso necessário, deve-se usar desumidificadores de ar. Para evitar pragas que atacam coleções (*e.g.*, insetos das ordens Coleoptera (Dermestidae), Hymenoptera (Formicidae) e Psocoptera) deve ser utilizada nas caixas naftalina, formaldeído ou outro produto de ação similar.

### Imaturos

Muitas vezes não é possível realizar a triagem dos insetos aquáticos ainda em campo. Esses insetos podem ser fixados juntos com os substratos nos quais foram coletados em álcool 96% ou formol (4 a 10%). Após a triagem os insetos devem ser conservados em álcool etílico 80%. Dependendo do objetivo do estudo, outros fixadores devem ser utilizados, por exemplo, para estudos cromossômicos (*e.g.*, Diptera e Collembola) os organismos devem ser fixados diretamente em solução Carnoy (3:1; álcool etílico absoluto e ácido acético glacial). Para análises moleculares, os organismos devem ser fixados diretamente em álcool etílico PA. Tanto o material para estudos cromossômicos quanto para estudos moleculares o fixador deve ser trocado no mínimo três vezes e devem ser armazenados em baixa temperatura (-20 °C) fora do alcance de luz.

### Adultos

Alguns insetos adultos, mesmo coletados em armadilhas com meio líquido ou armazenados em via úmida (Figura 20), podem ser montados em alfinete como, por exemplo, Diptera (Tabanidae e Simuliidae) (Figuras 17A, B, 18A-C), Trichoptera, Coleoptera, Neuroptera, Megaloptera e Hemiptera. Adultos de Odonata podem ser secos e transferidos para envelopes de papel.

Insetos secos podem ser montados corretamente após passarem por um processo de hidratação. Isso pode ser realizado colocando-os em uma câmara úmida, que consiste em um frasco de boca larga com tampa, onde, no fundo, deve-se colocar um pouco de algodão ou gaze umedecida. Caso o inseto permaneça por mais de 24 horas na câmara úmida é necessário colocar algumas gotas de fenol para evitar o desenvolvimento de fungos. Esse mesmo procedimento pode ser utilizado quando é necessário remover a genitália de um inseto preservado a seco.

### Coleoptera

Podem ser mantidos em via úmida ou montados a seco. Indivíduos pequenos (de 5-6 mm) devem ser montados em triângulo de cartão (dupla montagem), enquanto que os maiores podem ser alfinetados no lado direito do mesotórax (sobre o élitro).

### Simuliidae (Diptera)

Adultos preservados em álcool etílico 80% podem ser desidratados pela técnica de Sabrosky (1966) que consiste em retirar o adulto do álcool, colocá-lo em papel absorvente para remover o excesso de álcool, colocá-lo em celosolve (etilenoglicol-monoetil-éter 98%) por 6 a 24 horas, retirar o excesso de celosolve com papel absorvente e transferi-lo para frasco com xilol por 6 a 24 horas. Ao retirar o espécime do xilol, colocá-lo sobre uma lâmina de vidro, esticar as asas, deixando-o secar naturalmente. Posteriormente, deve-se realizar a dupla montagem, colando-o em triângulo (Figuras 17C, D e 18B, C) com cola branca (solúvel em água) ou esmalte (solúvel em acetona). Os adultos associados com suas exúvias devem ser armazenados juntos em microtubo com glicerina e fixada no alfinete abaixo do adulto montado (Figuras 17A, 18B, C).

### Tabanidae (Diptera)

Adultos fixados em álcool etílico 80% podem ser retirados do álcool e alfinetados (no lado direito do mesotórax) (Figuras 17A, B) e colocados para secar em estufa a 40 °C. Os adultos coletados devem ser alfinetados logo em seguida a sua coleta ou armazenados em freezer -20 °C até a montagem.

### Culicidae (Diptera)

Devem ser coletados e mortos em frascos letais (Figura 21A) contendo, por exemplo, acetato de etila, carbonato de amônia ou um piretróide como permitrina 5%. A montagem deve ser realizada em triângulo, sendo, o exemplar, colado pela lateral e as pernas voltadas para dentro do triângulo (Figura 17E) ou podem ser usados microalfinetes. Não devem ser conservados em meio líquido, pois perdem as escamas que são importantes para a identificação das espécies.




**Figuras 17.** Diptera adultos montados em alfinete. A, B. Tabanidae. C, D. Simuliidae. E. Culicidae.

### Ephemeroptera, Plecoptera, micro-hymenoptera e Diptera (Chironomidae, Ceratopogonidae, Chaoboridae)

Devem ser fixados sempre em álcool etílico 80%, exceto se destinados a estudos moleculares, neste caso, sendo fixados em álcool etílico PA. Indivíduos pequenos devem ser montados entre lâmina e lamínula.

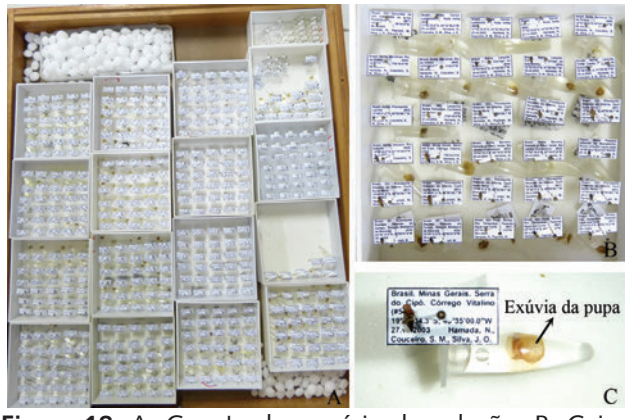


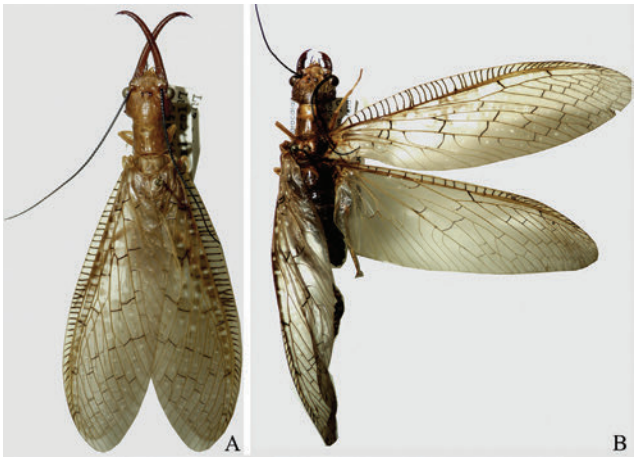

**Figura 18.** A. Gaveta de armário de coleção. B. Caixa com adultos de Simuliidae (Diptera). C. Adulto montado em triângulo de papel e etiquetado.

### Odonata

Os indivíduos fixados em via úmida ou secos devem ser imersos em acetona P.A. (100%) por um período de 24 a 72 horas para a preservação da coloração e conservação dos exemplares (Lencioni 2006). Após esse período, colocá-los sobre papel toalha para secar e depois transferi-los para envelopes plásticos contendo papel cartão com a identificação e guardá-los em caixas organizadoras (Neiss 2012). Para a preservação de exemplares maiores (*e.g.*, Aeshnidae) deve-se injetar acetona no abdômen, entre os segmentos, utilizando uma seringa (Neiss 2012).

### Trichoptera, Neuroptera e Megaloptera

São insetos que podem ser preservados tanto em via úmida (Figura 20) como em via seca (Figuras 19A, C). Megaloptera pode ser montado em alfinete entomológico com um par de asas aberto e outro fechado, de forma a permitir a observação das veias alares e não ocupar muito espaço nas coleções (Figura 19B). Trichoptera deve ser alfinetado no mesotórax (à direita), porém, exemplares pequenos devem ser montados em microalfinetes (Figura 21B).




**Figuras 19.** Adultos de Megaloptera. A. Montagem com asas fechadas. B. Montagem com um par de asas aberto.

Os insetos montados e conservados em via seca têm a vantagem de manter o padrão de coloração das asas, o que é importante para a identificação de algumas espécies (*e.g.*, Trichoptera) (Figuras 21B). Os insetos preservados em álcool são mais fáceis de manusear, porém, coleções em álcool exigem maior atenção para a manutenção.



**Figura 20.** Insetos adultos fixados em álcool.




**Figura 21.** A. Frasco letal. B. Trichoptera montados com microalfinetes.

### Lepidoptera

Devem ser coletados e transferidos para um frasco letal e montados em até 24 horas ou mantidos em freezer -20 ºC, onde podem permanecer por longo tempo até que possam ser montadas. Os indivíduos dessa ordem devem ser alfinetados no centro do mesotórax, entre a base das asas anteriores. As asas devem ser estendidas com auxílio de um esticador (em geral de madeira), mas podem ser construídos em isopor ou E.V.A.

## Preparação em lâminas

Para a preparação em lâminas permanentes ou semipermanentes é necessário macerar o inseto ou parte dele (*e.g.*, genitália, tórax e abdômen). Nesse processo, a musculatura será dissolvida resultando na clarificação, permitindo a observação sob microscopia óptica.

Há diferentes métodos para clarificar os espécimes ou as estruturas selecionadas antes

da montagem em lâmina e lamínula. Abaixo apresentamos três técnicas:

a) ácido lático 85%: aquecer o inseto ou a estrutura desejada no ácido lático em cadinho de porcelana em placa de aquecimento por um período de 1 a 2 horas (sempre acompanhando o processo para que o meio não evapore totalmente). O tempo de aquecimento para obter o espécime ou estrutura clarificada irá depender do seu tamanho e grau de esclerosamento Após retirar o espécime ou estrutura do ácido lático, lavar em água e, transferir para uma série alcoólica (álcool etílico 70%, 80%, 90% e absoluto), passando por 15 a 20 minutos em cada concentração de álcool para desidratar o espécime ou estrutura clarificada.

b) Solução de hidróxido de potássio (KOH) 10% (ou 5%) aquecido: aquecer o inseto ou a estrutura desejada em KOH em placa de aquecimento por um período de 1 a 2 horas (sempre acompanhando o processo para que a estrutura não fique muito transparente). O tempo de aquecimento para obter o espécime ou estrutura clarificada irá depender do seu tamanho e grau de esclerosamento. Após retirar o espécime ou estrutra do KOH, lavar em água, neutralizar por 15 minutos em ácido acético a 10% ou 15%, lavar em água novamente e transferir para uma série alcoólica (álcool etílico 70%, 80%, 90% e absoluto) por 15 a 20 minutos em cada concentração de álcool para desidratar o espécime ou estrutura.

c) Solução de KOH 10% a frio: manter o espécime ou a estrutura desejada imersos em KOH por cerca de 12 a 24 horas (importante acompanhar o processo para que a estrutura não fique muito transparente). O tempo para obter o espécime ou estrutura clarificada irá depender do seu tamanho e grau de esclerosamento. Após esse passo, o mesmo procedimento de lavagem usado para a solução de KOH 10% aquecido deve ser seguido.

Após a maceração com a consequente clarificação do espécime ou estrutura, às vezes, é necessário, retirar a musculatura que não foi dissolvida, com o auxílio de microestiletes.

### Lâmina permanente

Os meios de montagem mais utilizados nesse tipo de preparação é o Euparal® ou Bálsamo do Canadá. O Euparal é solúvel no álcool, dessa forma, o espécime pode ser transferido diretamente para o Euparal após a desidratação. Para a montagem no Bálsamo do Canadá, é necessário que a estrutura, depois de desidratada, passe por Creosoto ou Eugenol antes da montagem da lâmina. As lâminas, depois de preparadas, devem ir para estufa a 50 °C para secagem.

### Lâmina semipermante

O meio mais utilizado para esse tipo de preparação é o Hoyer (solução de hidrato de cloral, água destilada, glicerina e goma arábica). Larvas de Chironomidae, geralmente, são montadas dessa forma (Trivinho-Strixino e Strixino 1995). Asas de Ephemeroptera podem ser montadas a seco entre lâmina e lamínula e vedada com fita adesiva ou esmalte incolor.

### Lâmina temporária

Para o exame da genitália pode-se colocá-la em lâmina escavada com glicerina ou glicerina 50% e álcool gel 50%, cobrir com lamínula e observá-la em microscópio óptico. Posteriormente, a genitália é armazenada em microtubo com glicerina e mantida com o restante do espécime (no mesmo alfinete ou no mesmo pote para os casos preservados em via úmida).

## Etiquetagem

Todos os insetos coletados devem receber uma etiqueta permanente após a triagem e devem conter os seguintes elementos: PAÍS (em letra maiúscula), Estado (por extenso ou sigla), Município (por extenso), número da amostra ou código (opcional); localidade da coleta; nome do corpo ou curso d'água; coordenadas geográficas (quando houver); altitude (opcional); data (mês em algarismo romano minúsculo); ano completo; nome(s) do(s) coletor(es) seguidos de col. ou *leg.* (do latim *legit* = colecionou); tipo de coleta (*e.g.*, coleta manual, armadilha, isca) (Figura 22A). Quando o organismo for identificado uma etiqueta auxiliar deve ser adicionada ao espécime contendo o nome da espécie; autor e data da descrição original; o nome de quem identificou seguido da abreviatura *det.* e data da identificação (Figura 22B).

Para os insetos preservados em via seca, recomenda-se que as etiquetas tenham dois centímetros de comprimento e um centímetro de largura. Uma etiqueta pode ser adicionada abaixo da primeira, mantendo um espaço entre elas de forma que permita que todas as etiquetas sejam

lidas sem a necessidade de retirá-las do alfinete. A etiqueta pode ser impressa a laser, usando papel 40 kg, fonte Arial e tamanho 3,5 ou 4. A etiqueta dos insetos preservados em via úmida pode ser um pouco maior, confeccionada em papel vegetal e escrita com caneta nanquim (observe que o papel seja de boa qualidade e não dissolva no líquido e que a tinta da caneta não desapareça). Para os insetos preservados em lâminas a etiqueta de procedência deve ser colocada do lado esquerdo e a de identificação do lado direito, sendo a etiqueta adesiva a mais indicada.

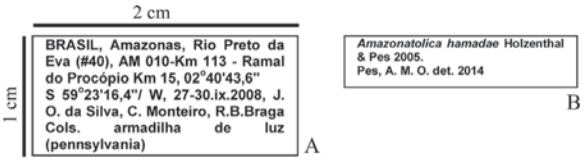



**Figura 22.** A. Etiqueta de procedência. B. Etiqueta de identificação da espécie.

As técnicas de coleta, montagem, etiquetagem e preservação descritas neste capítulo foram extraídas da experiência do nosso grupo de pesquisadores de insetos aquáticos e em literatura como, por exemplo, Borror *et al.* (1992), Williams e Felmate (1992), Brandimarte *et al.* (2004), Merritt *et al.* (2008), Almeida *et al.* (2012).

## Criação em condição de laboratório para obtenção do adulto

Pouco se conhece sobre os imaturos de insetos aquáticos e, por isso, a taxonomia desse grupo é, principalmente, baseada no estágio adulto e, geralmente, nos machos. Larvas, pupas ou ninfas podem ser criadas em condição de laboratório ou mesmo em campo para realizar a associação entre os imaturos e adultos.

Alguns cuidados devem ser observados na criação em laboratório como, por exemplo, o ambiente deve ser limpo e relativamente seco, as caixas devem ter o fundo coberto com areia ou cascalho (Figura 24C) e estas mantidas em temperatura entre 24 e 25 °C e com desumidificador para auxiliar no controle de fungos.

A água a ser usada deve estar livre de cloro e outros produtos químicos, porém, caso não seja possível obter água não tratada é necessário utilizar água do próprio igarapé. Em alguns casos, fungicidas e bactericidas (para aquário de peixes) podem ser empregados em concentração muito baixa (duas gotas para cada cinco litros de água). Colocar plantas aquáticas como pteridófitas (Figura 24B) ou briófitas (Ferreira e Rafael 2006) auxilia na manutenção das larvas em laboratório por um período maior.

### Ephemeroptera

Os adultos são obtidos facilmente por um método desenvolvido por Edmunds *et al.* (1976) através da criação de ninfas maduras, caracterizadas por possuírem tecas alares bem desenvolvidas e escuras (Figuras 23A, B). A ninfa é colocada em copo descartável com o fundo telado, contendo vegetação para servir de substrato e coberto por uma tela fina (filó) (Figura 23C). Este copo é colocado em um flutuador (pode ser uma placa de isopor ou E.V.A.) amarrado na água do igarapé, preferencialmente em local sombreado. A criação deve ser acompanhada periodicamente e a subimago deve ser individualizada em frascos secos logo após a emergência (Figura 23D), evitando tocar nas asas, para não inviabilizar a emergência do adulto. As exúvias da ninfa e da subimago devem ser fixadas em álcool etílico 80% juntamente com a imago.

Boldrini e Cruz (2013) mostraram que ao colocar os copos com tela dentro de outro frasco com água, as ninfas foram transportadas para outros locais, reduzindo a taxa de mortalidade.

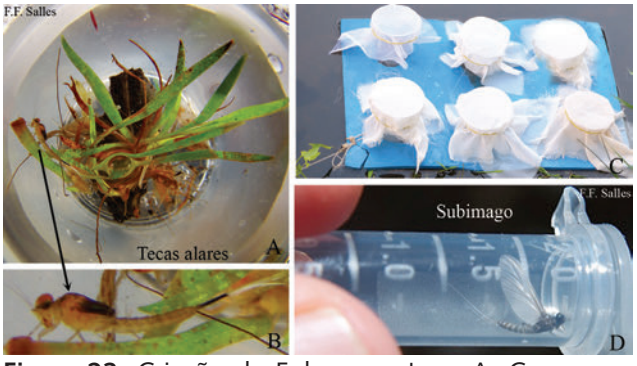



**Figura 23.** Criação de Ephemeroptera. A. Copo com substrato e ninfa. B. Ninfa madura. C. Flutuador com copos de criação. D. Microtubo com subimago.

### Trichoptera

Espécies que vivem em ambientes lênticos são facilmente criadas em laboratório, porém, aquelas que preferem águas com maior correnteza, geralmente não sobrevivem por muito tempo

fora do ambiente natural, mesmo em aquário com aeração. Após a coleta, os indivíduos devem ser colocados em frascos pequenos contendo folhas e plantas aquáticas oriundas do ambiente de origem e com pouca água. Os frascos devem ser transportados em caixas de isopor sempre abrigados do calor extremo e, em locais muito quentes, os frascos podem ser colocados em caixas térmicas com gelo, porém, sem contato direto (o ideal são garrafas *pets* com água congelada).

Para a criação é importante alimentar as larvas, portanto, é necessário conhecer seu hábito alimentar. Quando as larvas são coletadas em fragmentos pequenos de rochas (*e.g.*, larvas de Xiphocentronidae) o ideal é envolver as pedras em pano molhado e colocá-las em saco plástico para o transporte. Em laboratório, as pedras devem ser transferidas para caixas de isopor e recobertas por água (Figura 24A). Nesse caso, as larvas irão alimentar-se de perifíton presente na pedra, não sendo necessário alimentá-las.

As larvas de *Phylloicus* (Calamoceratidae) e *Triplectides* (Leptoceridae) são fragmentadoras de folhas e, portanto, folhas coletadas no local de origem das larvas devem ser colocadas na caixa de criação e, periodicamente, a água deve ser trocada e as folhas renovadas. Nesse caso, algumas larvas podem ser deixadas em um mesmo recipiente, sendo individualizadas somente quando empuparem. Larvas predadoras, como as de *Marilia* (Odontoceridae) (Figura 24B-D), devem ser alimentadas pelo menos três vezes por semana. O melhor alimento são larvas de Chironomidae vivas, porém, larvas de Culicidae, que são mais facilmente obtidas, podem ser mortas e oferecidas diretamente na boca da larva de Trichoptera com o auxílio de uma pinça (cerca de 4 a 5). O mesmo pode ser feito com Chironomidae e Oligochaeta liofilizados. Ao empupar, a larva geralmente se fixa à parede da caixa ou ao próprio substrato e, neste momento, é necessário cobrir a caixa com uma tela, fixada com elástico para impedir a fuga dos adultos.

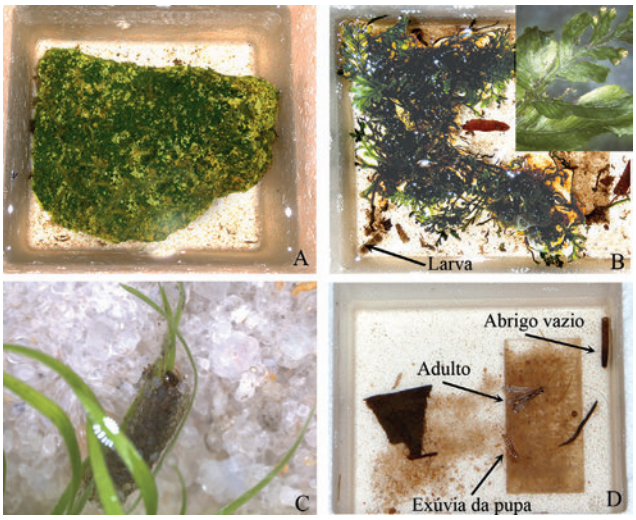



**Figura 24.** Criação de Trichoptera em laboratório. A. Caixa de isopor com pedra contendo larvas de Xiphocentronidae. B, C. Larva de *Marilia* na caixa de criação com planta aquática e areia. D. Adulto de *Marilia* após a emergência.

## Diptera (Chironomidae, Culicidae e Ceratopogonidae)

Os imaturos podem ser mantidos em frascos cobertos por tela fina, contendo um pequeno volume de água, substrato e fragmentos de folhas oriundas do próprio ambiente. Quando necessário, as larvas devem ser alimentadas até a pupação com ração em flocos para peixes macerada. Algumas larvas de Culicidae são predadoras e devem ser alimentadas com larvas de pequenos insetos, inclusive Culicidae. Larvas de Ceratopogonidae devem ser mantidas em água do próprio criadouro ou com água de chuva mantida por um período ao sol, para o desenvolvimento de algas, que servirão como alimento para as larvas (Ruth Ferreira-Keppler, inform. pessoal). Alguns grupos de Chironomidae são considerados tolerantes a temperaturas elevadas e, neste caso, a criação pode ser realizada em temperatura ambiente. Porém, alguns grupos, como *Stenochironomus*, necessitam de temperaturas mais amenas e, por isso, recomenda-se que sejam criados em laboratório com temperatura controlada (23-24 °C, na Amazônia). Estes últimos devem ser transportados do campo para o laboratório em recipientes com pouca água e, posteriormente, os indivíduos devem ser transferidos para caixas com capacidade para 20 litros contendo água suficiente para cobrir todo o substrato e com bombas aeradas para aquário (Trivinho-Strixino e Strixino 1998).

## Diptera (Tabanidae)

As larvas devem ser transportadas do campo para o laboratório em frascos contendo pouca água e grande quantidade de substrato, como folhas maceradas e raízes. É importante transportá-las individualmente, uma vez que são predadoras

e podem realizar canibalismo. A manutenção em laboratório pode ser realizada em potes de plástico com tampa e uma camada de musgo e podem ser alimentadas com larvas de Culicidae, Chironomidae e outros insetos aquáticos. Essas larvas devem ser alimentadas com 10 indivíduos a cada dois dias (Ferreira e Rafael 2006). O tempo de desenvolvimento larval é longo, podendo chegar a três anos.

## Diptera (Simuliidae)

Adultos dessa família podem ser obtidos a partir de adultos farados (quando o adulto dentro da exúvia da pupa encontra-se formado, próximo da emergência). Para isso, o casulo deve ser removido cuidadosamente do substrato e colocado em um microtubo com um retângulo de papel filtro (filtro de café). O filtro deve ser umedecido antes da pupa ser inserida no microtubo, e estes devem ser acondicionados em caixa térmica com gelo quando a temperatura estiver muito elevada. O adulto emerge, em geral, entre 12 e 24 horas, quando deve ser transferido para outro microtubo seco para posterior montagem em triângulo e alfinete ou fixado em álcool etílico 80%. O casulo e a exúvia da pupa devem ser fixados em álcool etílico 80% e armazenados juntos com o adulto emergido.

## Megaloptera

As larvas devem ser transportadas do campo para o laboratório em frascos contendo pouca água e muito substrato, como folhas fragmentadas e raízes. Devem ser transportadas individualmente, pois são predadoras e podem realizar canibalismo. O tempo de desenvolvimento larval é muito longo, chegando a dois ou três anos. Dessa forma, para maximizar a obtenção de adultos, restringe-se a manutenção de larvas no final do seu desenvolvimento. A fase mais indicada para a criação é quando as larvas possuem na região ventral do abdômen uma camada bem visível de gordura amarela (Carlos Azevedo inform. pessoal). Para a criação de larvas de Corydalidae (*Corydalus* e *Chloronia*) é necessário uma caixa organizadora de dois litros com cerca de 50% de areia do ambiente de origem da larva (a areia deve estar úmida, porém, não encharcada). Deve-se cavar um buraco na areia com cerca de 3 cm de profundidade onde a larva deve ser colocada e cobrir com uma pedra plana com cerca de 10 cm de comprimento. Essa cavidade servirá de abrigo para a larva e também como câmara para empupação. Larvas de Sialidae devem ser mantidas em caixas de isopor com água e folhas fragmentadas.

As larvas de Megaloptera alimentam-se apenas de presas vivas e, desse modo, as melhores opções de alimento são larvas de Chironomidae ou Oligochaeta aquático. Na ausência desse recurso, podem ser oferecidas larvas de Culicidae, utilizando uma pinça ou pipeta e alimentando-as diretamente com 10 a 15 larvas (Azevêdo 2003). Para a alimentação, as larvas devem ser retiradas da caixa e colocadas em uma bandeja com água e folhas. Este procedimento deve ser realizado uma vez por dia.

Larvas de Megaloptera fogem com facilidade e são pouco resistentes ao calor e, por isso, é importante manter a caixa da criação sempre fechada e em local com temperatura controlada, entre 24-26 °C.

## Odonata

São facilmente criadas em laboratório quando individualizadas em caixas de isopor com substrato (*e.g.*, ramo de planta aquática, musgos, pedras e folhas). Ninfas maiores, como as da família Aeshenidae e Libelullidae, devem ser colocadas em caixas de 2,5 litros e, as ninfas menores, podem ser colocadas em caixas de isopor pequenas (250 mL). Carvalho (2007) apresenta informações sobre o transporte de ninfas do campo para o laboratório e técnicas para observações.

Como são predadoras, podem ser alimentadas a cada dois dias com larvas de Culicidae, girinos, Oligochaeta aquáticos e larvas de Chironomidae. O número e tamanho das presas oferecidas irão depender do tamanho da libélula (ninfas grandes de Aeshenidae podem comer até cinco girinos pequenos, enquanto que uma ninfa de Perilestidae alimenta-se de cinco a oito larvas de Culicidae).

As caixas de criação devem ser limpas e a água trocada a cada dois ou três dias. Próximo da emergência, a ninfa para de se alimentar e sai da água escalando a parede da caixa e, nesta fase, é importante transferi-la para uma caixa maior, sem água e com ramos ou um galho seco, para que o adulto possa escalar e esticar as asas. Após a emergência, o adulto deve ser deixado por três ou quatro dias na caixa tampada, no escuro para fixar o padrão de coloração (Neiss 2012).

## Plecoptera

assim como em Ephemeroptera, a obtenção de adultos por meio de criação de ninfas de Plecoptera pode ser otimizada selecionando as ninfas que possuem a teca alar bem desenvolvida e escura. Estas podem ser criadas em copos coletores com musgos e pouca água (cerca de 1 cm), que deve ser trocada diariamente e as ninfas alimentadas a cada dois dias com larvas vivas de Chironomidae ou Culicidae (Jeferson O. Silva inform. pessoal).

## Hymenoptera (micro-himenópteros)

Como a maioria dos Hymenoptera é parasitóide de ovos de Hemiptera, Lepidoptera e principalmente de Odonata (Querino 2012), então, é possível obter os adultos a partir de posturas destes insetos coletadas em campo. Estas devem ser coletadas em seu próprio substrato (ver capítulo 4 do presente livro), mantidas em frascos coletores contendo água, cobertas com filme plástico e observada diariamente. Os adultos podem ser coletados com um pincel pequeno, molhado em álcool.

# Agradecimento

Gostaríamos de agradecer ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pelas bolsas concedidas aos autores.

# Referências Bibliográficas

Almeida, L.M. de; Ribeiro-Costa, C.S.; Marinoni, L. 2012. Coleta, montagem, preservação e métodos para estudo. In: Rafael, J. A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A.; Constantino, R. (Ed.). *Insetos do Brasil Diversidade e Taxonomia*. Holos Editora, Ribeirão Preto, p.175-190.

Azevêdo, C.A.S. 2003. *Taxonomia e bionomia de imaturos de Megaloptera (Insecta) na Amazônia Central, Brasi*l. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/ Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas. 159p.

Blahnik, R.J.; Holzenthal, R.W. 2004. Collection and curation of Trichoptera, with an emphasis on pinned material. *Nectopsyche, Neotropical Trichoptera Newsletter*, 1: 8-20.

Boldrini, R.; Cruz, P.V. 2013. Criação e transporte de ninfas de Ephemeroptera (Insecta) em campo. *EntomoBrasilis*, 6(2): 168-170.

Borror, D.J.; Triplehorn, C.A.; Johnson, N.F. 1992. *An Introduction to the study of Insects. 6ª ed. Saunders College Publishing, Fort Worth*, 875p.

Calor, A. R.; Mariano, R. 2012. UV light pan traps for collecting aquatic insects. *EntomoBrasilis*, 5 (2): 164-166.

Carvalho, A. Do L. 2007. Recomendações para a coleta, criação e colecionamento de larvas de Odonata. *Arquivos do Museu Nacional*, 65 (1): 3-15.

Brandimarte, A.L; Shimizu, G.Y.; Anaya, M; Kuhlmann, M.L. 2004. Amostragem de invertebrados bentônicos. In: Bicudo, C.E.M; Bicudo, D.C. (Ed.). *Amostragem em Limnologi*a. Rima, São Carlos, p. 213-230.

Campos, W.G.; Pereira, D.B.S.; Schoereder, J.H. 2000. Comparison of the efficiency of flight-interception trap models for sampling Hymenoptera and other insects. *Anais da Sociedade Entomologica do Brasil*, 29(3): 381-389.

Carvalho, E.M.; Uieda, V.S.; Motta, R.L. 2008. Colonization of rocky and leaf pack substrates by benthic macroinvertebrates in a stream in Southeast Brazil. *Bioikos*, 22: 37-44.

Couceiro, S.R.M.; Hamada, N., Luz, S.L.B.; Forsberg, B.R.; Pimentel, T.P. 2007. Deforestation and sewage effects on aquatic macroinvertebrates in urban streams in Manaus, Amazonas, Brazil. *Hydrobiologia*, 575: 271-284.

Cummins, K.W. 1962. An evaluation of some techniques for the collection and analysis of benthic samples with special emphasis on lotic waters. *The American Midland Naturalist*, 67: 477-504.

Edmunds Jr., G.F.; Jensen, S.L.; Berner, L. 1976. *The mayflies of North and Central America*. Universityof Minnesota Press, Minneapolis. 338p.

Elliott, J.M.; Drake, C.M. 1981. A comparative study of seven grabs used for sampling benthic macroinvertebrates in rivers. Freshwater Biology, 11: 99-120.

Ferreira, R.L.M.; Rafael, J.A. 2006. Criação de imaturos de mutuca (Tabanidae: Diptera) utilizando briófitas e areia como substrato. *Neotropical Entomology*, 35(1): 141-144.

Finnamore, A.; Alonso, A.; Santisteban, J.; Cordova, S.; Valencia, G.; De La Cruz, A.;

Polo, R. 2002. A framework for assessment and monitoring of arthropods in a lowland tropical forest. *Environmental Monitoring and Assessment*, 76: 43–53.

Frost, S. W. 1957. The Pennsylvania insect light trap. *Journal of Economic Entomology*, 50(3): 287-292.

Gonçalves, J.F.Jr.; Santos, A.M.; Esteves, F.A. 2004. The influence of the chemical composition of *Typha domingensis* and *Nymphaea ampla detritus* on invertebrate colonization during decomposition in a brazilian coastal lagoon. Hydrobiologia, 527: 125-137.

Kikuchi, R.M.; Fonseca-Gessner, A.A; Shimizu, G.Y. 2006. Suction sampler for collection of benthic macroinvertebrates in several continental aquatic environments: a comparative study with the Hess and Surber samplers. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 18: 29-37.

Lencioni, F.A.A. 2006. D*amselflies of Brazil - An Illustrated identification guide* - 2 -Coenagrionidae. All Print Editora, São Paulo, 419p.

Lozovei, A.L.; Silva, M.A.N. 1999. Análise comparativa entre métodos alternativo e convencional para amostras de mosquitos obtidos a partir de habitats fitotélmicos (Bromeliaceae) na Floresta Atlântica, Serra do Mar, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 16: 957-966.

Lutz, A. 1950. Mosquitos da Floresta e Malária Silvestre. *Revista Brasileira de Malariologia*, 2: 91-100.

Malaise, R. 1937. A new insect-trap. *Entomologisk Tidskrift*, *Stockholm*. 58: 148-160.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W.; Resh, V.H.; Batzer, D.P. 2008. Sampling aquatic insects: collections devices, statistical considerations and rearing procedure. In: Merritt, R. W.; Cummins, K.W.; Berg, M.B. (Ed.) *An Introduction to the aquatic insects of North America*. 4th ed. Kendall/ Hunt Publishing Company, Dubuque. p.15-37.

Mudroch, A.; MacKnight, S.D. 1991. Bottom sediment sampling. In: Mudroch, A.; MacKnight, S.D. (Ed.). *Handbook of techniques for aquatic ssediments sampling. CRC Press, Boca Raton*, Flórida. p.29-95.

Neiss, U.G. 2012. *Taxonomia de Odonata (Insecta), com ênfase na caracterização morfológica e biologia de larvas, na Amazônia Central, Brasil*. Tese de doutorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus, Amazonas. 331p.

Nessimian, J.L; De Lima, I.H.A.G. 1997. Colonização de três espécies de macrófitas por macroinvertebrados aquáticos em um brejo no litoral do estado do Rio de Janeiro. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 9: 149-163.

Oliveira, A.F.; Ferreira, R.L.M.; Rafael. J A. 2007. Sazonalidade e Atividade Diurna de Tabanidae (Diptera: Insecta) de Dossel na Reserva Florestal Adolpho Ducke, Manaus, AM. *Neotropical Entomology*, 36(5): 790-797.

Querino, R.B. 2012. Ordem Hymenoptera. In: Hamada, N.; Ferreira-Keppler, R.L. (Orgs.). *Guia ilustrado de insetos aquáticos e semiaquáticos da Reserva Florestal Ducke*. Editora da Universidade Federal do Amazonas – EDUA, Manaus, Amazonas, p.97-103.

Rafael, J.A.; Gorayeb, I. de S. 1982. Tabanidae (Diptera) da Amazônia I - Uma nova armadilha suspensa e primeiros registros de mutucas de copas de árvores. *Acta amazonica*, 12: 232-236.

Ribeiro, L.O.; Uieda, V.S. 2005. Estrutura da comunidade de macroinvertebrados bentônicos de um riacho de serra em Itatinga, São Paulo, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 22: 613-618.

Sabrosky, C.W. 1966. Mounting insects from alcohol. *Bulletin of the Entomological Society of America*, 12: 349.

Shannon, R. C. 1939. Methods for collecting and feeding mosquitos in jungle yellow fever studies. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 19:131-140.

Shin, I.K.; Yi, H.B.; Bael, Y.J. 2011. Colonization and community changes in benthic macroinvertebrates in Cheonggye Stream, a restored downtown stream in Seoul, Korea. *Journal of Ecology and Field Biology*, 34: 175-191.

Silveira Neto, S.; Silveira, A.C. 1969. Armadilha luminosa modelo "Luiz de Queiroz". *O Solo*, 61(2): 19-21.

Silveira, L.S.; Martins, R.T.; Silveira, G.A.; Grazul, R.M.; Lobo, D.P.; Alves, R.G. 2013. Colonization by Chironomidae larvae in leaf breakdown of the water hyacinth, Eichhornia azurea in a lentic

system in southeastern Brazil. *Journal of Insect Science*, 13: 1-13.

Sonoda, K.C. 2010. Estrutura da comunidade de insetos do córrego Nova Vida, ecótone entre Floresta Amazônica e Cerrado. *Revista de Ciências Ambientais*, 4: 37-46.

Sudia, W.D. & Chamberlain, R.W. 1962. Battery-operated light trap, an improved model. *Mosquito News*, 22: 126-9.

Taniwaki, R.H.; Smith, W.S. 2011. Utilização de macroinvertebrados bentônicos no biomonitoramento de atividades antrópicas na bacia de drenagem do Reservatório de Itupararanga, Votorantim - SP, Brasil. *Journal of the Health Sciences Institute*, 29: 7-10.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 1995. *Larvas de Chironomidae (Diptera) do estado de São Paulo: Guia de identificação e diagnose dos gêneros*. Programa de Pós- Graduação em Ecologia e Recursos Naturais/ Universidade Federal de São Carlos, São Paulo, 229p.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 1998. (Chironomidae, Diptera) associados a troncos de árvores submersos. *Revista Brasileira de Entomologia*, 41: 173-178.

Williams, D.D.; Felmate, B.W. 1992. *Aquatic Insects*. C.A.B. Inst. Wallingford, 358p.

11

# Hexápodes Aquáticos

Nelson Ferreira-Júnior[1], Frederico Falcão Salles[2], Neusa Hamada[3]

Com cerca de 1.000.000 de espécies recentes descritas, os Hexapoda figuram como o grupo de seres vivo mais diversificado (Grimaldi e Engel 2005). Essa grande diversidade se reflete também em relação aos animais dulçaquícolas, onde os hexápodes aquáticos e semiaquáticos também representam o grupo mais diverso, com mais de 60.000 espécies em todo o mundo. Somente entre os hexápodes da ordem Insecta é que encontramos táxons considerados verdadeiramente aquáticos, os quais, segundo Corbet (1983), habitam ambientes dulçaquícolas ou marinhos em, pelo menos, um de seus estágios de desenvolvimento. Esses insetos aquáticos pertencem às ordens Coleoptera, Diptera, Ephemeroptera, Hemiptera, Lepidoptera, Megaloptera, Neuroptera, Odonata, Plecoptera e Trichoptera. Espécies da classe Collembola e da classe Insecta, tais como Blattodea, Caelifera e Ensifera, além de Hymenoptera parasitóides, também estão relacionadas a corpos d'água, sendo, contudo, comumente consideradas semiaquáticas. A seguir, apresentamos uma chave para identificação de hexápodes aquáticos, em diferentes fases de desenvolvimento, exceto para a fase embrionária.

[1] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, UFRJ. Caixa Postal 68044, Rio de Janeiro, RJ, 21941-971, Brasil.

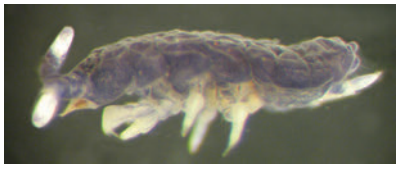
[2] Laboratório de Sistemática e Ecologia de Insetos, Departamento de Ciências Agrárias e Biológicas, Universidade Federal do Espírito Santo, CEP 29.933-415 São Mateus, ES, Brasil.

[3] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

## Chave para identificar classe e ordem de Hexapoda aquático

(adaptada de Hamada e Ferreira-Keppler 2012)

1. Artrópode com seis segmentos abdominais; colóforo e, eventualmente, fúrcula presentes .. .....Classe Collembola

1'. Artrópode com mais de seis segmentos abdominais visíveis; se com seis segmentos, nunca com colóforo ou fúrcula .....Classe Insecta ..... 2




2. Ápodes ou com falsas pernas (não articuladas) torácicas e/ou abdominais ..... 3




2'. Com três pares de pernas torácicas articuladas ..... 5



3. Cápsula cefálica não diferenciada ..... ..... Diptera (em parte)



3'. Cápsula cefálica desenvolvida (podendo estar retraída) ..... 4



4. Com falsas pernas torácicas e/ou abdominais e/ou com brânquia, sifão respiratório ou outras estruturas complexas no final do corpo ..... Diptera (em parte)





4’. Sem falsas pernas; final do corpo simples, sem brânquias, sifão respiratório ou estruturas complexas ..... Coleoptera (em parte)



5. Ápteros ..... 6



5’. Com tecas alares, braquípteros ou com asas desenvolvidas ..... 12



6. Peças bucais do tipo picador-sugador, em forma de bico ou cone ..... Hemiptera



6’. Peças bucais de outro tipo, nunca em forma de bico ou cone ..... 7



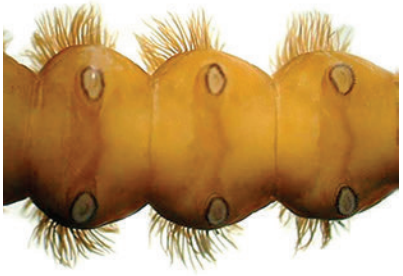
7. Peças bucais delgadas, formando um longo estilete projetado anteriormente ..... Neuroptera



7’. Peças bucais robustas, nunca formando estilete ..... 8



8. Falsas pernas presentes na superfície ventral do abdômen portando uma série de ganchos ..... ..... Lepidoptera



8’. Falsas pernas, se presentes, restritas à extremidade posterior do abdômen ..... 9



9. Extremidade do abdômen portando um par de falsas pernas com apenas uma garra em cada ..... ..... Trichoptera



9'. Extremidade do abdômen de diversas formas, se com falsas pernas, com mais de uma garra em cada ..... 10

10. Abdômen sem filamentos laterais ..... ..... Coleoptera (em parte)



10'. Abdômen com filamentos laterais ..... 11



11. Abdômen terminando em um longo filamento desprovido de garras ou em um par de falsas pernas com duas garras em cada ..... Megaloptera



11'. Abdômen sem filamento terminal único ou com apenas uma falsa perna portando dois pares de garras ..... Coleoptera (em parte)

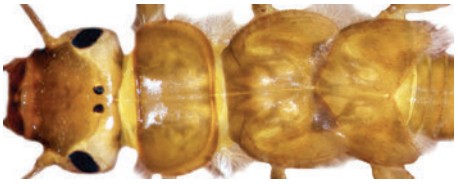


12. Com um par de tecas alares ou primeiro par de asas desenvolvido e segundo reduzido ..... 13





12'. Com dois pares de tecas alares ou dois pares de asas ..... 14





13. Segundo par de asas ausente; com dois ou três longos filamentos no final do corpo ..... ..... Ephemeroptera (em parter)



13'. Segundo par de asas transformado em balancim; final do corpo sem filamentos terminais ..... Diptera



14. Pernas torácicas fusionadas ao corpo ..... ..... Lepidoptera



14'. Pernas torácicas livres, não fusionadas ao corpo ..... 15





15. Lábio modificado, formando uma máscara raptorial ..... Odonata



15'. Lábio não modificado, não formando uma máscara raptorial ..... 16





16. Brânquias abdominais e/ou torácicas presentes .... ..... 17



16'. Brânquias abdominais e/ou torácicas ausentes .... ..... 18



17. Garras tarsais simples; brânquias presentes na maioria dos segmentos abdominais; dois ou três filamentos terminais presentes (o segmento mediano pode estar reduzido ou ausente) ..... Ephemeroptera



17’. Garras tarsais duplas; com brânquias no tórax; com ou sem brânquias no último segmento abdominal; dois filamentos terminais presentes ..... Plecoptera



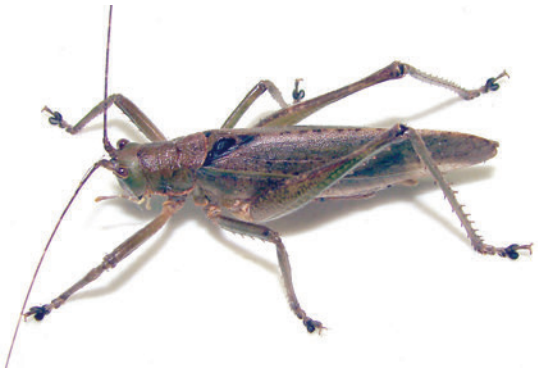
18. Aparelho bucal picador-sugador, em forma de bico ou cone ..... Hemiptera



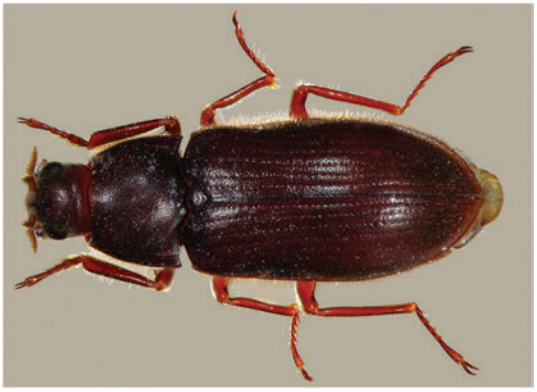
18’. Aparelho bucal de outro tipo, nunca em forma de bico ou cone ..... 19



19. Pernas posteriores alongadas, saltatoriais ..... 20



19’. Pernas posteriores de outra forma, não saltatoriais ..... 21



20. Antenas menores do que a metade do comprimento do corpo, tímpano no primeiro segmento abdominal ..... Caelifera



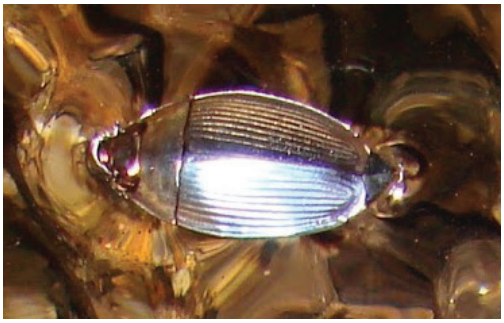
20’. Antenas maiores do que o comprimento do corpo, tímpano na tíbia da perna anterior ..... Ensifera



21. Asas anteriores membranosas ..... 22



21'. Asas anteriores do tipo élitro ou pergaminhoso, ou com tecas alares ..... 29



22. Asas inteiramente cobertas por escamas ou cerdas ..... 23





22'. Asas glabras ou apenas com cerdas marginais .... ..... 24



23. Aparelho bucal modificado em espirotromba ..... Lepidoptera



23'. Peças bucais atrofiadas ou com haustelo ..... Trichoptera





24. Com dois ou três filamentos longos e multiarticulados no final do corpo ..... 25



24’. Sem filamentos no final do corpo ou com processos terminais curtos ..... 26



25. Asas dobradas sobre o corpo; posteriores tão ou mais desenvolvidas do que as anteriores .... ..... Plecoptera



25’. Asas não dobradas sobre o corpo; posteriores menos desenvolvidas do que as anteriores ..... ..... Ephemeroptera (em parte)



26. Asas providas de poucas veias; as posteriores menos desenvolvidas do que as anteriores ..... Hymenoptera



26'. Asas providas de muitas veias; as posteriores mais desenvolvidas do que as anteriores ..... 27



27. Antenas cetáceas; asas não dobradas sobre o corpo ..... Odonata



27’. Antenas longas; asas dobradas sobre o corpo ..... 28



28. Asas posteriores mais largas do que as anteriores na base ..... Megaloptera



28’. Asas posteriores tão largas quanto as anteriores na base ..... Neuroptera



29. Asas anteriores rígidas, do tipo élitro ..... ..... Coleoptera



29'. Asas anteriores do tipo pergaminhoso ou com tecas alares ..... 30



30. Corpo achatado dorso-ventralmente; pronoto expandido anteriormente, cobrindo a cabeça total ou parcialmente, em vista dorsal; com dois pares de tecas alares ou de asas, nesse caso, primeiro par pergaminhoso ..... Blattodea

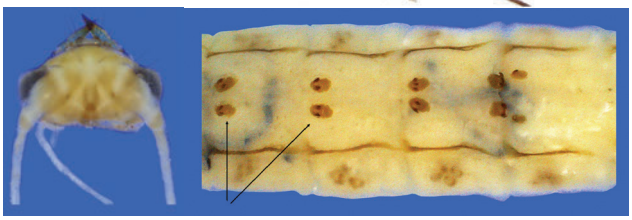


30'. Corpo relativamente cilíndrico, não achatado dorso-ventralmente; pronoto cilíndrico, não expandido; com dois pares de tecas alares ..... 31



31. Antenas longas, com pelo menos metade do comprimento do corpo; mandíbulas cruzadas; abdômen com um par de placas tergais espinhosas nos segmentos III a VI e com um par de projeções na região terminal ..... Trichoptera





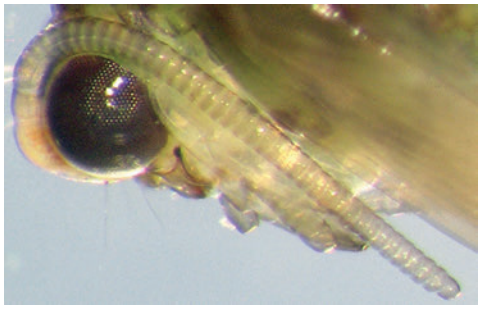
31'. Antenas, geralmente, menores do que a metade do comprimento do corpo; mandíbulas robustas e não cruzadas; abdômen sem pares de placas tergais espinhosas e com ou sem projeções na região terminal ..... 32



32. Antenas com onze artículos ou menos .... ..... Coleoptera



32’. Antenas com mais de doze artículos ..... 33



33. Comprimento do corpo com mais de 12 mm ..... Megaloptera



33’. Comprimento do corpo com menos de 10 mm ..... Neuroptera



## Referências Bibliográficas


Corbet, P.S. 1983. *A biology of dragonflies.* Classey Publ., Faringdon, xvi + 247 p.

Grimaldi, D.; Engel, M.S. 2005. *Evolution of the insects*. Cambridge University Press, Cambridge, xv + 775 p.

Hamada, N.; Ferreira-Keppler, R.L. (orgs.). 2012. *Guia ilustrado de insetos aquáticos e semi-aquáticos da Reserva Florestal Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil.* EDUA, Manaus, AM, Brasil. 191pp.

12

# Classe Collembola

(*colla* = cola; *embolon* = êmbolo)

Maria Cleide de Mendonça[1], Eduardo Assis Abrantes[1, 2], Gabriel Costa Queiroz[3]

**Diagnose.** Hexapoda primitivo, ametábolo e sem asas. Corpo fusiforme, achatado dorso-ventralmente ou globuloso. Coloração variável formada por duas ou mais cores, geralmente, cinza-azulado ou desprovido de pigmento. Cutícula hidrofóbica, granulosa ou lisa, revestida por fâneros com tamanhos e formas variadas, representados por cerdas, escamas, espinhos, sensilas e/ou tricobrótrias. Comprimento do corpo geralmente variando entre 0,5-2,0mm. Dioicos e com fecundação externa, geralmente sem dimorfismo sexual, e com grande número de espécies partenogenéticas. Desenvolvimento direto, adultos também realizam muda. Antenas com quatro segmentos, podendo ocorrer subsegmentação secundária. Peças bucais inseridas na cápsula cefálica (entognatia), compostas por maxilas e mandíbulas, esta última sendo ausente em algumas espécies. Olhos simples, dispostos em uma mancha ocular, variando desde um número máximo de oito, de cada lado da cabeça, até a total ausência. Tórax com três pares de pernas ambulatoriais, geralmente bem desenvolvidas; protergito subigual aos demais e portando cerdas ou reduzido e sem cerdas; segmentos torácicos podem estar fusionados aos segmentos abdominais formando um corpo com aspecto globular. Segmentos abdominais portando apêndices modificados na face ventral, estruturas características do grupo: tubo ventral (segmento abdominal I); tenáculo (segmento abdominal III) e furca (segmento abdominal IV), estas duas últimas estruturas podem estar reduzidas ou ausentes.

## Anatomia Externa (Figuras 1 e 2)

**Cabeça**. A maioria das espécies tem cabeça prognata, porém, há espécies hipognatas. Antenas primitivamente com quatro segmentos, aumentando gradativamente de tamanho do primeiro ao último, em alguns casos, o segmento antenal IV pode ser menor do que o III; subdivisões podem ser encontradas no primeiro e/ou no segundo segmento, resultando em um total de cinco ou seis segmentos; o segmento antenal IV pode apresentar anelações ou subsegmentações (5 a > 20 subdivisões); modificações de caráter sexual, com função preensora, podem ocorrer no segmentos antenais II e III; também pode ocorrer a fusão dos segmentos antenais III e IV. O quarto segmento antenal pode apresentar uma papila apical e pequenos tubos sensitivos, variados na forma e no tamanho; no terceiro segmento antenal encontra-se sempre um órgão sensorial composto por duas microsensilas que podem estar livres ou alojadas em uma dobra do tegumento e protegidas por sensilas de guarda. O Órgão Pós-Antenal (OPA), presente em grande número de espécies, formado por uma ou mais vesículas e com provável função olfativa e/ou higrorreceptora, situa-se entre os olhos e a base da antena em cada lado da cabeça. Olhos simples, dispostos em

[1] Departamento de Entomologia, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Quinta da Boa Vista s/n, São Cristóvão, CEP 20940-040 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

[2] Laboratório de Lepidoptera, Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, Avenida Nazaré 481, Ipiranga, CEP 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.

[3] Programa de Pós-Graduação em Zoologia do Museu Nacional, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Quinta da Boa Vista s/n, São Cristóvão, CEP 20940-040 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

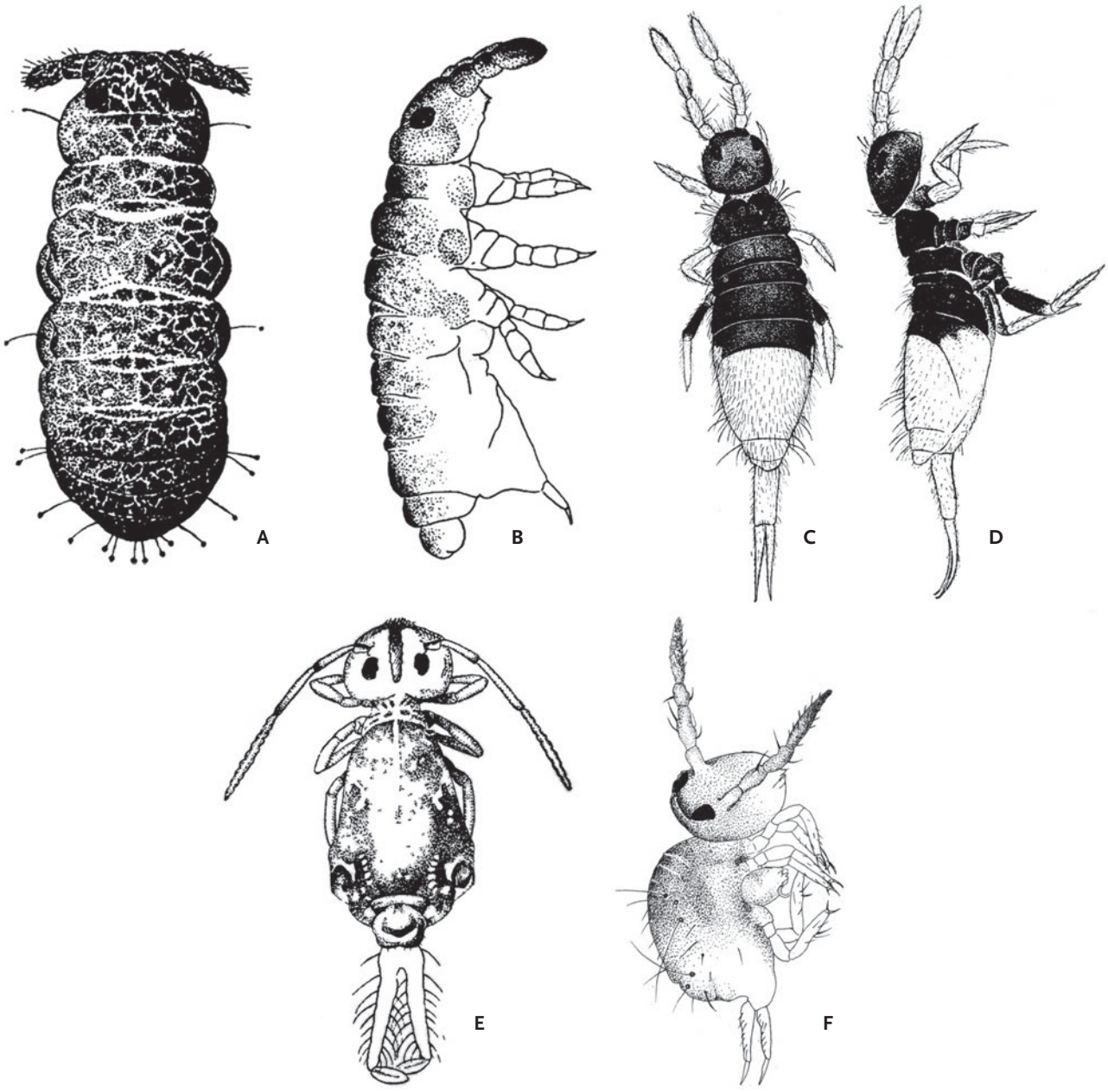



**Figura 1.** Hábito de Collembola. Poduromorpha: A. vista dorsal; B. vista lateral. Entomobryomorpha: C. vista dorsal; D. vista lateral. Symphypleona: E. vista dorsal; F. vista lateral. Fontes das figuras: A, B, C, D- Arlé (1959); E- Arlé (1961); F- Arlé (1984).

uma mancha escura (mancha ocular), variando desde um número máximo de oito, de cada lado da cabeça, diminuindo progressivamente até o total desaparecimento. Peças bucais inseridas na cápsula cefálica, formadas por um par de maxilas e um par de mandíbulas (este último pode estar ausente); ambas as estruturas podem variar em sua forma e função. A maxila pode ser composta de lamelas franjadas ou denteadas ou ser reduzida a um estilete; a mandíbula originalmente inclui dentes apicais e uma placa molar, que pode ser secundariamente ausente.

**Tórax**. Dividido em três segmentos providos de cerdas e com um par de pernas, respectivamente. Geralmente o protórax é o menor dos três e, em alguns casos, pode estar reduzido, sem cerdas e coberto pelo mesotórax. As pernas são constituídas de sete segmentos: epicoxa, subcoxa, coxa, trocânter, fêmur, tibiotarso e pré-tarso, onde se inserem a unha e o apêndice empodial. A região distal do tibiotarso pode portar uma ou mais cerdas sensoriais, chamadas rastreadoras, que podem ter a extremidade afilada, espatulada, capitada etc.

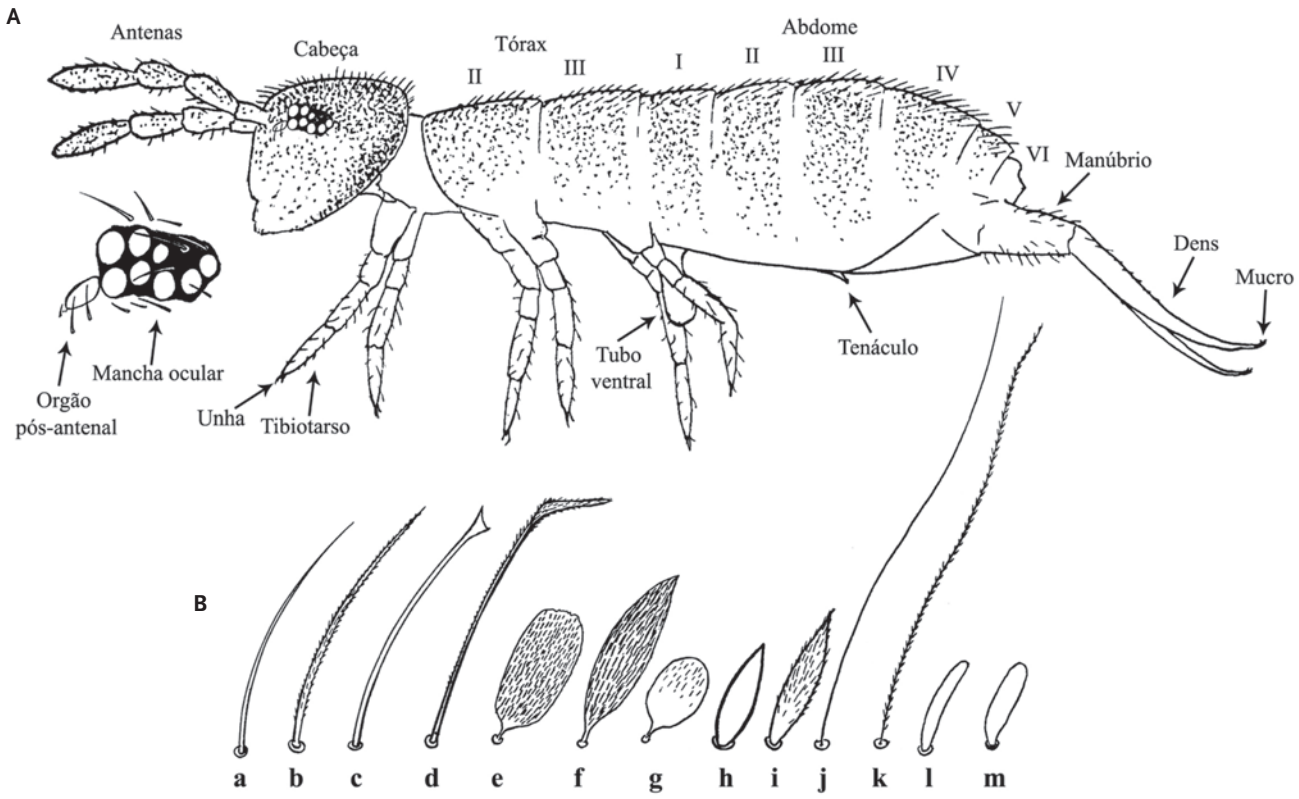



**Figura 2.** Collembola. A. hábito lateral, morfologia externa, com detalhe da mancha ocular e órgão pós-antenal. B. Tipos de fâneros presentes no corpo: a-d. cerdas; e-g. escamas; h-i. espinhos; j-k. tricobótrias; l-m. sensilas. Fonte da figura: Mendonça (1981).

**Abdômen**. De modo geral composto de seis segmentos isomórficos, distintamente separados e fusiformes. Em alguns casos podem ser alargados e irregulares, formando paratergitos, ou ainda fusionarem-se entre si e ao tórax, originando corpo com aspecto globuloso. Em um grande grupo de espécies o quarto segmento abdominal apresenta-se maior do que os demais. No esternito do primeiro segmento abdominal encontra-se o tubo ventral, ou colóforo, órgão típico e exclusivo dos colêmbolos; é originado de um par de apêndices retráteis que se estendem para fixação ao substrato e/ou trocas iônicas e apresenta tamanho e formas variáveis. O tenáculo, presente no terceiro esternito abdominal, é provido de um par de ganchos, com tamanho e número variável de dentes, cuja função é a sustentação da furca. No quarto esternito abdominal encontra-se a furca, que representa o terceiro apêndice modificado, com função propulsora que auxilia na fuga. Este órgão está presente na maioria das espécies e é composta de apêndices pares fundidos na porção basal, que é o manúbrio, de onde se estendem os *dentes*, um par de estruturas alongadas e separadas, sendo que na extremidade de cada *dens* se articulam estruturas chamadas mucro, que se apresentam sob diversas formas e tamanhos. Em algumas espécies com hábitos aquáticos o mucro pode exibir expansões lamelares, de forma espatulada, associada às suas atividades na superfície da água. A furca pode variar de tamanho, desde cerca de metade do tamanho do corpo, diminuindo progressivamente até seu completo desaparecimento. No quinto esternito encontra-se a placa genital, cuja abertura, em relação ao eixo do corpo, é longitudinal nos machos e transversal nas fêmeas. No sexto e último segmento encontram-se o orifício e as valvas e anais; dorsalmente este segmento pode apresentar espinhos anais de forma e número variados.

Neste capítulo foi adotada a classificação de Deharveng (2004), na qual a Classe Collembola divide-se em quatro Ordens: Poduromorpha (11 famílias), Entomobryomorpha (9 famílias), Symphypleona (9 famílias) e Neelipleona (1 família). No tocante à morfologia externa a bibliografia consultada teve como base Hopkin (1997) e Zeppelini e Bellini (2004). Há, no mundo, mais de 8.000 espécies descritas de Collembola (Bellinger *et al.* 1996–2011; Janssens e Christiansen 2011). O número de espécies de Collembola que ocorrem no Brasil e, mais especificamente, nos estados da Região Norte,

está na Tabela 1. O número de espécies por família que ocorrem no Brasil e no estado do Amazonas está na Tabela 2.

**Tabela 1.** Número de espécies das Ordens de Collembola registradas no Brasil e nos estados da Região Norte (nenhum registro para os estados do Acre e Roraima).

| | Poduromorpha | Entomobryomorpha | Symphypleona | Neelipleona | Total |
|---|---|---|---|---|---|
| Brasil | 107 | 143 | 54 | 2 | 306 |
| AP | 2 | 1 | – | – | 3 |
| AM | 24 | 22 | 21 | – | 67 |
| PA | 13 | 2 | 9 | 1 | 25 |
| RO | 1 | 3 | – | – | 4 |
| TO | – | 1 | – | – | 1 |

Fonte: Bretfeld 2002; Mendonça *et al*. 2009a; Mendonça *et al*. 2009b; Abrantes *et al*. 2010; Queiroz e Mendonça 2010; Bellini *et al*. 2010; Bellini e Zeppelini 2011a; Bellini e Zeppelini 2011b; D'Haese e Thibaud 2011; Queiroz e Fernandes 2011; Queiroz e Weiner 2011; Santos-Rocha *et al*. 2011; Thibaud e Oliveira 2010.

**Tabela 2.** Número de espécies das famílias de Collembola registradas no Brasil e no estado do Amazonas.

| Ordem | Família | Número de Espécies | |
|---|---|---|---|
| | | Brasil (n=295) | Amazonas (n=67) |
| Poduromorpha | Brachystomellidae | 19 | 1* |
| | Hypogastruridae | 23 | 2* |
| | Neanuridae | 53 | 18* |
| | Odontellidae | 1 | ** |
| | Onychiuridae | 4 | 1 |
| | Tullbergiidae | 7 | 2* |
| Entomobryomorpha | Cyphoderidae | 5 | ** |
| | Entomobryidae | 57 | 3* |
| | Isotomidae | 68 | 18* |
| | Oncopoduridae | 2 | – |
| | Paronellidae | 11 | 1* |
| Neelipleona | Neelidae | 2 | – |
| Symphypleona | Arrhopalitidae | 7 | ** |
| | Bourletiellidae | 8 | 2* |
| | Dicyrtomidae | 2 | – |
| | Katiannidae | 3 | 2 |
| | Sminthuridae | 11 | 2* |
| | Sminthurididae | 22 | 14* |
| | Sturmiidae | 1 | 1 |

Nota: n= número de espécies; *uma ou mais espécies com exemplares coletados em igarapés do estado do Amazonas; **primeiro registro para o estado do Amazonas a partir de exemplares coletados em igarapés. Fonte: Bretfeld 2002; Mendonça *et al*. 2009a; Mendonça *et al*. 2009b; Abrantes *et al*. 2010; Queiroz e Mendonça, 2010; Bellini *et al*. 2010; Bellini e Zeppelini 2011a; Bellini e Zeppelini 2011b; D'Haese e Thibaud 2011; Queiroz e Fernandes 2011; Queiroz e Weiner 2011; Santos-Rocha *et al*. 2011; Thibaud e Oliveira 2010 e dados do presente trabalho.

## Ordem Poduromorpha

## Brachystomellidae

Cosmopolita, composta por 18 gêneros e cerca de 130 espécies. Grande parte das espécies está associada a solos úmidos. Principal característica é a ausência de mandíbulas, apresentam somente um par de maxilas com fortes dentes apicais.

## Hypogastruridae

Cosmopolita, possivelmente polifilética, com 39 gêneros e cerca de 700 espécies. Encontrados em diversos tipos de ambientes de solo, preferencialmente superfícies úmidas da serapilheira, troncos em decomposição etc. Um razoável número de espécies ocorre em margens de lagos, rios e até mesmo no mar, em zonas entre marés (*e.g.*, *Xenylla littoralis*, *X. maritima*, *Ceratophysella communis*, *Hypogastrura nivicola*, etc.).

## Neanuridae

Cosmopolita, composta por seis subfamílias, com mais de 1.400 espécies em 162 gêneros. Peças bucais modificadas, sendo a maxila em forma de estilete e a mandíbula sem placa molar, apenas com número variável de dentes apicais. A modificação das peças bucais sugere um tipo de alimentação picador-sugador. Em muitas espécies foram verificadas glândulas salivares hipertrofiadas, o que pode significar uma digestão fora do corpo. Habitam preferencialmente troncos em decomposição, cascas de árvores e debaixo de pedras.

## Odontellidae

Peças bucais completas, porém a maxila não apresenta cardo, apenas fulcro e estipe. Mais de 130 espécies em 13 gêneros. Família cosmopolita, porém muitas das espécies são tropicais e habitam serapilheira de florestas úmidas.

## Tullbergiidae

Mais de 200 espécies em 33 gêneros. Corpo sem pigmentação; sem olhos; furca reduzida ou ausente; geralmente de tamanho reduzido. Hábitos verdadeiramente edáficos, vivem entre as partículas do solo. Muitas espécies são encontradas em ambientes litorâneos, principalmente zonas entre marés, porém também podem ocorrer em margens de rios e lagos.

## Ordem Entomobryomorpha

### Cyphoderidae

Cerca de 130 espécies em 13 gêneros. Corpo sem pigmentação; sem olhos; furca bem desenvolvida, geralmente com longas escamas franjadas na *dens* e mucro denteado quase tão longo quanto a *dens*. Muitas espécies troglomórficas, mas habitam serapilheiras úmidas de florestas tropicais.

### Entomobryidae

Amplamente distribuídos no mundo, ocorrendo em diversos tipos de hábitats. São epiedáficos, vivendo preferencialmente sobre a serapilheira, mas há os que habitam cavernas e grutas e alguns poucos vivem em ambientes aquáticos lênticos sobre a vegetação marginal. A grande maioria dos Entomobryidae é colorida e de corpo alongado, revestidos por cerdas e escamas ou somente cerdas. O segmento abdominal IV é, geralmente, muito mais longo que o terceiro. O conjunto unha/apêndice empodial está sempre presente e desenvolvido. Seus representantes exibem ainda antenas longas e divididas em quatro segmentos, *dens* longa e sempre crenulada, wmucro pequeno, falcado ou bidentado. Mais de 1.700 espécies em 57 gêneros.

### Isotomidae

Habitam preferencialmente o solo e são encontrados em diversos tipos de ambientes, inclusive locais extremos como geleiras, zonas áridas, como caatingas e restingas. Algumas poucas espécies vivem na superfície da água e sobre a vegetação das margens de rios e lagos. Corpo alongado e cilíndrico, unicamente revestido de cerdas. O protórax é reduzido e desprovido de cerdas e os segmentos abdominais III e IV são subiguais e separados, mas em algumas espécies os dois ou três últimos segmentos abdominais podem ser fusionados. As antenas são divididas em quatro segmentos e as peças bucais são tipicamente mastigadoras. A grande maioria dos isotomídeos possui órgão pós-antenal, representado por um tubérculo simples, em geral de forma ovalada. Mais de 1.300 espécies em 108 gêneros.

### Paronellidae

Epiedáficos, com ampla distribuição, especialmente nas regiões tropicais, onde vivem sobre troncos de árvores, arbustos e na superfície do solo, entre a serapilheira. Alguns de seus representantes são desprovidos de olhos e pigmento e são habitantes preferenciais de cavernas. Geralmente são grandes e pigmentados, com revestimento de cerdas e escamas, ou apenas de cerdas, bastante ciliadas. Os segmentos abdominais são separados, sendo o quarto abdominal muito maior que o terceiro. As antenas são longas e divididas em quatro segmentos e as unhas bastante desenvolvidas. Possuem *dens* reta, sem crenulação, podendo exibir espinhos e cerdas plumosas; mucro é robusto, cônico, portando de dois a quatro dentes. Cerca de 380 espécies em 27 gêneros.

## Ordem Symphypleona

### Arrhopalitidae

Muitas espécies com hábitos cavernícolas, podendo também ser encontrados em serapilheira e solos florestais, inclusive com registros de ocorrência em matas inundáveis. Os membros desta família apresentam corpo globuloso, pequeno e delicado, com fraca ou nenhuma pigmentação. As antenas são longas e olhos em número máximo de 2 + 2. A *dens* exibe espinhos e papilas. Fêmeas têm apêndices anais. Cerca de 130 espécies em dois gêneros.

### Bourletiellidae

O conhecimento a respeito da biologia desta família na região Neotropical é restrito, limitando-se ao México, onde algumas espécies descritas foram encontradas em folhiço e solo de matas inundáveis. Têm corpo globuloso, pigmentação conspícua; antenas longas e segmento antenal IV subsegmentado e maior que o terceiro, que é sempre liso. Diferem dos outros Symphypleona pela ausência da cerda pré-tarsal da perna III e pela presença de três cerdas rastreadoras espatuladas, geralmente bem desenvolvidas, nos tibiotarsos I e II e apenas duas no tibiotarso III; mucro ovalado, com bordos lisos e desprovidos de cerda mucronal; tricobótrias sempre dispostas em linha reta. Cerca de 250 espécies em 37 gêneros.

## Sminthuridae

Seus representantes são encontrados principalmente na superfície da serapilheira, em pequenos arbustos e no dossel de grandes árvores nas regiões tropicais. Algumas espécies vivem na superfície de corpos d'água lênticos e sobre a vegetação marginal. Seus representantes têm, geralmente, antenas longas e subsegmentadas, forte pigmentação, 8 + 8 olhos e corpo globuloso formado pela fusão dos segmentos torácicos e quatro primeiros abdominais; o mucro pode apresentar bordas dissimilares, sendo uma lisa e outra serreada, ou ambas serreadas. Cerca de 250 espécies em 29 gêneros.

## Sminthurididae

Inclui um grande número de espécies com hábitos de vida ligados à água em ambientes lênticos. Em algumas delas o mucro apresenta expansões lamelares que auxiliam na estabilização sobre a tensão superficial da água, *e.g.*, espécies do gênero *Sminthurides* (Figura 3). Os machos têm antenas preensoras, com as quais eles se prendem às fêmeas durante a corte. Apresentam tamanho de corpo reduzido; tricobótrias dispostas em forma de triângulo invertido; dois pares de tricobótrias no abdominal V; fêmeas desprovidas de apêndices anais. Cerca de 150 espécies em 11 gêneros.

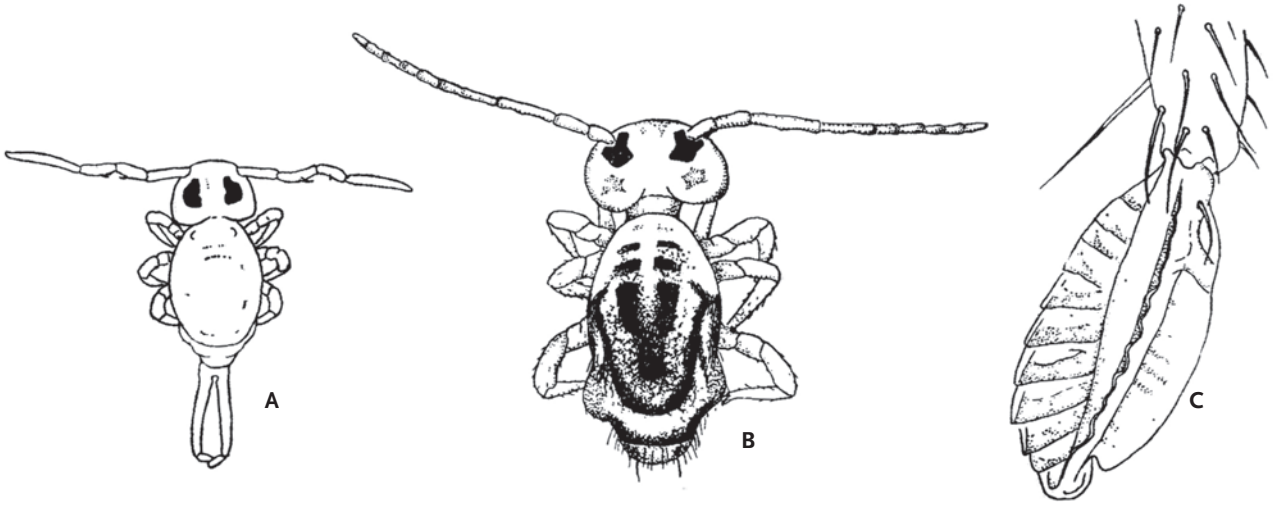



**Figura 3.** Sminthurididae, *Sminthurides macroceros* Arlé, 1961. A. Macho; B. Fêmea; C. Detalhe do mucro com expansões lamelares. Fonte das figuras: Arlé (1961).

## Chave para identificar famílias de Collembola do estado do Amazonas

1. Corpo alongado, tórax e abdômen com os segmentos (ou parte destes) distintos, furca podendo ser reduzida ou ausente. (Poduromorpha e Entomobryomorpha) (Figuras 4A, B) ..... 2

1'. Corpo globuloso, segmentos torácicos e abdominais fusionados, formando o grande e o pequeno abdominal; furca sempre desenvolvida e completa (Symphypleona) (Figura 4C) ..... 10

2. Primeiro segmento torácico dorsalmente visível e com cerdas (Poduromorpha) ..... 3

2'. Primeiro segmento torácico não visível dorsalmente e sem cerdas (Ordem Entomobryomorpha) ..... 7

3. Peças bucais compostas de mandíbulas com placa molar e maxilas lameladas, adaptadas para mastigação; vista lateral da região bucal truncada/rômbica (Figuras 5A, B) ..... 4

3'. Peças bucais modificadas, mandíbulas ausentes ou reduzidas e sem placa molar; vista lateral da região bucal projetada em forma de cone (Figuras 5C, D, E) ..... 5

4. Pseudocelos presentes, pelo menos, na base da antena (Figura 6) e/ou no tergito do quinto segmento abdominal; furca ausente; corpo sem pigmentação ..... Tullbergiidae

4'. Pseudocelos ausentes; furca geralmente presente; corpo geralmente pigmentado ..... Hypogastruridae

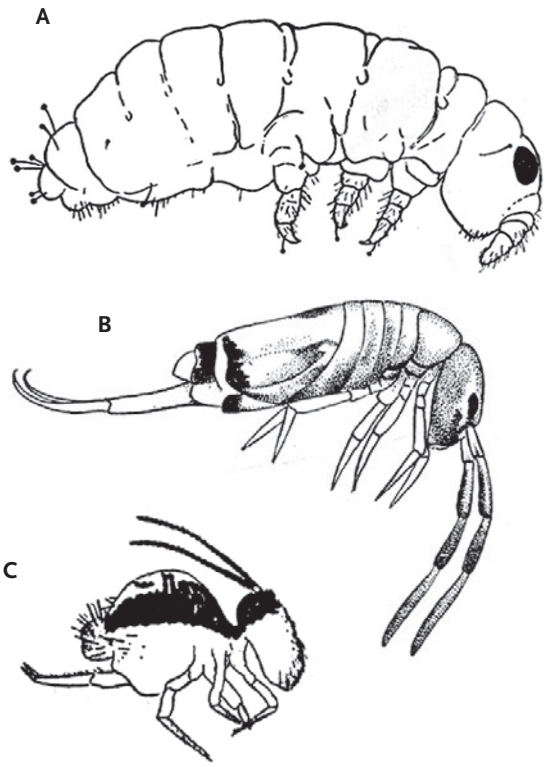



**Figura 4.** Hábito lateral de Collembola. A. Poduromorpha; B. Entomobryomorpha; C. Symphypleona. Fontes das figuras: A, B- Arlé (1959); C- Arlé (1939).

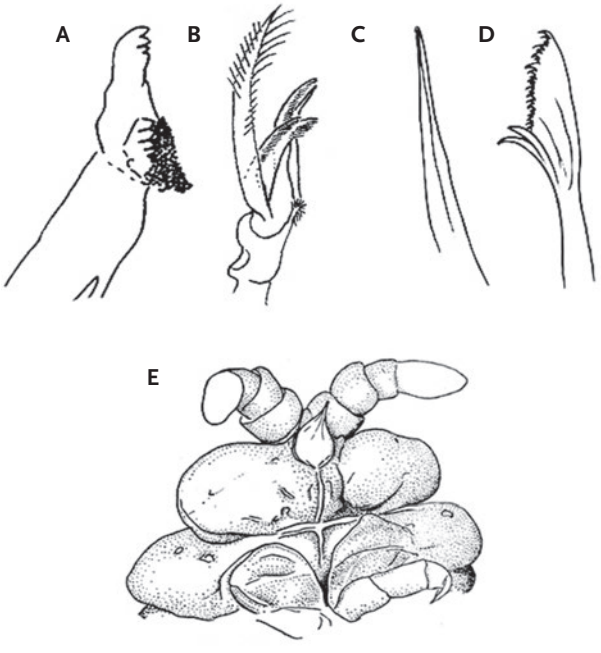



**Figura 5.** Collembola, peças bucais. A. mandíbula com placa molar; B. maxila com lamelas franjadas; C. maxila em forma de estilete; D. mandíbula sem placa molar; E. vista ventral da cabeça e cone bucal. Fontes das figuras: A- Hopkin (1997); B- Queiroz e Deharveng (2008); C, D- Mendonça e Fernandes (2005); E- Arlé (1966).

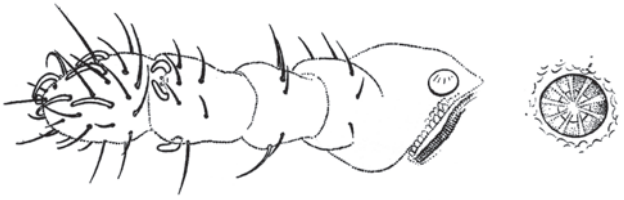


**Figura 6.** Antena de Tullbergiidae (Collembola) com detalhe de um pseudocelo. Fonte da figura: Arlé (1959).

5. Mandíbulas ausentes ..... Brachystomelidae

5'. Mandíbulas reduzidas e sem placa molar ..... 6

6. Maxila desprovida de cardo (Figura 7B); mucro, geralmente, com três dentes largos ou com órgão pós antenal trirradiado em forma de estrela (Figura 7C) ..... Odontellidae

6'. Maxila com cardo individualizado; mucro nunca com três dentes, órgão pós antenal nunca trirradiado em forma de estrela ..... Neanuridae

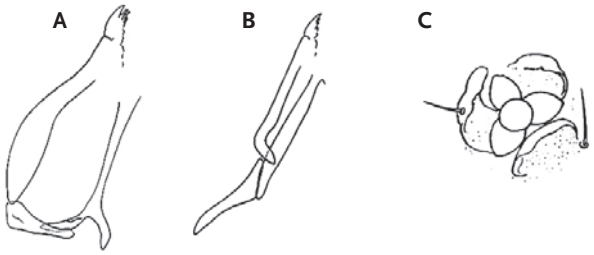



**Figura 7.** Collembola. Peças bucais: A. maxila com cardo; B. maxila desprovida de cardo; C. Órgão Pós-Antenal (OPA) trirradiado. Fontes das figuras: A, B- Hopkin (1997); C- Arlé (1968).

7. Corpo revestido unicamente por cerdas; órgão pós-antenal geralmente presente; segmentos abdominais geralmente subiguais; furca presente ou ausente ..... Isotomidae

7'. Corpo revestido, geralmente, por escamas e cerdas; órgão pós antenal geralmente ausente; quarto segmento abdominal geralmente maior que o terceiro ..... 8

8. *Dens* crenulada na face posterior (ou dorsal) (Figura 8A) ..... Entomobryidae

8'. *Dens* lisa e cilíndrica ..... 9

9. *Dens* com escamas franjadas; mucro longo, sempre maior do que metade do comprimento da *dens* (Figura 8B) ..... Cyphoderidae

9'. *Dens* sem escamas franjadas; mucro reto e compacto, geralmente nunca atingindo metade do comprimento da *dens* (Figura 8C) ..... Paronellidae

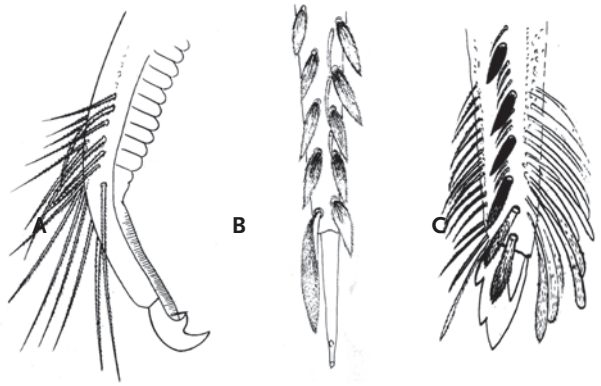



**Figura 8.** Collembola, *dens* e mucro: A) Entomobryidae, B) Cyphoderidae, C) Paronellidae. Fontes das figuras: A- Arlé e Guimarães (1980); B, C- Mendonça (1981).

10. Mancha ocular fortemente pigmentada, até 8 + 8 olhos; espécies geralmente pigmentadas ..... 11

10'. Mancha ocular ausente, 2 + 2 olhos ou menos; pigmentação fraca ou ausente ..... Arrhopalitidae

11. Machos com antena preensora (Figura 9); fêmeas sem apêndices subanais ..... Sminthurididae

11'. Machos com antenas simples; fêmeas com um par de apêndices subanais ..... 12



**Figura 9.** Antena preensora de um macho de Sminthurididae (Collembola). Fonte da figura: Hopking (1997).

12. Tibiotarso com 2–3 cerdas rastreadoras fortemente espatuladas (Figura 2Bc); abdominal V com dois pares de tricobótrias (Figuras 2Bj, k) .... Bourletiellidae

12'. Tibiotarso com cerdas simples; abdominal V com um par de tricobótrias ..... Sminthuridae

## Agradecimentos

À CAPES (Bolsa PDSE #18865/12-7), FAPERJ (APQ-1E-26/111.504/2013) e FAPESP (Processo #2012/12959 - Dr E.A. Abrantes).

## Referências Bibliográficas

Abrantes, E.A.; Bellini, B.C.; Bernardo, A.N.; Fernandes, L.H.; Mendonça, M.C.; Oliveira, E.P.; Queiroz, G.C.; Sautter, K.D.; Silveira, T.C.; Zeppelini, D. 2010. Synthesis of Brazilian Collembola: an update to the species list. *Zootaxa*, 2388: 1-22.

Arlé, R. 1939. Quelques collemboles de l´etat d´Espirito Santo (Brésil). *Physis*, 17: 125-131.

Arlé, R. 1959. Collembola Arthropleona do Brasil oriental e central. *Arquivos do Museu Nacional*, 49: 155-211.

Arlé, R. 1961. Novas espécies de colêmbolas aquáticas (Nota preliminar). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 5: 34-37.

Arlé, R. 1966. Collemboles d'Amazonie, I. Poduromorphes nouveaux ou peu connus et notes biologiques sur Neotropiella carli (Denis). *Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Zoologia*, 60: 1-19.

Arlé, R. 1968. Collemboles d'Amazonie, II. *Pseudostachia folsomi* gen. n. sp. n., intéressante espèce euédaphique. *Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Zoologia*, 68: 1-7.

Arlé, R. 1984. O gênero *Sphaeridia* Linnaniemi, 1912 no Brasil com descrição de novas espécies (Collembola-Symphypleona). *Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi, Zoologia*, 1: 229-255.

Arlé, R.; Guimarães, A.E. 1980. Sobre o gênero *Lepidosira* Schött, 1925, com descrição de uma espécie nova do Rio de Janeiro (Collembola). *Revista Brasileira de Biologia*, 40: 409-414.

Bellinger, P.F.; Christiansen, K.A.; Janssens, F. 1996–2011. *Checklist of the Collembola of the World*. www.collembola.org. Acessado em dezembro de 2011.

Bellini, B.C.; Fernandes, L.H.; Zeppelini, D. 2010. Two new species of *Seira* (Collembola, Entomobryidae) from Brazilian coast. *Zootaxa*, 2448: 53-60.

Bellini, B.C.; Zeppelini, D. 2011a. A new species of *Seira* (Collembola: Entomobryidae: Seirini) from the Northeastern Brazilian coastal region. *Zoologia*, 28: 403-406.

Bellini, B.C.; Zeppelini, D. 2011b. New genus and species of Seirini (Collembola, Entomobryidae) from Caatinga Biome, Northeastern Brazil. *Zoosystema*, 33: 547-557.

Bretfeld, G. 2002. Known and new genera and species of Symphypleona (Insecta, Collembola)

obtained by canopy fogging in Central Amazonia, Brazil. *Amazoniana*, 17: 109-137.

Deharveng, L. 2004. Recent advances in Collembola systematics. *Pedobiologia*, 48: 415-433.

D'Haese, C.; Thibaud, J-M. 2011. Description and phylogenetic position of a new *Willemia* species(Collembola: Hypogastruridae) from the littoral coast of Brazil. *Zootaxa*, 2932: 33-40.

Hopkin, S. 1997. *Biology of the springtails (Insecta: Collembola)*. Oxford University Press. 330pp. Janssens, F.; Christiansen, K. 2011. Class Collembola Lubbock, 1870. *In:* Zhang, Z-Q. (Ed.) Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148: 192-194.

Mendonça, M.C. 1981. *Contribuição para o conhecimento de Collembola Entomobrymorpha (Insecta) do Parque Nacional da Tijuca, Rio de Janeiro, Brasil*. UFRJ, Rio de Janeiro, 150p.

Mendonça, M.C.; Fernandes, L.H. 2005. Novo gênero e nova espécie de Pseudachorutini do sudeste do Brasil (Collembola, Neanuridae, Pseudachorutinae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 22: 699-701.

Mendonça, M.C.; Abrantes, E.A.; Fernandes, L.H. 2009a. Two new Brazilian species of *Paracerura* Deharveng & Oliveira (Collembola: Isotomidae). *Zootaxa*, 2310: 24-34.

Mendonça, M.C.; Fernandes, L.H.; Abrantes, E.A.; Queiroz, G.C.; Bernardo, A.N.; Silveira, T.C. 2009b. Fauna colembológica do estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Arquivos do Museu Nacional*, 67: 265-274.

Queiroz, G.C.; Deharveng, L. 2008. Description of a new species of *Paraxenylla* (Collembola, Hypogastruridae) from Brazil, with comments on the genus. *Zootaxa*, 1858: 1-8.

Queiroz, G.C.; Mendonça, M.C. 2010. Two new Isotomidae species (Collembola) from Espírito Santo State, Brazil. *Zootaxa*, 2480: 37-44.

Queiroz, G.C.; Fernandes, L.H. 2011. New Brazilian species of *Furculanurida* Massoud, 1967 (Collembola: Neanuridae). *Zootaxa*, 2805: 57-64.

Queiroz, G.C.; Weiner, W. 2011. A new species of *Brachystomella* (Collembola: Brachystomellidae) from the Atlantic Forest of southeast Brazil. *Zootaxa*, 2885: 65-68.

Santos-Rocha, I.M.; Andreazze, R.; Bellini, B.C. 2011. Registros de Collembola (Arthropoda, Hexapoda) no estado do Rio Grande do Norte. *Biota Neotropica*, 11: 1-4.

Thibaud, J-M.; Oliveira, E.P. 2010. Note sur les Collemboles de L'Amazonie Brésilienne II – Neanuridae: Pseudachorutinae *ad. p.* avec la description de deux espèces nouvelles. *Revue française d'Entomologie"* (N.S.), 32: 135-140.

Zeppelini, D.; Bellini, B.C. 2004. *Introdução ao estudo dos Collembola*. Editora da UFPB, João Pessoa-PB, 82p.

13

# Ordem Ephemeroptera

(*ephemeros* = efêmero, de curta duração; *pteron* = asa)

Frederico Falcão Salles[1], Jeane Marcelle Cavalcante do Nascimento[2], Paulo Vilela Cruz[2], Rafael Boldrini[2,3], Enide Luciana Lima Belmont[4]

**Diagnose**. Insetos hemimetábolos, anfibióticos. Comprimento variando de 3 a 35 mm. Olho composto bem desenvolvido, especialmente nos machos. Antena setácea, curta. Peças bucais vestigiais. Asa anterior grande, triangular ou alongada. Veia média dividida em média anterior (MA) e média posterior (MP). Asa posterior bem menor ou ausente. Pernas bem desenvolvidas, especialmente as protorácicas dos machos. Abdômen com 11 segmentos, o último vestigial, encoberto pelo segmento X. Dois ou três filamentos caudais bem desenvolvidos (cercos laterais e filamento terminal derivado do epiprocto). Macho com fórceps genital bem desenvolvido, articulado, pênis bilobado. Presença de dois estágios alados: subimago e imago.

## Anatomia externa

**Adultos.** (Figuras 1, 3, 4) **Cabeça** triangular a retangular. Olho composto bem desenvolvido, especialmente nos machos, nos quais pode estar dividido em duas porções – uma lateral, desenvolvida, como nas fêmeas, e outra dorsal, frequentemente com os omatídeos situados apicalmente sobre uma porção turbinada. Três ocelos presentes. Antena curta, setácea, geralmente tão longa ou mais curta que a largura da cabeça; formada por escapo, pedicelo e flagelo uniarticulado. Peças bucais vestigiais. **Tórax** bem desenvolvido, especialmente o mesotórax; este fortemente unido ao metatórax formando um síntórax. Pernas bem desenvolvidas, especialmente as anteriores dos machos, as quais podem ter comprimento igual ou maior que o corpo. Em alguns grupos, as pernas medianas e posteriores dos machos, bem como todas as pernas das fêmeas, podem estar reduzidas. Coxas e trocânteres curtos, fêmur desenvolvido e achatado, tíbia e tarso cilíndricos, este último formado por quatro ou cinco artículos, sendo o basal geralmente fusionado à tíbia. Garras duplas e de formato variado, muitas vezes dissimilares, com um dos lados pontiagudo e o outro arredondado. Asas membranosas, direcionadas para cima, em geral iridescentes e por vezes apresentando um padrão de coloração distinto. Asas anteriores bem desenvolvidas, triangulares ou alongadas. Na grande maioria das famílias apresenta um elevado número de veias longitudinais, com alternância entre veias convexas (voltadas para face dorsal) e côncavas (ventral), e veias transversais. Bula presente em alguns grupos. Asas posteriores reduzidas ou mesmo ausentes, nunca maior que ¼ da asa anterior. **Abdômen** com onze segmentos, sendo o último vestigial. Machos portando um par de fórceps genitais articulados que partem da placa estilígera ou subgenital. Pênis formado por dois lobos simétricos, com distintos graus de fusão. Fêmeas raramente com ovipositor. Cercos e filamento terminal longos e multiarticulados, partindo do segmento abdominal X; filamento terminal vestigial em algumas famílias.

[1] Laboratório de Sistemática e Ecologia de Insetos, Departamento de Ciências Agrárias e Biológicas, Universidade Federal do Espírito Santo, CEP 29.933-415 São Mateus, ES, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[3] Centro de Estudos da Biodiversidade, Universidade Federal de Roraima, Campus Paricarana, CEP 69310-000 Boa Vista, RR, Brasil.4 Universidade Federal do Amazonas (UFAM), Instituto de Ciências Biológicas – ICB, Departamento de Biologia, CEP 69080-005, Manaus, Brasil.

**Subimagos** (Figuras 3, 4) muito similares às imagos. De maneira geral, apresentam os apêndices (pernas, fórceps e filamentos) menos desenvolvidos e sua cutícula é densamente recoberta por microtríquias. As asas são opacas e apresentam uma fileira de cerdas finas ao longo da margem externa.

**Imaturos. Ovos** de forma bastante variada, em geral ornamentados e com diversas estruturas de atracamento. **Ninfas** (Figuras 2, 5) com formato do corpo bastante variável, mas em geral achatadas dorsoventralmente, com cabeça prognata, ou com corpo fusiforme e cabeça hipognata. Antenas bem desenvolvidas, com flagelo multiarticulado e em geral alongado. Olhos compostos bem desenvolvidos, sendo possível diferenciar as porções basal e turbinada em machos. Três ocelos presentes, eventualmente em estruturas protuberantes determinadas tubérculos ocelares. Fronte com sutura epicranial que se ramifica em um par de suturas frontais, denominadas ramos laterais da sutura epicranial. Peças bucais do tipo mastigador, mas bastante variáveis como reflexo da diversidade de hábitos alimentares encontrado no grupo. Divididas em: clípeo-labro, estruturas ímpares, achatadas e que recobrem dorsalmente as demais peças bucais; mandíbulas, assimétricas e formadas distalmente por incisivos laterais (externos e internos), prosteca móvel e uma grande área molar; maxilas com gálea e lacínia fusionadas, distalmente com caninos e/ou cerdas especializadas e portando palpos bi ou tri articulados; hipofaringe formada por língua e dois lobos laterais denominados de superlíngua; e lábio com glossa, paraglossa (eventualmente fusionados) e palpos tri-articulados, sendo o artículo distal mais curto que os demais. Protórax retangular, mesotórax bastante desenvolvido e com tecas alares que cobrem parcial ou totalmente um curto metatórax, o qual também pode portar tecas alares bem pequenas. Em Pannota (no Brasil representados por Caenidae, Leptohyphidae, Coryphoridae e Melanemerellidae) o exoesqueleto que recobre as tecas alares pode se encontrar fusionado medialmente. Pernas igualmente desenvolvidas, sendo os pares diferenciados em grupos que as utilizam para captura de matéria orgânica em suspensão (pernas anteriores em Oligoneuriidae e Polymitarcyidae), para escavação (pernas anteriores em Polymitarcyidae) ou para proteger as brânquias (pernas posteriores em




**Figura 1.** Esquema das principais estruturas do adulto de Ephemerotera. Legenda: PTu: porção turbinada; OCo: olho composto; LPn: lobo peniano; PcE: placa estilígera; VIII e IX: oitavo e nono esternitos, respectivamente.

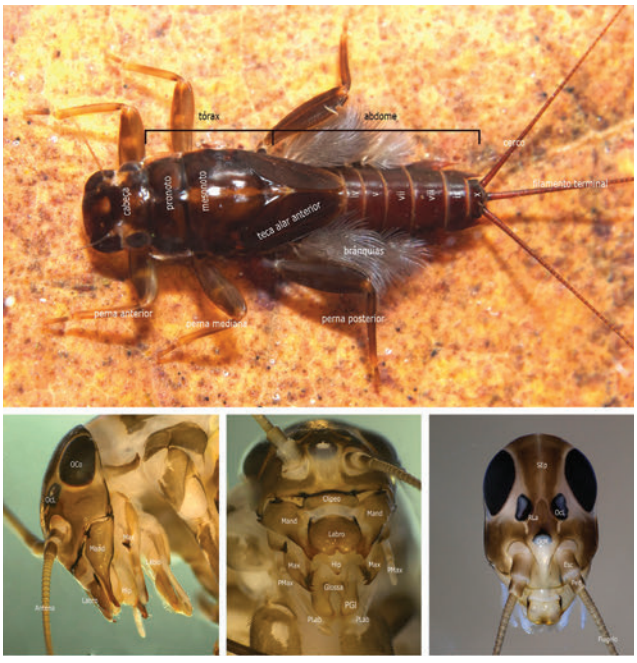



**Figura 2.** Esquema das principais estruturas da ninfa de Ephemerotera. Legenda: OCo: olho composto; OcL: ocelo lateral; Hp: hipofaringe; Mand: mandíbula; Max: maxila; PMax: palpo maxilar; PLab: palpo labial; Hp: hipofaringe; PGL: paraglossa; SEp: sutura epicranial; RLa: ramo lateral; OcM: ocelo mediano; Esc: escapo; Ped: pedicelo.

alguns Leptohyphidae). Coxa e trocânter curtos, fêmur bem desenvolvido, em muitos grupos apresentando uma sutura tíbio-patelar, tíbia e tarso cilíndricos ou achatados, garra tarsal simples, lisa ou portando de uma a duas fileiras de dentículos. Abdômen portando até sete pares de brânquias de arranjo lateral, dorsal, ou mesmo ventral (brânquia I de Oligoneuriidae), podendo estar dispostas nos segmentos I a VII, II a VII, II a V, II a VI, e I a V. De estrutura bastante variada, são formadas por uma ou duas lamelas, podendo neste caso as ventrais e dorsais serem distintas ou semelhantes. A lamela dorsal da brânquia II de Pannota, denominada opercular, é rígida e recobre os demais pares. Ainda neste grupo é comum que as lamelas ventrais sejam subdivididas em um número superior e variável, de acordo com o gênero, de lamelas menores. Ao final do abdômen, filamentos caudais longos e multiarticulados também estão presentes. Podem ser glabros e longos, comum em ninfas de hábito rastejador, ou mais curtos e providos de densas cerdas nas margens internas dos cercos e nas margens externas do filamento terminal, comum em ninfas de hábito natatorial. Em ninfas que habitam áreas de correnteza é comum a redução, em graus variados, do filamento terminal. A presença de tubérculos é recorrente em ninfas de Ephemeroptera, podendo estes serem ímpares ou pares, estando situados geralmente na superfície dorsal da cabeça, tórax e abdômen. Em alguns grupos os tubérculos dorsais estão restritos a algum tagma (*e.g.*, *Baetodes* Needham & Murphy, 1924: Baetidae), enquanto em outros podem ocorrer em todos os tagmas (*e.g.*, Coryphoridae, Melanemerellidae).

## Taxonomia e biologia

Enquanto a monofilia da grande maioria das famílias de Ephemeroptera é consenso entre diversos autores, a classificação da ordem, em categorias superiores a família, ainda é bastante controversa. Revisões recentes tendo como base dados moleculares e morfológicos (*e.g.*, Ogden *et al*. 2009) vêm encontrando hipóteses de relacionamento que não condizem com as classificações mais tradicionais do grupo (Kluge 1994; McCafferty 1991), sendo poucos os clados suportados por essas duas visões (*e.g.*, Pannota, Ephemerelloidea). Em função disso, optamos por adotar uma classificação somente a nível de família, apresentando-as por ordem alfabética na seção que se segue.

As famílias, gêneros e número de espécies de Ephemeroptera registrados para a região Neotropical, Brasil e estado do Amazonas estão listados na Tabela 1. A Tabela 2 contem as espécies registradas para o estado do Amazonas.

## Baetidae

Família de distribuição mundial e grupo de maior diversidade de espécies de Ephemeroptera em todo o mundo. Suas ninfas são as que apresentam a maior diversificação de hábitos de vida e formas de alimentação. São encontradas em ambientes lênticos, mas apresentam a maior diversidade em ambientes lóticos, onde ocupam todos os meso-habitats disponíveis. A maioria é raspadora ou coletora apanhadora, mas existem gêneros filtradores (*Chane* Nieto, 2003) ou mesmo predadores (*Harpagobaetis* Mol 1986). As ninfas são boas nadadoras, possuem corpos fusiformes e se movimentam rapidamente com auxílio dos filamentos caudais. Em alguns gêneros ou espécies que vivem em áreas de correnteza forte, o corpo é achatado, os filamentos são glabros e a capacidade de natação é comprometida. Alados, especialmente subimagos, são facilmente atraídos por luz, principalmente após o crepúsculo.

## Caenidae

Família também de distribuição mundial e quarta em número de espécies. Suas ninfas se alimentam de algas e detritos, e ocorrem em ambientes lênticos ou áreas de deposição de ambientes lóticos. O segundo par de brânquias modificado em opérculos protege os pares subseqüentes, efetivamente os que realizam as trocas gasosas. O aspecto geral das ninfas, com exceção de *Latineosus* Sun & McCafferty, 2008 (que possui tubérculos ocelares e pernas anteriores curtas) é bem similar. As ninfas se deslocam rastejando pelo substrato, mas podem efetuar natações breves através de ondulações do corpo. Os alados são atraídos por luz ao amanhecer.

## Coryphoridae

Família monotípica e com distribuição restrita, até o momento, à Bacia Amazônica. Suas ninfas são encontradas em barrancos de ambientes

lóticos, especialmente em áreas com pouco correnteza, arenosas e com matéria orgânica em decomposição. Possuem brânquias operculares, seus olhos são elevados dorsalmente e todos os tagmas apresentam tubérculos dorsais. As ninfas são rastejadoras e quando ameaçadas podem curvar os filamentos caudais sobre o abdômen. Os alados, também bastante característicos em função da coloração das asas e dos grandes olhos dos machos, são atraídos por luz nas horas que precedem o amanhecer.

## Euthyplocyidae

Família pouco diversa de Ephemeroptera, contando apenas com 19 espécies distribuídas basicamente no Hemisfério Sul. Adultos e ninfas estão entre os maiores representantes da ordem, chegando a atingir 35 mm. As ninfas são encontradas exclusivamente em ambientes lóticos, vivendo sob pedras ou bolsões de folhiço. Da mesma forma que Ephemeridae e Polymitarcyidae suas ninfas possuem colmilhos mandibulares, só que estes são mais alongados, planos, e as ninfas não chegam a formar túneis no substrato. De acordo com Cummins *et al.* (2005) são coletores apanhadores. Os alados são atraídos por luz após o crepúsculo.

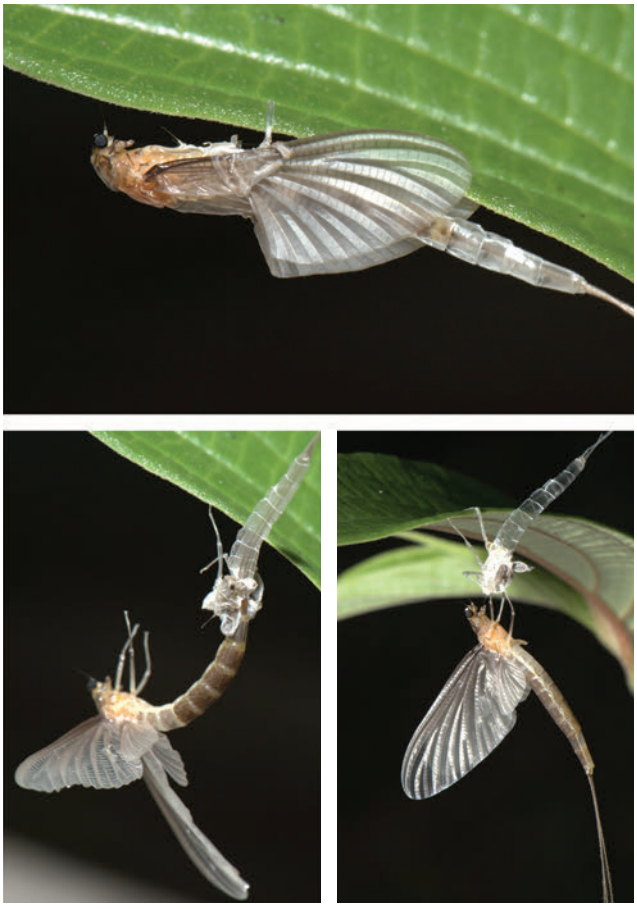


**Figura 3.** Fêmea de *Campylocia anceps* (Euthyplociidae) realizando a muda imaginal.

## Leptohyphidae

Terceiro grupo em diversidade de espécies e gêneros na Região Neotropical, sendo restrito ao continente americano. Representantes do gênero *Tricorythopsis* Traver (1958) estão entre os menores representantes da ordem, chegando em alguns casos a 2,5 milímetros. Os demais integrantes são geralmente de tamanho médio. As ninfas vivem exclusivamente em ambientes lóticos e podem ser encontradas em diversos tipos de substrato e correntezas variadas, onde deslocam-se rastejando sobre o substrato. Alimentam-se de matéria orgânica em decomposição acumulada (Domínguez *et al*. 2006) e, da mesma forma que Caenidae e Coryphoridae, possuem brânquias do segmento II operculares, o que confere proteção às demais brânquias contra sólidos em suspensão. Subimagos são atraídas por luz após o crepúsculo, enquanto imagos são vistas, com freqüência, realizando revoadas na parte da manhã.

## Leptophlebiidae

Segunda maior família de Ephemeroptera em número de espécies e mais diversa com relação ao número de gêneros. Está distribuída mundialmente, mas atinge a maior diversidade no Hemisfério Sul. Vivem predominantemente em ambientes lóticos, onde ocupam os mais variados meso-habitats, mas também podem ser encontradas em ambientes lênticos. As ninfas são, em geral, rastejadoras e possuem o corpo achatado dorsoventralmente. No entanto, um pequeno grupo possui o corpo fusiforme e são excelentes nadadores. Alimentam-se raspando partículas fracamente aderidas ao substrato, utilizando para tal as densas cerdas na margem distal das maxilas, ou podem ser filtradoras, auxiliadas por longas cerdas nos palpos maxilares. Apresentam uma disparidade morfológica nas brânquias não encontrada em outros representantes da ordem, sendo muitas vezes viável identificar os gêneros por essa característica. Subimagos de grande parte dos gêneros são atraídas logo após o crepúsculo. Imagos podem ser vistas revoando em corpos

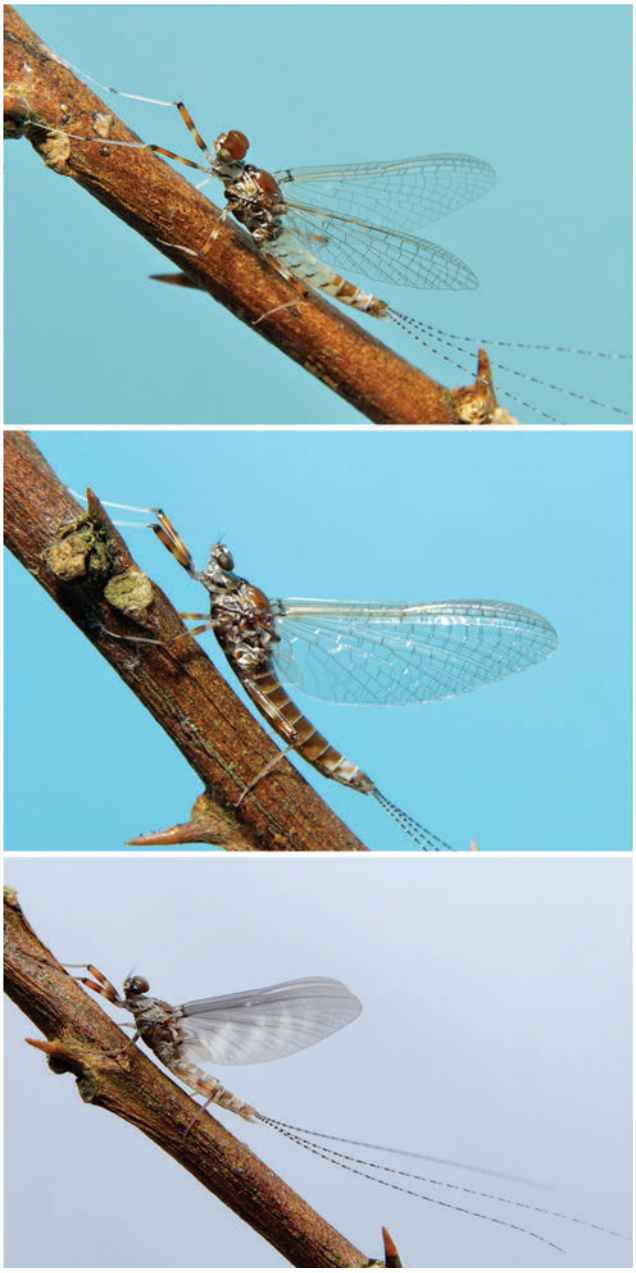


**Figura 4.** *Massartella* sp. (Leptophlebiidae). A. imago macho. B. imago fêmea. C. Subimago macho.

d'água, especialmente na parte da manhã, em alturas que variam com o horário do dia ou com o táxon.

## Oligoneuriidae

Grupo relativamente pequeno que atinge a maior diversidade na Região Neotropical. De tamanho relativamente grande, vivem exclusivamente em ambientes lóticos. As ninfas são filtradoras, alimentando-se ao posicionar o corpo contra a correnteza e capturando as partículas em suspensão através de suas longas e pectinadas cerdas na margem interna das pernas anteriores. Possuem um tufo de brânquias associados às maxilas, e as brânquias do primeiro segmento abdominal, ao contrário das demais, situam-se ventralmente. Podem viver sobre galhos, ramos ou pedras em áreas de forte correnteza, ou semi-enterradas na areia em áreas de correnteza mais fraca. Os adultos possuem a nervação alar bastante reduzida e estão entre os Ephemeroptera que voam com maior agilidade. Algumas espécies são atraídas por luz após o crepúsculo. As fêmeas possuem as pernas atrofiadas.

## Polymitarcyidae

Grupo amplamente distribuído, com exceção da Região Australasiana, em que mais da metade das espécies, em virtude da grande diversidade do gênero *Campsurus* Eaton (1868), encontra-se na

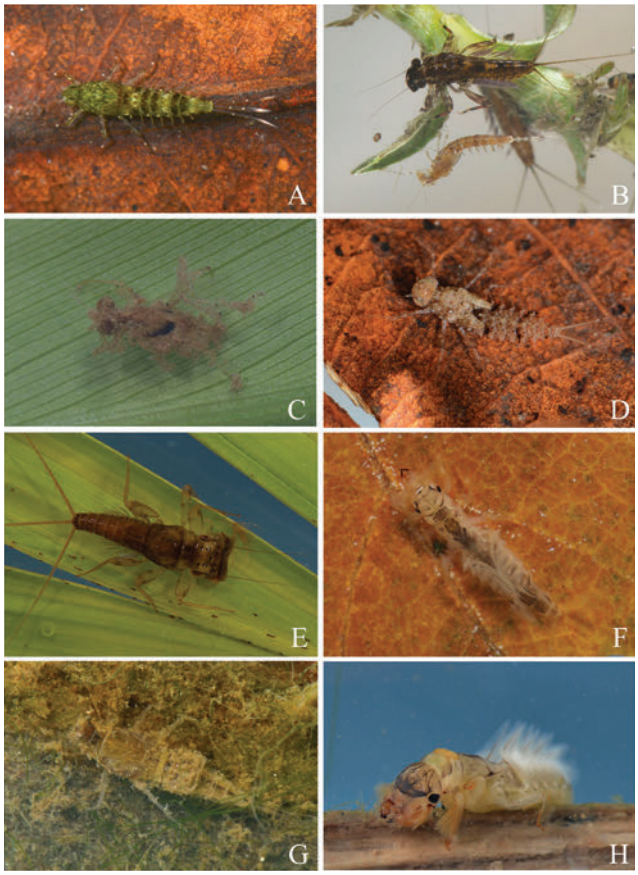



**Figura 5.** Ninfas de algumas famílias de Ephemeroptera: A. *Spiritiops silvudus* (Baetidae). B. *Simothraulopsis* sp.n. (Leptophlebiidae) e *Waltzoyphius roberti* (Baetidae). C. *Coryphorus aquilus* (Coryphoridae). D. *Cloeodes auwe* (Baetidae). E. Leptophlebiidae gênero indeterminado. F. *Tortopus* sp. (Polymitarcyidae). G. *Latineosus* sp. (Caenidae). H. *Asthenopus* sp. (Polymitarcyidae).

**Tabela 1.** Quadro atual das famílias, gêneros e número de espécies de Ephemeroptera (Insecta) registrados para a região Neotropical, Brasil e estado do Amazonas. *= gênero ainda não formalmente registrado, mas que artigos no prelo relatam sua presença no Amazonas; n = número de espécies.

| Família | Gênero | Número de espécies | | |
|---|---|---|---|---|
| | | Região Neotropical | Brasil | Amazonas |
| Baetidae (n =161) | *Adebrotus* | 2 | 2 | 1 |
| | *Americabaetis* | 19 | 5 | 1 |
| | *Apobaetis* | 6 | 3 | 2 |
| | *Aturbina* | 4 | 4 | 3 |
| | *Baetodes* | 47 | 9 | 1 |
| | *Callibaetis* | 14 | 12 | * |
| | *Callibaetoides* | 1 | 1 | 1 |
| | *Camelobaetidius* | 28 | 19 | 3 |
| | *Cloeodes* | 19 | 11 | 2 |
| | *Cryptonympha* | 2 | 2 | 1 |
| | *Guajirolus* | 5 | 1 | 1 |
| | *Harpagobaetis* | 1 | 1 | 1 |
| | *Paracloeodes* | 15 | 11 | 3 |
| | *Rivudiva* | 4 | 2 | 1 |
| | *Spiritiops* | 1 | 1 | 1 |
| | *Tomedontus* | 1 | 1 | 1 |
| | *Tupiara* | 1 | 1 | 1 |
| | *Waltzoyphius* | 2 | 2 | 1 |
| | *Zelusia* | 1 | 1 | 1 |
| Caenidae (n = 35) | *Brasilocaenis* | 6 | 6 | 3 |
| | *Caenis* | 19 | 12 | 2 |
| | *Latineosus* | 2 | 1 | 1 |
| Coryphoridae (n = 1) | *Coryphorus* | 1 | 1 | 1 |
| Euthyplociidae (n = 7) | *Campylocia* | 3 | 3 | 1 |
| Leptohyphidae (n = 100) | *Amanahyphes* | 1 | 1 | 1 |
| | *Leptohyphes* | 18 | 6 | 1 |
| | *Macunahyphes* | 3 | 2 | 1 |
| | *Tricorythodes* | 20 | 15 | 2 |
| | *Tricorythopsis* | 17 | 16 | 5 |
| Leptophlebiidae (n = 212) | *Askola* | 5 | 5 | 2 |
| | *Farrodes* | 12 | 4 | 1 |
| | *Hagenulopsis* | 6 | 2 | 1 |
| | *Hermanellopsis* | 2 | 1 | 1 |
| | *Hydrosmilodon* | 4 | 1 | 1 |
| | *Microphlebia* | 2 | 2 | 1 |
| | *Miroculis* | 16 | 10 | 4 |
| | *Needhamella* | 1 | 1 | 1 |
| | *Simothraulopsis* | 5 | 5 | 1 |
| | *Ulmeritoides* | 13 | 7 | 1 |
| Oligoneuriidae (n = 20) | *Fittkauneuria* | 2 | 1 | 1 |
| | *Homoeoneuria* | 3 | 2 | 1 |
| | *Oligoneuria* | 5 | 3 | 1 |
| | *Spaniophlebia* | 3 | 2 | 1 |
| Polymitarcyidae (n = 56) | *Asthenopus* | 4 | 4 | 3 |
| | *Campsurus* | 39 | 28 | 2 |
| | *Tortopus* | 6 | 3 | 1 |
| | *Tortopsis* | | 3 | 2 |

**Tabela 2.** Lista das espécies de Ephemeroptera registradas para o Amazonas, acompanhada da família e artigo(s) referente(s) ao(s) registro(s).

| Família | Espécie | Referências do registro |
|---|---|---|
| Baetidae | *Adebrotus amazonicus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995 | Lugo-Ortiz e McCafferty (1995) |
| | *Americabaetis alphus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996 | Salles *et al.* (2010) |
| | *Apobaetis fiuzai* Salles & Lugo-Ortiz, 2002 | Cruz *et al.* 2011 |
| | *Apobaetis hamadae* Cruz, Boldrini & Salles, 2012 | Cruz *et al.* 2011 |
| | *Aturbina georgei* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996 | Lugo-Ortiz e McCafferty (1996) |
| | *Aturbina maculata* Salles, Boldrini & Shimano, 2011 | Salles *et al.* (2011) |
| | *Aturbina nigra* Salles, Boldrini & Shimano, 2011 | Salles *et al.* (2011) |
| | *Baetodes* sp. | Presente trabalho |
| | *Callibaetoides caaigua* Cruz, Salles & Hamada, 2013 | Cruz *et al.* (2013) |
| | *Camelobaetidius billi* Thomas & Dominique, 2001 | Salles e Dias (2004) |
| | *Camelobaetidius janae* Thomas & Dominique 2001 | Presente trabalho |
| | *Camelobaetidius leentvaari* Demoulin, 1966 / SINÔNIMOS = *Camelobaetidius mantis* Traver e Edmunds, 1968 | Traver e Edmunds (1968) |
| | *Cloeodes auwe* Salles & Batista, 2004 | Presente trabalho |
| | *Cloeodes redactus* Waltz e McCafferty, 1987 | Presente trabalho |
| | *Cryptonympha copiosa* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998 | Lugo-Ortiz e McCafferty (1998) |
| | *Harpagobaetis gulosus* | Presente trabalho |
| | *Guajirolus* sp. | Salles (2007) |
| | *Paracloeodes atroari* Nieto & Salles, 2006 | Nieto e Salles (2006) |
| | *Paracloeodes binodulus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1996 | Lugo-Ortiz e McCafferty 1996b, Nieto e Salles (2006) |
| | *Paracloeodes waimiri* Nieto & Salles, 2006 | Nieto e Salles (2006) |
| | *Spiritiops silvudus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998 | Lugo-Ortiz e McCafferty (1998) |
| | *Tomedontus primus* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1995 | Lugo-Ortiz e McCafferty 1995; Falcão *et al.* (2010) |
| | *Tupiara ibirapitanga* Salles, Lugo-Ortiz, Da-Silva & Francischetti, 2003 | Salles *et al.* (2003) |
| | *Waltzoyphius fasciatus* McCafferty & Lugo-Ortiz, 1995 | Lugo-Ortiz e McCafferty (1995) |
| | *Waltzoyphius roberti* Thomas & Péru, 2002 | Presente trabalho |
| | *Zelusia principalis* Lugo-Ortiz & McCafferty, 1998 | Lugo-Ortiz e McCafferty (1998) |
| Caenidae | *Brasilocaenis irmleri* Puthz, 1975 | Puthz (1975) |
| | *Brasilocaenis puthzi* Malzacher, 1986 | Malzacher (1986) |
| | *Brasilocaenis renata* Malzacher, 1986 | Malzacher (1986) |
| | *Caenis candelata* Malzacher, 1986 | Malzacher (1986) |
| | *Caenis pflugfelderi* Malzacher, 1990 | Malzacher (1990) |
| | *Latineosus columbianus* (Soldán, 1986) / SINÔNIMOS = *Cercobrachys columbianus* Soldán, 1986 | Malzacher (1986) |
| Coryphoridae | *Coryphorus aquilus* Peters, 1981 | Peters (1981) |
| Euthyplociidae | *Campylocia anceps* (Eaton, 1883) / SINÔNIMOS = *Euthyplocia anceps* Eaton, 1883 = *Euthyplocia burmeisteri* Hagen, 1888 = *Euthyplocia intercalata* Banks, 1918 = *Euthyplocia guntheri* Navás, 1920c = *Campylocia ampla* Needham & Murphy, 1924 | Eaton (1883) |
| Leptohyphidae | *Amanahyphes saguassu* Salles & Molineri, 2006 | Salles e Molineri (2006) |
| | *Leptohyphes populus* Allen, 1973 | Allen (1973) |
| | *Macunahyphes australis* (Banks, 1913) / SINÔNIMOS = *Tricorythodes australis* (Banks, 1913) = *Tricorythus australis* Banks, 1913 = *Leptohyphodes australis* (Banks, 1913) | Presente trabalho |
| | *Tricorythodes faeculopsis* Belmont, Salles & Hamada, 2011 | Belmont *et al*. (2011) |
| | *Tricorythodes yapekuna* Belmont, Salles & Hamada, 2012 | Belmont *et al*. (2012) |
| | *Tricorythopsis acara* Belmont, Salles & Hamada, 2011 | Belmont *et al*. (2011) |
| | *Tricorythopsis bahiensis* Dias, Salles & Ferreira, 2008 | Dias *et al*. (2008) |
| | *Tricorythopsis intercalatus* Belmont, Salles & Hamada, 2011 | Belmont *et al*. (2011) |
| | *Tricorythopsis yucupe* Dias, Salles & Ferreira, 2008 | Dias *et al*. (2008) |
| | *Tricorythopsis rondoniensis* (Dias, Cruz & Ferreira) | Belmont *et al*. (2012) |

**Tabela 2.** Continuação

| Família | Espécie | Referências do registro |
|---|---|---|
| Leptophlebiidae | *Askola emerichi* Domínguez, Molineri & Mariano, 2009 | Domínguez *et al*. (2009) |
| | *Askola yanoman* Nascimento, Barcelos-Silva e Salles, 2011 | Nascimento *et al*. (2011) |
| | *Farrodes ochraceous* Domínguez, Molineri & Peters, 1996 | Domínguez *et al*. (1996) |
| | *Hagenulopsis minuta* Spieth, 1943 | Peters e Domínguez (2001) |
| | *Hermanellopsis arsia* Savage & Peters, 1983 | Savage e Peters (1983) |
| | *Hydrosmilodon gilliesae* Thomas & Péru, 2004 | Presente trabalho |
| | *Microphlebia pallida* Savage & Peters, 1983 | Savage e Peters (1983) |
| | *Miroculis (Atroari) amazonicus* Savage & Peters, 1983 | Savage e Peters (1983) |
| | *Miroculis (Atroari) duckensis* Savage & Peters, 1983 | Savage e Peters (1983) |
| | *Miroculis (Miroculis) marauiae* Savage & Peters, 1983 | Savage e Peters (1983) |
| | *Miroculis (Yaruma) wandae* Savage & Peters, 1983 | Savage e Peters (1983) |
| | *Needhamella ehrhardti* (Ulmer, 1920) / SINÔNIMOS = *Thraulus ehrhardti* Ulmer, 1920 = *Traverella ehrhardti* (Ulmer, 1920) =*Hermanella* sp.; Edmunds, Jensen e Berner, 1976 | Presente trabalho |
| | *Simothraulopsis demerara* (Traver, 1947) | Domínguez *et al*. (1997) |
| | *Tikuna bilineata* (Needham e Murphy, 1924) | Presente trabalho |
| | *Umeritoides* sp. | Presente trabalho |
| Oligoneuriidae | *Fittkauneuria adusta* Pescador & Edmunds, 1994 | Pescador e Edmunds (1994) |
| | *Homoeoneuria (Notochora) fittkaui* Pescador e Peters, 1980 | Pescador e Peters (1980) |
| | *Oligoneuria amazonica* (Demoulin, 1955) / SINÔNIMOS = *Oligoneurioides amazonicus* Demoulin, 1955 | Demoulin (1955) |
| | *Spaniophlebia trailae* Eaton, 1881 | Eaton (1881) |
| Polymitarcyidae | *Asthenopus crenulatus* Molineri, Cruz & Emmerichi, 2011 | Molineri *et al.* (2011) |
| | *Asthenopus curtus* (Hagen, 1861) / SINÔNIMOS = *Palingenia curta* Hagen, 1861 = *Campsurus curtus* (Hagen, 1861) = *Campsurus amazonicus* Hagen, 1888 = *Asthenopus amazonicus* (Hagen, 1888) | Hagen (1861) |
| | *Asthenopus angelae* De-Souza & Molineri, 2012 | De-Souza e Molineri (2012) |
| | *Campsurus duplicatus* Spieth, 1943 | Spieth (1943) |
| | *Campsurus mutilus* Needham & Murphy, 1924 | Needham e Murphy (1924) |
| | *Tortopus igaranus* Needham & Murphy, 1924 | Needham e Murphy (1924) |
| | *Tortopus ipixuna* Molineri, Salles & Boldrini, 2013 | Molineri *et al.* (2012) |
| | *Tortopsis spatula* Molineri, 2010 | Molineri *et al.* (2012) |

Região Neotropical. De tamanho relativamente grande, são encontrados tanto em ambientes lênticos quanto lóticos. As ninfas possuem colmilhos mandibulares e vivem dentro de túneis construídos em substratos argilosos pouco ou muito consolidados e até mesmo em madeira submersa. Ninfas de algumas espécies (Molineri e Emmerich 2010) são capazes de produzir casulos de ceda. São filtradores, posicionando as pernas anteriores ao lado da cabeça e capturando as partículas com auxílio de cerdas longas e pectinadas na margem interna das pernas anteriores e na margem lateral das mandíbulas. Adultos são atraídos em quantidade ao final do crepúsculo, promovendo revoadas de grande magnitude. Apenas as pernas anteriores dos machos são desenvolvidas, incapacitando os alados a pousar. O período de vida neste estágio é bem curto, dificilmente ultrapassando duas horas.

## Chave para identificar ninfas das famílias de Ephemeroptera ocorrentes no estado do Amazonas

1. Brânquias do segundo segmento abdominal semelhantes às demais, sem cobrir os pares subsequentes ..... 2



1'. Brânquias do segundo segmento abdominal operculares, cobrindo os pares subsequentes ..... 6



2. Projeção falciforme mandibular bem desenvolvida ..... 3





2'. Projeção falciforme mandibular ausente .... 4





3. Projeção falciforme mandibular longa (geralmente duas vezes o comprimento da cabeça) e estreita da base ao ápice (A); brânquias normalmente em arranjo lateral (B) ..... Euthyplociidae







3'. Projeção falciforme mandibular curta (medindo não mais que o comprimento da cabeça), robusta na base e estreitando-se em direção ao ápice (A); brânquias geralmente em arranjo dorsal (B) ..... Polymitarcyidae







4. Tufos branquiais associados ventralmente à cabeça (A); fêmur e tíbia anteriores com uma fileira dupla de cerdas longas nas suas margens internas (B) ..... Oligoneuriidae





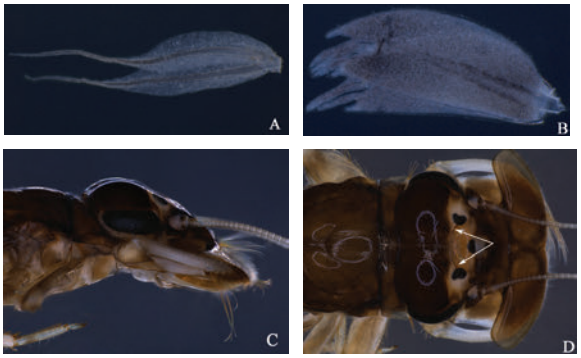


4'. Cabeça desprovida de tufos branquiais (A); fêmur e tíbia anteriores sem uma fileira de cerdas longas (b) ..... 5

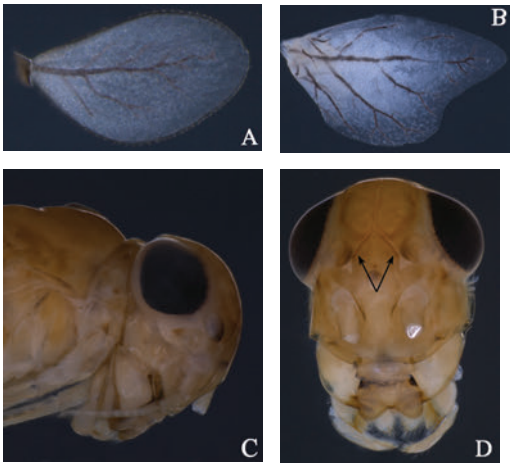





5. Brânquias de formatos variados, mas sempre compostas de duas lamelas, uma dorsal e outra ventral (A), (B); cabeça geralmente prognata (C); ramos laterais da sutura epicranial localizados sobre os ocelos laterais (D) ..... Leptophlebiidae



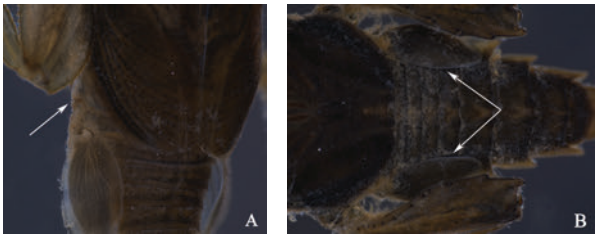

5'. Brânquias geralmente ovaladas e com apenas uma lamela, às vezes podendo apresentar dobras (A), (B); cabeça hipognata (C); ramos laterais da sutura epicranial localizados abaixo dos ocelos laterais (D) ..... Baetidae



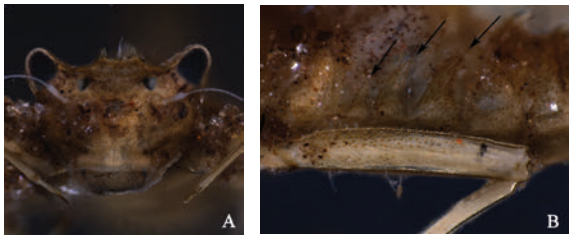

6. Brânquias do primeiro segmento abdominal presentes, filiformes (A); brânquias operculares unidas uma à outra por quase toda margem interna e com uma marcação em "Y" (B) ..... Caenidae



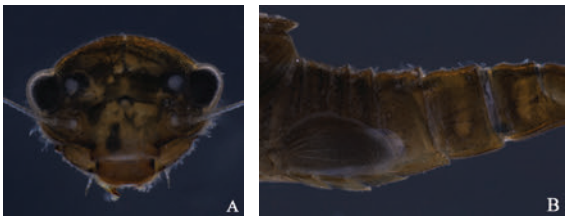

6'. Brânquias do primeiro segmento abdominal ausentes (A); brânquias operculares geralmente distantes uma da outra e sem uma marcação em "Y" (B) ..... 7




7. Olhos elevados (A); expansões laterais dos tergitos abdominais III-V direcionadas para cima, formando uma câmara branquial (B) ..... Coryphoridae




7'. Olhos não elevados (A); expansões laterais dos tergitos abdominais III-V não direcionadas para cima ..... Leptohyphidae




## Chave para identificar ninfas dos gêneros de Baetidae ocorrentes no estado do Amazonas

1. Brânquias presentes no primeiro segmento abdominal ..... 2



1’. Brânquias ausentes no primeiro segmento abdominal ..... 14



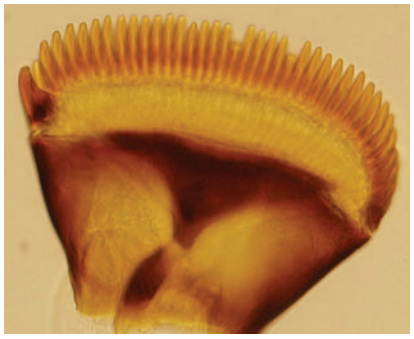
2. Brânquias presentes nos segmentos I - VII, orientadas dorsolateralmente ..... 3



2’. Brânquias presentes nos segmentos I – V, orientadas ventrolateralmente ... *Baetodes*



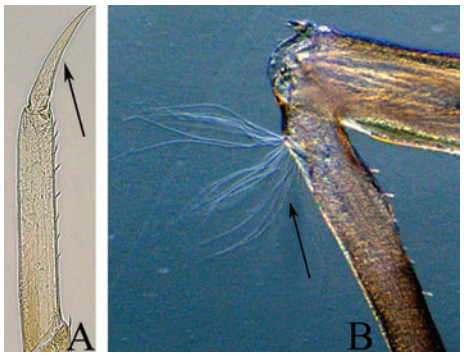
3. Garras tarsais espatuladas ..... *Camelobaetidius*



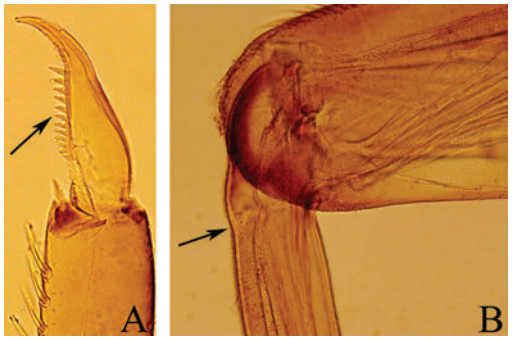
3’. Garras tarsais afilando-se em direção ao ápice .... 4



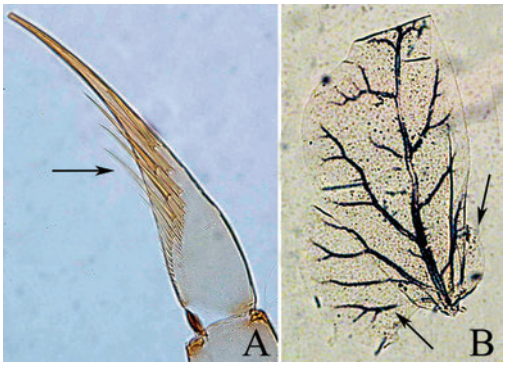
4. Garras tarsais sem dentículos (A); base das tíbias com arco cerdas finas (B) ..... *Cloeodes*



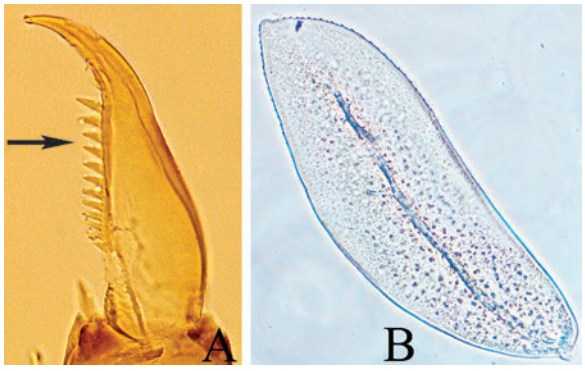

4’. Garras tarsais com dentículos (A); base das tíbias sem arco de cerdas finas (B) ..... 5



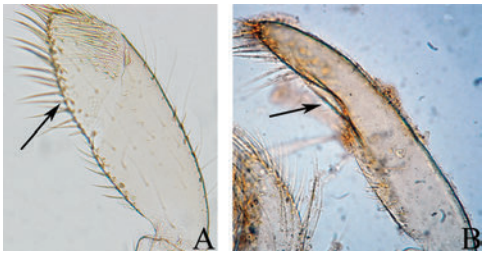

5. Garras tarsais, ao menos as anteriores, com duas fileiras de dentículos alongados (A); brânquias com dobras (B) ..... 6



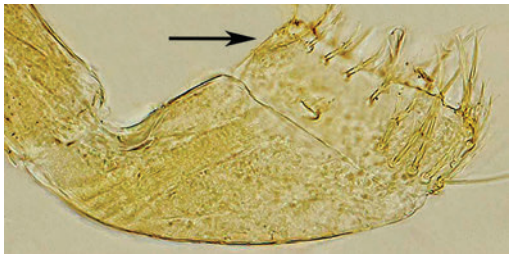
5'. Garras com uma ou duas fileiras de dentículos (A); brânquias sem dobras (B) ..... 7




6. Terceiro segmento do palpo labial arredondado ou ovalado (A); com superfície dorsal côncava (B) ..... *Callibaetis*



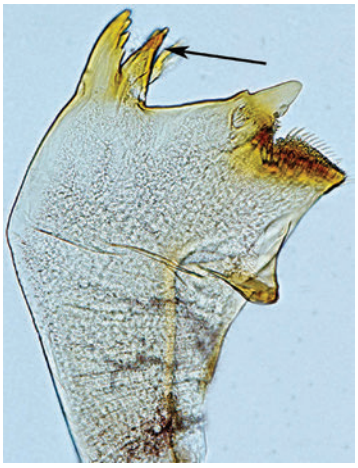

6'. Terceiro segmento do palpo labial subquadrangular, com superfície dorsal plana ..... *Callibaetoides*



7. Incisivos mandibulares fusionados ..... 8



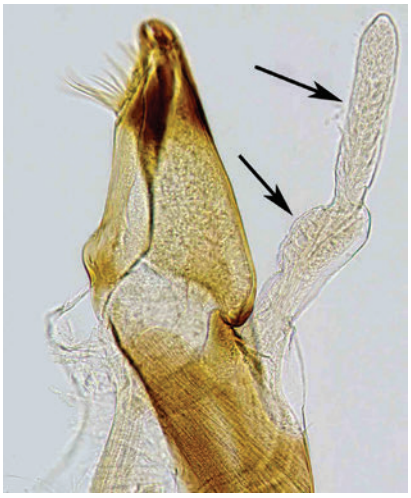
7'. Incisivos mandibulares destacados desde a base (eventualmente os incisivos da mandíbula esquerda podem estar parcialmente fusionados) ..... 11



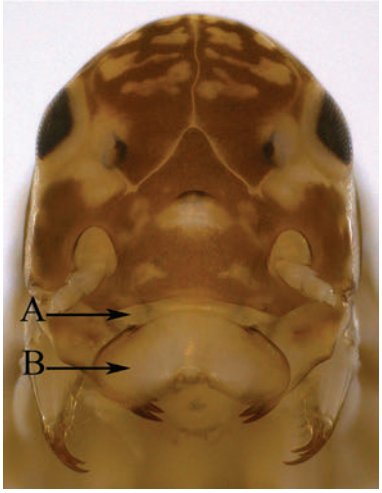
8. Palpo maxilar com três artículos ..... 9



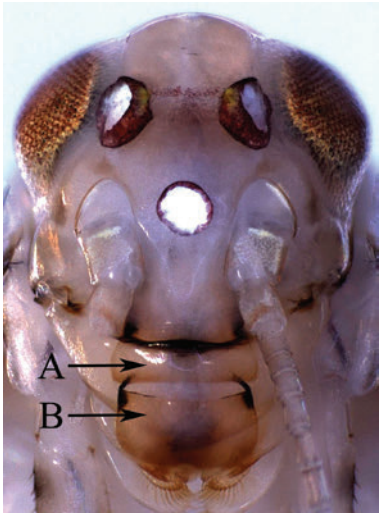
8'. Palpo maxilar com dois artículos ..... 10



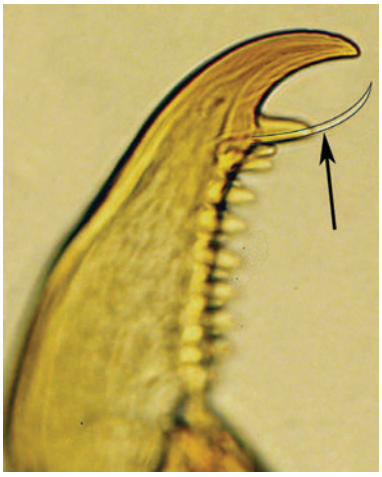
9. Clípeo reduzido (A); labro mais largo do que longo (B) ..... *Harpagobaetis*




9'. Clípeo presente (A); labro tão largo quanto longo (B) ..... *Aturbina*




10. Garras com uma cerda forte na região pré-apical ..... *Spiritiops*



10'. Garras sem uma cerda forte na região pré-apical ..... *Cryptonympha*



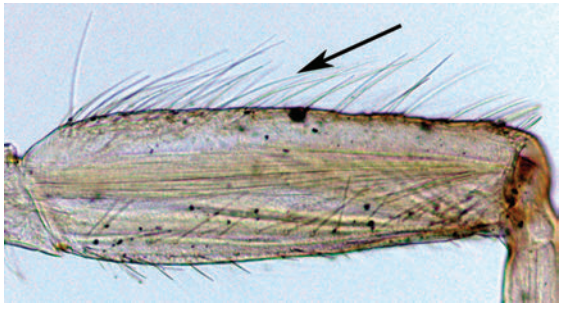
11. Mesoesterno com uma projeção triangular ..... *Waltzoyphius*



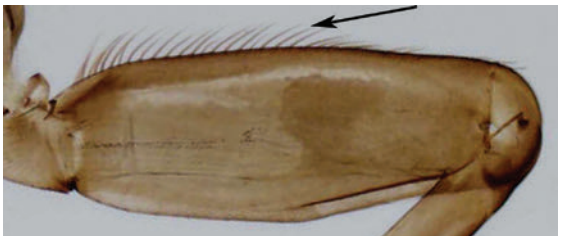
11'. Mesoesterno sem uma projeção triangular .... 12



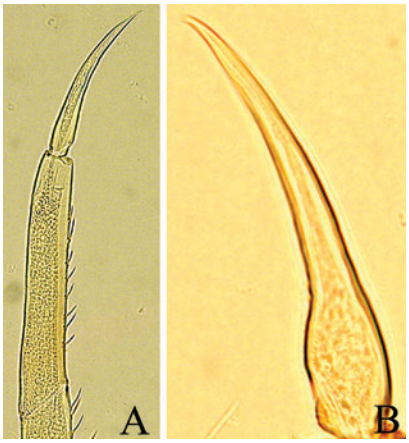
12. Margens dorsal e ventral dos fêmures com cerdas longas e robustas ..... *Rivudiva*



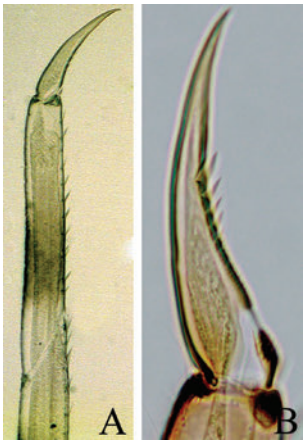
12’. Margens dorsal e ventral dos fêmures sem cerdas longas e robustas ..... 13



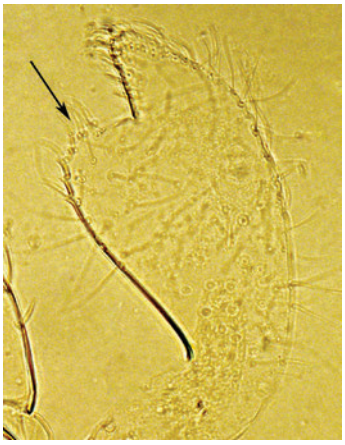
13. Garra tarsal alongada, ao menos 0.6x o comprimento do tarso (A); com dentículos tarsais ausentes ou diminutos (B) ..... *Apobaetis*



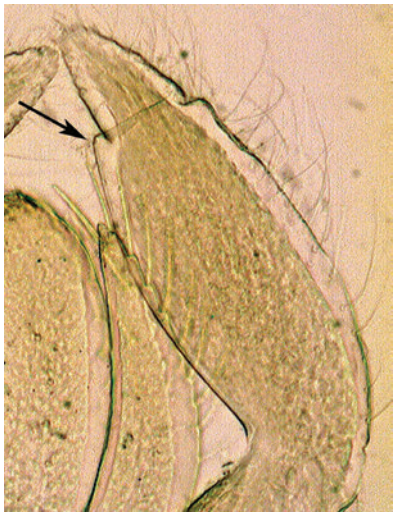

13’. Garra tarsal não tão alongada, não mais que 0.3x o comprimento do tarso (A); com dentículos tarsais presentes, porém estes podem ser pequenos (B) ..... 14



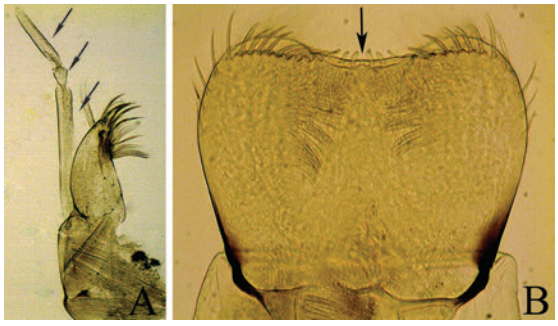

14. Segundo artículo do palpo labial com projeção distomedial ..... *Paracloeodes*



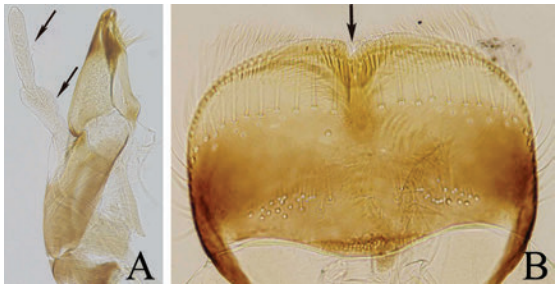
14’. Segundo artículo do palpo labial sem projeção distomedial ..... *Adebrotus*



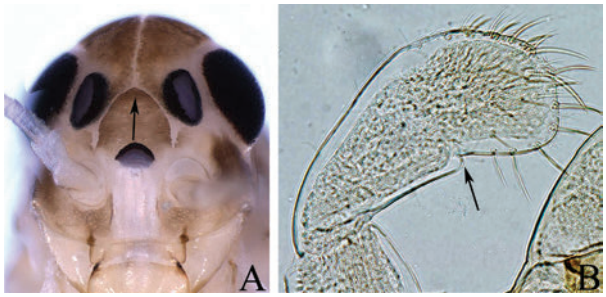
15. Palpo maxilar com três artículos (A); escavação mediana do labro larga (B) ..... *Guajirolus*



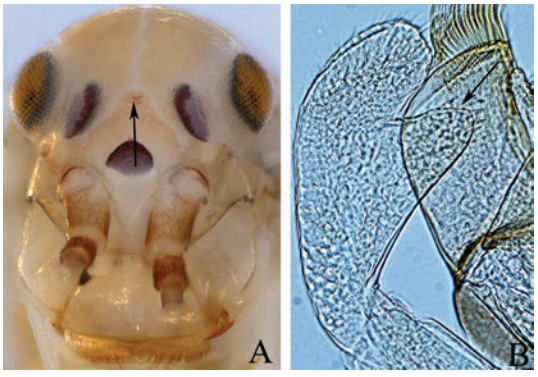
5’. Palpo maxilar com dois artículos (A); escavação mediana do labro estreita (B) ..... 16



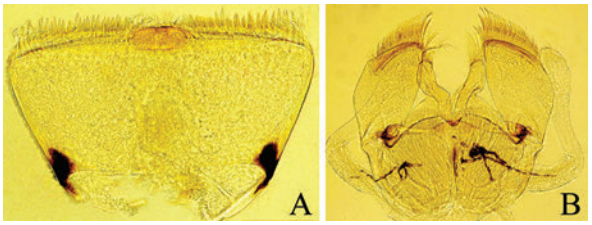

16. Ramos laterais da sutura epicranial retos ou curvados (A); segundo artículo do palpo labial sem uma projeção digitiforme (B) ..... *Zelusia*



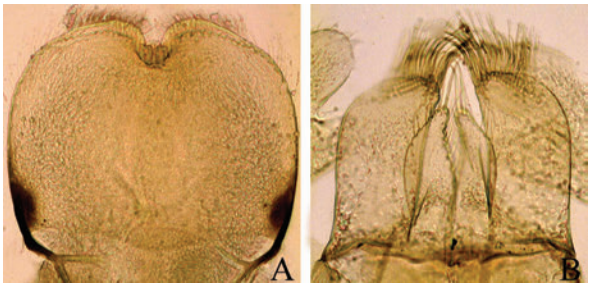

16’. Ramos laterais da sutura epicranial sinuosos (A); segundo artículo do palpo labial com uma projeção digitiforme (B) ..... 17




17. Labro trapezoidal (A); paraglossa alargando-se em direção ao ápice (B) ..... *Tomedontus*

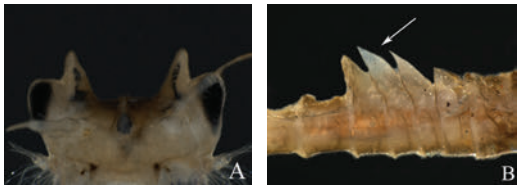



17’. Labro semicircular (A); paraglossa retangular (B) ..... *Americabaetis*

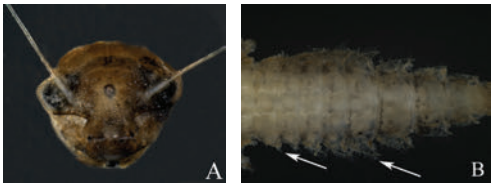



## Chave para identificar ninfas dos gêneros de Caenidae ocorrentes no estado do Amazonas

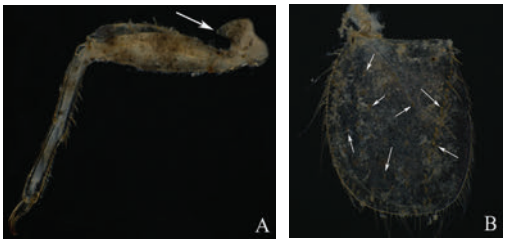
1. Tubérculos ocelares presentes (A), espinhos posterolaterais dos segmentos III à VI orientados dorsalmente (B) ..... *Latineosus*



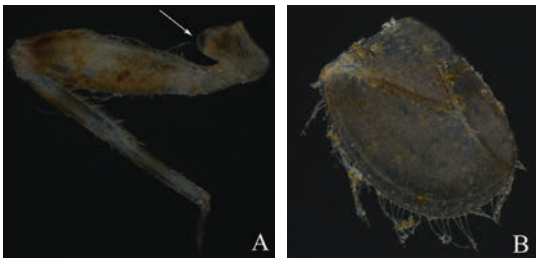

1’. Tubérculos ocelares ausentes (A), espinhos posterolaterais dos segmentos III à VI orientados lateralmente (B) ..... 2




2. Coxas medianas e posteriores com uma proeminente projeção dorsolateral aguda (A); superfície dorsal das brânquias operculares recobertas por cerdas curtas, robustas e de ápice arredondado (B) ..... *Brasilocaenis*

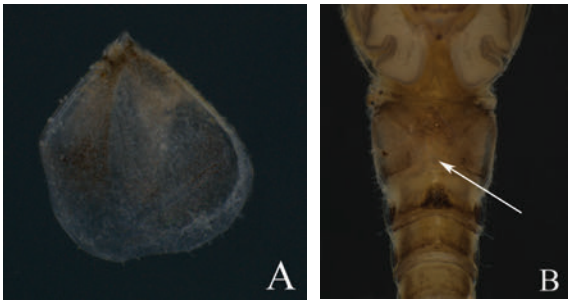


2’. Coxas medianas e posteriores sem uma proeminente projeção dorsolateral aguda, ou então projeção presente, porém pouco desenvolvida e geralmente arredondada (A); superfície dorsal das brânquias operculares não recobertas por cerdas curtas, robustas e de ápice arredondado (B) ..... *Caenis*

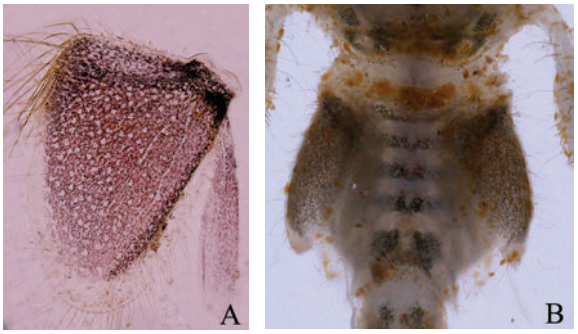



## Chave para identificar ninfas dos gêneros de Leptohyphidae ocorrentes no estado do Amazonas

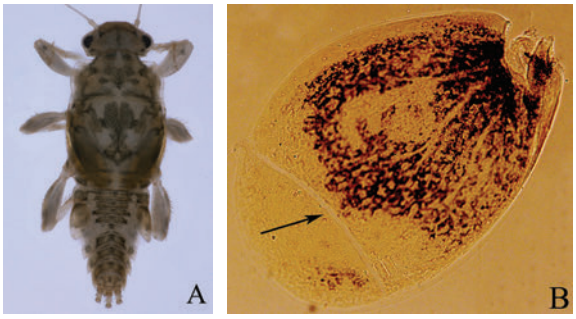
1. Brânquia opercular tão longa quanto larga (A), com margens internas tocando-se ou muito próximas à região mediana do corpo (B); ..... *Amanahyphes*




1’. Brânquia opercular triangular ou oval mais longa que larga (A), margem interna não tocando a linha mediana (B) ..... 2



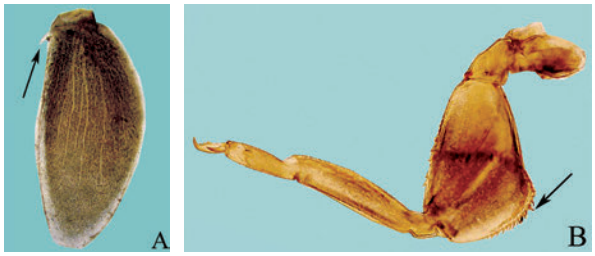

2. Comprimento do corpo menor que 4 mm (A); brânquia opercular frequentemente com uma linha transversal fracamente esclerotizada (B); fórmula branquial 5/4/4/ ..... *Tricorythopsis*



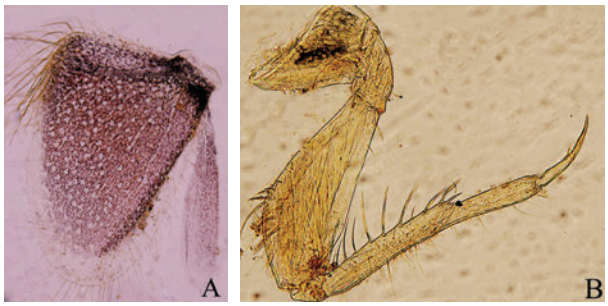

2’. Comprimento do corpo maior que 4 mm (A), brânquia opercular sem linha transversal (B); fórmula branquial não como acima ..... 3



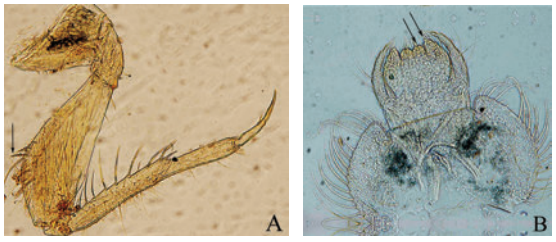

3. Brânquia opercular ovalada, com projeção em bico na base da lamela ventral (A); fêmur margeado por cerdas curtas (B)..... *Leptohyphes*



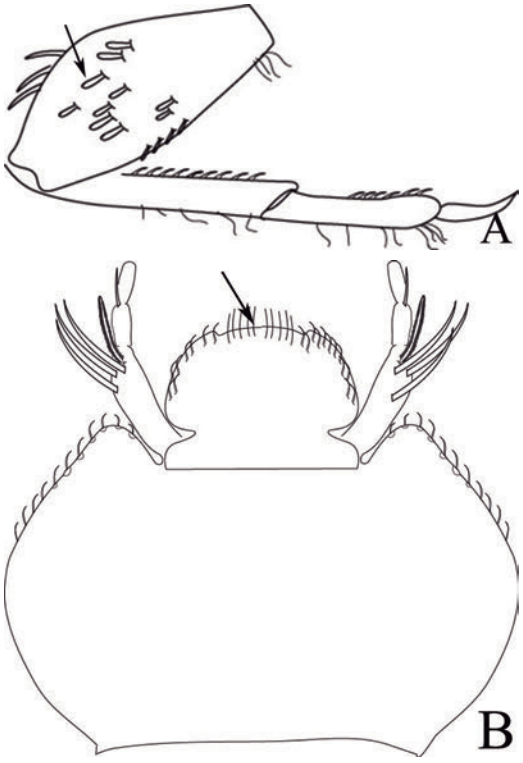
3’. Brânquia opercular triangular ou arredondada, sem projeção em bico na base da lamela ventral (A); se brânquia triangular, fêmur margeado por cerdas médias (B); se brânquia arredondada, fêmur margeado por cerdas longas .....4




4. Superfície dorsal dos fêmures com cerdas apicalmente afiladas (A); glossa e paraglossa não fusionadas (B) ..... *Trichorythodes*




4’. Superfície dorsal dos fêmures com cerdas serreadas (A); glossa e paraglossa fusionadas (B) ..... *Macunahyphes*



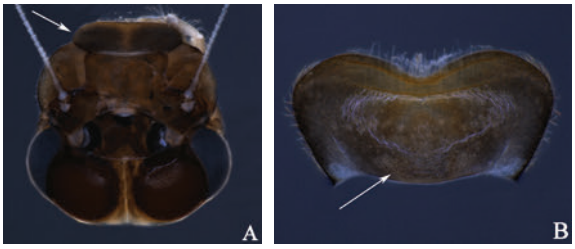

## Chave para identificar ninfas dos gêneros de Leptophlebiidae ocorrentes no estado do Amazonas

Observação: A ninfa de *Hermanelopsis* é desconhecida, e por esse motivo não é representada na chave.

1. Labro tão ou mais largo que a cabeça (A), com uma fileira basal de cerdas longas (B) ..... 2




1’. Labro mais estreito que a cabeça (A), sem uma fileira basal de cerdas longas (B) ..... 3




2. Maxila com o dente distomedial muito longo (A); brânquias lanceoladas, terminando em um processo alongado (B) ..... *Hydrosmilodon*



2’. Maxila com o dente distomedial curto (A); brânquias elípticas e alongadas, com ou sem uma pequena projeção apical (B), (C) ..... *Needhamella*




3. Teca alar posterior ausente ..... 4



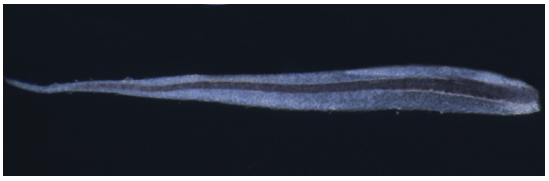
3’. Teca alar posterior presente ..... 5



4. Brânquia ovalada, com franja apical ..... *Askola*



4’. Brânquia delgada, desprovida de franja .. ..... *Hagenulopsis*



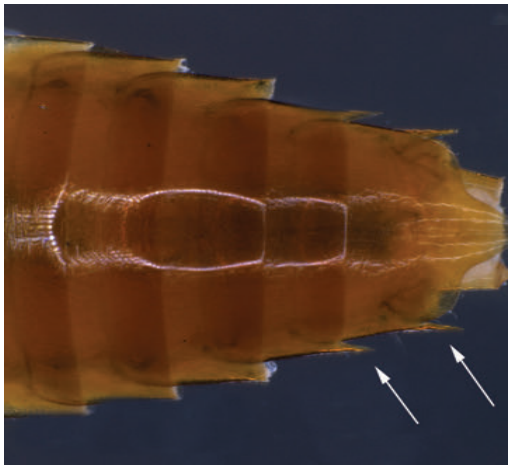
5. Corpo fusiforme; metade basal dos filamentos caudais densamente recoberta por cerdas ..... *Tikuna*



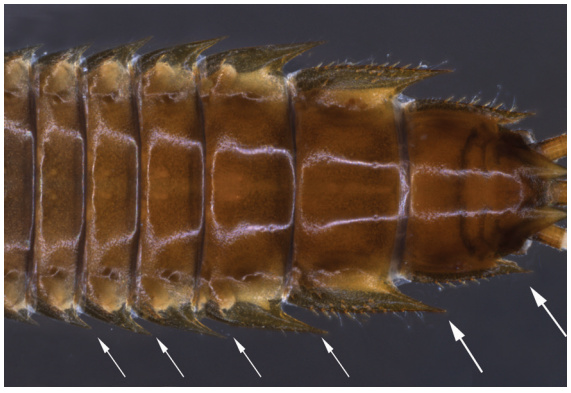
5’. Corpo achatado dorsoventralmente; filamentos caudais recobertos por poucas cerdas ..... 6



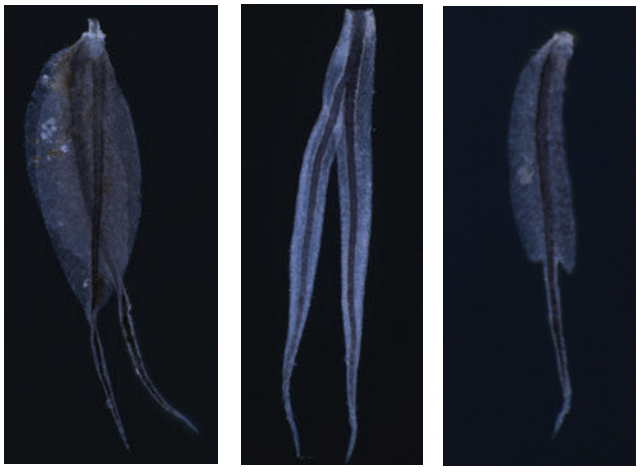
6. Espinhos posterolaterais presentes apenas nos segmentos abdominais VIII–IX ..... *Farrodes*



6'. Espinhos posterolaterais presentes em diversos segmentos abdominais ..... 7



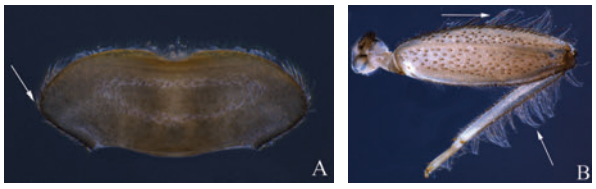
7. Brânquias lanceoladas ou delgadas ..... 8



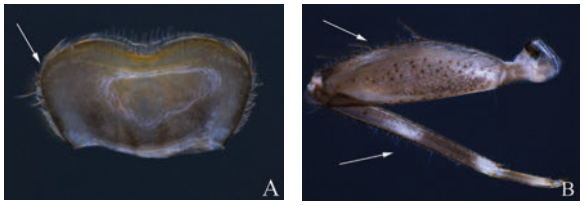
7'. Brânquias ovaladas ..... 9



8. Margem lateral do labro formando um ângulo (A); margem dorsal das pernas bordeadas por muitas cerdas longas e finas (B) ..... *Miroculis*




8'. Margem lateral do labro não angulosa (A), margem dorsal das pernas não bordeadas por cerdas muito longas e finas (B) ..... *Simothraulopsis*



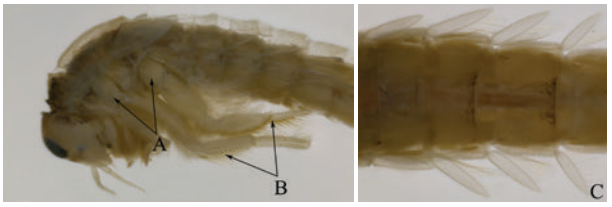

9. Brânquia desprovida de franjas ..... ..... *Microphlebia*

9'. Brânquias com franjas em toda extensão ..... *Ulmeritoides*

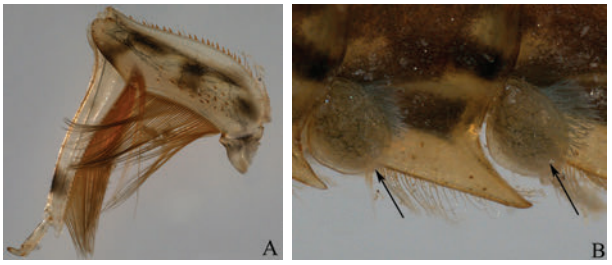
## Chave para identificar ninfas dos gêneros de Oligoneuriidae ocorrentes no estado do Amazonas

Observação: A ninfa de *Spaniophlebia* é desconhecida, e por esse motivo não é representada na chave.

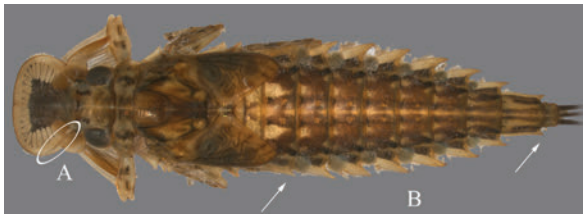
1. Pernas modificadas: coxas medianas e posteriores alongadas (A), pernas recobertas por muitas cerdas (B); brânquias II-VII estreitadas (C) ..... *Homoeoneuria*




1'. Pernas sem tais modificações (A); brânquias II-VII arredondadas (B) ..... 2




2. Antena mais curta que a cabeça (A); projeções posterolaterais nos segmentos abdominais II-IX (B) ..... *Oligoneuria*




2'. Antena mais longa que a cabeça (aproximadamente 3x o seu comprimento) (A); projeções posterolaterais nos segmentos abdominais VIII-IX (B) ..... *Fittkauneuria*



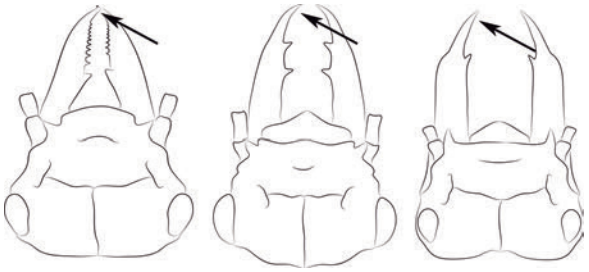

## Chave para identificar ninfas dos gêneros de Polymitarcyidae ocorrentes no estado do Amazonas

**(Modificada de Molineri 2010)**

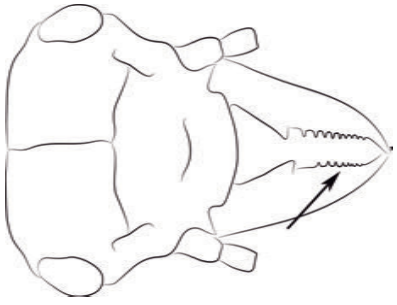
1. Projeções falciformes mandibulares sem dentes na margem interna, apenas com um forte espinho basal (A) e dois ou três lobos apicais (B) ..... *Asthenopus*



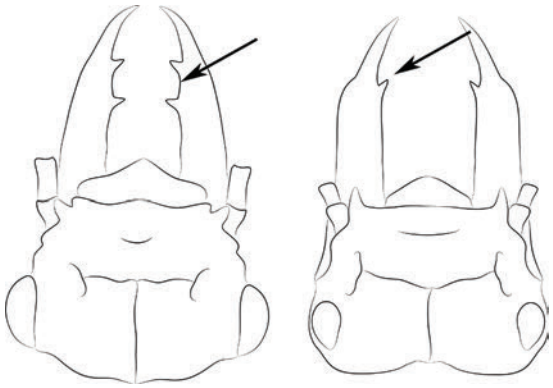

1'. Projeções falciformes mandibulares com dentes em toda margem interna ou pelo menos no ápice, terminando sempre em um lóbulo ..... 2



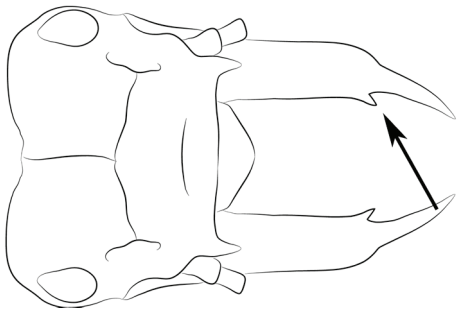
2. Margem interna das projeções falciformes mandibulares com muitos dentículos e presentes em toda sua extensão ..... *Campsurus*



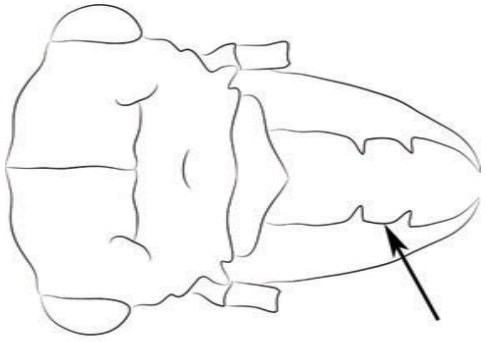
2’. Margem interna das projeções falciformes mandibulares com poucos dentículos e presentes apenas subapicalmente ..... 3



3. Apenas um dentículo subapical ..... *Tortopus*



3’. Com dois dentículos subapicais ..... *Tortopsis*



## Referências Bibliográficas


Allen, R.K. 1973. New species of *Leptohyphes* Eaton (Ephemeroptera: Tricorythidae). *Pan-Pacific Entomology Journal,* 49: 363-372.

Belmont, E.L.; Salles, F.F.; Hamada, N. 2011. Three new species of Leptohyphidae (Insecta: Ephemeroptera) from Central Amazon, Brazil. *Zootaxa*, 3047: 43-53.

Belmont, E.L.; Salles, F.F.; Hamada, N. 2012. Leptohyphidae (Insecta, Ephemeroptera) do estado do Amazonas, Brasil: novos registros, nova combinação, nova espécie e chave de identificação para estágios ninfais. *Revista Brasileira de Entomologia,* 56: 289-296.

Cruz, P.V.; Boldrini, R.; Salles, F.F. 2011. Apobaetis Day (Ephemeroptera: Baetidae) from northern Brazil: description of a new species and of the male imago of *A. fiuzai* Salles & Lugo-Ortiz. *Aquatic Insects*, 33: 81-90.

Cruz, P.V.; Salles, F.F.; Hamada N. 2013. A new genus and species of Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) from Brazil. *Annales de Limnology,* 49: 1-12.

Cummins K.W.; Merritt R.W.; Andrade P.C.N. 2005. The use of invertebrate functional groups to characterize ecosystem attributes in selected streams and rivers in southeast Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 40: 71-90.

Demoulin, G. 1955. Une mission biologique belge au Brésil. Éphéméroptères. *Bulletin de la Societe Royale Belge d’Entomologie*, 31: 1-32.

De-Souza, M; Molireni, C. 2012. The adults and nymphs of *Asthenopus angelae* new species (Ephemeroptera: Polymitarcyidae) from Argentina, Bolivia, Brazil and Colombia. *Zootaxa*, 3399: 45-52.

Dias, L.G.; Salles, F.F.; Ferreira, P.S.F. 2008. New species of *Tricorythopsis* Traver (Ephemeroptera: Leptohyphidae) from northern Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 43: 237-241.

Domínguez, E.; Peters, W.L.; Peters, Savage, H.M. 1997. The image of *Simothraulopsis* Demoulin with a redescription of the nymph (Ephemeroptera: Leptophlebiidae: Atalophlebiinae). *Aquatic Insects*, 19: 141-150.

Domínguez, E., Molineri, C.M., Pescador, M., Hubbard, M.D., Nieto, C. 2006. *Ephemeroptera of South America*. Vol. 2. (eds) Adis, J., Arias, J.R., Rueda-Delgado, G.; Wantzen, K.M, Moscow and Sofia, 646 p.

Domínguez, E.; Molineri, C., Peters, W.L. 1996. Ephemeroptera from Central and South America: New species of the *Farrodes bimaculatus* group with a key for the males. *Studies on Neotropical Fauna and Environment,* 31: 87-101.

Domínguez, E.; Molineri, C.; Mariano, R. 2009. Revision of the South American species of *Hagenulopsis* Ulmer and *Askola* Peters

(Ephemeroptera: Leptophlebiidae) with description of six new species, *Zootaxa*, 2142: 29-44.

Eaton, A.E. 1868. An outline of a re-arrangement of the genera of Ephemeridae. *Entomologist's Monthly Magazine*, 5: 82-91.

Eaton, A.E. 1881. An announcement of new genera of the Ephemeridae. *Entomologist's Monthly Magazine,* 17: 191-197.

Eaton, A.E. 1883-1888. A revisional monograph of recent Ephemeridae or mayflies. *Transactions of the Linnean Society of London*, 3: 1-352.

Falcão, J.N.; Salles, F.F.; Hamada, N. 2010. The adults of Harpagobaetis Mol and Tomedontus Lugo-Ortiz and McCafferty (Ephemeroptera: Baetidae) with notes on the nymphal stage. *Zootaxa,* 2530: 39-46.

Hagen, H. 1861. Synopsis of the Neuroptera of North America with a list of the South American species. *Smithsonian Miscellaneous Collections*, 1-347.

Kluge, N.J. 2004 *The Phylogenetic System of Ephemeroptera*. Kluwer Academic, Dordrecht.

Lugo-Ortiz, C.R.; McCafferty, W.P. 1995. Three distinctive new genera of Baetidae (Insecta, Ephemeroptera) from South America. *Annales de Limnologie*, 31: 233-243.

Lugo-Ortiz, C.R.; McCafferty, W.P. 1996. *Aturbina georgei* gen et sp. n. A small minnow mayfly (Ephemeroptera, Baetidae) without turbinate eyes. *Aquatic Insects*, 18: 175-183

Lugo–Ortiz, C.R.; McCafferty, W.P. 1996. The genus *Paracloeodes* (Insecta, Ephemeroptera, Baetidae) and its presence in South America. *Annales de Limnologie*, 32: 161-169.

Lugo-Ortiz, C.R.; McCafferty, W.P. 1998. Five new genera of Baetidae (Insecta: Ephemeroptera) from South America. *Annales de Limnologie*, 34: 57-73.

Malzacher, P. 1986. Caenidae aus dem Amazonasgebiet (Insecta, Ephemeroptera). *Spixiana*, 9: 83-103.

Malzacher, P. 1990. Neue Arten der Eintagsfliegen Familie Caenidae (Insecta, Ephemeroptera) aus Südamerika. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 25: 31-39.

McCafferty, W.P. 1991. Toward a phylogenetic classification of the Ephemeroptera (Insecta): a commentary on systematics. *Annals of the Entomological Society of America*, 84: 343-360.

Mol, A.W.M. 1986. *Harpagobaetis gulosus* gen. nov., spec. nov., a new mayfly from Suriname (Ephemeroptera: Baetidae). *Zoologische Mededelingen*, 60: 63-70.

Molineri, C; 2010. A cladistic revision of *Tortopus* Needham & Murphy with description of the genus *Tortopsis* (Ephemeroptera: Polymitarcyidae) *Zootaxa*, 2481: 1-36

Molineri, C;. Emmerich, D. 2010. New species and new stage descriptions of Campsurus major species group (Polymitarcyidae: Campsurinae), with first report of silk-case construction in mayfly nymphs. *Aquatic Insects*, 32: 265-280

Molineri, C.; Cruz, P.V.; Emmerich, D. 2011. A new species of *Asthenopus* (Ephemeroptera: Polymitarcyidae: Asthenopodinae) from Brazil and Colombia, *Zootaxa*, 2750: 33-38.

Molineri, C.; Salles, F.F.; Boldrini, R. 2012. *Tortopus* Needham & Murphy and *Tortopsis* Molineri (Ephemeroptera, Polymitarcyidae) new species and new records from Brazil and Ecuador. *Revista Brasileira de Entomologia*, 56: 463-467.

Nascimento, J.M.C.; Barcelos-Silva, P.; Salles, F.F. 2011. Two-winged Leptophlebiidae (Ephemeroptera) from Brazil: new species, records and stage description. *Aquatic Insects*, 33: 191-201.

Needham, J.G.; Murphy, H.E. 1924. Neotropical mayflies. *Bulletin Lloyd Library Botanic Pharm. Med. Entomological Series*, 4: 1-79.

Nieto, C. 2003. A new species of *Guajirolus* (Ephemeroptera: Baetidae) from Argentina and description of a new genus from Bolivia. *In* Gaino E. (ed). *Research update on Ephemeroptera & Plecoptera*. Università di Perugia, Perugia, Italy, p. 153-158

Nieto, C.; Salles, F.F. 2006. Revision of the genus *Paracloeodes* (Ephemeroptera: Baetidae) in South America. *Zootaxa*, 1301: 1-33.

Ogden T.H.; Gattolliat J.L.; Sartori M.; Staniczek A.H. Soldan T.; Whiling M.F. 2009. Towards a new paradigm in mayfly phylogeny (Ephemeroptera): combined analysis of morphological and molecular data. *Systematic Entomology*, 34: 616-634.

Pescador, M.L.; Edmunds JR, G.F. 1994. New genus of Oligoneuriidae (Ephemeroptera) from South

America. *Annals of Entomological Society of America*, 87: 263-269.

Pescador, M.L.; Peters, W.L. 1980. A revision of the genus *Homoeoneuria* (Ephemeroptera: Oligoneuriidae). *Transactions of the American Entomological Society*, 106: 357-393.

Peters, W.L.; Domínguez, E. 2001. The identity of *Hagenulopsis minuta* Spieth (Leptophlebiidae: Atalophlebiinae). In: Domínguez E. (Ed.). *Trends in Research in Ephemeroptera and Plecoptera*. Kluwer Academic/Plenum Publishers, The Hague, p. 353-358.

Peters, W.L. 1981. *Coryphorus aquilus*, a new genus and species of Tricorythidae from the Amazon Basin (Ephemeroptera). *Aquatic Insects*, 3: 209-217.

Puthz, V. 1975. Eine neue Caenidengattung aus dem Amazonasgebiet (Insecta: Ephemeroptera: Caenidae). *Amazoniana*, 5: 411-415.

Salles, F.F. 2007. The presence of *Chane* Nieto and *Guajirolus* Flowers (Ephemeroptera, Baetidae) in Brazil with the description of a new species. *Revista Brasileira de Entomologia*, 51: 404-409.

Salles, F.F.; Dias, L.G. 2004. Descrição dos adultos de *Camelobaetidius billi* Ephemeroptera, Baetidae). *Iheringia* Série Zoologia, 94: 269-270.

Salles, F.F.; Molineri, C. 2006. *Amanahyphes saguassu*, a new genus and species of Leptohyphidae (Ephemeroptera: Ephemerelloidea) from northern Brazil. *Aquatic Insects*, 28: 1-12.

Salles, F.F.; Lugo-Ortiz, C.R.; Da-Silva, E.R. ; Francischetti, C.N. 2003. Novo gênero e espécie de Baetidae (Insecta, Ephemeroptera) do Brasil. *Arquivos do Museu Nacional*, 61: 23-30.

Salles, F.F.; Raimundi, E.A.; Boldrini R.; Souza-Franco, G.M. 2010. The genus *Americabaetis* Kluge (Ephemeroptera: Baetidae) in Brazil: new species, stage description, and key to nymphs. *Zootaxa*, 2560: 16-28.

Salles, F.F.; Boldrini, R; Shimano, Y.; Cabette, H.R.S. 2011 Review of the genus *Aturbina* Lugo-Ortiz & McCafferty (Ephemeroptera: Baetidae). *Annalles de Limnologie*, 47: 21-44.

Savage, H.M.; Peters, W.L. 1983. Systematics of *Miroculis* and related genera from northern South America (Ephemeroptera: Leptophlebiidae). *Transections of the American Entomological Society*, 108: 491-600.

Spieth, H.T. 1943. Taxonomic studies on the Ephemeroptera. III. Some interesting Ephemerids from Surinam and other Neotropical localities. *American Museum Novitates*, 1244: 1-13.

Sun. L.; McCafferty, W.P. 2008. Cladistics, classification and identification of the brachycercine mayflies (Insecta: Ephemeroptera: Caenidae). Zootaxa, 1801:1-239.

Traver, J.R. 1958. The subfamily Leptohyphinae (Ephemeroptera: Tricorythidae). A*nnals of the Entomological Society of America*, 51: 491-503.

Traver, J.R.; Edmunds Jr., G.F. 1968. A revision of the Baetidae with spatulate-clawed nymphs (Ephemeroptera). *Pan-Pacific Entomology Journal*, 10: 629-677.

14

# Ordem Odonata

(*odous* = dente; *gnatha* = mandíbula)

Ulisses Gaspar Neiss[1], Neusa Hamada[2]

**Diagnose:** Insetos paleópteros de tamanho médio a grande (15-210 mm), com desenvolvimento hemimetabólico, conhecidos popularmente como libélulas, jacintas, lavadeiras, cambito, além de inúmeros outros nomes (Lenko e Paravero 1996). Adultos e larvas predadores vorazes. Adultos excelentes voadores, podendo ser muito coloridos e vistosos, com cabeça grande e móvel com olhos compostos desenvolvidos ocupando a maior parte de sua superfície; antena setiforme; peças bucais mastigadoras; tórax robusto com protórax reduzido e meso- e metatórax fusionados, formando o sintórax ou pterotórax, fortemente desenvolvido, suportando dois fortes pares de asas membranosas semelhantes, igualmente alongadas, com muitas veias e fortemente reticuladas; pernas desenvolvidas com fileiras de espinhos para a captura de presas; abdômen longo e delgado com dez segmentos cilíndricos ou achatados; macho com genitália acessória localizada na região ventral do segundo e terceiro segmentos abdominais. Larvas do tipo campodeiforme, podem ter o corpo robusto (subordem Anisoptera) ou delgado (maioria dos representantes da subordem Zygoptera), podendo ainda ser achatado dorsoventralmente; coloração geral parda a escura, existindo larvas bem claras, até mesmo inteiramente transparentes ou verdes, podendo apresentar ou não listras ou manchas; cabeça grande com três ocelos dorsais nas larvas de último estádio; olhos compostos muito desenvolvidos; aparelho bucal mastigador; mandíbulas desenvolvidas, com dentes molares e uma crista de fortes dentes incisivos; presença de um lábio protrátil, preênsil, modificado para a captura de presas; pernas geralmente longas com fortes garras tarsais; lamelas caudais externas nos representantes de Zygoptera e, internas retais nos representantes de Anisoptera. Adultos de muitas espécies podem apresentar dimorfismo sexual, sendo os machos, geralmente, mais coloridos.

## Anatomia externa

**Adultos** (Figuras 1, 2)**. Cabeça.** Bastante móvel, globular, com olhos compostos ocupando a maior parte da superfície látero-dorsal, tocando-se ou não na linha mediana dorsal (maioria dos Anisoptera) ou, cabeça transversalmente alongada, com olhos compostos ocupando somente as porções laterais, largamente separados na região dorsal da cabeça; presença de três ocelos na superfície dorsal; antenas curtas, setiformes; aparelho bucal mastigador bem desenvolvido, principalmente as mandíbulas que suportam fortes dentes (adultos predadores), palpos maxilares ausentes, palpos labiais com dois artículos.

[1] Instituto de Natureza e Cultura, Universidade Federal do Amazonas, Rua Primeiro de Maio, CEP 69630-000 Benjamin Constant, AM, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.



**Figura 1.** *Erythrodiplax anatoida* Borror, 1942 (Anisoptera).



**Figura 2.** *Hetaerina amazonica* Sjöstedt, 1918 (Zygoptera). Foto: F.F. Sales.

**Tórax.** Em geral robusto; protórax pequeno, meso- e metatórax fusionados, formando o sintórax ou pterotórax – uma estrutura robusta com grandes pleuras laterais oblíquas capaz de suportar uma musculatura desenvolvida para dois poderosos pares de asas; asas membranosas, alongadas e semelhantes, com venação alar fechada complexa, muito reticulada, importante para a sistemática do grupo; asas com presença de um nó costal, formado pela união da veia subcosta com a costal, e, pterostigma geralmente presente na região subapical da asa; asas rígidas, não se dobram sobre o corpo (representantes de Anisoptera tem asas anteriores e posteriores largas na base, de formato diferenciado; representantes de Zygoptera possuem asas estreitadas na base, de formato semelhante); pernas relativamente longas, com fêmures e tíbias com duas fileiras de fortes espinhos (Exceto Dicteriadidae [ = Heliocharitidae]); tarsos trímeros, terminando em duas garras divergentes simples ou com dentes. **Abdômen.** Longo e estreito, formado por dez segmentos anelares, podendo ser cilíndrico ou achatado dorsoventralmente ou, ainda, alargado distalmente; macho com presença de genitália acessória complexa localizada na porção ventral do segundo e terceiro segmentos abdominais, formando uma região conhecida como fossa genital, que abriga o órgão copulatório (lígula genital ou *vesica spermalis*) e outras estruturas acessórias (hâmulos e lobos genitais); cercos dos machos geralmente desenvolvidos e uniarticulados, especializados para segurar a fêmea durante a cópula; fêmea com ovipositor desenvolvido, rudimentar ou ausente.

**Imaturos. Ovos.** Tamanho entre 0,4 e 0,7 mm, podendo variar consideravelmente na coloração, morfologia e fisiologia de acordo com a espécie e, principalmente, de acordo com o tipo de postura utilizada pelos diferentes grupos de Odonata: endofítica ou exofítica. Normalmente, nas espécies que utilizam a postura endofítica (inserindo os ovos em tecidos de plantas vivas ou mortas), os ovos são muito estreitos e alongados, enquanto que as espécies que utilizam a postura exofítica (liberando os ovos individualmente ou em massas na superfície da água ou em substratos), os ovos são ovais a cilíndricos (Corbet 1999). Em geral, ovos inseridos endofiticamente apresentam uma maior diversidade, causada pela especificidade entre a espécie e o substrato preferencial para a postura endofítica – a forma ou o desenho originado a partir da inserção dos ovos em partes vegetais, muitas vezes, também é característico de certos grupos e/ou espécies (Ver Capítulo 4, no presente livro).

**Larvas** (Figuras 3-13). Visando a padronização dos trabalhos com o grupo, é utilizado o termo larva para designar a forma jovem de Odonata, conforme recomendado pela *Societas Internationalis Odonatologica* (S.I.O.), Utrecht. As larvas são alongadas, campodeiformes, com cabeça, tórax e abdômen bem definidos, típico de insetos com metamorfose incompleta; variam grandemente na forma e nas características do tegumento como coloração, cerdas, espinhos e ganchos, de acordo com o grupo e com a especificidade com os diferentes substratos nos ambientes aquáticos onde vivem; em geral, representantes de Anisoptera apresentam o corpo robusto e, representantes de Zygoptera, apresentam o corpo mais delicado e alongado; podem ainda, apresentar um aspecto

ovalado e/ou achatado dorsoventralmente; como nos adultos, as larvas também apresentam a cabeça desenvolvida com grandes olhos compostos laterais, indicativo da orientação visual no comportamento predatório; três ocelos dorsais nas larvas de estádios finais; aparelho bucal mastigador, com fortes mandíbulas armadas com dentes incisivos e molares; lábio extensível e preênsil, o qual funciona como um dispositivo para capturar a presa, exclusivo da ordem Odonata - resultante de uma modificação das partes do lábio, o qual apresenta mento, premento e palpos labiais móveis, espinhos e cerdas raptoriais; na margem distal do premento, pode ser encontrado ou não uma fenda mediana aberta ou fechada; quando em repouso, o lábio fica dobrado sobre si próprio, retraído, abaixo da cabeça e, normalmente, entre a base das coxas; na maioria dos representantes de Anisoptera, o lábio é muito côncavo, com os palpos labiais fortemente alargados distalmente, formando uma máscara que cobre a região frontal da cabeça (labro e clípeo) quando em repouso (retraído); nos Zygoptera, o premento é mais plano e os palpos labiais mais estreitos, quando em repouso, não cobre a região frontal da cabeça; tórax robusto, com três pares de pernas muito desenvolvidos, geralmente com numerosos espinhos e cerdas nos fêmures e tíbias e, na superfície ventral dos tarsos; tarsos bi- ou trissegmentados, terminando em duas fortes garras tarsais simples ou com dentes; tecas alares desenvolvidas nos últimos estádios, paralelas ou divergentes, extendendo-se sobre a superfície dos segmentos abdominais; abdômen com dez segmentos distintos, variando

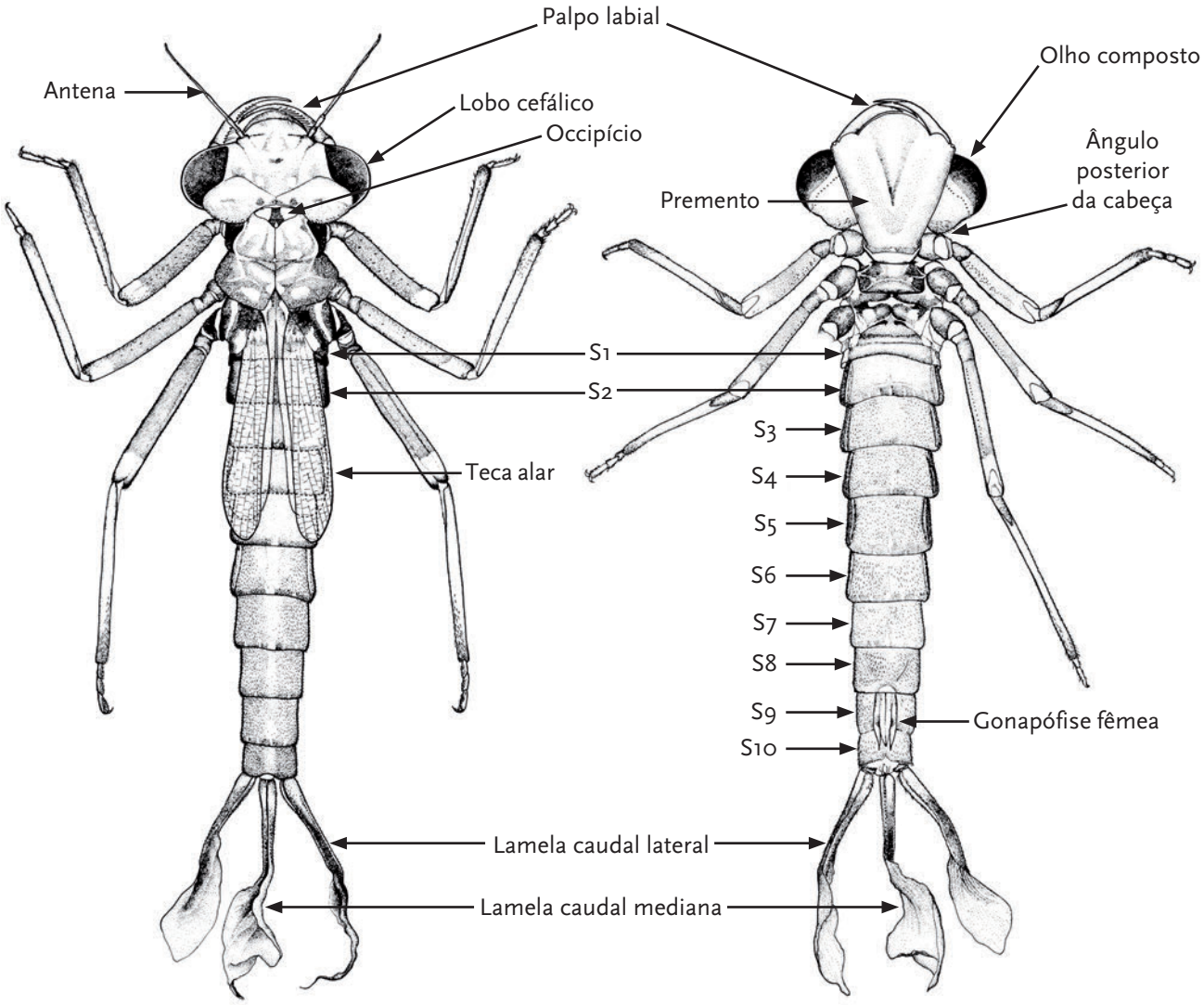



**Figura 3.** Morfologia da larva de *Bromeliagrion rehni* Garrison *in* De Marmels e Garrison 2005 (Coenagrionidae), vista dorsal (esquerda) e ventral (direita). Adaptado de Torreias *et al*. (2008).

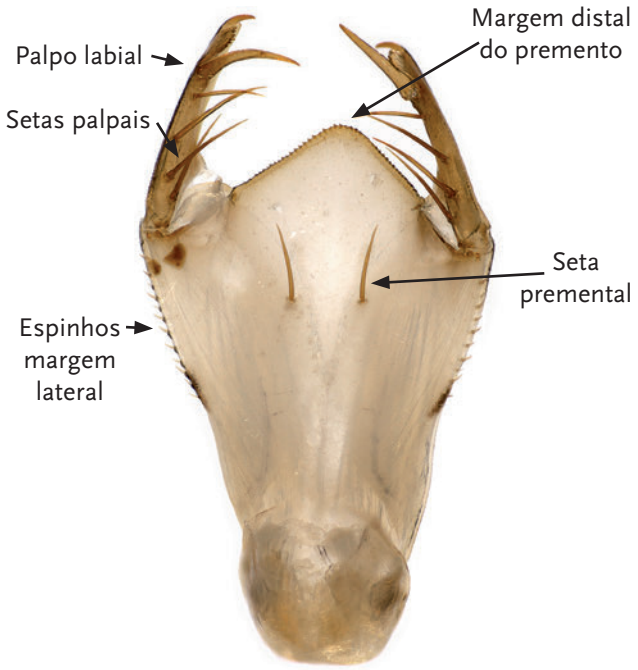



**Figura 4.** Premento e palpos, vista dorsal.

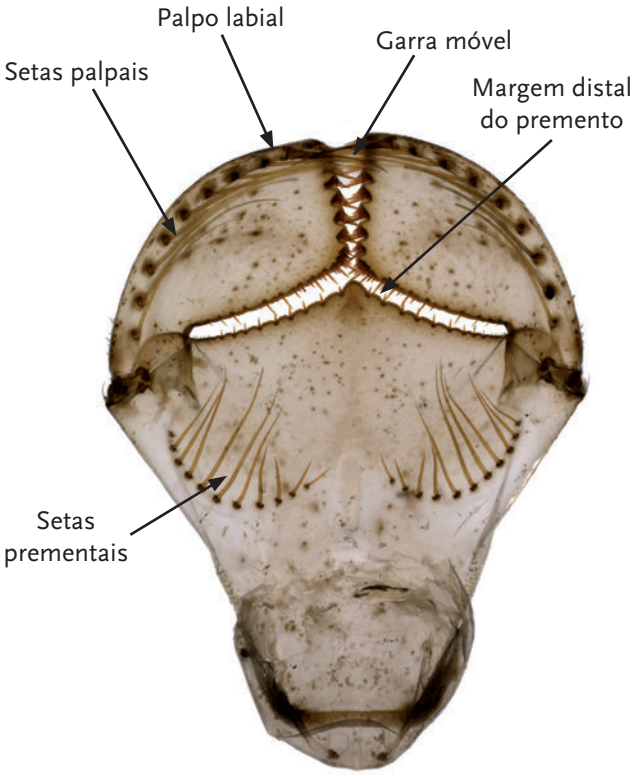



**Figura 6.** Premento, vista dorsal.

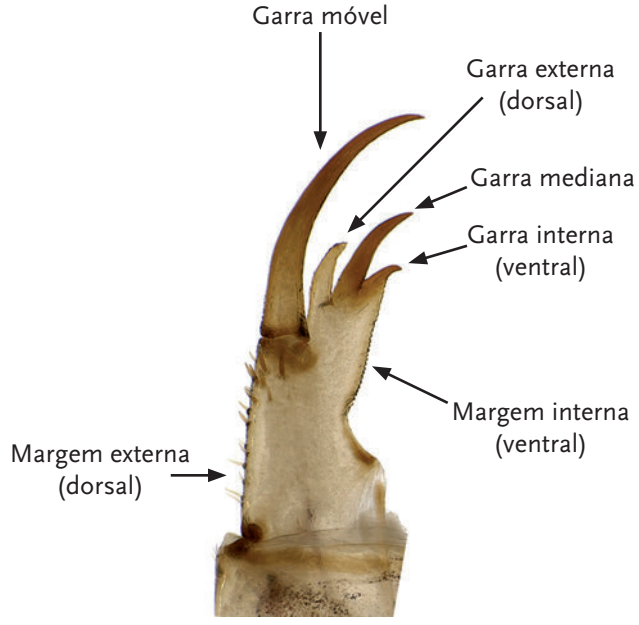



**Figura 5.** Palpo labial esquerdo, vista interna.

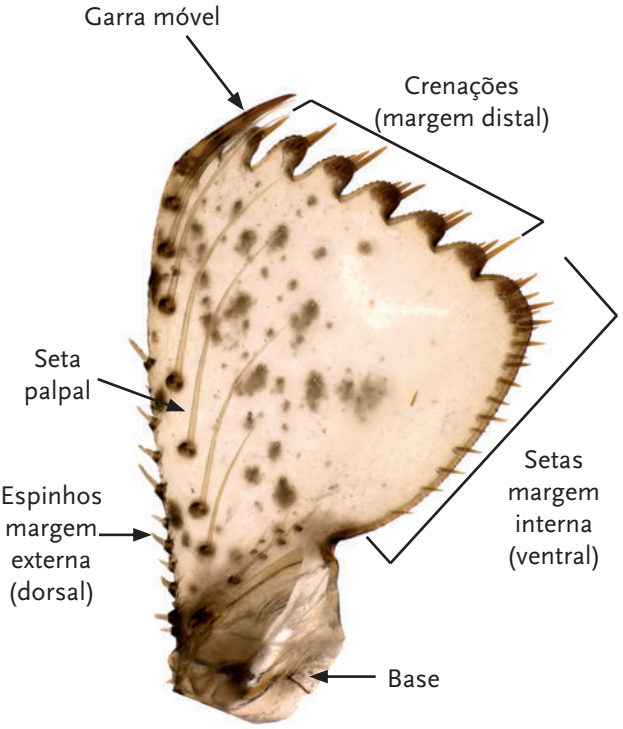



**Figura 7.** Palpo labial, vista interna.

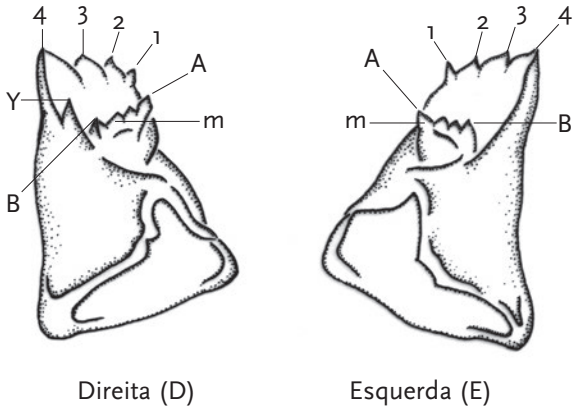



**Figura 8.** Mandíbulas, vista interna. Fórmula mandibular: E 1234 0 a($m^{1, 2}$)b; D 1234 y a($m^{1, 2}$)b. Adaptado de Watson (1956).

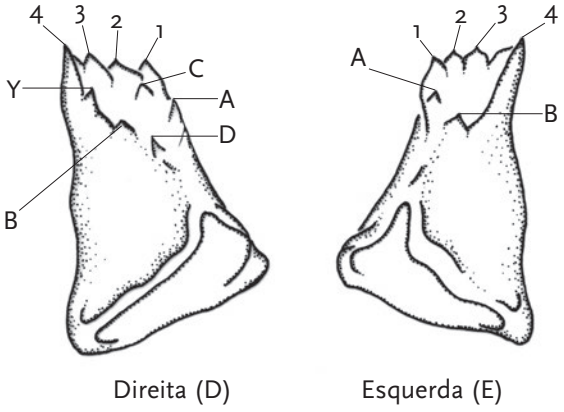



**Figura 9.** Mandíbulas, vista interna. Fórmula mandibular: E 1234 0 ab; D 1234 y abcd. Adaptado de Watson (1956).

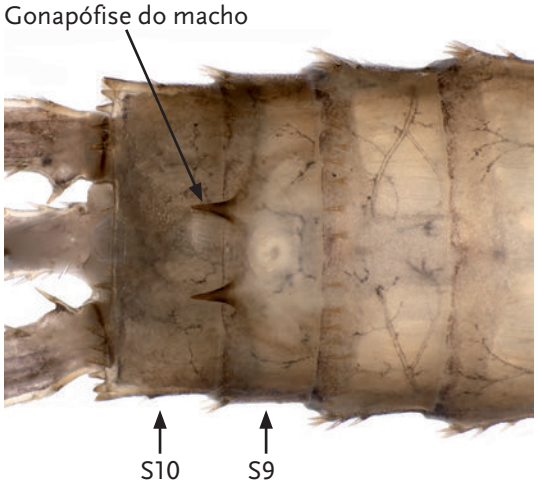



**Figura 10.** S7-10, vista ventral: gonapófise do macho.

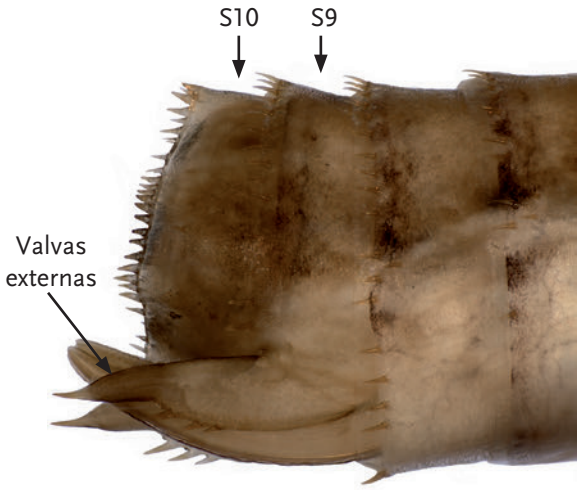



**Figura 11.** S7-10, vista lateral direita: gonapófise da fêmea.

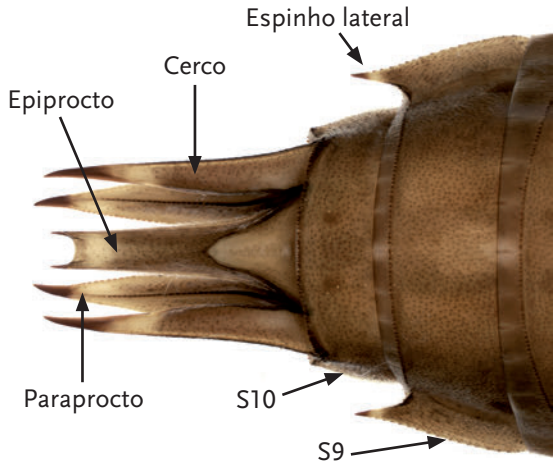



**Figura 12.** S9-10, vista dorsal: detalhe pirâmidae anal (Anisoptera: Aeshnidae).

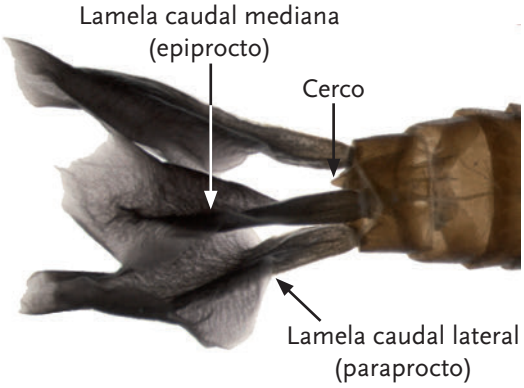



**Figura 13.** S9-10, vista dorsal: detalhe lamelas caudais (Zygoptera: Pseudostigmatidae).

consideravelmente dentro do grupo podendo ser curto ou alongado, ter forma cilíndrica, achatada dorsoventralmente ou triangular, apresentar ou não espinhos, ganchos ou projeções laterais ou dorsais – características importantes na diferenciação dos táxons; representantes de Zygoptera possuem lamelas caudais externas desenvolvidas através de uma modificação dos apêndices anais epiprocto e paraproctos – essas lamelas são muito importantes para a sistemática das larvas e variam grandemente na morfologia entre os grupos, podendo ser lamelares, sacóides, aristadas, rígidas ou flexíveis, com ou sem espinhos e/ou cerdas; representantes de Anisoptera apresentam lamelas caudais retais em forma de cesto, desenvolvidas na parede interna do reto e, apêndices anais formando a chamada "pirâmide anal", composta pelos apêndices epiprocto, paraproctos e cercos.

## Taxonomia

Odonata compreende mais de 5.680 espécies distribuídas em todas as regiões biogeográficas do mundo, com exceção da Antártica (Kalkman *et al.* 2008). Tradicionalmente, Odonata tem sido dividida em três subordens: Anisoptera, Zygoptera e Anisozygoptera (Davies 1981; Davies e Tobin 1984, 1985; Bridges 1994; Kalkman *et al.* 2008). Estudos recentes (*e.g.*, Rehn 2003), consideram apenas duas, sendo Anisozygoptera (representada por quatro espécies dentro de Epiophlebiidae) incluída em Anisoptera, esse grupo pode receber também a denominação de Epiprocta. Apesar disso, grande parte dos autores continuam utilizando a classificação tradicional. Apenas as Subordens Anisoptera e Zygoptera ocorrem na Região Neotropical, sendo Anisozygoptera restrita à Ásia.

A Região Neotropical apresenta uma alta diversidade de libélulas, com 1.765 espécies, distribuídas em 211 gêneros e 20 famílias (Garrison *et al.* 2006, 2010; von Ellenrieder 2009), no entanto ainda há grandes lacunas de conhecimento em muitos biomas, incluindo a floresta Amazônica (Kalkman *et al.* 2008). No Brasil, Odonata está composta por aproximadamente 750 espécies, distribuídas em 15 famílias e 137 gêneros (Lencioni 2005, 2006; Paulson 2012) (Tabela 1). Apesar dos poucos estudos realizados exclusivamente com o grupo no estado do Amazonas, presumesse que esta região possui uma diversidade significativa de libélulas, por fazer parte do bioma tropical amazônico. O estado do Amazonas apresenta todas as 15 famílias registradas para o Brasil, que englobam aproximadamente 262 espécies em 90 gêneros (Lencioni 2005, 2006; Garrison *et al.* 2006, 2010) (Tabela 1).

Apesar da alta diversidade de espécies na região Neotropical, apenas 1/4 dos gêneros apresentam suas formas larvais conhecidas (von Ellenrieder 2009). No Brasil, um pouco mais de 1/3 das espécies possuem suas larvas descritas (Carvalho 1999). O conhecimento sobre as larvas é mais incipiente em determinados grupos, como é o caso de Protoneuridae, onde metade dos gêneros e apenas 15% das espécies neotropicais tem seu estágio larval descrito.

Uma das dificuldades em trabalhar com as formas imaturas de Odonata é a variação morfológica encontrada entre os diferentes estádios de desenvolvimento da larva (desenvolvimento ontogenético) (Corbet 1999). Na maioria dos grupos, a variação entre os estádios iniciais e finais de desenvolvimento da larva são muito expressivas, com desenvolvimento incompleto ou ausência de certas estruturas nos estádios iniciais e intermediários, como demonstrado para a larva de *Diastatops intensa* Montgomery, 1940 (Costa *et al.* 1999). Como a descrição das larvas é baseada no último estádio, faz-se necessário o encontro e coleta de larvas em estádios finais de desenvolvimento para descrição e criação em condições de laboratório – tarefa muitas vezes difícil, principalmente para espécies sazonais. Outro fato importante é a dificuldade da criação em condições de laboratório. Muitos grupos de larvas são características de ambientes lóticos, vivendo em áreas de correnteza, dificultando assim, a manutenção desses espécimes em cativeiro, diminuindo o sucesso na obtenção dos adultos, devido à alta mortalidade das larvas.

A falta de literatura específica no Brasil é um dos principais problemas para a identificação ao nível de gênero de larvas de Odonata. Atualmente, no Brasil, alguns trabalhos têm trazido chaves de identicação para as formas larvais de Odonata. Entretanto, a maior parte desses trabalhos ainda está restrito ao nível de família e/ou encontram-se desatualizados (*e.g.*, Carvalho e Calil 2000; Costa e Ide 2006; Souza *et al.* 2007). Outros trabalhos que apresentam chaves de identificação

em nível genérico estão restritos a determinadas localidades, dificultando seu uso em outras regiões do Brasil (*e.g.*, Carvalho *et al.* 2002), ou ainda, são pobremente ilustrados (*e.g.*, Costa *et al.* 2004; Mugnai *et al.* 2009).

Neste capítulo, apresentamos um estudo taxonômico dos representantes larvais de Odonata, propondo chaves atualizadas de identificação para as famílias ocorrentes no Brasil e para os gêneros das larvas conhecidas para o estado do Amazonas (exceto Libellulidae), e quando possível para o Brasil. Chaves para Libellulidae não foram fornecidas devido a problemas encontrados para a separação de alguns grupos, evitando dessa forma publicar uma chave preliminar, que possibilitaria identificações errôneas ou duvidosas. As chaves propostas têm o objetivo de facilitar o reconhecimento das famílias e dos gêneros por não especialistas. Sempre que possível, optou-se por ilustrações/fotografias originais, porém, devido à impossibilidade de exame de material de alguns gêneros, alguns desenhos foram adaptados de descrições originais da literatura. Algumas chaves foram baseadas em estudos já existentes na literatura especializada, e suas referências encontram-se indicadas abaixo do cabeçalho de cada chave.

Para a utilização das chaves, recomenda-se utilizar larvas e/ou exúvias dos últimos três estádios. Além disso, recomenda-se que os exemplares larvais de Zygoptera estejam com as lamelas caudais presentes, visto que essas estruturas são importantes na diferenciação dos grupos, e perdem-se com facilidade no ato da coleta ou no acondicionamento indevido.

A nomenclatura das famílias segue a proposta por Garrison *et al.* (2006, 2010), que leva em consideração os estudos filogenéticos de Bechly (1996) e Rehn (2003). Os gêneros e espécies estão listados em ordem alfabética. A terminologia

**Tabela 1.** Número de gêneros (gen.) e espécies (spp.) das subordens e famílias de Odonata registradas na região Neotropical, Brasil e estado do Amazonas.

| Subordem | Família | Neotropical | | Brasil | | Amazonas | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|
| | | gen. | spp. | gen. | spp. | gen. | spp. |
| | | (n=210) | (n=1768) | (n=137) | (n=749) | (n=91) | (n=165) |
| Zygoptera | | | | | | | |
| | Amphipterygidae | 2 | 2 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| | Calopterygidae | 6 | 73 | 3 | 38 | 2 | 8 |
| | Coenagrionidae | 50 | 460 | 30 | 177 | 15 | 31 |
| | Dicteriadidae | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 |
| | Lestidae | 2 | 53 | 2 | 14 | 1 | 2 |
| | Megapodagrionidae | 14 | 135 | 5 | 24 | 4 | 8 |
| | Perilestidae | 2 | 18 | 2 | 11 | 2 | 6 |
| | Platystictidae | 1 | 43 | 1 | 1 | 1 | 1 |
| | Polythoridae | 7 | 57 | 2 | 11 | 2 | 8 |
| | Protoneuridae | 16 | 113 | 12 | 68 | 7 | 18 |
| | Pseudostigmatidae | 5 | 17 | 3 | 11 | 3 | 7 |
| | Synlestidae | 1 | 1 | - | - | - | - |
| Anisoptera | | | | | | | |
| | Aeshnidae | 20 | 152 | 10 | 51 | 7 | 28 |
| | Austropetaliidae | 2 | 7 | - | - | - | - |
| | Cordulegastridae | 1 | 1 | - | - | - | - |
| | Corduliidae | 8 | 49 | 6 | 38 | 3 | 4 |
| | Gomphidae | 25 | 238 | 21 | 108 | 9 | 41 |
| | Libellulidae | 44 | 345 | 37 | 194 | 32 | ? |
| | Neopetaliidae | 1 | 1 | - | - | - | - |
| | Petaluridae | 1 | 1 | - | - | - | - |

utilizada para as estruturas do lábio das larvas é a de Corbet (1953) (Figuras 4-7). A fórmula mandibular das larvas foi seguida a proposta por Watson (1956) (Figuras 8-9). Abreviação: S1-10: segmentos abdominais 1 a 10.

As estruturas morfológicas utilizadas para a descrição das larvas estão indicadas e detalhadas nas Figuras 3-13 (informações complementares podem ser obtidas em Tillyard (1917)).

## Biologia geral

As libélulas constituem um grupo fascinante de insetos aquáticos, devido o seu tamanho relativamente grande, elegância, diversidade de cores e comportamentos característicos relacionados a sua biologia. Despertam grande interesse pelo público em geral, fazendo parte de lendas e folclores de diversas culturas em todo o mundo (Lenko e Papavero 1996).

Como as libélulas apresentam desenvolvimento hemimetabólico, o ciclo de vida é composto pelas fases de ovo, larva e adulto. São encontradas em praticamente todos os tipos de ambientes aquáticos. Os adultos são excelentes voadores e predadores, através da acuidade visual que os grandes olhos compostos propiciam, capturam suas presas em pleno voo com o auxílio das pernas armadas e dispostas para frente como um cesto. Os representantes de Anisoptera, geralmente são mais robustos e apresentam asas anteriores e posteriores largas na base, de formato diferenciado, possuem grande capacidade de voo, podendo alcançar grandes velocidades e percorrer longas distâncias. Quando em repouso, geralmente dispõe as asas abertas aos lados do corpo (Figura 1). Já as espécies de Zygoptera possuem asas estreitadas na base, de formato semelhante e apresentam capacidade de voo mais limitada. Os representantes dessa subordem normalmente dispõem suas asas fechadas paralelamente a obliquamente ao eixo do corpo quando em repouso (Figura 2) (Corbet 1999; Carvalho e Calil 2000).

As larvas de Odonata apresentam uma grande variedade morfológica, podendo colonizar os mais variados tipos de substratos dentro dos ambientes lóticos (água corrente) e lênticos (água parada) (Carvalho e Nessimian 1998), o que faz do substrato um dos principais determinantes na sua distribuição e abundância (Assis *et al.* 2004). Por isso, tanto as larvas quanto os adultos têm sido utilizados por diversos autores como indicadores da qualidade ambiental.

Assim como os adultos, no ambiente aquático as larvas são eficientes predadoras, devido à presença do lábio preênsil, que é projetado para capturar a presa, trazendo-a até a boca. As larvas alimentam-se de insetos aquáticos, pequenos peixes, girinos, crustáceos e outros invertebrados no geral, por isso, são importantes na estruturação das teias alimentares nos ecossistemas aquáticos onde habitam. O canibalismo também ocorre. Podem ainda, apresentar importância econômica, tornando-se, muitas vezes, pragas em tanques de piscicultura ou na criação de camarão (carcinicultura), devido à facilidade de colonização e crescimento rápido de certas espécies, especializadas em colonizar água parada. Como exemplo, podemos citar representantes de *Pantala flavescens* (Fabricius, 1798), libélula cosmopolita, cujas larvas são identificadas com muita frequência em açudes de pscicultura, consumindo alevinos (Santos *et al.* 1988).

A respiração das larvas acontece por meio de difusão pelo tegumento, por onde adquirem oxigênio dissolvido da água, especialmente, por estruturas desenvolvidas para essa finalidade, como lamelas caudais na parte terminal do abdômen (subordem Zygoptera) ou, brânquias retais dispostas nas paredes internas de uma estrutura oval em forma de saco (subordem Anisoptera).

Ao contrário da maioria dos representantes do grupo que colonizam corpos de águas continentais, algumas espécies são específicas de fitotelmatas, que são microhábitats formados por água acumulada em plantas ou estruturas de origem vegetal, como em bromélias, palmeiras, concavidades em troncos de árvores vivas ou mortas, internós de bambu, brácteas de palmeiras caídas ou cascas de frutos (como o ouriço da castanha-do-Brasil). Na região da Amazônia Central, podemos citar a espécie *Bromeliagrion rehni* Garrison, 2005 (Coenagrionidae), que é encontrada exclusivamente e com relativa abundância em axilas de bromélias epífitas e terrestres dos gêneros *Guzmania* Ruiz & Pavóne e *Vriesea* Lindl. (Torreias *et al.* 2008). Do mesmo modo, os representantes da família Pseudostigmatidae, cujas larvas são específicas de hábitats fitotélmicos, também são comuns de

serem vistos principalmente nas regiões de floresta tropical (De Marmels 1989; Fincke 1994; Ramírez 1995; Neiss *et al.* 2008).

A duração do estágio larval varia de acordo com a espécie e com a região (dependente da temperatura), compreendendo de oito a 17 estádios (mudas do exoesqueleto), podendo ocorrer entre algumas semanas a vários anos. Nas espécies especializadas em colonizar corpos de água temporários, como poças e fitotelmatas, que normalmente permanecem com água somente por um curto período do ano, as larvas se desenvolvem com grande rapidez, em média entre um a quatro meses. Entretanto, para a grande maioria que colonizam outros tipos de ambientes, é muito comum a ocorrência de ciclos univoltinos (Corbet 1999).

Após esse período, ocorre a metamorfose com o desenvolvimento do adulto farado ainda sob o exoesqueleto larval, que pode ser visualizado através de uma série de características, entre elas o aumento do volume das tecas alares, o descolamento com alteração da pigmentação do exoesqueleto da cabeça e tórax e, a abertura dos espiráculos mesotorácicos – nesse período a larva não se alimenta mais e pode respirar o ar atmosférico (Corbet 1999). Para a emergência, o adulto farado locomove-se para fora da água fixando-se em raízes, plantas aquáticas, barrancos ou troncos de árvores e arbustos, até a emergência da forma adulta com o abandono do exoesqueleto larval. Após a emergência, o adulto passa por um período de maturação sexual que varia de poucos dias a dois meses. Nessa fase, os adultos concentram suas atividades na alimentação. Após maduros sexualmente, em geral, os machos apresentam um comportamento territorialista, defendendo as imediações de criadouros apropriados à sua espécie. No entanto, as fêmeas, frequentemente dispersam para se alimentar, voltando ao ambiente aquático somente para a cópula e oviposição. Além de diferenças comportamentais, na maioria das espécies os machos são mais coloridos do que as fêmeas, característica designada como dimorfismo sexual (Corbet 1999; Carvalho e Calil 2000).

A cópula ou acasalamento é algo característico e único da ordem Odonata. Diferente de outros insetos, o macho possui uma genitália acessória complexa na parte ventral do segundo e terceiro segmentos abdominais. Antes da cópula, o macho transfere o esperma de sua verdadeira genitália localizada no nono segmento abdominal para o órgão copulador acessório localizado na porção anterior do abdômen, curvando o abdômen e conectando a abertura genital do nono segmento com a genitália acessória.

Na cópula, que geralmente se verifica durante o voo, os dois sexos passam, frequentemente, tempo considerável em "tandem", com o macho segurando a fêmea pela parte posterior da cabeça, cérvice ou protórax com os apêndices da parte terminal do abdômen (cercos), assim ele retém a fêmea somente para ele, evitando que outros machos acasalem com ela. Nesse instante, a fêmea curva o abdômen para a região anterior, permitindo a conexão da sua genitália, localizada no nono segmento, com a genitália acessória do macho, formando um elo muito característico (Corbet 1999).

Os hábitos de oviposição variam consideravelmente dentro do grupo. Na maioria dos casos, a oviposição é endofítica, associada à presença de ovipositor (maioria dos Zygoptera), onde as fêmeas inserem os ovos em tecidos de plantas vivas ou mortas, em partes submersas ou não de plantas aquáticas, troncos, folhas ou raízes. Outras espécies, como na maioria dos Anisoptera, a oviposição é exofítica, onde a fêmea mergulha seguidamente a extremidade do abdômen na água e os ovos são liberados individualmente ou em massas gelatinosas aderidas a substratos. O tempo para eclosão dos ovos depende da temperatura da água podendo ocorrer, geralmente, entre cinco e 30 dias (Corbet 1999). Do ovo, emerge uma pró-larva (o primeiro estádio larval) completamente envolta por uma fina membrana, a qual, minutos ou horas depois se rompe, deixando sair a larva propriamente dita (Corbet 1999).

## Chave para identificar larvas das famílias de Odonata ocorrentes no Brasil (Modificada de De Marmels 1990 e Carvalho e Calil 2000)

1. Região posterior do abdômen composto por cinco processos rígidos e geralmente pontiagudos, formando a pirâmide anal (epiprocto, cercos e paraproctos) (Figuras 14, 15); larvas de corpo robusto (Subordem Anisoptera) ..... 2

1'. Região posterior do abdômen com três projeções terminais (lamelas caudais) sobre o epiprocto e paraproctos, que podem ser foliáceas, triangulares ou de outra forma (Figuras 16, 17); larvas geralmente delgadas (Subordem Zygoptera) ..... 5



**Figura 14.** *Castoraeschna tepuica*: pirâmide anal, vista dorsal.



**Figura 15.** *Aeschnosoma hamadae*: pirâmide anal, vista dorsal.



**Figura 16.** *Argia* sp.: lamelas caudais, vista dorsal.



**Figura 17.** *Heteragrion* sp.: lamelas caudais, vista dorsal.

2. Lábio côncavo, em forma de colher (Figuras 18, 19); palpos labiais desenvolvidos e alargados distalmente, quando retraídos cobrem a região frontal da cabeça (labro e clípeo) (Figura 18)..... 3

2'. Lábio plano (Figuras 20, 21); palpos labiais estreitos, quando retraídos não cobrem a região frontal da cabeça (Exceto *Archaeogomphus* (Gomphidae)) (Figura 20) ..... 4

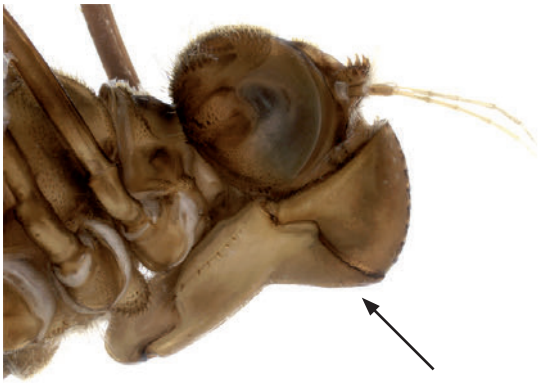


**Figura 18.** *Aeschnosoma auripennis*: cabeça, vista lateral direita.



**Figura 19.** *Orthemis attenuata*: lábio, vista dorsal.



**Figura 20.** *Coryphaeschna* sp.: cabeça, vista lateral direita.



**Figura 21.** *Gynacantha* sp.: lábio, vista dorsal.

3. Área da fronte que limita as regiões frontal e dorsal da cabeça (entre as antenas), com uma nítida crista de espinhos ou cerdas espatuladas em sua margem (Figuras 22, 23) (Atenção: há exceções, ver comentários na caracterização da família); região lateral do premento com uma fileira de fortes espinhos (Figura 26); região anterior do premento, em vista ventral, com um sulco na região basal (linha mediana) ..... Corduliidae

3'. Área da fronte que limita as regiões frontal e dorsal da cabeça (entre as antenas), sem crista de espinhos, podendo haver cerdas alongadas e cilíndricas (Figuras 24, 25); região lateral do premento liso ou com uma fileira de cerdas espiniformes (Figura 27); região anterior do premento, em vista ventral, sem sulco na região basal (linha mediana) ..... Libellulidae



**Figura 22.** *Aeschnosoma auripennis*: cabeça e detalhe da fronte, vista dorsal (Corduliidae)



**Figura 23.** *Aeschnosoma auripennis* e *Lauromacromia* sp. (Corduliidae), vista parcial da fronte.



**Figura 24.** *Elasmothemis williamsoni*: cabeça, vista dorsal (Libellulidae).



**Figura 25.** *E. williamsoni* e *Orthemis* sp. (Libellulidae), vista parcial da fronte.

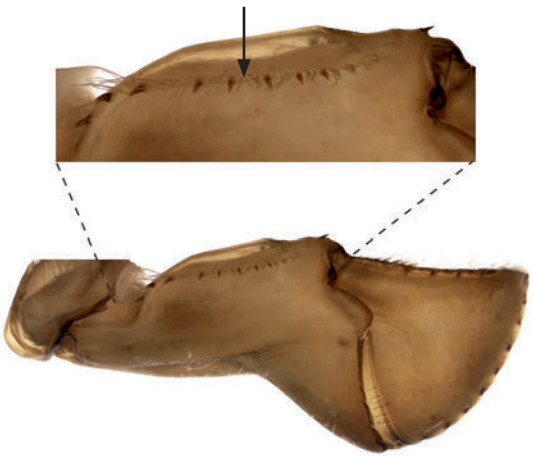


**Figura 26.** *Aeschnosoma auripennis*: lábio, vista lateral direita e detalhe margem lateral do premento (acima) (Corduliidae).

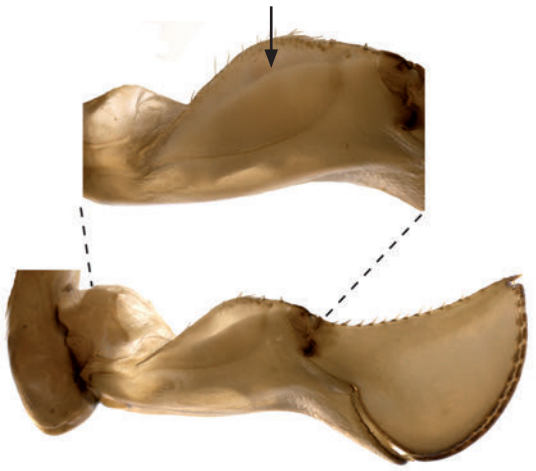


**Figura 27.** *Brechmoroga* sp.: lábio, vista lateral direita e detalhe margem lateral do premento (acima) (Libellulidae).

4. Antena curta e robusta, com 4 antenômeros (o quarto, geralmente, muito pequeno), o terceiro mais longo do que os dois primeiros e o quarto juntos (Figura 28); tarso mediano bi-segmentado (Figura 30) ..... Gomphidae

4'. Antena alongada, com 5 a 7 antenômeros, o terceiro semelhante aos outros (Figura 29); todos os tarsos tri-segmentados (Figura 31) .... Aeshnidae

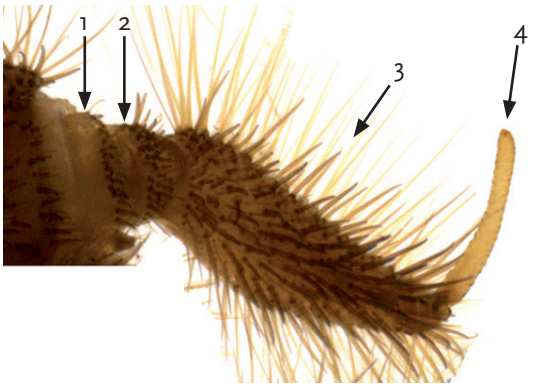



**Figura 28.** *Progomphus* sp.: antena.




**Figura 29.** *Gynacantha* sp.: antena.

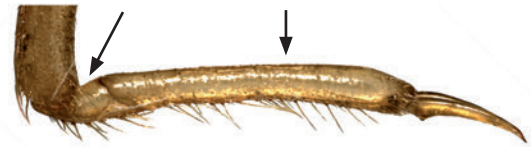


**Figura 30.** *Cacoides* sp.: tarso mediano.

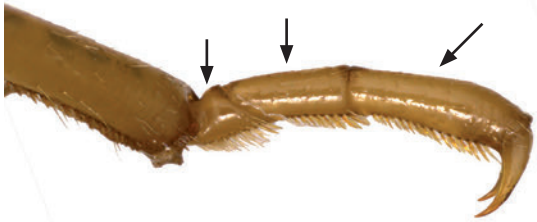


**Figura 31.** *Coryphaeschna* sp.: tarso mediano.

5. Lamelas caudais em forma de projeções espiniformes, sendo a mediana curta, as duas laterais em forma de flagelo; tufos curtos de filamentos branquiais na região posterior, protegidos pelas projeções espiniformes dos apêndices caudais (Figuras 32, 33); antena com 8 antenômeros ..... Amphipterygidae

5'. Lamelas caudais não em forma de projeções espiniformes; forma das lamelas variáveis; sem tufos de brânquias na região posterior (Figuras 16, 34); antena com 6-7 antenômeros ..... 6



**Figura 32.** *Rimanella arcana*: porção distal do abdômen, vista dorsal.



**Figura 33.** *Rimanella arcana*: porção distal do abdômen, vista ventral.



**Figura 34.** *Hetaerina* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.

6. Primeiro antenômero mais longo do que todos os outros juntos (pelo menos uma vez e meia mais longo) (Figura 35); região distal mediana do premento composta de dois ramos estreitos e alongados, amplamente separados, aproximando-se nas extremidades (Figura 37) .....Calopterygidae (*Hetaerina*/*Mnesarete*)

6'. Primeiro antenômero nunca mais longo do que todos os outros juntos (Figura 36); região distal mediana do premento não dividido em dois ramos (Figura 38) ..... **7**

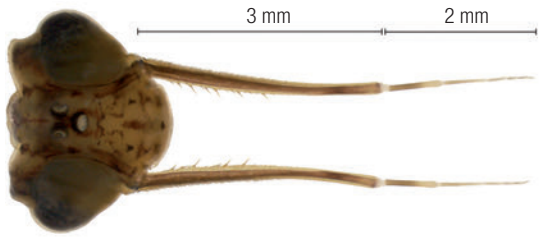



**Figura 35.** *Hetaerina* sp.: cabeça e antenas, vista dorsal.



**Figura 36.** *Argia* sp.: cabeça e antenas, vista dorsal.



**Figura 37.** *Hetaerina* sp.: lábio, vista dorsal.



**Figura 38.** *Argia* sp.: lábio vista dorsal.

7. Lamelas caudais laterais tão longas quanto o comprimento total do corpo ou maiores (Figura 39); dorso e/ou região occipital da cabeça com tubérculos ou projeções (Figura 40); primeiro antenômero pelo menos uma vez e meia o comprimento do segundo ..... 8

7'. Lamelas caudais laterais menores que o comprimento total do corpo (Figura 17); dorso e/ou região occipital da cabeça sem tubérculos ou projeções (Figura 41); primeiro antenômero com comprimento similar ao do segundo ..... 9

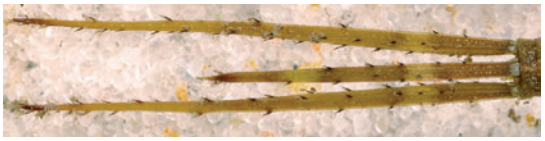


**Figura 39.** *Dicterias atrosanguinea*: lamelas caudais, vista dorsal.



**Figura 40.** *Dicterias atrosanguinea*: cabeça, vista látero-dorsal, direita.



**Figura 41.** *Argia* sp.: cabeça, vista látero-dorsal, direita.

8. Ângulos posteriores da cabeça (região occipital) com pequenos tubérculos (Figura 40); dorso da cabeça com duas projeções muito desenvolvidas (Figura 40); lamelas caudais triangulares com fortes espinhos nas arestas e

ápice fortemente afilado e pontiagudo (Figura 43) ..... Dicteriadidae

8'. Ângulos posteriores da cabeça (região occipital) com projeções arredondadas desenvolvidas (Figura 42); dorso da cabeça sem duas projeções desenvolvidas (quando presentes, não passam de pequenos tubérculos pouco salientes) (Figura 42); lamelas caudais triangulares ou lanceoladas, porém nunca com ápice fortemente afilado (Figura 44) ..... Megapodagrionidae (em parte)

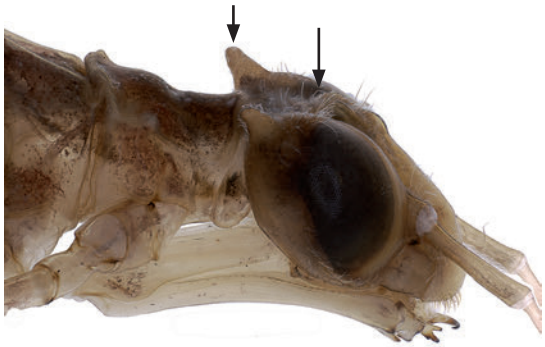


**Figura 42.** *Megapodagrion megalopus*: cabeça, vista látero-dorsal direita.



**Figura 43.** *Dicterias atrosanguinea*: lamela caudal mediana, vista lateral direita.



**Figura 44.** *Megapodagrion megalopus*: lamela caudal lateral, vista lateral direita.

9. Lamelas abdominais ventrais filamentosas presentes nos segmentos 2-7 (Figura 45); lamelas caudais infladas (em forma de saco), com projeções cônicas ou digitiformes (Figura 47) ....Polythoridae

9'. Lamelas abdominais ausentes (Figura 46); lamelas caudais foliáceas (Figura 48) ou infladas, não apresentando projeções cônicas ou digitiformes (Figura 49) ..... 10



**Figura 45.** *Chalcopteryx scintillans*: abdômen, vista ventral.

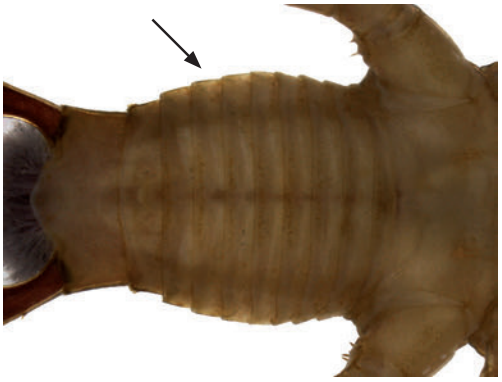


**Figura 46.** *Rimanella arcana*: abdômen, vista ventral.



**Figura 47.** *Chalcopteryx scintillans*: porção distal do abdômen, lamelas caudais, vista dorsal.



**Figura 48.** *Argia* sp.: lamela caudal mediana, vista lateral direita.



**Figura 49.** *Palaemnema brasiliensis*: lamela caudal lateral direita, vista lateral direita.

10. Região distal mediana do premento com fenda mediana (aberta ou fechada) (Figura 50) ..... 11

10'. Região distal mediana do premento sem fenda mediana (Figura 51) ..... 14

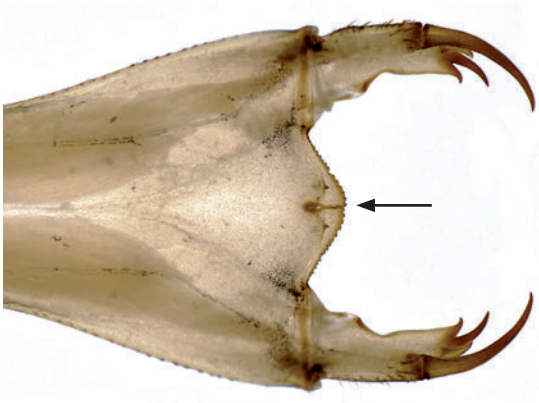


**Figura 50.** *Megapodagrion megalopus*: região distal do premento com fenda mediana.

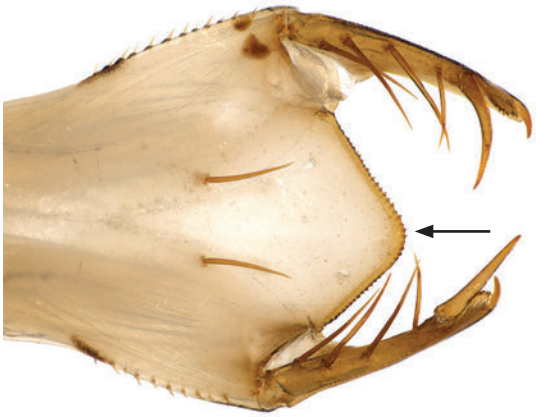


**Figura 51.** *Epipleoneura manauensis*: região distal do premento sem fenda mediana.

11. Palpo labial com apenas uma garra terminal robusta (Figura 52); lamelas caudais em forma de sacos inflados e alongados com filamento terminal segmentado, sem espinhos, apenas cerdas (Figura 49) (Atenção: quando fixadas em álcool as lamelas caudais normalmente perdem essa conformação, achatando-se lateralmente) ..... Platystictidae

11'. Palpo labial com duas ou três garras distais (Figura 53); lamelas caudais variáveis (foliáceas, lanceoladas ou infladas), se infladas, sempre com fortes espinhos ao longo das arestas (Figura 54) ..... 12



**Figura 52.** *Palaemnema brasiliensis*: palpo labial, vista dorsal.



**Figura 53.** *Megapodagrion megalopus*: palpo labial, vista dorsal.



**Figura 54.** *Heteragrion*: lamela caudal lateral direita, vista lateral direita.

12. Premento muito alongado, alcançando ou ultrapassando a base das metacoxas quando em repouso e fortemente estreitado na metade basal (Figura 55); incisão separando a garra interna (ventral) das demais garras do palpo labial mais profunda do que as divisões entre as outras garras; garra móvel com pelo menos uma seta longa (Figura 57) ..... Lestidae

12'. Premento não tão alongado, nunca ultrapassando a base das metacoxas e sem forte estreitamento na metade basal (Figura 56); incisão separando a garra interna das demais do palpo labial não mais profunda do que as divisões entre as outras garras; garra móvel sem setas (Figura 53) ..... 13



**Figura 55.** *Lestes* sp.: lábio, vista dorsal.



**Figura 56.** *Perilestes solutus*: lábio, vista dorsal.



**Figura 57.** *Lestes* sp.: palpo labial, vista dorsal.

13. Garras intermediárias dos palpos labiais amplamente separadas (Figura 58); abdômen com fileira contígua de espinhos e cerdas na linha mediana dorsal; lamelas caudais foliáceas com ápice arredondado (Figura 60) ..... Perilestidae

13'. Garras intermediárias dos palpos labiais não amplamente separadas (Figura 59); abdômen sem tal fileira de espinhos ao longo da linha mediana dorsal; lamelas caudais infladas, triangulares e com espinhos ao longo das arestas (Figura 17) ..... Megapodagrionidae

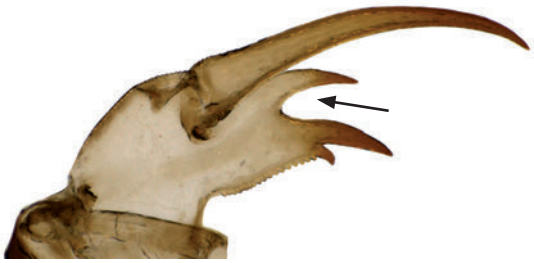


**Figura 58.** *Perilestes solutus*: palpo labial, vista dorsal.



**Figura 59.** *Heteragrion* sp.: palpo labial, vista dorsal.



**Figura 60.** *Perilestes attenuatus*: porção distal do abdômen, vista lateral direita.

14. Premento sem setas dorsais (Figura 61); lamelas caudais flexíveis foliáceas ou lanceoladas, nunca rígidas (Figura 48) ..... 15

14'. Premento com setas dorsais (Figura 62); lamelas caudais variáveis, podendo ser rígidas ou não (Figura 63) ..... 16

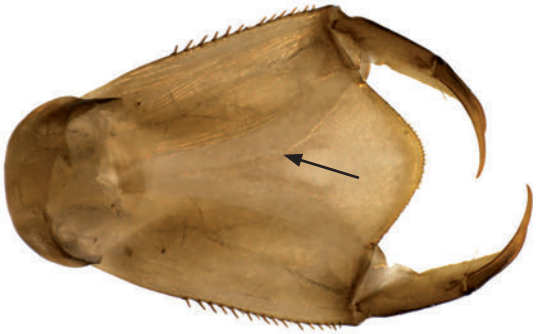


**Figura 61.** *Argia* sp.: lábio, vista dorsal.

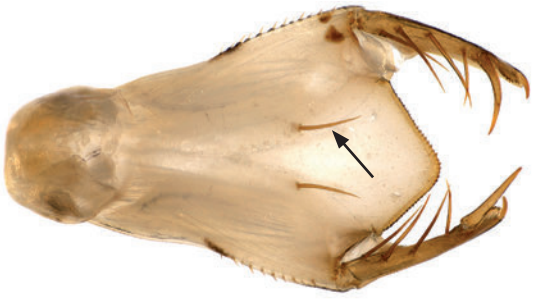


**Figura 62.** *Epipleoneura manauensis*: lábio, vista dorsal.



**Figura 63.** *Psaironeura* sp.: lamela caudal mediana, vista lateral direita.

15. Lamelas caudais fortemente pedunculadas e foliáceas, alargando-se abruptamente no terço basal (Figura 64); garra mediana do palpo labial curta e obtusa (Figura 65) (larvas encontradas exclusivamente em fitotelmata: ocos em árvores, bambus, ouriço da castanha e brácteas de palmeiras caídas) ..... Pseudostigmatidae

15'. Lamelas caudais lanceoladas com ápice fortemente afilado e pontiagudo (Figura 48); garra mediana do palpo labial nitidamente alongada e geralmente afilada (Figura 66) ..... Coenagrionidae (em parte) (*Argia*)



**Figura 64.** *Mecistogaster* sp.: lamela caudal lateral, vista lateral.



**Figura 65.** *Mecistogaster* sp.: palpo labial, vista dorsal (interna).



**Figura 66.** *Argia* sp.: palpo labial, vista dorsal (interna).

16. Região distal do palpo labial entre a garra móvel e a garra interna (ventral) truncada, com dentículos pouco desenvolvidos (Figura 67); lamelas caudais nunca mais longas do que o comprimento do abdômen, podendo ser divididas em duas regiões (uma porção basal muito rígida com espinhos nas margens dorsal e ventral e, uma porção distal foliácea e pontiaguda, separadas por sutura transversal - nodos) (Figura 69), ou não divididas (rígidas ovaladas, ou rígidas alongadas com margens distal e ventral paralelas com fortes espinhos e ápice arredondado) (Figura 71); larvas muito pequenas e delicadas, 13 mm com as lamelas caudais ..... Protoneuridae

16'. Porção distal do palpo labial entre a garra móvel e a garra interna (ventral) com dentículos fortes, bem desenvolvidos (Figura 68) (exceto em *Nehalennia*); lamelas caudais variáveis, com traqueação evidenciada e ápice pontiagudo (podendo ou não ser maiores que o comprimento do abdômen), podendo ainda ser divididas ou não (Figuras 70, 72); em geral, larvas maiores que 13 mm com as lamelas caudais (exceto *Ischnura*) ..... Coenagrionidae



**Figura 67.** *Psaironeura* sp.: palpo labial, vista dorsal (interna).



**Figura 68.** *Oxyagrion* sp.: palpo labial, vista dorsal (interna).



**Figura 69.** *Psaironeura* sp.: lamelas caudais mediana (acima) e lateral (abaixo), vista lateral.



**Figura 70.** *Ischnura* sp.: lamela caudal mediana, vista lateral.



**Figura 71.** *Epipleoneura manauensis*: lamelas caudais mediana (acima) e lateral (abaixo), vista lateral.



**Figura 72.** Coenagrionidae: lamelas caudais mediana (acima) e lateral (abaixo), vista lateral.

## Subordem Zygoptera

## Dicteriadidae

Restrita à América do Sul, também conhecida com o nome de Heliocharitidae (Dunkle 1991), composta por dois gêneros monotípicos: *Dicterias atrosanguinea* Selys, 1853 e *Heliocharis amazona* Selys, 1853, de acordo com a revisão proposta por Dunkle (1991). *Heliocharis amazona* é amplamente distribuída na América do Sul, ocorrendo do Sul da Venezuela à Argentina, enquanto que *D. atrosanguinea* é restrita da bacia Amazônica, mais precisamente ao longo da calha do Rio Amazonas. Adultos dos dois gêneros são caracterizados pela redução (praticamente ausência) de fileira de espinhos nas pernas, e pelo hábito de pousarem no ápice de folhas sobre os cursos d'água com as asas abertas ao lado do corpo, sempre em manchas de sol no meio da floresta. Os adultos das duas espécies são facilmente diferenciados pela coloração: *H. amazona* é ligeiramente maior que a outra espécie e apresenta o tórax verde escuro com listras escuras bem marcadas, e o abdômen escuro com reflexo azul brilhante; *D. atrosanguinea* é relativamente menor, apresenta manchas azuis claras na cabeça, tórax com verde mais claro e menos marcado do que na outra espécie, e abdômen vermelho vivo, muito brilhante sob a luz do sol.

A larva de *H. amazona* foi descrita por Geijskes (1986), e a larva de *D. atrosanguinea* foi descrita recentemente por Fleck *et al.* (2012). A larva das duas espécies são muito semelhantes na forma, apresentam longas pernas e lamelas caudais muito longas e com fortes espinhos; as lamelas caudais laterais são tão longas quanto o tamanho do corpo ou mais (Figura 73). Além disso, apresentam o primeiro antenômero longo (porém não mais longo que os demais juntos), premento longo com fenda mediana, palpo labial com três garras desenvolvidas, cabeça com um par de tubérculos dorsais bem salientes (Figura 40) e, como mencionado anteriormente, lamelas caudais rígidas, com fortes espinhos ao longo das arestas e ápice pontiagudo (Figuras 74, 75). As larvas das duas espécies são facilmente separadas pelo formato da lamela caudal mediana, de acordo com a chave proposta a seguir.

Na região de Manaus e municípios vizinhos, larvas e adultos de *D. atrosanguinea* são abundantes




**Figura 73.** *Dicterias atrosanguinea* Selys, 1853 (Dicteriadidae), larva, vista dorsal.

em típicos igarapés arenosos no interior de florestas primárias. As larvas dessa espécie também são abundantes e estão sempre associadas a raízes na margem ou em grandes concentrações de raízes em áreas de meandros do igarapé com correnteza moderada. Já *H. amazona* não é comum na região de Manaus, sendo encontrada até o momento apenas na Reserva Biológica do Uatumã[1] (próximo à vila de Balbina, em Presidente Figueiredo), onde ocorre em simpatria com *D. atrosanguinea*, porém, foi observada ocorrendo somente em igarapés maiores, com maior abertura de dossel, enquanto que *D. atrosanguinea* foi coletada somente em igarapés menores com dossel parcialmente fechado. Adultos e larvas de *H. amazona* coletados na Reserva Biológica do Uatumã possuem um tamanho nitidamente maior quando comparado com espécimes da mesma espécie oriundos de outras regiões do Brasil. Esta particularidade observada foi relatada também por Dunckle (1991), o qual examinou exemplares de *H. amazona* de vários países da América do Sul, mostrando uma variação grande de tamanho nos adultos dependendo da região geográfica.

As espécies dessa família são extremamente dependentes da floresta, e por isso são muito sensíveis às perturbações ambientais causadas pela fragmentação e diminuição da vegetação ao longo dos cursos d'água onde ocorrem, chegando a desaparecer dependendo do grau de destruição da floresta - como demonstrado para outras espécies de Odonata com potencial como indicadoras da qualidade ambiental.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Dicteriadidae ocorrentes no Brasil

1. Ápice da lamela caudal mediana afilando gradativamente, terminando em uma ponta aguda curvada para baixo, em vista lateral (Figura 74); cerco do macho, em vista lateral, fortemente curvado para baixo; ausência de cerdas laterais longas nos

[1] Material examinado: Brasil: Amazonas: Presidente Figueiredo: Reserva Biológica do Uatumã, Igarapé Esperança, entrada da Grade PPBio (01º47'09,8"S/ 59º15'06,3"O), 4♂, 30.ix.2009. UGN leg.

segmentos abdominais 1-8 (ocorre amplamente distribuída na América do Sul, da Venezuela ao norte da Argentina) ..... *Heliocharis amazona*

1'. Ápice da lamela caudal mediana terminando abruptamente com um forte espinho curvado para baixo, em vista lateral (Figura 75) (não afilando-se gradativamente como na outra espécie); cerco do macho, em vista lateral, levemente curvado; presença de uma fina e longa cerda de cada lado dos segmentos abdominais 1-8 (muitas vezes, difícil de ser visualizada) (distribuição restrita à região da bacia Amazônica) ..... *Dicterias atrosanguinea*

## Calopterygidae

Representantes desta família ocorrem praticamente em todas as regiões do mundo, com exceção da Austrália, e compreendem cerca de 167 espécies em 18 gêneros. No Novo Mundo, a família apresenta 73 espécies distribuídas em seis gêneros, sendo o gênero *Calopteryx* Leach *in* Brewester, 1815 restrito à região Neártica. Os cinco gêneros da região Neotropical possuem distribuição variada: *Bryoplathanon* Garrison, 2006, é monotípico, representado pela espécie *B. globifer* (Hagen *in* Selys, 1853) e endêmico do Sudeste do Brasil; *Hetaerina* Hagen *in* Selys, 1853 é o gênero mais especioso e amplamente distribuído, com 37 espécies ocorrendo desde a região Neártica até o Sul da América do Sul – onde apresenta a maior riqueza de espécies; *Iridictyon* Needham e Fisher, 1940 apresenta apenas duas espécies restritas aos tepuis guianenses, registradas para Venezuela e Guiana Inglesa; *Mnesarete* Cowley, 1934, gênero restrito à América do Sul, compreende 24 espécies com ocorrência simpátrica com os representates de *Hetaerina*; *Ormenophlebia* Garrison, 2006, possui apenas quatro espécies restritas à região da costa oeste dos Andes, da Colômbia à Bolívia (Garrison *et al.* 2010). Destes gêneros com registros Neotropicais, são conhecidos representantes larvais de *Hetaerina* (19 spp.), *Iridictyon* (1 sp.), *Mnesarete* (1 sp.) e *Ormenophlebia* (1 sp.) (Garrison *et al.* 2010). No Brasil, há registros de representantes de três gêneros: *Bryoplathanon* (1 sp.); *Hetaerina* (19 spp.) e *Mnesarete* (13 spp.) (Lencioni 2005; Garrison *et al.* 2010).

As larvas apresentam morfologia muito singular, com corpo alongado e pouco achatado, primeiro antenômero muito longo, premento com fenda mediana profunda e com lobos laterais projetados anteriormente (Figura 37), pernas dispostas lateralmente ao corpo e lamelas caudais triangulares com arestas muito desenvolvidas (Figuras 34, 76, 77).

Tanto os adultos como as larvas dos gêneros *Hetaerina* e *Mnesarete* são semelhantes (Figuras 76, 77), compartilhando muitos caracteres, permanecendo a separação de algumas espécies problemática, como discutido por Garrison (2006). Apesar do vasto conhecimento e de estudos morfológicos das larvas de *Hetaerina*, a diagnose larval entre as espécies ainda é complicada (*e.g.*, Zloty *et al.* 1993; Pessacq e Muzón 2004; von Ellenrieder 2007). Garrison (2006) demonstrou que a larva de *Ormenophlebia* (*O. imperatrix* (McLachlan, 1878)) e *Mnesarete* (*M. grisea* (Ris, 1918)) não diferem substancialmente das larvas de




**Figura 74.** *Heliocharis amazona* Selys, 1853: lamela caudal mediana, vista lateral.




**Figura 75.** *Dicterias atrosanguinea* Selys, 1853: lamela caudal mediana, vista lateral.




**Figura 76.** *Hetaerina moribunda* Hagen in Selys, 1853 (Calopterygidae), larva, vista dorsal.




**Figura 77.** *Mnesarete cupraea* (Selys, 1853) (Calopterygidae), larva, vista dorsal.

*Hetaerina* e, que esses três gêneros não podem ser diagnosticados adequadamente, no estágio larval. Por esta razão, não será apresentada uma chave para diferenciar os gêneros *Hetaerina* e *Mnesarete*. Mesmo não sendo possível separá-las, não há perda grave de informação biológica, já que na Amazônia Central, as larvas de ambos os gêneros ocupam ambientes lóticos, preferencialmente em áreas de correnteza, sempre associadas a algum tipo de substrato como vegetação marginal, raízes, folhas, galhos ou detritos (normalmente retidos em troncos ou seixos em áreas de correnteza).

## Polythoridae

É exclusivamente Neotropical, com 57 espécies distribuídas em sete gêneros, com ocorrência predominante nas montanhas Andinas e no Bioma Amazônico. No Brasil estão registrados até o momento os gêneros *Polythore* Calvert, 1917 (com 6 spp.) e *Chalcopteryx* Selys, 1853 (com 5 spp.), ambos com ocorrência predominante na Amazônia (Lencioni 2005; Garrison *et al.* 2010), apesar de adultos de *Chalcopteryx* já terem sido encontrados no Cerrado Brasileiro. Os adultos são facilmente reconhecíveis pela forte venação e colorido vistoso das asas. Adultos de *Chalcopteryx* possuem as asas anteriores hialinas e as posteriores coloridas, com reflexo iridescente sob raios solares (a intensidade e predominância de cores variam de acordo com a espécie). Adultos de *Polythore* são maiores do que os de *Chalcopteryx*, apresentam tórax robusto, e asas coloridas com bandas transversais alternadas entre amarelo, laranja, branco e marrom.

As larvas dessa família são muito peculiares morfologicamente (Figuras 78A, B), apresentando uma característica única dentro de Odonata: a presença de brânquias abdominais filamentosas de localização látero-ventral, entre os segmentos 2-7 (Figura 78B). Além disso, as lamelas caudais das larvas são muito características, globulosas com projeções cônicas ou digitiformes e cobertas densamente por cerdas escamiformes (Figuras 47, 78A).

Tanto as larvas como os adultos de *Chalcopteryx* são abundantes nos igarapés amazônicos no interior das florestas. Os adultos estão sempre associados a troncos caídos sobre o igarapé, onde muitas vezes é possível presenciar fêmeas ovipositando endofiticamente nos troncos semiapodrecidos fora da água – ao emergir, a larva cai na água, onde permanecerá até a emergência do adulto. Os machos exibem um comportamento territorialista, defendendo lugares propícios para a oviposição das fêmeas (troncos caídos). No estado do

Amazonas, a espécie mais abundante e frequente é *C. scintillans* McLachlan, 1870, amplamente distribuída no interior das florestas da região de Manaus e arredores – alguns trabalhos realizados na região identificaram erroneamente esta espécie como sendo *C. rutilans* (Rambur, 1842), espécie que ocorre predominantemente mais ao Sul (estado de Rondônia) e Leste (estado do Pará) da Amazônia Brasileira. No presente estudo foi possível registrar para o Amazonas *C. seabrai* Santos e Machado, 1961, coletada na Reserva Biológica do Uatumã[2]. No Brasil, esta espécie estava até o momento restrita à sua localidade tipo (Amapá). Adultos de *Polythore* são extremamente raros de serem vistos, e parecem ter uma distribuição muito restrita e pontual. De todas as coletas realizadas no estado do Amazonas, apenas quatro indivíduos foram coletados próximo a um pequeno igarapé pedregoso, na Reserva Biológica do Uatumã, Presidente Figueiredo. Não obtivemos sucesso na obtenção de suas larvas.

Nos igarapés, larvas de *Chalcopteryx* são encontradas com relativa abundância em locais de moderada a rápida correnteza, em raízes ou folhiço retido em área de correnteza. Assim como comentado para Dicteriadidae, Polythoridae também está intimamente associada à presença de floresta primária. Por isso, são consideradas boas indicadoras da integridade ambiental.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Polythoridae ocorrentes no Brasil

1 Ângulos posteriores da cabeça não totalmente arredondados (angulosos), muitas vezes, com uma saliência póstero-dorsal; lamelas caudais globosas, aproximadamente tão longas quanto largas (Figuras 47, 79); larvas de último estádio, em geral, menores que 10 mm (excluindo as lamelas caudais) ..... *Chalcopteryx*

1'. Ângulos posteriores da cabeça mais arredondados; lamelas caudais duas vezes mais longas que largas (Figura 80); larvas de último estádio maiores que 12 mm (excluindo as lamelas caudais) ..... *Polythore*



**Figura 79.** *Chalcopteryx scintillans*: lamela caudal mediana, vista ventral.

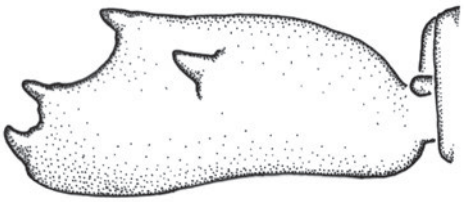


**Figura 80.** *Polythore spaeteri* Burmeister & Börzsöny, 2003: lamela caudal lateral, vista lateral direita (cerdas omitidas). Adaptado de Etscher *et al*. (2006).

## Amphipterygidae

A família possui nove espécies, distribuídas em quatro gêneros: *Amphipteryx* Selys, 1853 (1 sp., América Central), *Devadatta* Kirby, 1890 (5 spp., Sudeste da Ásia), *Pentaphlebia* Förster, 1909 (2 spp., África tropical) e *Rimanella* Needham, 1934 (1 sp., Norte da América do Sul) (Lencioni 2005).

*Rimanella* é um gênero monotípico e o único representante da família na América do Sul. *Rimanella arcana* Needham, 1933 tem ocorrência restrita ao escudo Guianense e sua distribuição ao sul chega até o município de Presidente Figueiredo e ao norte até a região Sul da Venezuela. A larva dessa espécie foi descrita por Geijskes (1940) a partir de exemplares coletados no Suriname. Assim como em *Rimanella*, as larvas conhecidas dos outros gêneros da família também apresentam o tufo de filamentos branquiais no ápice do abdômen (Novelo-Gutiérrez 1995).

As larvas de *R. arcana* são encontradas em baixa abundância em igarapés de fundo rochoso, vivendo agarradas na rocha em áreas de corredeiras e cachoeiras (Figura 81). As larvas possuem o formato da cabeça muito peculiar (Figura 81) e antena com oito antenômeros (incomum para Zygoptera Neotropical, que, normalmente, tem entre seis e sete segmentos); as lamelas caudais são modificadas em rígidos processos com projeções espiniformes, que protegem um tufo de brânquias

[2] Material examinado: Brasil: Amazonas: Presidente Figueiredo: Reserva Biológica do Uatumã, Grade PPBio (01°48'41,7"S/ 59°15'21,7"O), 3♂, ix-x.2009.UGN leg.




**Figura 78.** *Chalcopteryx scintillans* McLachlan, 1870 (Polythoridae), larva. A) Vista dorsal. B) Vista ventral.



**Figura 81.** *Rimanella arcana* (Needham, 1933) (Amphipterygidae), larva, vista dorsal.

filamentosas (Figuras 32, 33). Os adultos são extremamente raros de serem vistos em campo.

## Megapodagrionidae

A família tem 293 espécies com ocorrência para África, Austrália, Ásia e no Novo Mundo. Na Região Neotropical, a família está representada por 135 espécies distribuídas em 14 gêneros, 12 dos quais apresentam a larva conhecida (Garrison *et al.* 2010). No Brasil ocorrem seis gêneros: *Allopodagrion* Förster, 1910 (2 spp.), *Dimeragrion* Calvert, 1913 (novo registro da espécie *D. percubitale* Calvert, 1913, no presente estudo)[3], *Heteragrion* Selys, 1862 (17 spp.), *Megapodagrion* Selys, 1885 (1 sp.), *Oxystigma* Selys, 1862 (3 spp.) e *Philogenia* Selys, 1862 (1 sp.) (Lencioni 2005).

As larvas da família possuem grande variação morfológica, de acordo com o grupo as quais pertencem e de acordo com o hábitat em que vivem (Figuras 82, 83). No Brasil, ocorrem dois grupos. Um formado por *Megapodagrion* (cuja larva está em processo de descrição pelos presentes autores) e *Allopodagrion* (que ocorre na região Sul do Brasil), que é caracterizado por larvas com pernas longas, lamelas caudais tão longas ou maiores que o tamanho do corpo (Figura 82) e tubérculos desenvolvidos nos ângulos posteriores da cabeça (Figuras 89, 91) (Neiss *et al.* 2011). As larvas e os adultos de espécies desses dois gêneros são raros de serem encontrados em campo. O outro grupo é formado pelos demais gêneros registrados no país e, é caracterizado por apresentar larvas com as seguintes características: cabeça não apresentando tubérculos ou projeções na superfície dorsal; pernas curtas; lamelas caudais curtas e sacóides (infladas), normalmente com fortes espinhos ao longo das arestas (Figura 83). Espécies de *Heteragrion* e *Oxystigma* têm ampla distribuição e suas larvas são abundantes nos igarapés amazônicos, sendo, normalmente, encontradas associadas ao folhiço em áreas de pouca correnteza ou na margem do córrego no interior da floresta. Os adultos de ambos os gêneros pousam com as asas abertas, sendo que as espécies de *Heteragrion* são facilmente reconhecidas pelo corpo escuro com listras e manchas predominantemente amareladas, elas podem ser observadas pousadas no ápice

[3] Material examinado: Brasil: Amazonas: Barcelos: Parque Estadual Serra do Aracá, 4♂ e 2♀, 24.vii.2009 (00°53'29,2"N/ 63°27'36,1"O; 1119 m.a.s.l); 6♂ e 1♀, 27.vii.2009 (00°54'13,5"N/ 63°26'01,2"O; 1115 m.a.s.l); Igarapé do Cobra, 1 ♂ e 1 ♀, 22.vii.2009 (00°52'24,78"N/ 63°27'18,97"O; 136 m.a.s.l); Igarapé do Jabuti, 1♂, 30.vii.2009 (00°52'47,78"N/ 63°28'27,05"O; 125 m.a.s.l). UGN leg.

de galhos ou folhas sobre o igarapé, próximo da lâmina d'água em locais sombreados. As espécies de *Oxystigma* são menos frequentes e estão restritas à Amazônia Central, e se destacam pelo corpo escuro com listras e manchas azuladas. Diferente de *Heteragrion*, os adultos de *Oxystigma* normalmente não são encontrados junto aos igarapés, mas no meio da floresta, pousados predominantemente no ápice de galhos secos.

O consenso na literatura sobre a ausência de espinhos na base das mandíbulas nas larvas de *Oxystigma* não foi confirmado a partir de associações realizadas no presente estudo. Desse modo, o caracter presença ou ausência de espinhos na mandíbula, normalmente utilizado para a separação das larvas de *Heteragrion*/*Oxystigma*, não foi utilizado na chave de identificação apresentada a seguir, sendo propostos outros caracteres como a morfologia da antena e lamelas caudais.




**Figura 82.** *Megapodagrion megalopus* Selys, 1862 (Megapodagrionidae), larva, vista dorsal.




**Figura 83.** *Heteragrion* sp. (Megapodagrionidae), larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas de gêneros de Megapodagrionidae ocorrentes no Brasil

1. Lamelas caudais tão longas quanto o comprimento do corpo ou maiores, sem filamento terminal (Figura 84); região occipital da cabeça com um par de projeções desenvolvidas em forma de tubérculo (Figura 85); larvas grandes, maiores que 30 mm incluindo as lamelas ..... 2

1'. Lamelas caudais mais curtas que o comprimento do corpo, com ou sem filamento terminal (Figuras 86, 87); região occipital da cabeça sem tubérculos ou projeções (Figura 88); larvas normalmente pequenas, menores que 30 mm incluindo as lamelas ..... 3




**Figura 84.** *Allopodagrion brachyurum*: lamelas caudais, vista dorsal.



**Figura 85.** *Megapodagrion megalopus*: cabeça, vista dorsal.

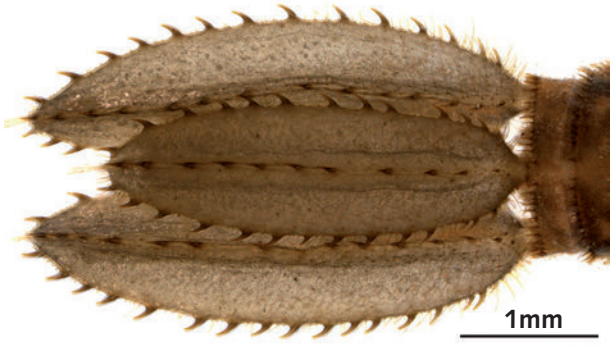



**Figura 86.** *Heteragrion* sp.: lamelas caudais, vista dorsal.




**Figura 87.** *Oxystigma* sp.: lamelas caudais, vista dorsal.



**Figura 88.** *Heteragrion* sp.: cabeça, vista dorsal.

2. Lamelas caudais estreitas, rígidas, não alargadas distalmente (Figura 84); região dorsal da cabeça com dois tubérculos entre os olhos compostos; occipício com dois tubérculos, com ápices direcionados dorsalmente (em vista lateral) (Figura 89)..... *Allopodagrion*

2'. Lamelas lanceoladas, alargando-se fortemente na metade distal ou no terço distal (Figura 90); região dorsal da cabeça, entre os olhos compostos, sem tubérculos proeminentes; occipício com dois tubérculos, com ápices direcionados posteriormente (em vista lateral) (Figura 91) ..... *Megapodagrion megalopus*



**Figura 98.** *Allopodagrion brachyurum*: cabeça, vista lateral.




**Figura 90.** *Megapodagrion megalopus*: lamelas caudais, vista lateral.



**Figura 91.** *Megapodagrion megalopus*: cabeça, vista lateral.

3. Palpo labial com uma seta abaixo da inserção da garra móvel (Figura 92); antena com 5/6 antenômeros (Figura 94) ..... *Dimeragrion*

3'. Palpo labial glabro, sem setas (Figura 93); antena com sete antenômeros (Figura 95) ..... 4

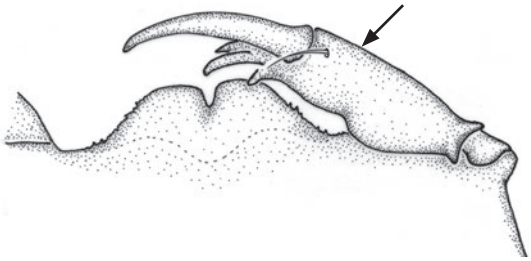


**Figura 92.** *Dimeragrion percubitale* Calvert, 1913: palpo labial, vista dorsal. Adaptado de De Marmels (1999).



**Figura 93.** *Heteragrion* sp.: palpo labial, vista dorsal.

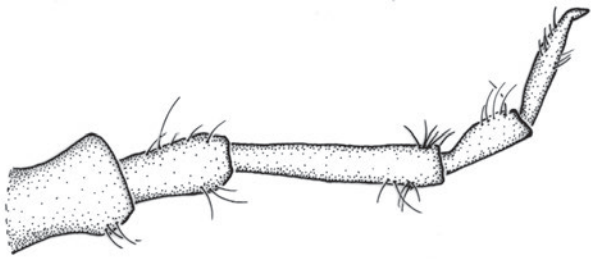


**Figura 94.** *Dimeragrion percubitale* Calvert, 1913: antena. Adaptado de De Marmels (1999).



**Figura 95.** *Heteragrion* sp.: antena.

4. Larvas com comprimento maior que 17 mm (sem lamelas caudais); lamelas caudais sem arestas evidentes e sem espinhos desenvolvidos, apenas com cerdas longas (Figura 96) ..... *Philogenia*

4'. Larvas com comprimento menor que 17 mm (sem lamelas caudais); lamelas caudais com arestas bem evidentes e com fortes espinhos ao longo das margens dorsais e laterais (Figura 97) ..... 5

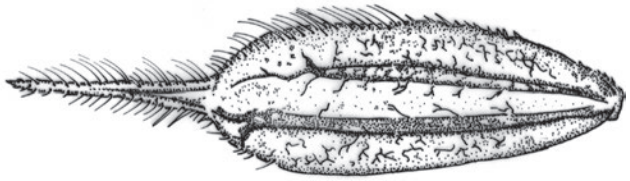


**Figura 96.** *Philogenia terraba* Calvert, 1907: lamela caudal mediana, vista lateral esquerda. Adaptado de Ramírez e Novelo (1994).



**Figura 97.** *Heteragrion* sp.: lamela caudal lateral, vista dorsal.

5. Antena curta e robusta, tão longa quanto o comprimento da cabeça (Figura 98); lamelas laterais com poucos espinhos: aresta lateral externa: 8-11 espinhos, aresta dorsal: 7-9 espinhos (Figura 99) ..... *Oxystigma*

5'. Antena longa e delgada, 1,5 vezes o comprimento da cabeça (Figura 100); lamelas caudais laterais com muitos espinhos: aresta lateral externa: 15-19 espinhos, aresta dorsal: 15-17 espinhos ou mais (Figuras 97, 101) ..... *Heteragrion*




**Figura 98.** *Oxystigma* sp.: antena.



**Figura 99.** *Oxystigma* sp.: lamela caudal, vista dorsal.




**Figura 100.** *Heteragrion* sp.: antena.

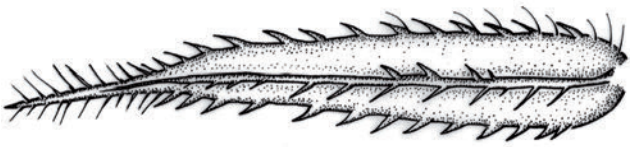


**Figura 101.** *Heteragrion* sp.: lamela caudal lateral, vista dorsal. Adaptado de Costa (1999).

## Lestidae

A família é cosmopolita, tem 163 espécies distribuídas em oito gêneros. Na região das Américas está representada por 53 espécies em dois gêneros: *Archilestes* Selys, 1862 e *Lestes* Leach *in* Brewester, 1815. *Archilestes* é endêmico do Novo Mundo, com oito espécies de ocorrência predominante na América Central e do Norte (Garrison *et al.* 2010). No Brasil, ocorre apenas uma espécie, *A. exoletus* (Hagen *in* Selys, 1862), com ocorrência restrita ao Sul e Sudeste do país (Lencioni 2005), a larva dessa espécie foi descrita por Dalzochio e Rodrigues (2011). *Lestes* possui distribuição mundial, e no Novo Mundo está representado por 45 espécies com ocorrência do Canadá à Argentina. No Brasil, estão registradas 14 espécies de *Lestes*, distribuídas em todo território nacional, das quais oito apresentam a larva descrita.

Os adultos de Lestidae são libélulas de médio porte, que pousam com as asas abertas, geralmente em áreas ensolaradas ao lado dos criadouros onde as larvas podem ser encontradas. Além disso, em comparação com outros Zygoptera, as asas de Lestidae possuem uma forte reticulação, semelhante ao adultos de Megapodagrionidae. Adultos de *Lestes* e *Archilestes* são diferenciados pela morfologia do quadrângulo das asas, além disso, espécimes de *Archilestes* são em gral maiores e mais robustos que os de *Lestes* (Lencioni 2005). As larvas são facilmente diferenciadas dos demais Zygoptera pelo formato do corpo (alongado, delgado e quase cilíndrico) (Figura 102), cabeça transversalmente alargada, lamelas caudais foliáceas (semelhante a Perilestidae), e o premento muito longo e peciolado na base, o qual é estreito e em forma de haste (Figura 55) - quando em repouso, o lábio geralmente alcança as coxas posteriores, podendo ultrapassá-las em muitos espécimes. As larvas habitam ambientes lênticos e semilênticos, como charcos, poças, lagos e pântanos, sempre associadas a macrófitas aquáticas ou outro tipo de substrato. As larvas



**Figura 102.** *Lestes* sp. (Lestidae), larva, vista dorsal.

são categorizadas como nadadoras, já que podem se locomover por pequenas distâncias através de movimentos ondulatórios laterais do corpo. As larvas dos dois gêneros citados para o Brasil podem ser facilmente reconhecidas pela morfologia do palpo labial (ver chave a seguir).

Representantes de Lestidae não são muito comuns no interior da floresta da região Amazônica. De todo material examinado proveniente do estado do Amazonas, apenas uma espécie foi identificada (*L. falcifer* Sjöstedt, 1918), a partir de um adulto macho coletado em Barcelos.



**Figura 103.** *Lestes* sp.: palpo labial, vista dorsal (interna).

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Lestidae ocorrentes no Brasil

1. Margem distal do palpo labial apresentando uma projeção truncada e serrilhada, normalmente entre a garra externa (dorsal) e a garra mediana (Figura 103) ..... *Lestes*

1'. Margem distal do palpo labial com três garras robustas e pontiagudas, separadas por duas incisões profundas, ausência de projeção truncada (Figura 104) ..... *Archilestes*

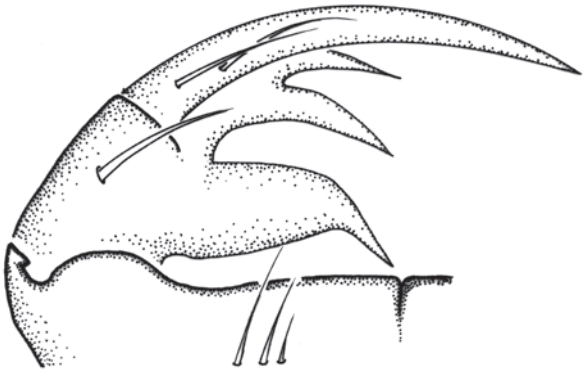


**Figura 104.** *Archilestes exoletus* (Hagen in Selys, 1862): palpo labial, vista interna dorsal. Dalzochio e Rodrigues (2011).

## Perilestidae

Ocorre predominantemente na região Neotropical, onde está representada por 18 espécies, distribuídas em dois gêneros, *Perilestes* Hagen *in* Selys, 1862 e *Perissolestes* Kennedy, 1941, com ocorrência do México ao Sudeste do Brasil. A família também está registrada para a região tropical da África, onde é representada por um gênero monotípico, *Nubiolestes diotima* (Schmidt, 1943), restrita a Camarões (Dijkstra e Vick 2004). No Brasil, *Perilestes* apresenta sete espécies com ocorrência do Norte ao Sul do país, já *Perissolestes*, apresenta quatro espécies retritas à região Amazônica (Lencioni 2005). Os adultos desta família compartilham com Lestidae e Synlestidae o formato da asa fortemente peciolada com somente duas veias antenodais (Garrison *et al.* 2010).

Tanto os adultos como as larvas dos dois gêneros são muito semelhantes. Os adultos apresentam uma coloração pouco vistosa, e um longo e delgado abdômen contrastando com as asas muito curtas (em geral, o abdômen é duas vezes maior que o comprimento das asas). Além disso, os adultos geralmente pousam na vertical, com as asas semiabertas e abdômen pendurado para baixo com o ápice levemente curvado para cima. As larvas (Figura 105) possuem um padrão de coloração disruptivo, com manchas e bandas claras e escuras alternadas, longas antenas, premento relativamente longo, com fenda mediana fechada, palpo labial com três garras apicais pontiagudas, sendo a dorsal aplamente separada da mediana (Figura 58), abdômen longo com espinhos dorsais e laterais, lamelas caudais foliáceas com ápice arredondado. As larvas ocorrem em áreas de remanso, preferenciamente em sistemas lóticos.

Ao contrário de outras regiões do país, larvas de *Perilestes* são relativamente frequentes na região da Amazônia Central, e podem ser facilmente encontradas nos típicos igarapés de fundo arenoso no interior das florestas, sempre associadas a bancos de folhas acumuladas no fundo em áreas de depósito no igarapé (Neiss e Hamada 2010). Já os adultos, são difíceis de serem visualizados, exigindo uma experiência por parte do coletor/observador, pelo fato de apresentarem coloração pouco vistosa, voo delicado e pousarem em áreas sombreadas de igarapés com densa cobertura vegetal (observação pessoal).



**Figura 105.** *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Perilestidae), larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Perilestidae ocorrentes no Brasil

1. Larva menores que 15 mm de comprimento no último estádio (excluindo lamelas caudais); espinhos laterais dos S3-4 menos desenvolvidos em relação aos encontrados nos segmentos distais, principalmente o do S3, quando presentes, muito reduzidos, com aspecto semelhante a um tubérculo rombo (larvas frequentemente encontradas em igarapés da região de Manaus e municípios vizinhos, associadas a bancos de folhas em áreas de remanso) ..... *Perilestes*

2'. Larva maiores que 20 mm de comprimento no último estádio, ou 18-19 mm no penúltimo estádio (excluindo lamelas caudais); espinhos laterais conspícuos e desenvolvidos presentes nos S3-4, de tamanho semelhante aos encontrados nos segmentos posteriores ..... *Perissolestes*

## Platystictidae

Tem distribuição mundial ao longo das Regiões Oriental e Neotropical, com 246 espécies distribuídas em seis gêneros. No Novo Mundo, a família é representada exclusivamente pelo gênero *Palaemnema* Selys, 1860, com 43 espécies de ocorrência do Sudoeste dos Estados Unidos ao Peru e Norte do Brasil (Garrison *et al.* 2010). No Brasil, a família Platystictidae foi registrada recentemente, a partir da descrição da espécie *P. brasiliensis* Machado, 2009, oriunda de exemplares adultos coletados no estado do Amapá (Machado 2009).

As larvas dessa família estão associadas a cursos d'água rochosos em área de correnteza, são muito singulares, e se destacam das demais famílias de Zygoptera, pelo formato único da cabeça com ângulos posteriores muito desenvolvidos, palpo labial com apenas uma garra terminal robusta (Figura 52), coloração típica do abdômen, e lamelas caudais em forma de sacos inflados sem arestas ou espinhos (Figura 106). Não será apresentada uma chave para a identificação das larvas, visto que, apenas o gênero *Palaemnema* ocorre na Região Neotropical, e até o momento, apenas a espécie *P. brasiliensis* está registrada na região Norte do Brasil. No presente estudo a distribuição dessa espécie foi ampliada para o estado do Amazonas, onde está sendo registrada pela primeira vez nas localidades do Parque Estadual Serra do Aracá no município de Barcelos, e na Reserva Biológica do Uatumã (próximo à vila de Balbina, Presidente Figueiredo)[4].



**Figura 106.** *Palaemnema brasiliensis* Machado, 2009 (Platystictidae), larva, vista dorsal.

[4] Material examinado: Brasil: Amazonas: Barcelos: Parque Estadual Serra do Aracá: (00°52'24,78"N; 63°27'18,97"O, 136 m.a.s.l), 3♂, 2♀ e exúvias, vii-viii.2009. Presidente Figueiredo: Reserva Biológica do Uatumã, Grade PPBio (01º47'42,3"S/ 59º15'20,4"O), 6♂, 2♀ e muitas larvas F-0, 15.v.2009 e 26.ix.2009. UGN leg.

Na região amazônica, *P. brasiliensis* parece ter uma distribuição restrita, devido ao hábitat muito específico de suas larvas (igarapés rochosos com correnteza, condição não muito comum na Amazônia Central). Por exemplo, no estado do Amazonas, apesar do grande número de coletas já realizadas nas mais diversas localidades, *P. brasiliensis* só foi registrada na Reserva Biológica do Uatumã (Presidente Figueiredo) e na porção baixa do Parque Estadual Serra do Aracá (Barcelos). Nesses locais, as larvas são encontradas em abundância em igarapés com as características acima mencionadas, juntamente com representantes larvais de *Argia* spp., *Brechmorhoga* spp., *Chalcopteryx* sp. e *Desmogomphus* sp.

## Coenagrionidae

Tem distribuição cosmopolita e é uma das famílias de Odonata com maior número de espécies e gêneros, totalizando aproximadamente 1.126 espécies distribuídas em 100 gêneros. Na Região Neotropical a família compreende 460 espécies em 50 gêneros (Garrison *et al.* 2010). No Brasil, é a segunda família mais numerosa, representada por 30 gêneros e mais de 177 espécies.

Os adultos variam consideravelmente dentro da família, tanto no tamanho, coloração e morfologia de estruturas, refletindo a polifilia do grupo, onde a relação entre os gêneros ainda não está bem resolvida (Rehn 2003; Bybee *et al.* 2008). Assim como os adultos, as larvas também variam muito no tamanho e na forma de suas estruturas, e podem ser encontradas nos mais variados ambientes aquáticos, como rios, igarapés, lagos, poças, charcos e fitotelmata (principalmente bromélias) (Carvalho e Nessimian 1998).

Nos igarapés de floresta da região Amazônica, é comum e abundante a ocorrência de larvas de *Argia* Rambur, 1842, que são caracterizadas pela coloração em geral preta, ausência de setas prementais e lamelas caudais foliáceas com ápice descolorido (Figura 107). As larvas desse gênero ocorrem em diversos substratos presentes no igarapé, principalmente folhiço em áreas de remanso ou correnteza.



**Figura 107.** *Argia* sp. (Coenagrionidae), larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Coenagrionidae ocorrentes no estado do Amazonas

Chave modificada de Costa *et al.* (2004) e Heckman (2008). Esta chave é preliminar e deve ser utilizada com precaução, já que muitos gêneros de coenagrionídeos Neotropicais ainda permanecem com as larvas desconhecidas. Revisões posteriores serão necessárias após o melhor conhecimento da variabilidade intragenérica das larvas.

1. Antena com nove antenômeros; larvas vivem exclusivamente na água acumulada nas bainhas foliares da palmeira buriti (*M. flexuosa*) (gênero novo em processo de descrição) ..... Coenagrionidae gen. nov.

1'. Antena com sete antenômeros; habitat das larvas variado ..... 2

2. Premento sem setas dorsais (Figura 108); palpo labial com 1 ou 2 setas reduzidas e localizadas abaixo da inserção da garra móvel ..... *Argia*

2'. Premento com setas dorsais (Figura 109); palpo labial com número de setas variáveis, distribuídas uniformemente (Figura 109) ..... 3



**Figura 108.** *Argia*: lábio, vista dorsal.

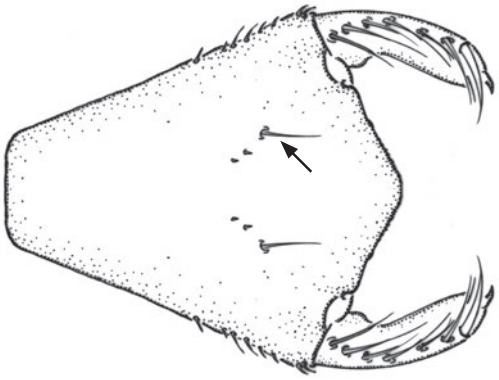


**Figura 109.** *Telebasis demarara* (Williamson, 1917): lábio, vista dorsal. Adaptado de Geijskes (1941).

3. Palpo labial com 11-13 setas (Figura 110), habitam fitotelmata formado por axilas de bromélias ..... *Bromeliagrion*

3'. Palpo labial com 4-7 setas (Figura 111), não colonizam fitotelmata ..... 4

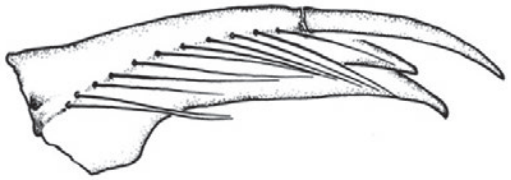


**Figura 110.** *Bromeliagrion rehni*: palpo labial.

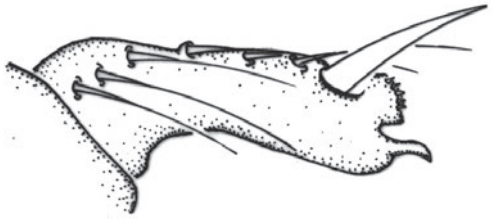


**Figura 111.** *Telebasis demarara*: palpo labial. Adaptado de Geijskes (1941).

4. Lamelas caudais tão longas ou maiores que o comprimento do abdômen (exceto *A. fluviatilis*) ..... *Acanthagrion*

4'. Lamelas caudais menores que o comprimento do abdômen ..... 5

5. Terço distal das lamelas caudais alargado em vista lateral, duas vezes ou mais a largura da porção basal da lamela (Figura 112) ..... 6

5'. Terço distal das lamelas caudais, em vista lateral, aproximadamente da mesma largura ou apenas ligeiramente mais largo que a porção basal (Figura 113) ..... 7

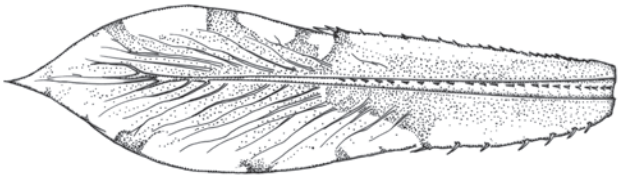


**Figura 112.** *Telebasis demarara*: lamela lateral, vista lateral. Adaptado de Geijskes (1941).



**Figura 113.** *Ischnura* sp.: lamela lateral, vista lateral.

6. Premento com um par de setas desenvolvidas na superfície dorsal, seguida por um conjunto de setas pequenas (Figura 109) ..... *Telebasis*

6'. Premento com dois ou mais pares de setas desenvolvidas na superfície dorsal, sem conjunto adicional de setas pequenas (Figura 114) .... *Homeoura*

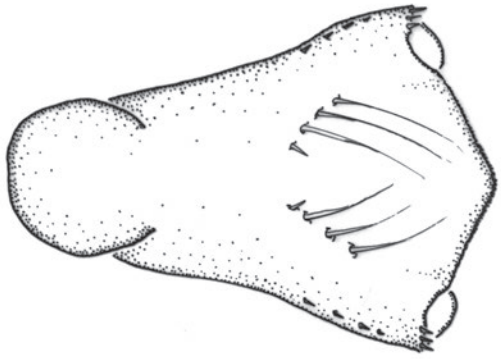


**Figura 114.** *Homeoura ambigua* (Ris, 1904): lábio, vista dorsal. Adaptado de Bulla (1970).

7. Premento com um par de setas desenvolvidas na superfície dorsal (Figura 115); palpo labial usualmente com quatro setas (Figura 115) ..... *Enallagma*

7'. Premento com três ou mais pares de setas desenvolvidas na superfície dorsal (Figura 116); palpo labial com 5-7 setas (Figura 116) ..... 8

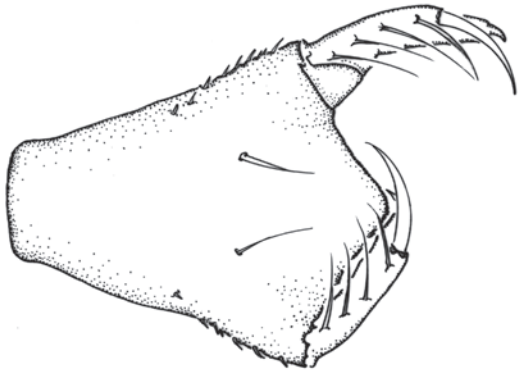


**Figura 115.** *Enallagma novaehispaniae* Calvert, 1902: lábio, vista dorsal. Adaptado de Novelo-Gutiérrez (2005).

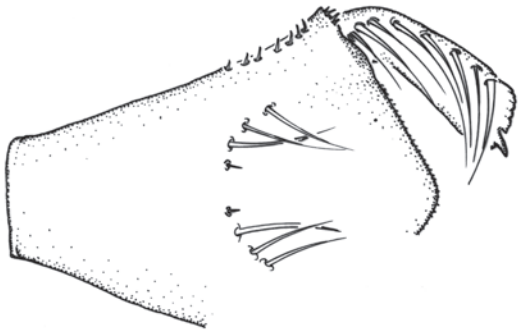


**Figura 116.** *Nehalenia minuta* Kirby, 1890: lábio, vista dorsal. Adaptado de Geijskes (1943).

8. Palpo labial com 5-6 setas (Figura 117); padrão de manchas claras e escuras usualmente presentes nas laterais dos olhos compostos; fêmur anterior com 2-3 fileiras de fortes espinhos espatulados e arredondados no ápice (Figura 119); corpo menor do que 10 mm, sem as lamelas caudais ..... *Ischnura*

8'. Palpo labial com sete setas (Figura 118); olhos compostos sem padrão de manchas; fêmur anterior sem tais espinhos; corpo de comprimento aproximado de 15 mm, sem as lamelas caudais ..... *Nehalenia*



**Figura 117.** *Ischnura capreolus* (Hagen, 1861): palpo labial. Adaptado de Geijskes (1941).

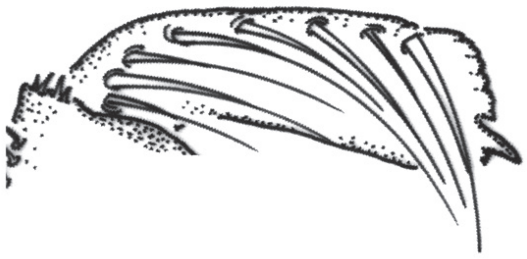


**Figura 118.** *Nehalenia minuta*: palpo labial. Adaptado de Geijskes (1943).



**Figura 119.** *Ischnura capreolus*: fêmur anterior, vista anterior.

## Protoneuridae

Na Região Neotropical, inclui 113 espécies distribuídas em 16 gêneros, todos endêmicos, com ocorrência estendendo-se do sul da América do Norte até a Argentina (Garrison *et al.* 2010). No Brasil, a família está representada por 68 espécies em 12 gêneros (Pessacq *et al.* 2012). Os adultos, relativamente pequenos, são caracterizados por apresentar corpo delgado, com um fino abdômen e um voo delicado. Os representantes larvais dessa família são pequenos e possuem aspecto frágil (Figuras 120, 121) (cerca de 10 mm de comprimento, sem as lamelas caudais), com abdômen reduzido e lamelas caudais podendo ser rígidas, inteiras (Figura 120) ou com nodos evidente, separando uma porção basal rígida e outra distal membranosa flexível (Figura 121). As larvas ocupam os mais variados tipos de substratos, e podem ser encontradas em rios, lagos e igarapés. O gênero *Roppaneura* Santos, 1966, monotípico é exclusivo do fitotelmata formado pelas axilas foliares de uma umbelífera no Sudeste do Brasil (Machado 1976).

A família é deficiente no conhecimento sobre suas larvas, apenas 17 espécies, em sete gêneros, possuem as larvas descritas, representando 15% das espécies Neotropicais conhecidas. Comentários adicionais sobre os gêneros Neotropicais de Protoneuridae com larvas conhecidas, além de uma chave de identificação para as larvas desses gêneros, podem ser encontrados em Neiss e Hamada (2012). A larva de *Psaironeura tenuissima* (Selys, 1886) está em processo de descrição, totalizando oito gêneros com representantes larvais conhecidos para o Brasil.

Adultos de Protoneuridae são comuns próximos aos cursos d'água, em florestas na região Amazônica, principalmente, as espécies de *Epipleoneura* Williamson, 1915, *Neoneura* Selys, 1860 e *Phasmoneura* Wiliamson, 1916 e,



**Figura 120.** *Epipleoneura manauensis* Santos, 1964 (Protoneuridae), larva, vista dorsal.



**Figura 121.** *Psaironeura tenuissima* Selys, 1886 (Protoneuridae), larva, vista látero-dorsal.

com menor abundância, de *Protoneura* Selys *in* Sagra, 1857 e *Psaironeura* Williamson, 1915. De modo geral, para um coletor pouco experiente, os adultos de Protoneuridae são difíceis de serem visualizados no interior da floresta, devido à coloração geralmente escura, corpo delgado, voo delicado e o comportamento de pousar no ápice de folhas e/ou galhos da vegetação marginal em áreas sombreadas. Ao contrário dos adultos, na região Amazônica, as larvas não são tão comuns de serem encontradas nos igarapés e rios da região. Além disso, sempre estão associadas a algum tipo de substrato, principalmente, aglomerados de raízes localizadas às margens do curso d'água ou folhiço, em áreas de meandros ou trechos com correnteza moderada a baixa.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Protoneuridae ocorrentes no Brasil

Chave modificada de Neiss e Hamada (2012). A chave deve ser utilizada com precaução, já que muitos gêneros de protoneurídeos Neotropicais ainda permanecem com as larvas desconhecidas.

1. Palpo labial com 8-9 setas (larva encontrada exclusivamente em fitotelmata: axilas da umbelífera *Eryngium* – Minas Gerais) (Figura 122) ..... *Roppaneura*

1'. Palpo labial com 3-6 setas (Figuras 123, 124) ..... 2



**Figura 122.** *Roppaneura beckeri*: palpo labial, vista dorsal (interna).



**Figura 123.** *Epipleoneura manauensis*: palpo labial, vista dorsal (interna).



**Figura 124.** *Psaironeura tenuissima*: palpo labial, vista dorsal (interna).

2. Cabeça (região mediana dorsal e occipício), fêmures (Figura 125) e abdômen (margem distal dorsal dos segmentos 6-8) com espinhos côncavos; palpo labial com seis setas (Figura 124) ..... *Psaironeura*

2'. Cabeça, fêmures e abdômen sem a presença de tais espinhos côncavos, apenas espinhos normais (cilíndricos e pontiagudos); palpo labial com 3-5 setas, raramente seis (Figura 126) ..... 3

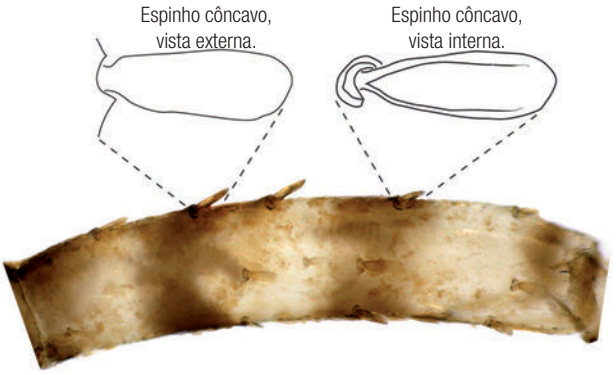



**Figura 125.** *Psaironeura tenuissima*: fêmur anterior, vista anterior.



**Figura 126.** *Epipleoneura manauensis*: palpo labial, vista dorsal.

3. Premento com três pares de setas na superfície dorsal (Figura 127) (Restrita da região Sudeste do Brasil) ..... *Idioneura*

3'. Premento com um ou dois pares de setas (Figura 128) ..... 4

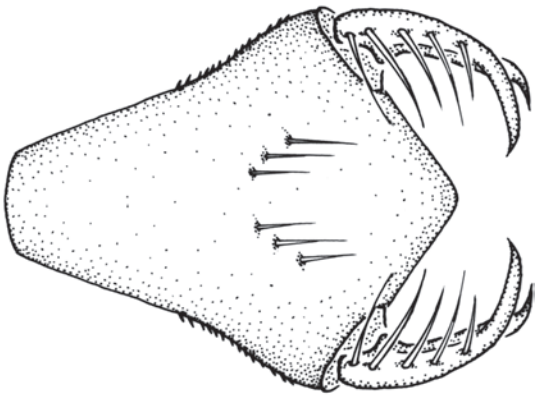


**Figura 127.** *Idioneura ancilla* Selys, 1860: premento, vista dorsal. Adaptado de Santos (1969).



**Figura 128.** *Epipleoneura manauensis*: premento, vista dorsal.

4. Lamelas caudais divididas em duas regiões: metade basal rígida e esclerotinizada, metade distal membranosa, flexível, e com ápice pontiagudo ou meio arredondado (essas duas regiões são separadas por uma aresta transversal – nodos) (Figura 129) ..... 7

4'. Lamelas caudais não divididas em duas regiões, inteiramente rígidas (não flexíveis), com ápice arredondado (Figura 131) ..... 5



**Figura 129.** *Psaironeura tenuissima*: lamelas caudais, vista lateral direita.



**Figura 130.** *Epipleoneura manauensis*: lamelas caudais, vista lateral direita.

5. Antena com seis antenômeros; lamelas caudais oblongas (ovais), aproximadamente três vezes mais longa que larga, sem fileira completa de espinhos fortes ao longo das margens dorsal e ventral (Figura 131) (Região Sudeste e Sul do Brasil) ..... *Peristicta*

5'. Antena com sete antenômeros; lamelas caudais alongadas, aproximadamente seis vezes mais comprida que larga, ápice não alargado distalmente, e com fortes espinhos ao longo das margens dorsal e ventral (Figura 130) ..... 6

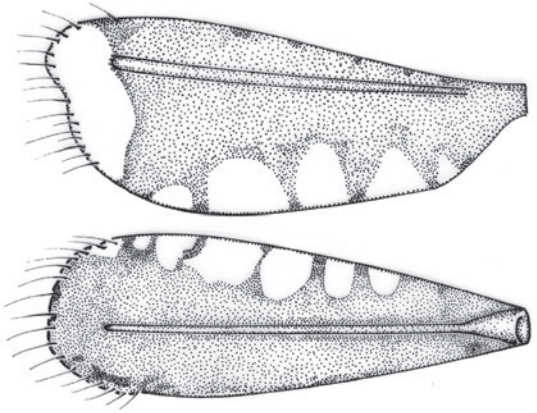


**Figura 131.** *Peristicta forceps* Hagen in Selys, 1860: lamelas caudais. Adaptado de Pessacq (2007).

6. Palpo labial com cinco ou seis setas (Restrita ao Sul e Sudeste do Brasil) .... *Forcepsioneura*

6'. Palpo labial com três ou quatro setas (Figuras 123, 126) ..... *Epipleoneura*

7. Tíbia com duas ou três bandas transversais escuras; palpo labial normalmente com cinco setas (Figura 132); porção basal rígida das lamelas caudais laterais e mediana com mais de 15 espinhos nas margens dorsais (Figura 134) ..... *Protoneura*

7'. Tíbia com uma ou nenhuma banda transversal escura; palpo labial com três ou quatro setas, raramente cinco (machos de *N. joana* Williamson, 1917) (Figura 133); porção basal rígida das lamelas caudais laterais e mediana com menos de 15 espinhos nas margens dorsais (Figura 135) ..... *Neoneura*

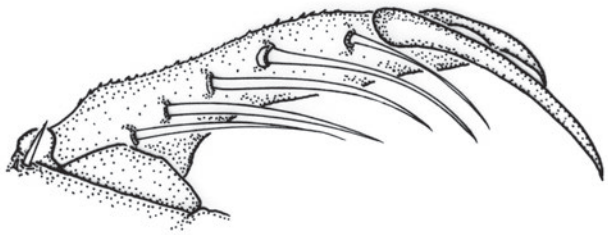


**Figura 132.** *Protoneura aurantiaca* Selys, 1886: palpo labial. Adaptado de Novelo-Gutiérrez (1994).

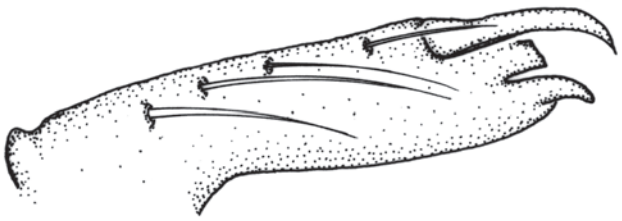


**Figura 133.** *Neoneura joana* williamson, 1917: palpo labial. Adaptado de Geijskes (1954).

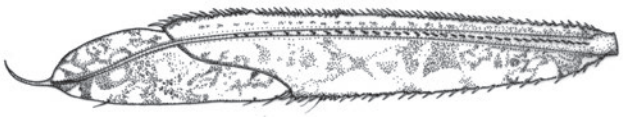


**Figura 134.** *Protoneura aurantiaca* Selys, 1886: lamela caudal lateral. Adaptado de Novelo-Gutiérrez (1994).

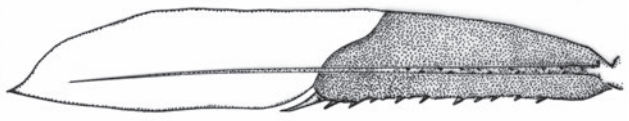


**Figura 135.** *Neoneura fulvicolis* Selys, 1886: lamela caudal lateral. Adaptado de De Marmels (2007).

## Pseudostigmatidae

A família é predominantemente Neotropical, onde está representada por 17 espécies, distribuídas em cinco gêneros: *Anomisma* McLachlan, 1877 (1 sp.); *Mecistogaster* Rambur, 1842 (10 spp.); *Megaloprepus* Rambur, 1842 (1 sp.); *Microstigma* Rambur, 1842 (3 spp.) e *Pseudostigma* Selys, 1860 (2 spp.) (Garrison *et al.* 2010). As larvas de todas as espécies desta família desenvolvem-se exclusivamente em fitotelmata (microhábitat formado por água acumulada em plantas vivas ou mortas, como por exemplo, bromélias, ocos em árvores ou bambus, cascas de frutas ou brácteas de palmeira caídas). Após estudos filogenéticos (Groeneveld *et al.* 2007; Ingley *et al.* 2012), a posição taxonômica de *Coryphagrion grandis* Mortoon, 1924, uma espécie africana muito semelhante aos pseudostigmatídeos das florestas Neotropicais, mas classificada em Coenagrionidae, foi resolvida. Sendo assim, a distribuição de Pseudostigmatidae foi ampliada para a região tropical da África, onde é representada pelo gênero monotípico *Coryphagrion* Morton, 1924, no Quênia e Tanzânia. Como os representantes de Pseudostigmatidae Neotropicais, a larva de *C. grandis* é encontrada exclusivamente em fitotelmata formados por ocos em árvores (Clausnitzer 2002; Clausnitzer e Lindeboom 2002).

No Brasil, estão registradas 11 espécies de Pseudostigmatidae distribuídas em três gêneros: *Anomisma* (1 sp., extremo Norte); *Mecistogaster* (7 spp., Norte ao Sul); *Microstigma* (3 spp., Norte) (Lencioni 2005; Dalzochio *et al.* 2011). *Mecistogaster* possui ampla distribuição, com ocorrência do Sul do México ao Norte da Argentina e Sul do Brasil, apresentando cinco espécies com larvas descritas.

Nas regiões de floresta Amazônica, as larvas de Pseudostigmatidae criam-se principalmente na água acumulada em concavidades em árvores vivas ou mortas. Além disso, devido à abundância e diversidade de palmeiras, é muito comum a ocorrência de larvas em criadouros formados por brácteas caídas da inflorescência de palmáceas, como por exemplo, a palmeira *Oenocarpus bacaba* Mart (Arecaceae), muito comum na região de Manaus e arredores (Miranda *et al.* 2001). Outro fitotelmata encontrado na Amazônia brasileira, também utilizado pelas larvas de Pseudostigmatidae, é o formado pela casca do fruto da castanha-do-Brasil (*Bertholletia excelsa* Humb. & Bonpl., Lecythidaceae), conhecido localmente de ouriço da castanha.

Os adultos dessa família são grandes (entre 10 e mais de 16 cm) e fáceis de serem vistos no interior das florestas. Eles são caracterizados por apresentar um abdômen muito comprido e delgado, e um par de asas longo, fortemente reticulado e com pecíolo desenvolvido; em geral, apresentam uma mancha colorida no ápice das asas anteriores. Na região de Manaus e arredores, é comum a ocorrência de *Microstigma rotundatum* Selys, 1860, na época das chuvas, essa espécie se destaca em meio à coloração quase homogênea da floresta pela grande mancha amarelo-alaranjada no ápice das asas anteriores. Os adultos dessa família são capazes de realizar voos pairados, devido à habilidade de bater as asas alternadamente. Quando perturbados, sobem rapidamente para o alto das copas das árvores.

Os adultos apresentam um comportamento único dentro da ordem Odonata: o hábito de caçar e se alimentar de aranhas construtoras de teias orbiculares, as quais são arrancadas de suas teias e consumidas em pleno voo (Fincke 1984). O adulto aproxima-se da teia com um voo pairado, ao detectar a aranha no centro da teia, ele posiona-se no sentido vertical, ficando com o abdômen

pendurado para baixo e as pernas projetadas para frente, capturando e desprendendo a aranha da teia com as pernas, levando-a à boca logo em seguida (observação em campo).

Demais aspectos biológicos, ecológicos e comportamentais sobre adultos e larvas de Pseudostigmatidae foram amplamente estudados e discutidos por Ola Fincke, em diversos trabalhos realizados na Costa Rica, principalmente com populações da espécie *Megaloprepus caerulatus* (Drury, 1782) (Fincke 1984, 1992a,b, 1994, 1998) - espécie ocorrente do Sul do México, seguindo na América do Sul pela cordilheira do Andes através da Venezuela, Equador, Peru até o norte da Bolívia.

As larvas de Pseudostigmatidae tem corpo alongado e robusto, principalmente o abdômen, ausência de setas prementais, palpo labial com setas muito finas e delicadas, e lamelas caudais foliáceas abruptamente alargadas, normalmente com mancha branca no ápice (Figura 136). Nos ocos de árvores, as larvas permanecem agarradas nas paredes laterais próximo da superfície da água – quando perturbadas, ou ao notarem a presença de algo sobre o buraco (mudança de luz), fogem "nadando" rapidamente com movimentos ondulatórios laterais do corpo para o fundo do criadouro. No interior das florestas da região Amazônica, ao se deparar com um hábitat propício para o desenvolvimento de larvas dessa família (buraco em árvore com água ou uma bráctea de palmeira caída com água), é muito provável encontrar uma larva de Pseudostigmatidae.



**Figura 136.** *Mecistogaster* sp. (Pseudostigmatidae), F-1 larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Pseudostigmatidae ocorrentes na Amazônia Central

1. Palpo labial com 6-7 setas longas, raramente 8 (Atenção: as cerdas do palpo são muito delicadas e soltam-se com facilidade, mesmo assim, é possível observar o ponto de inserção original da mesma) (Figura 137); cercos do macho desenvolvidos (1/2 ou maior do que o comprimento do S10), similar a uma projeção digitiforme, curvados ou dobrados para baixo em vista lateral (Figura 139; larvas encontradas em ocos e concavidades em árvores ..... *Mecistogaster*

1'. Palpo labial com 5 setas longas (Atenção: as cerdas do palpo são muito delicadas e soltam-se com facilidade, mesmo assim, é possível observar o ponto de inserção original da mesma) (Figura 138); cercos do macho curtos e triangulares, similares aos cercos de fêmeas de *Mecistogaster* (ca. 1/3 ou menor do que o comprimento do S10) (Figura 140); larvas encontradas em ocos de árvores e brácteas de palmeiras caídas (localmente conhecidas por "capembas") ..... *Microstigma*



**Figura 137.** *Mecistogaster lucretia* (Drury, 1773): palpo labial (setas inseridas digitalmente).

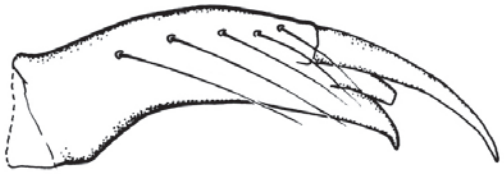


**Figura 138.** *Microstigma maculatum* Hagen in Selys, 1960: palpo labial.




**Figura 139.** *Mecistogaster lucretia* (Drury, 1773): S9-10 e cerco do macho, vista lateral.

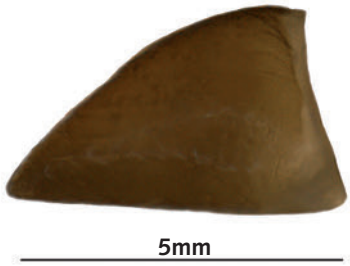



**Figura 140.** *Microstigma* sp.: cerco do macho, vista lateral.

## Subordem Anisoptera

## Aeshnidae

Tem cerca de 408 espécies, em 50 gêneros e distribuição cosmopolita. Nas Américas, está representada por 152 espécies em 20 gêneros (Garrison *et al.* 2006), dos quais 10 ocorrem no Brasil, com 57 espécies: *Anax* Leach *in* Brewester, 1815 (2 spp.); *Castoraeschna* Calvert, 1952 (7 spp., incluindo o registro novo de *C. tepuica* De Marmels, 1989)[5]; *Coryphaeschna* Williamson, 1903 (4 spp.); *Gynacantha* Rambur, 1842 (11 spp.); *Limnetron* Förster, 1907 (2 spp.); *Neuraeschna* Hagen, 1867 (9 spp.); *Remartinia* Navás, 1911 (2 spp.); *Rhionaeschna* Förster, 1909 (8 spp.); *Staurophlebia* Brauer, 1865 (3 spp., incluindo o registro novo de *S. wayana* Geijskes, 1959)[6]; *Triacanthagyna* Selys, 1883 (6 spp.). Com exceção de *Limnetron*, que é restrito do Sudeste do Brasil, todos os outros gêneros citados ocorrem no estado do Amazonas.

[5] Material examinado: Brasil: Amazonas:Barcelos: Parque Estadual Serra do Aracá, pequeno córrego (00°54'15,14"N 63°27'36,1"O; 1119 m.a.s.l), 3♂ (F-0 larvas coletadas, adultos emergidos em cativeiro), UGN leg.

[6] Material examinado: Brasil: Amazonas:Presidente Figueiredo:rodovia AM 240, Km 21, Igarapé da Pantera (02º 02'21,4"S/ 59º 50'43,9"O), 1 ♂, 18.x.2008 (F-0 larva, adulto emergido em 26.x.2008), PVC & ASF leg.

Os adultos de Aeshnidae são excelentes voadores, podendo alcançar velocidades acima de 70 Km/h – os machos geralmente patrulham trechos nas margens de ambientes aquáticos defendendo território (Corbet 1999). Apresentam o par de olhos compostos extremamente desenvolvidos e unidos dorsalmente por uma longa distância; triângulo discoidal das asas anterior e posterior de formato semelhante e aproximadamente equidistantes do árculo. As fêmeas apresentam três pares de gonapófises bem desenvolvidas em um ovipositor do tipo "zigopteróide", especializado em ovipositar endofiticamente. Muitos representantes de Gynacanthini (*e.g.*, *Gynacantha* e *Triacanthagyna*), possuem hábitos crepusculares, voando por um curto período ao anoitecer e ao amanhecer com um voo muito irregular, sendo muitas vezes, encontrados em habitações e construções humanas atraídos pelas luzes (Carvalho 1988).

As larvas são robustas e alongadas (Figuras 141, 142); apresentam cabeça bem desenvolvida e achatada dorsoventralmente; olhos compostos grandes, com expansão lateral; antenas dotadas de sete antenômeros; lábio plano, premento de lados não paralelos e afilado na base; margem distal do premento com fenda mediana podendo ter um par de espinhos desenvolvidos laterais a esta ou não; palpos labiais com garra distal desenvolvida ou reduzida. Possuem as pernas fortes, as quais aumentam de tamanho no sentido ântero-posterior; tarsos triarticulados dotados de duas garras bem desenvolvidas; tecas alares paralelas. O abdômen é longo e provido de espinhos laterais em alguns segmentos, com apêndices anais bem desenvolvidos (Figuras 141, 142). As larvas são predadoras vorazes e podem ser encontradas em ambientes lóticos e lênticos, havendo, na maioria dos casos, preferências por tipos específicos de hábitats e substratos de acordo com o grupo (Carvalho e Nessimian 1998).

Em florestas tropicais, larvas de *Gynacantha* podem ocasionalmente ser encontradas em fitotelmata formado por grandes buracos em árvores com ampla abertura na superfície (Fincke 1994; 1998), e em brácteas de palmeiras caídas (Hutchings 1995). No interior das florestas Amazônicas, larvas de *Gynacantha* também ocorrem com frequência em poças formadas na época chuvosa, onde as larvas de diferentes espécies se desenvolvem em meio ao sedimento lodoso e acúmulo de folhiço (De Marmels e Neiss 2011). Nesses locais, especialmente em trilhas largas no interior da mata, é comum a ocorrência de adultos de *G. auricularis* Martin, 1909, *G. bifida* Rambur, 1842 e *G. membranalis* Karsch, 1891, que podem ser vistos pousados na vertical, onde podem ser facilmente capturados.




**Figura 141.** *Castoraeschna tepuica* De Marmels, 1989 (Aeshnidae), larva, vista dorsal.




**Figura 142.** *Staurophlebia* sp. (Aeshnidae), larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Aeshnidae ocorrentes no estado do Amazonas

A chave para identificar larvas de Aeshnidae tem como base a apresentada por Carvalho (1989) e Rodrigues-Capítulo (1992).

1. Margem distal do premento com espinhos agudos desenvolvidos a cada lado da fenda mediana (Figura 143); palpo labial com garra distal bem desenvolvida (Figura 143) ..... 2

1'. Margem distal do premento sem espinhos agudos ao lado da fenda mediana, normalmente, apenas pequenas projeções rombas, equivalentes a tubérculos (Figura 144); palpo labial com ou sem garra distal ..... 5

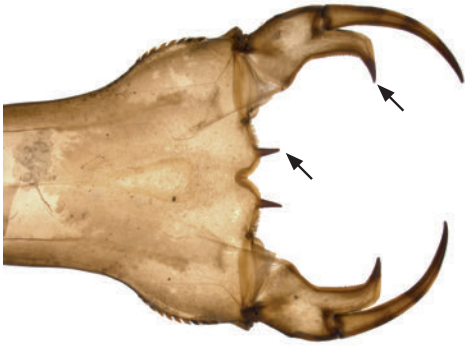


**Figura 143.** *Staurophlebia wayana*: porção distal do premento e palpo labiais, vista dorsal.

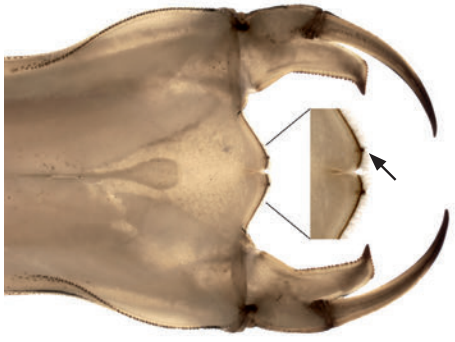


**Figura 144.** *Castoraeschna tepuica*: porção distal do premento e palpo labiais, vista dorsal.

2. Espinhos laterais presentes no S10 (Figura 145 ); margem lateral das mandíbulas proeminente e armada com fortes espinhos (visível em vista dorsal) (Figura 147) ..... 3

2'. Espinhos laterais ausentes no segmento abdominal 10 (Figura 146); margem lateral das mandíbulas não proeminente e sem espinhos (Figura 148) ..... 4

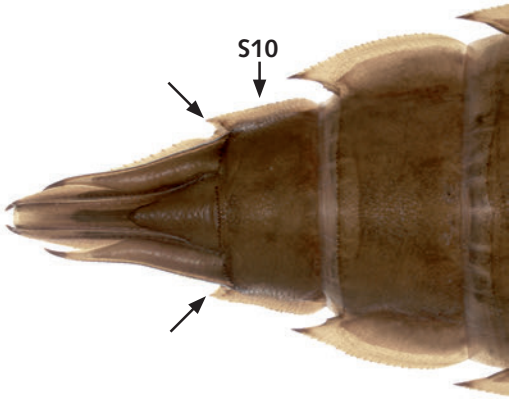



**Figura 145.** *Neuraeschna* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.

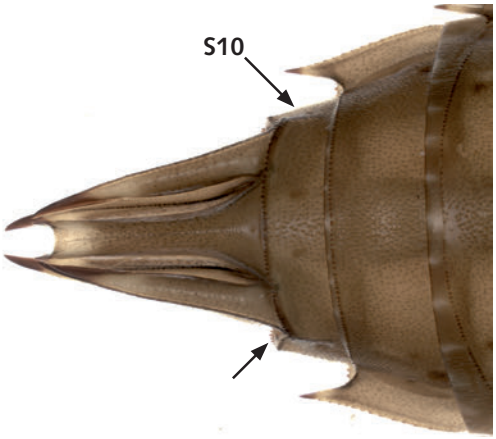



**Figura 146.** *Castoraeschna tepuica*: porção distal do abdômen, vista dorsal.



**Figura 147.** *Neuraeschna* sp.: cabeça, detalhe da fronte, vista dorsal.

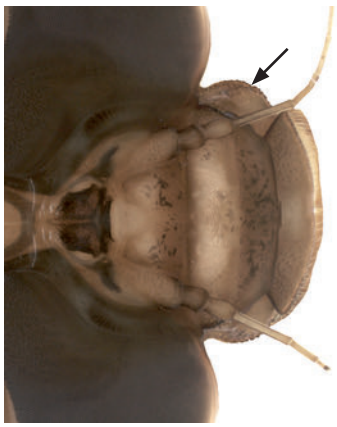


**Figura 148.** *Gynacantha gracilis*: cabeça, detalhe da fronte, vista dorsal.

3. Presença de tubérculos na superfície dorsal da cabeça, protórax e margens laterais do pterotórax (Figura 149); espinhos dorsais normalmente presentes nos S9 e 10 (*S. wayana* possui apenas um reduzido espinho na margem distal dorsal do S10) ..... *Staurophlebia*

3'. Ausência de tubérculos na superfície dorsal da cabeça e tórax (Figura 150); espinhos dorsais ausentes no S9 e S10 ..... *Neuraeschna*

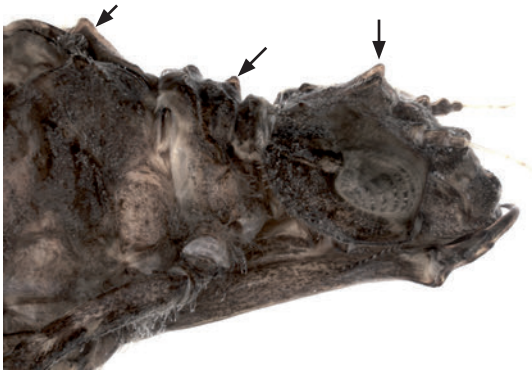


**Figura 149.** *Staurophlebia* sp.: cabeça e tórax, vista látero-dorsal direita.

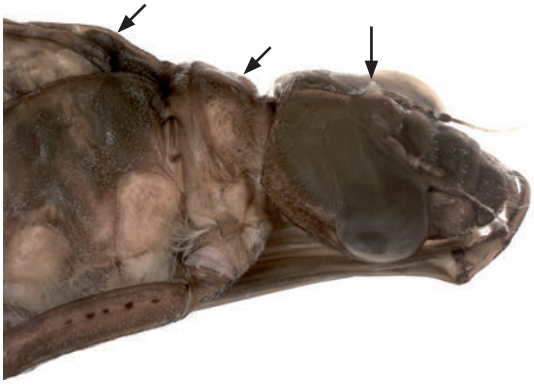


**Figura 150.** *Neuraeschna* sp.: cabeça e tórax, vista latero-dorsal direita.

4. Ângulos posteriores da cabeça angulosos (Figura 151); palpo labial estreitado em direção ao ápice e com presença de setas curtas dorsalmente, mas não dispostas em fileira (Figura 153) ..... *Coryphaeschna* (em parte)

4'. Ângulos posteriores da cabeça arredondados (Figura 152); palpo labial com ápice quadrangular e com setas formando uma fileira dorsalmente (algumas mais longas na porção distal (Figura 154) ..... *Gynacantha* (*G. gracilis*)



**Figura 151.** *Coryphaeschna* sp.: cabeça, vista dorsal.



**Figura 152.** *Gynacantha gracilis*: cabeça, vista dorsal.

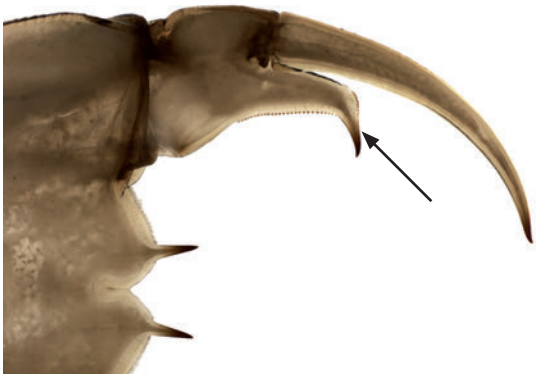


**Figura 153.** *Coryphaeschna* sp.: palpo labial, vista dorsal.



**Figura 154.** *Gynacantha gracilis*: palpo labial, vista dorsal.

5. Espinhos laterais presentes nos segmentos abdominais 7 a 9 (Figura 155); lábio em repouso alcançando o nível do terceiro par de coxas ..... *Anax*

5'. Espinhos laterais presentes no segmento abdominal 5/6-9 (Figura 156); lábio em repouso, não alcançando o nível do terceiro par de coxas ..... 6

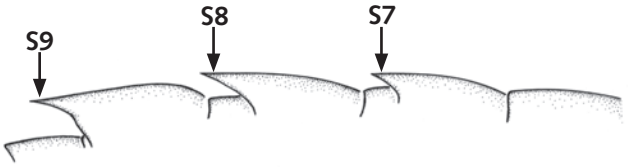



**Figura 155.** *Anax concolor*: abdômen, metade esquerda, vista dorsal.

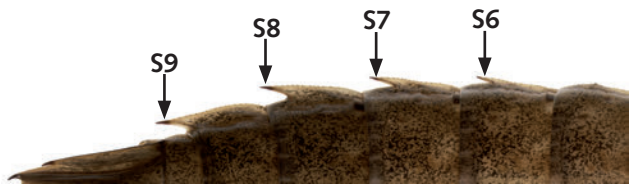



**Figura 156.** *Gynacantha gracilis*: abdômen,metade esquerda, vista dorsal.

6. Palpo labial com fileira de setas bem desenvolvida dorsalmente, pelo menos duas setas distais, tão longas quanto a largura do palpo, ou mais longas (Figura 157) ..... 7

6'. Palpo labial sem setas dorsalmente, se presentes, elas são muito curtas e não dispostas em fileira, encontrando-se espalhadas (Figura 158) ..... 8

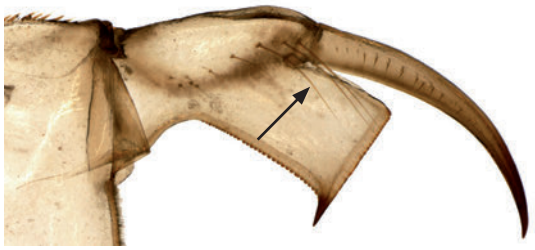


**Figura 157.** *Gynacantha* sp.: palpo labial, vista dorsal.



**Figura 158.** *Castoraeschna tepuica*: palpo labial, vista dorsal.

7. Palpo labial com garra distal bem desenvolvida (Figura 157); palpo labial com fileira de setas muito desproporcionais no comprimento, normalmente as distais bem mais desenvolvidas do que as proximais (Figura 157) ..... *Gynacantha*

7'. Palpo labial com garra distal ausente ou pouco desenvolvida (Figura 159); palpo labial com fileira de setas de comprimento uniforme (Figura 159) ..... *Triacanthagyna*

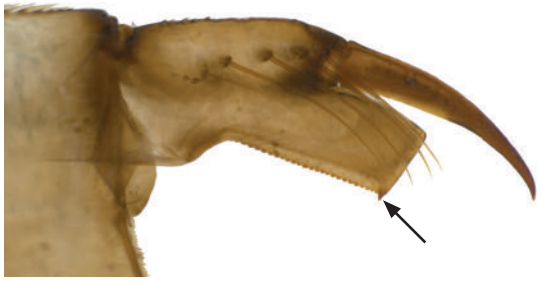


**Figura 159.** *Triacanthagyna* sp.: palpo labial, vista dorsal.

8. Cercos ultrapasando levemente o ápice do epiprocto; epiprocto com dois fortes espinhos laterais no ápice (Figura 160) ..... *Castoraeschna*

8'. Cercos quase tão longos ou mais curtos do que o epiprocto; epiprocto com o ápice variado (Figura 161) ..... 9

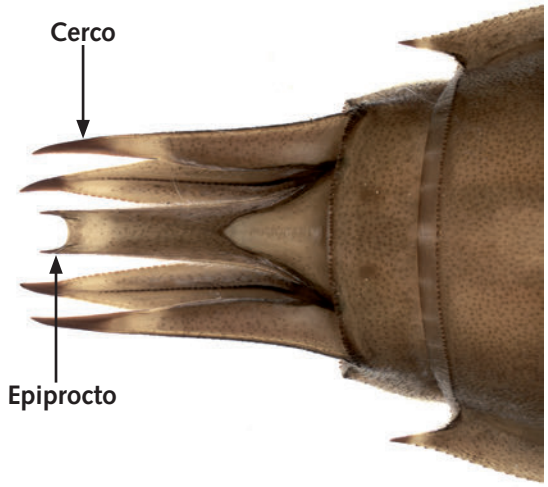



**Figura 160.** *Castoraeschna tepuica*: pirâmide anal, vista dorsal.

9. Cercos menores que 3/4 do epiprocto; epiprocto com carena ao longo da superfície dorsal mediana, apresentando o ápice pontiagudo (Figura 161), ou com 1 a 2 fendas pouco profundas, formando 2 ou 3 pequenos espinhos apicais ..... *Rhionaeschna*

9'. Cercos ligeiramente menores, ou quase tão longos quanto o epiprocto; epiprocto com o ápice truncado, não apresentando carena ao longo da superfície dorsal mediana (Figura 162) ..... 10

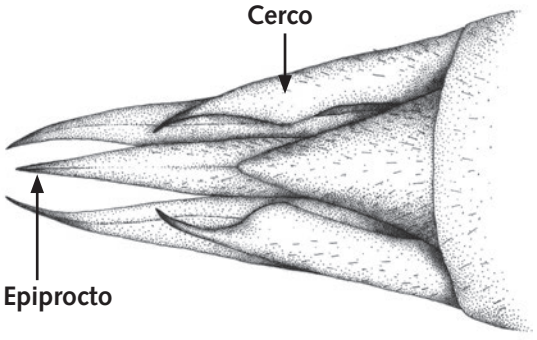



**Figura 161.** *Rhionaeschna* sp.: pirâmide anal, vista dorsal.

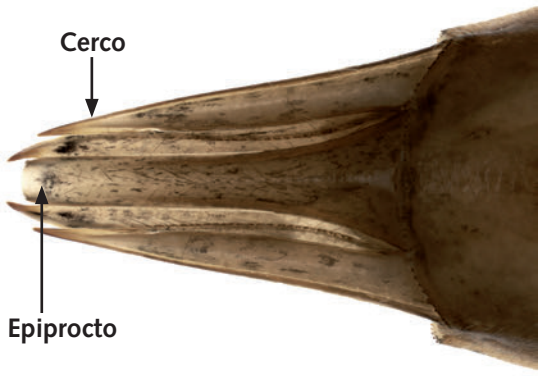



**Figura 162.** *Coryphaeschna* sp.: pirâmide anal, vista dorsal.

10. Margem distal do premento com fenda mediana levemente aberta, com dois tubérculos próximos da margem interna da fenda mediana (Figura 163); abdômen sem faixa longitudinal escura ao longo da linha mediana dorsal ..... *Coryphaeschna* (*C. adnexa*)

10'. Margem distal do premento com fenda mediana fechada, com dois tubérculos afastados da margem interna da fenda mediana (Figura 164); abdômen normalmente com faixa longitudinal escura ao longo da linha mediana dorsal ..... *Remartinia*

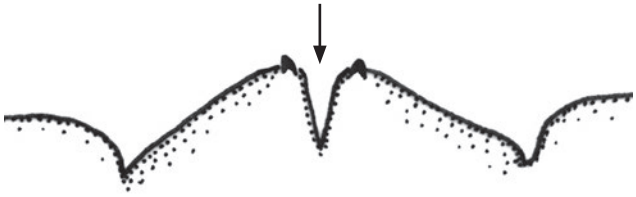


**Figura 163.** *Coryphaeschna adnexa* (Hagen, 1861): margem distal do premento. Adaptado de Santos (1970).

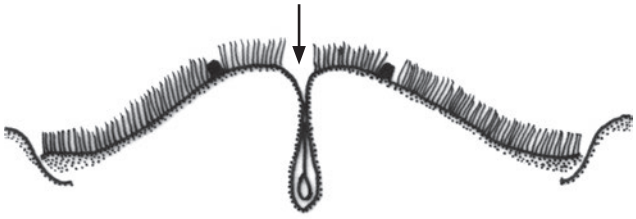


**Figura 164.** *Remartinia secreta* (Calvert, 1952): margem distal do premento. Adaptado de Novelo-Gutiérrez (1998).

## Gomphidae

Depois de Libellulidae, Gomphidae é a família mais especiosa entre os Anisoptera. Tem distribuição cosmopolita, apresenta 941 espécies em 92 gêneros. Nas Américas, possui 355 espécies em 34 gêneros, a maioria ocorrendo entre a América Central e América do Sul (Garrison *et al.* 2006). No Brasil, há registros de 21 gêneros, totalizando 108 espécies: *Agriogomphus* Selys, 1869 (1 sp.); *Aphylla* Selys, 1854 (12 spp.); *Archaeogomphus* Williamson, 1919 (6 spp.); *Brasiliogomphus* Belle, 1995 (1 sp.); *Cacoides* Cowley, 1934 (1 sp.); *Cyanogomphus* Selys, 1873 (2 spp.); *Desmogomphus* Williamson, 1920 (1 sp.); *Diaphlebia* Selys, 1854 (2 spp.); *Ebegomphus* Needham, 1944 (1 sp.); *Epigomphus* Hagen *in* Selys, 1854 (3 spp.); *Gomphoides* Selys, 1854 (2 spp.); *Idiogomphoides* Belle, 1984 (3 spp.); *Melanocacus* Belle, 1986 (1 sp.); *Mitragomphus* Needham, 1944 (1 sp.); *Peruviogomphus* Klots, 1944 (1 sp.); *Phyllocycla* Calvert, 1948 (18 spp.); *Phyllogomphoides* Belle, 1970 (15 spp.); *Praeviogomphus* Belle, 1995 (1 sp.); *Progomphus* Selys, 1854 (27 spp.); *Tibiagomphus* Belle, 1992 (1 sp.); *Zonophora* Selys, 1854 (8 spp.) (Garrison *et al.* 2006; Paulson 2012).

Gomphidae é considerada uma das famílias mais 'primitivas' dentre os Anisoptera. Os adultos possuem olhos separados na porção dorsal da cabeça. Nos machos, os apêndices caudais são altamente diferenciados entre os grupos, e o epiprocto é normalmente bifurcado. As fêmeas possuem aurículas vestigiais no S2 e não possuem ovipositor – os ovos são liberados livremente na água ou em massas sobre algum tipo de substrato. O abdômen frequentemente é alargado distalmente, especialmente nos machos.

As larvas, fossadoras em maioria, vivem enterradas em diversos tipos de sedimentos (areia, folhiço, lodo, raízes no barranco e no leito), normalmente em áreas de depósito ou remanso - entretanto há espécies que vivem associadas a substratos em locais com correnteza (*e.g.*, larvas de *Desmogomphus* Williamson, 1920). Por esse motivo, as larvas apresentam uma grande variedade morfológica entre os grupos (Figuras 165-172), de acordo com o ambiente onde vivem. Apesar disso, compartilham algumas características comuns da família: corpo forte e robusto, geralmente achatado; cabeça estreita e

em forma de cunha anteriormente; antena com quatro antenômeros (o 4º muitas vezes vestigial); geralmente tarsos anteriores e posteriores com dois tarsômeros; pernas em geral curtas e muito fortes, especializadas para cavar.

As larvas de Gomphidae costumam ser abundantes e fáceis de serem encontradas nos igarapés Amazônicos, no interior das florestas, principalmente representnates de *Ebegomphus*/*Agriogomphus* (encontrada associada ao lodo/sedimento fino em áreas de remanso), *Desmogomphus* (detrito retido em raízes e areia grossa/cascalho em áreas de correnteza), *Phyllocycla*, *Progomphus* (areia ou detrito na margem), *Zonophora* (banco de folhas e sedimento em áreas de depósito e raízes com sedimento em locais com baixa correnteza). Ao contrário, os adultos são raramente coletados e difíceis de serem vistos no interior das florestas, pela coloração e hábitos crípticos. Na Amazônia, os adultos não possuem o hábito de frequentar os igarapés, visitando os corpos d'água apenas para copular e ovipositar; passam a maior parte do tempo no interior da floresta, pousados sobre a vegetação. Ao longo de anos de coleta, foi possível perceber maior abundância dos adultos na época da seca, entre os meses de setembro e novembro – um padrão não muito comum para a Região Amazônica, onde os adultos de libélulas costumam estar presentes (e emergindo) durante todo o ano. Talvez, isso se deva ao fato de que as larvas de Gomphidae demorem em média um ano ou mais para se desenvolver até a forma adulta, coincidindo com a emergência sincronizada de adultos depois do período chuvoso. Ao contrário, em outros grupos de Odonata da região, com ciclo larval mais curto (*e.g.*, Calopterygidae, Coenagrionidae, Libellulidae, Protoneuridae) os adultos emergem ao longo do ano todo, não sendo possível estabelecer um padrão específico – embora seja observada uma tendência de se encontrar larvas de estádios mais avançados no final do período chuvoso.



**Figura 165.** *Progomphus* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.



**Figura 166.** *Ebegomphus* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.



**Figura 167.** *Phyllogomphoides* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.



**Figura 168.** *Melanocacus* sp. (Gomphidae), vista dorsal.



**Figura 169.** *Phyllocycla* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.



**Figura 170.** *Aphylla* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.



**Figura 171.** *Archaeogomphus* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.



**Figura 172.** *Progomphus* sp. (Gomphidae), larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Gomphidae ocorrentes no estado do Amazonas

A chave tem como base a apresentada por Belle (1992). Através da literatura foi possível registrar a ocorrência de 16 gêneros para o Amazonas, os quais encontram-se na chave a seguir, com exceção de *Diaphlebia*, que ainda não possui sua larva conhecida.

1. Tarsos posteriores com dois artículos (Figura 173) .... ..... 2

1'. Tarsos posteriores com três artículos (Figura 174) .... ..... 4

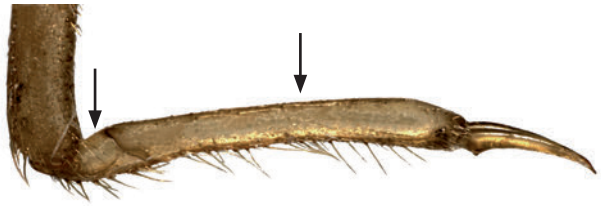


**Figura 173.** *Cacoides* sp.: tarso, perna posterior.

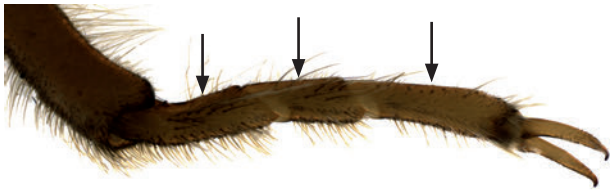


**Figura 174.** *Zonophora* sp.: tarso, perna posterior.

2. Corpo delicado, com aspecto geral semelhante a de um libelulídeo, abdômen não alargado (Figura 171); premento côncavo, semelhante a uma colher quando os palpos labiais estão retraídos; margem distal do premento (entre os palpos labiais) muito ampla e quase reta, mais de duas vezes a largura da base do palpo (Figura 175) ..... *Archaeogomphus*

2'. Corpo robusto, principalmente o abdômen que é alargado (Figura 168); premento achatado; margem distal do premento (entre os palpos labiais) mais estreita e semicircular (Figura 176) ..... 3



**Figura 175.** *Archaeogomphus* sp.: premento, vista dorsal.

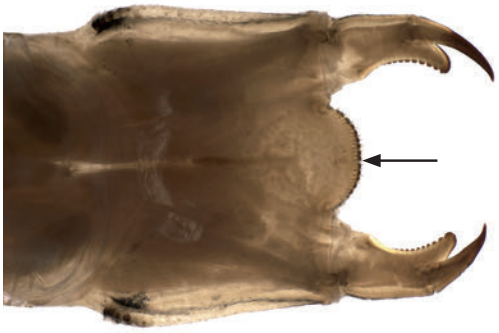


**Figura 176.** *Melanocacus* sp.: premento, vista dorsal.

3. Abdômen achatado e com espinhos laterais nos S7-9 aproximadamente do mesmo tamanho (Figura 177) ..... *Cacoides*

3'. Abdômen elevado dorsalmente e com espinhos laterais do S7 muito maiores do que os espinhos dos demais segmentos (Figura 178) ..... *Melanocacus*



**Figura 177.** *Cacoides* sp.: abdômen, vista dorsal.

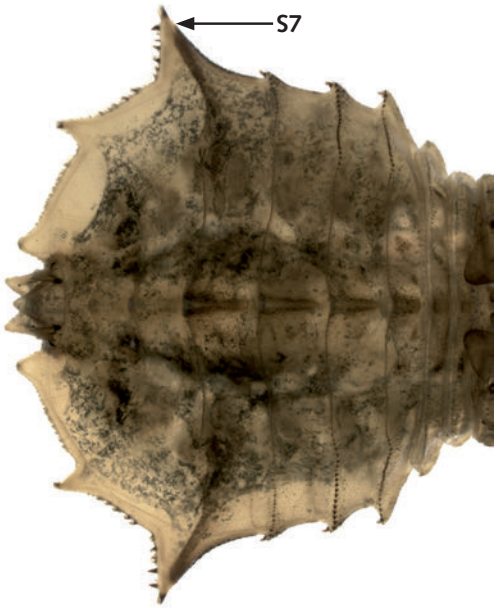



**Figura 178.** *Melanocacus* sp.: abdômen, vista dorsal.

4. Tecas alares fortemente divergentes em vista dorsal (Figura 179) ..... 5

4'. Tecas alares paralelas ao longo da linha mediana dorsal (podem divergir ligeiramente para o ápice, mas nunca como no item anterior) (Figura 180) ..... 6



**Figura 179.** *Progomphus* sp.: tecas alares, vista dorsal.



**Figura 180.** Gomphidae sp.: tecas alares, vista dorsal.

5. Bases das coxas do segundo par de pernas afastadas entre si, em um nível semelhante às do primeiro par (em vista ventral) (Figura 181); margem distal do premento com uma fileira ventral de pequenos dentes truncados e, outra fileira dorsal densa de cerdas longas (os dois conjuntos ficam sobrepostos em vista dorsal) (Figura 183) ..... *Epigomphus*

5'. Bases das coxas do segundo par de pernas muito próximas entre si (quase tocando-se na linha mediana ventral), muito mais próximas do que às do primeiro par de pernas (em vista ventral) (Figura 182); margem distal do premento com cerdas variadas, mas nunca como no item anterior (Figura 184) ..... *Progomphus*



**Figura 181.** *Epigomphus* sp.: tórax, vista ventral.



**Figura 182.** *Progomphus* sp.: tórax, vista ventral.

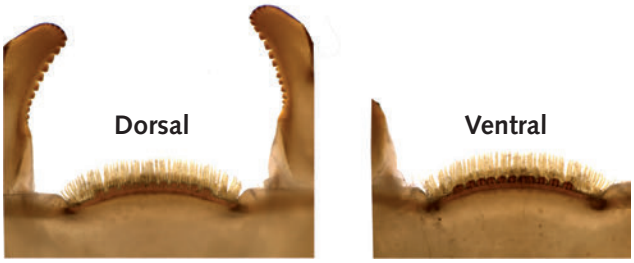



**Figura 183.** *Epigomphus* sp.: margem distal do premento, vista dorsal e ventral.



**Figura 184.** *Progomphus* sp.: margem distal do premento, vista dorsal.

6. Abdômen sem ganchos/espinhos ao longo da linha mediana dorsal (Figura 185); espinhos laterais presentes somente nos S8-9, os quais são desenvolvidos e com os ápices fortemente curvados para cima (Figura 185) ..... *Zonophora*

6'. Abdômen com ganchos/espinhos ao longo da linha mediana dorsal (Figura 186); espinhos laterais ausentes ou presentes nos S8-9 (Figura 186) ..... 7

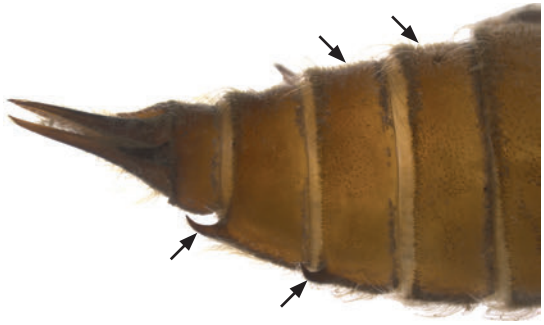


**Figura 185.** *Zonophora* sp.: porção distal do abdômen, vista látero-dorsal direita.



**Figura 186.** *Phyllogomphoides* sp.: abdômen, vista lateral direita.

7. S10 excessivamente alongado, tão longo quanto 1/4 ou mais do comprimento total do abdômen (Figura 187) ..... 8

7'. S10 tão longo ou menor que os S8 e S9 juntos (Figura 188) ..... 9

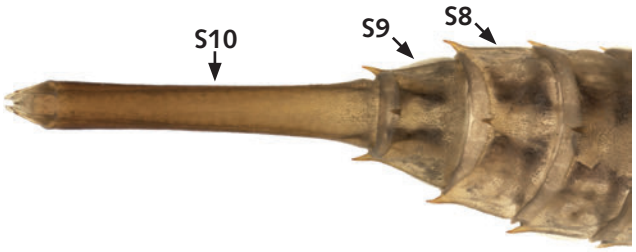



**Figura 187.** *Aphylla* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.

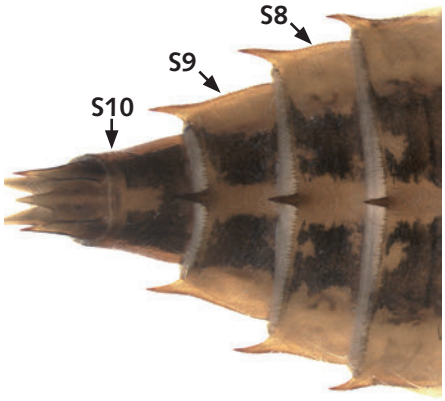



**Figura 188.** *Phyllogomphoides* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.

8. Abdômen sem espinhos laterais (Figura 189); palpo labial com fortes dentes na margem interna (Figura 191) ..... *Aphylla*

8'. Abdômen com espinhos laterais (Figura 190); margem interna do palpo labial lisa ou serrilhada (Figura 192) ..... *Phyllocycla*



**Figura 189.** *Aphylla* sp.: abdômen, vista dorsal.



**Figura 190.** *Phyllocycla* sp.: abdômen, vista dorsal.

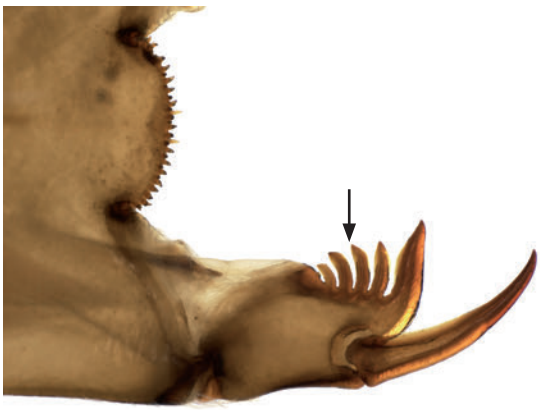


**Figura 191.** *Aphylla* sp.: margem distal do premento e palpo labial, vista dorsal.

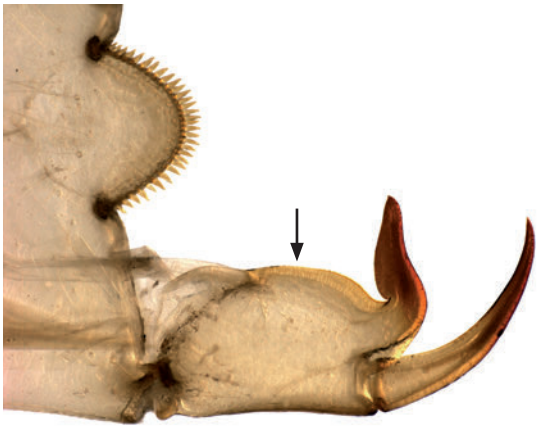


**Figura 192.** *Phyllocycla* sp.: margem distal do premento e palpo labial, vista dorsal.

9. Tíbias anteriores e medianas com projeção apical desenvolvida, especializada para cavar (Figura 193) ..... 10

9'. Tíbias anteriores e posteriores sem tal projeção (Figura 194) ..... 14



**Figura 193.** *Desmogomphus* sp.: perna mediana: detalhe projeção apical da tíbia.



**Figura 194.** *Ebegomphus* sp.: perna anterior: projeção apical da tíbia ausente.

10. Cercos digitiformes orientadas para cima e levemente divergentes (Figura 195); S8-9 com espinhos laterais desenvolvidos, orientados para cima e com o ápice fortemente curvado para dentro (internamente); superfície látero-dorsal dos tergitos S4-8 com tubérculos cobertos por fortes espinhos pontiagudos (Figura 195) ..... Gomphidae sp. (gênero indeterminado)*

10'. Cerco de formato normal, reto e pontiagudo distalmente (Figura 188); espinhos laterais dos S8-9 não como no item anterior; tergitos abdominais sem tais tubérculos com rígidos espinhos ..... 11

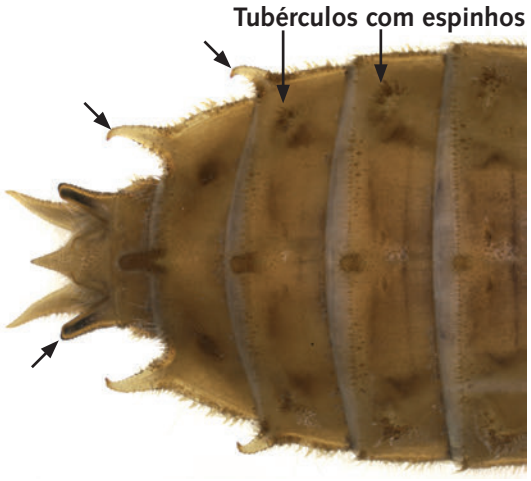



**Figura 195.** Gomphidae sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.

11. S10 de comprimento aproximado ao da metade ou um pouco maior que o do S9 (Figura 196); segmentos abdominais normalmente com elevações/ tubérculos glabros, dorso-laterais ..... *Desmogomphus*

* Larva frequentemente encontrada em igarapés na Amazônia Central, vivendo enterrada em raízes no leito do igarapé em áreas rasas de correnteza. Devido às características únicas apresentadas pela larva, se trata possivelmente de um gênero novo, já que nenhum outro gênero de Gomphidae Neotropical apresenta tal conjunto de caracteres. Será necessário a obtenção de adultos, através da criação em laboratório, para esclarecer a posição taxonômica desse morfótipo.

11'. S10 de comprimento aproximado ou maior que o do S9 (Figura 188); abdômen sem protuberâncias dorso-laterais ..... 12

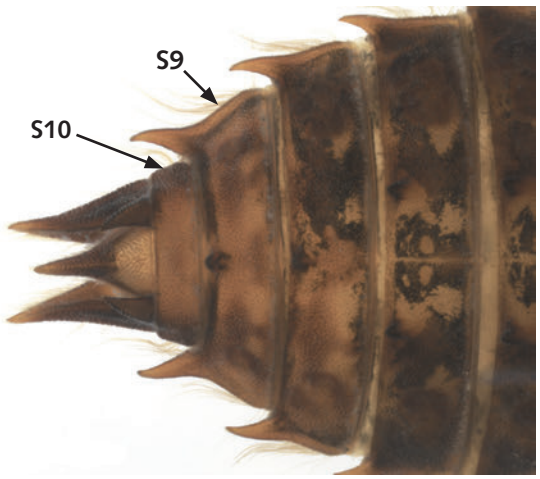



**Figura 196.** *Desmogomphus* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.

12. Espinhos laterais presentes nos S5/6-9 (Figura 197) ..... *Idiogomphoides*

12'. Espinhos laterais presentes nos S7-9 (Figura 198) ..... 13

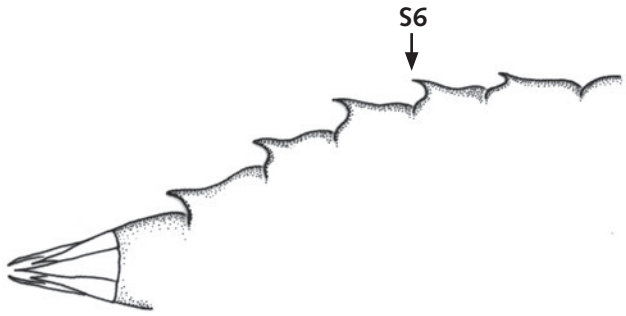



**Figura 197.** *Idiogomphoides* sp.: abdômen, detalhe espinhos laterais, vista dorsal. Adaptado de Belle (1992).




**Figura 198.** *Phyllogomphoides* sp.: abdômen, detalhe espinhos laterais, vista dorsal.

13. Margem distal do premento sem tubérculos, apenas fileira de cerdas (Figura 199); ganchos dorsais presentes nos S2-9, podendo ser reduzidos a tubérculos nos segmentos proximais, especialmente no segundo segmento ..... *Phyllogomphoides*

13'. Margem distal do premento com dois pequenos tubérculos, um de cada lado da linha mediana (Figura 200); ganchos dorsais presentes somente nos S3-9 ..... *Gomphoides*

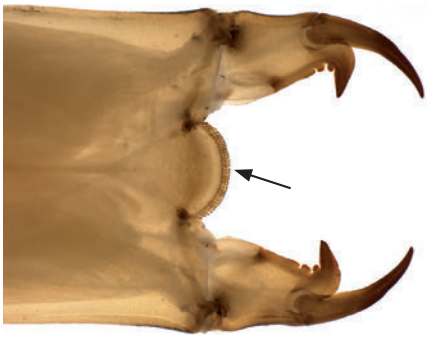


**Figura 199.** *Phyllogomphoides* sp.: porção distal do premento e palpos labiais, vista dorsal.

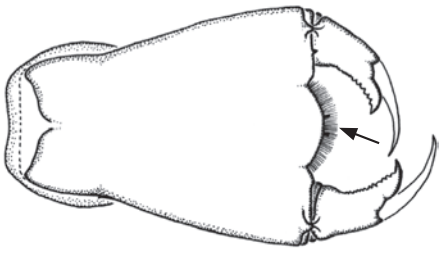


**Figura 200.** *Gomphoides* sp.: premento e palpos labiais, vista dorsal. Adaptado de Belle (1992).

14. Palpo labial com dentes desenvolvidos na margem interna (Figura 203); larva com abdômen robusto, fusiforme, não achatado dorsoventralmente, três vezes mais longo que largo; S10 um pouco mais longo que o comprimento do S9 (Figura 201) ..... *Peruviogomphus*

14'. Palpo labial com margem interna lisa (Figura 204); larva com aspecto oval, abdômen muito largo e achatado dorsoventralmente; S10 muito menor que o S9 (Figura 202) ..... *Agriogomphus/ Ebegomphus***

**Grupo de espécies pertencentes à tribo Agriogomphini, onde as larvas são muito semelhantes entre si, tornando difícil a distinção entre os gêneros, sem a associação com o adulto através da criação. Na Região Amazônica, as larvas de *Agriogomphus/ Ebegomphus* compartilham o mesmo hábitat: lodo/sedimento com detrito e/ou em raízes em áreas de remanso em igarapés no interior da floresta. O gênero *Ebegomphus*, até o momento registrado apenas para a região norte da América do Sul, recentemente recebeu cinco espécies originalmente descritas como *Cyanogomphus* Selys (Belle 1996). Belle (1992) criou o gênero *Tibiagomphus* para abrigar duas espécies que possuem ocorrência restrita ao sul da América do Sul, também originalmente descritas em *Cyanogomphus*. Assim, atualmente o gênero *Cyanogomphus* possui somente duas espécies válidas, cujas larvas são desconhecidas. Tanto *Cyanogomphus* como *Tibiagomphus* estão, até o momento, restritas às regiões Sudeste e Sul do Brasil (Belle 1996; Garrison *et al.* 2006).

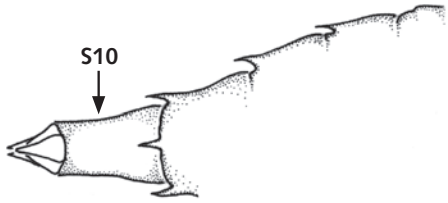



**Figura 201.** *Peruviogomphus* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal. Adaptado de Belle (1992).




**Figura 202.** *Agriogomphus/Ebegomphus*: abdômen, vista dorsal.

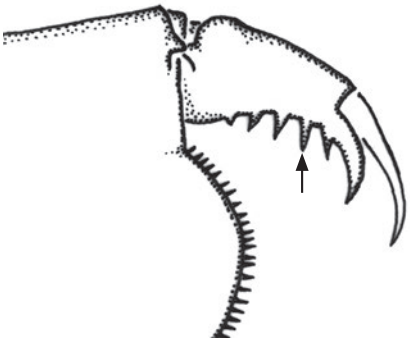


**Figura 203.** *Peruviogomphus* sp.: detalhe palpo labial, vista dorsal. Adaptado de Belle (1992).

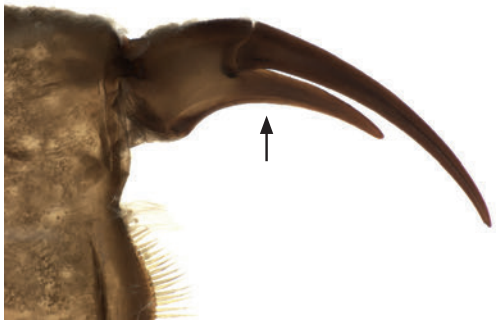


**Figura 204.** *Agriogomphus/Ebegomphus*: detalhe palpo labial, vista dorsal.

## Corduliidae

Tem distribuição cosmopolita, 412 espécies distribuídas em 48 gêneros. Na Região Neotropical, a família possui somente 49 espécies em nove gêneros, dos quais seis ocorrem no Brasil, totalizando 38 espécies: *Aeschnosoma* Selys, 1870 (9 spp.); *Cordulisantosia* Fleck e Costa, 2007 (3 spp.); *Lauromacromia* Geisjkes, 1970 (6 spp.); *Navicordulia* Machado e Costa, 1995 (9 spp.); *Neocordulia* Selys, 1882 (10 spp.); *Paracordulia* Martin, 1907 (1 sp.), com maior número de registros para as regiões Sudeste e Sul do País (Garrison *et al.* 2006; Pinto e Lamas 2010; Fleck 2012; Fleck e Neiss 2012a,b; Neiss *et al.* 2013). Apesar da literatura trazer a ocorrência de somente quatro gêneros para o Amazonas (*Aeschnosoma*, *Lauromacromia*, *Neocordulia* e *Paracordulia*) (Pinto e Lamas 2010; Fleck e Neiss 2012b), a chave proposta a seguir inclui cinco gêneros, uma vez que larvas de *Navicordulia* foram coletadas nesse estado, durante o presente estudo.

Os adultos são relativamente grandes, e normalmente com reflexos metálicos na coloração. As larvas, muito parecidas com as de Libellulidae, são diferenciadas geralmente pela presença de espinhos ou cerdas escamiformes na carena que separa a pós-fronte da ante-fronte (entre as antenas) (Figuras 22, 23). Além disso, as larvas de Corduliidae apresentam um sulco (uma sutura em baixo relevo) ao longo da linha mediana, na porção basal ventral do premento, logo após o encaixe com o submento, conforme relatado por Theischinger e Fleck (2003). Os mesmos autores demonstraram que essa característica, combinada com as normalmente utilizadas para separar as larvas de Libellulidae/Corduliidae, permitem identificar larvas de Corduliidae de forma mais segura.

Os adultos de Corduliidae, assim como os de Gomphidae, são difíceis de serem vistos em campo e não costumam pousar na vegetação, por isso são raros em coleções entomológicas. Na Região Amazônica, os cordulídeos são menos abundantes e diversificados do que no Sudeste e Sul do Brasil. Nas coletas realizadas na região de Manaus e arredores, só foi coletado em campo um indivíduo maduro. Demais exemplares adultos foram obtidos a partir de larvas criadas em laboratório, inclusive o que possibilitou a descoberta de uma nova

espécie: *Aeschnosoma hamadae* Fleck & Neiss, 2012 (Fleck e Neiss 2012a).

*Aeschnosoma* é amplamente distribuído nas regiões Norte e Nordeste do Brasil, recentemente mais três espécies, provenientes dos estados de Roraima e Bahia, foram descritas (Fleck 2012). Na floresta Amazônica suas larvas são abundantes nos típicos igarapés arenosos de terra firme (Figuras 205, 206). Nesses igarapés, podemos encontrar as larvas de quatro espécies, predominantemente associadas a aglomerados de raízes nas margens, em local com correnteza moderada a baixa: *A. auripennis* Geijskes, 1970; *A. elegans* Selys, 1870; *A. forcipula* Hagen in Selys, 1871 e *A. hamadae*. Larvas de *A. hamadae* (Figura 205) e *A. forcipula* (Figura 206) são muito abundantes e mais frequentes que as demais, sendo facilmente diferenciadas pelo tamanho do espinho do S9. As larvas de *Aeschnosoma* podem ser facilmente reconhecidas e separadas dos libelulídeos que ocorrem conjuntamente nos igarapés, pela grande quantidade de espinhos robustos presentes no corpo da larva, e pelo seu típico formato.



**Figura 205.** *Aeschnosoma hamadae* Fleck & Neiss, 2012 (Corduliidae), larva, vista dorsal.



**Figura 206.** *Aeschnosoma forcipula* Hagen in Selys, 1871 (Corduliidae), larva, vista dorsal.

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Corduliidae ocorrentes no estado do Amazonas

A chave para a identificar larvas de Corduliidae ocorrentes no estado do Amazonas tem como base a apresentada por Carvalho *et al.* (2008) e Fleck e Neiss (2012b).

1. Presença de ganchos (espinhos ou protuberâncias) ao longo da linha mediana dorsal, em pelo menos alguns segmentos abdominais (Figura 207) ..... 2

1'. Ausência de ganchos ao longo da linha mediana dorsal dos segmentos abdominais (Figura 208) ..... 4

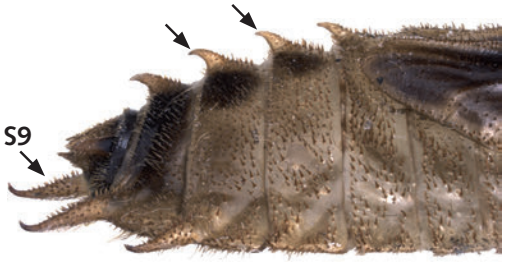



**Figura 207.** *Paracordulia* sp.: abdômen, vista lateral.



**Figura 208.** *Neocordulia* sp.: abdômen, vista lateral.

2. Espinhos laterais presentes nos S4-7 (muito reduzidos no S4) (Figura 209) ..... *Lauromacromia*

2'. Espinhos laterais ausentes nos S4-7 (Atenção: a margem lateral dos segmentos abdominais podem suportar espinhos, como os que cobrem todo o abdômen da larva, porém, esses não são considerados uma prolongação látero-posterior dos tergitos) (Figura 210) ..... 3

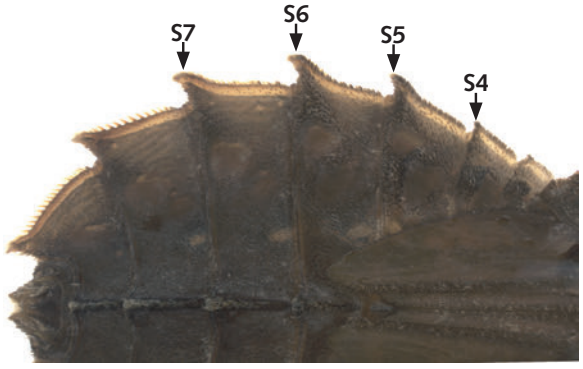



**Figura 209.** *Lauromacromia* sp.: abdômen, vista dorsal.

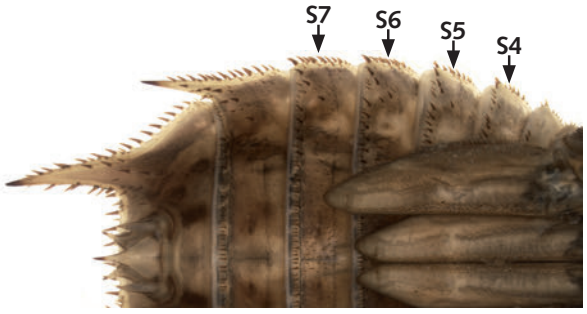



**Figura 210.** *Aeschnosoma hamadae*: abdômen, vista dorsal.

3. Espinhos laterais dos S8 e S9 muito desenvolvidos, quase tão longos ou maiores que o comprimento mediano dorsal do respectivo tergito; espinhos laterais do S9 ultrapassando distintamente o ápice da pirâmide anal (Figuras 207, 211), levemente divergentes e com ápice voltado para cima em vista lateral (Figura 207) ..... *Paracordulia*

3'. Espinhos laterais dos S8 e S9 pequenos, distintamente menores que o comprimento mediano dorsal do respectivo tergito; espinhos laterais do S9 não ultrapassando o ápice da pirâmide anal, não divergentes e com ápice reto (não voltado para cima em vista lateral) ..... *Navicordulia*

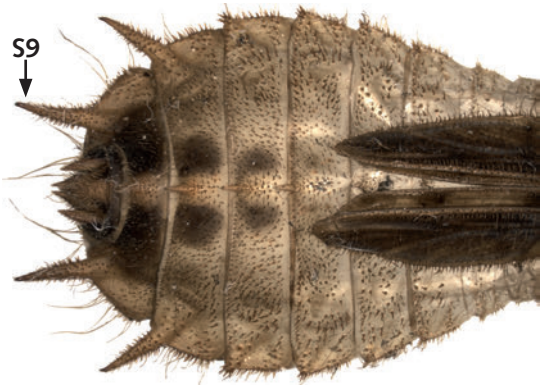



**Figura 211.** *Paracordulia* sp.: abdômen, vista dorsal.

4. Espinhos laterais do segmento abdominal 9 muito longos, ultrapassando largamente o ápice da pirâmide anal (Figura 212); carena/margem da fronte não elevada, com ou sem crista de espinhos (Figura 213) ..... *Aeschnosoma*

4'. Espinhos laterais do segmento abdominal 9 pouco desenvolvidos, não ultrapassando o ápice da pirâmide anal (Figura 214); carena/margem da fronte proeminente (elevada), com setas escamiformes (Figura 215) ..... *Neocordulia*

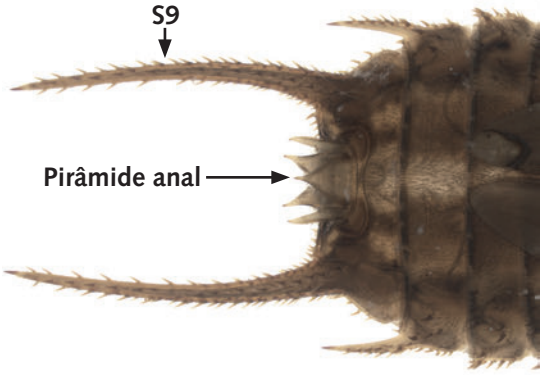



**Figura 212.** *Aeschnosoma forcipula*: porção distal do abdômen, vista dorsal.



**Figura 213.** *Aeschnosoma forcipula*: cabeça, detalhe da fronte, vista dorsal.

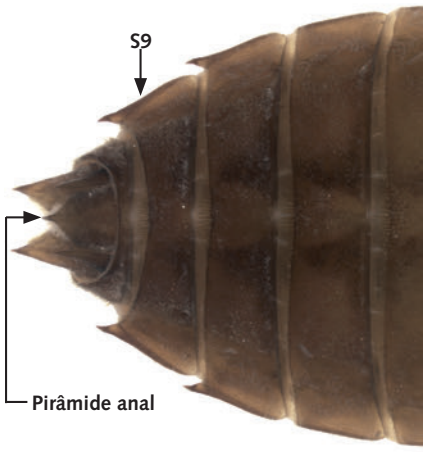



**Figura 214.** *Neocordulia* sp.: porção distal do abdômen, vista dorsal.



**Figura 215.** *Neocordulia* sp.: cabeça, detalhe fronte, vista dorsal.

## Libellulidae

Entre os Anisoptera, é a família com maior número de espécies, 945 em 143 gêneros amplamente distribuídos ao redor do mundo (Garrison *et al.* 2006). Na Região Neotropical, a família compreende 345 espécies agrupadas em 44 gêneros. No Brasil, ocorrem aproximadamente 200 espécies, em 37 gêneros (Garrison *et al.* 2006; Paulson 2012).

Os adultos apresentam uma variedade enorme de formas e cores, porém, a coloração metálica é muito menos frequente do que em Corduliidae. Normalmente apresentam pruinosidade sobre o corpo, olhos unidos dorsalmente (com exceção de *Diastatops* Rambur, 1842), borda posterior do protórax desenvolvida e muitas vezes bilobada e com franja de cerdas. Adultos apresentam alça anal bem desenvolvida (exceto alguns poucos grupos); a segunda veia transversal entre RP1 e RP2 apresenta desenvolvimento oblíquo; margem posterior dos olhos compostos formando uma curva regular; machos sem aurículas no S2; e com ângulo anal arredondado na asa posterior (Carvalho e Calil 2000; Needham *et al.* 2000; Garrison *et al.* 2006).

Assim como os adultos, as larvas possuem uma variedade grande na forma (Figuras 216-219). No geral, as larvas apresentam corpo robusto com pernas fortes, sendo muito semelhantes às larvas de Corduliidae, porém, podem ser diferenciadas pelas características discutidas anteriormente e através da chave para as famílias apresentada no início desse capítulo. As larvas colonizam os mais variados tipos de ambientes aquáticos, e muitas são especializadas em colonizar ambientes temporários, como poças, brejos e alagados. Outras são específicas de ambientes lóticos em áreas de correnteza, como as espécies de *Brechmorhoga* Kirby, 1894 (Figura 217), muito comuns em áreas de correnteza nos igarapés amazônicos.

A publicação de uma chave ilustrada para a identificação dos gêneros de Libellulidae (larvas) é de fundamental importância, já que as chaves atualmente existentes para a América do Sul e Brasil encontram-se desatualizadas e/ou não trazem os caracteres mencionados adequadamente ilustrados (*e.g.*, Carvalho *et al.* 2002; Costa *et al.* 2004; Heckman 2006). No presente estudo não foi incluída chave para essa família uma vez que ainda há diversos problemas a serem resolvidos para possibiliar a separação de alguns grupos com segurança e eficiência. Essa decisão foi tomada para evitar que identificações errôneas ou duvidosas fossem realizadas com a utilização de uma chave preliminar, sem uma revisão substancial dos espécimes e da literatura, para assegurar uma chave funcional e segura.



**Figura 216.** *Elga leptostyla* Ris, 1919 (Libellulidae), larva, vista dorsal.



**Figura 217.** *Brechmorhoga praedratrix* Calvert, 1909 (Libellulidae), larva, vista dorsal.



**Figura 218.** *Elasmothemis williamsoni* (Ris, 1919) (Libellulidae), larva, vista dorsal.



**Figura 219.** *Gynothemis pumila* Karsch, 1890 (Libellulidae), larva, vista dorsal.

## Agradecimentos

Muitas pessoas contribuíram para a realização desse trabalho, em especial ao Drs. Jürg De Marmels (MIZA), Günther Fleck (França), Frederico Lencioni (São Paulo) e Ângelo Machado (UFMG), pela orientação, disponibilização de material bibliográfico, auxílio nas identificações e esclarecimento de dúvidas que foram fundamentais para a finalização do capítulo. Ao Laboratório de Insetos Aquáticos e Citotaxonomia do INPA, em especial Jéferson Oliveira da Silva e Ana Maria Pes. Ao SISBIO/ICMBio - Rebio Uatumã, licença de coleta 19566-1. Ao PRONEX-CNPq-FAPEAM, MCTI/INPA/PPI, CAPES PRO-Equipamento, e ao CNPq pela concessão da bolsa de doutorado para UGN e de produtividade em pesquisa para NH. Agradecemos, também, ao revisores Frederico Lencioni e Alcimar Carvalho pela leitura crítica e sugestões que contribuíram para a melhoria do trabalho. Fernando Pinheiro da Costa forneceu algumas das fotografias utilizadas no presente trabalho.

## Referências Bibliográficas

Assis, J.C.F.; Carvalho, A.L.; Nessimian, J.L. 2004. Composição e preferência por microhábitat de imaturos de Odonata (Insecta) em um trecho de baixada do rio Ubatiba, Marica-RJ, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 48: 273-282.

Bechly, G. 1996. Morphologische Untersuchungen am Flügelgeäder der rezenten Libellen unter besonderer Berücksichtigung der phylogenetischen Systematik und des Grundplans der *Odonata. *Petalura* (special volume), 2: 1-402.

Belle, J. 1992. Studies on ultimate instar larvae of Neotropical Gomphidae, with the description of *Tibiagomphus* gen. nov. (Anisoptera). *Odonatologica*, 21: 1-24.

Belle, J. 1996. Higher classification of the South-American Gomphidae (Odonata). *Zoologische Mededelingen*, 70: 298-324.

Bridges, C.A. 1994. *Catalogue of the family-group, genus-group, and species-group names of the Odonata of the World*. Third Edition. Urbana. 905pp.

Bulla, L.A. 1970. Contribución al conocimiento de los Zygoptera Argentinos. I. Las ninfas de *Telebasis willinki* Fraser y *Argentagrion ambiguum* (Ris.) (Insecta, Odonata). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 32: 91-98.

Bybee, S.M.; Ogden, T.H.; Branham, M.A.; Whiting, M.F. 2008. Molecules, morphology and fossils: a comprehensive approach to odonate phylogeny and the evolution of the odonate wing. *Cladistics*, 23: 1-38.

Carvalho, A.L. 1988. Descrição da larva de *Triacanthagyna ditzleri* Williamson, 1923 (Odonata, Aeshnidae, Gynacanthini). *Revista Brasileira de Entomologia*, 32: 223-226.

Carvalho, A.L. 1989. Description of the larva of *Neuraeschna costalis* (Burmeister), with notes on its biology, and key to the genera Brazilian Aeshnidae larvae (Anisoptera). *Odonatologica*, 18: 325-332.

Carvalho, A.L., 1999. Ordem Odonata (cap.22). In: Ismael, D.; Valenti, W.C.; Matsumura-Tundisi, T.; Rocha, O. (Ed.). *Biodiversidade do estado de São Paulo, Brasil. Síntese do conhecimento ao final do século XX, 4: Invertebrados de água doce*. São Paulo: FAPESP, p. 149-155.

Carvalho, A.L.; Nessimian, J.L. 1998. Odonata do estado do RJ, Brasil: Hábitats e hábitos das larvas. *In*: Nessimian, J.L.; Carvalho, A.L. (Ed.). *Ecologia de insetos aquáticos*. Oecologia Brasiliensis. Vol. 5. Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em Ecologia-Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, p. 157-173.

Carvalho, A.L.; Calil, E.R. 2000. Chaves de identificação para as famílias de Odonata (Insecta) ocorrentes no Brasil, Adultos e larvas. *Papéis Avulsos de Zoologia*, 41: 223-241.

Carvalho, A.L.; Werneck-de-Carvalho, P.C.; Calil, E.R. 2002. Description of the larvae of two species of *Dasythemis* Karsch, with a key to the genera of Libellulidae occurring in the states of Rio de Janeiro and Sao Paulo, Brazil (Anisoptera). *Odonatologica*, 31: 23-33.

Carvalho, A.L.; Salgado, L.G.; Fleck, G. 2008. Description of the larva of *Lauromacromia picinguaba* Carvalho, Salgado & Werneck-de-Carvalho 2004, with key to the genera of Corduliidae larvae occurring in South America. *Zootaxa*, 1848: 57-65.

Clausnitzer, V. 2002. Ecology and biogeography of the dendrolimnetic *Coryphagrion grandis*

(Odonata). 2nd Symposium of the A.F.W. Schimper-Foundation, Hohenheim, 23-25.

Clausnitzer, V.; Lindeboom, M. 2002. Natural history and description of the dendrolimnetic larva of *Coryphagrion grandis* (Odonata). *International Journal of Odonatology*, 5: 29-44.

Corbet, P.S. 1953. A terminology for the labium of larval Odonata. *Entomologist*, 86: 191-196.

Corbet, P.S. 1999. *Dragonflies - Behavior and ecology of Odonata*. Comstock Publishing Associates, Cornell University Press, Ithaca, New York, USA. 829p.

Costa, J.M; Santos, T.C. 1999. Odonata da Marambaia (Ilha e Restinga), Rio de Janeiro, Brasil. Resultado das expedições do Museu Nacional pelo convênio entre a Universidade Federal rural do Rio de Janeiro e a Marinha do Brasil, com a descrição da larva de *Heteragrion consors* Hagen in Selys, 1862 (Zygoptera: Megapodagrionidae). *Contribuições Avulsas Sobre a História Natural do Brasil*, 5: 1-7.

Costa, C.; Ide, S. 2007. Odonata. *In*: Costa, C; Ide, S; Simonka, C.E. (Ed.). *Insetos Imaturos. Metamorfose e Identificação*. Holos Editora, Ribeirão Preto, São Paulo, Brasil, p. 61-65.

Costa, J.M.; Souza-Franco, G.M.; Takeda, A.M. 1999. Descrição da larva de *Diastatops intensa* Montgomery, 1940 e morfologia dos diferentes estádios de desenvolvimento (Odonata: Libellulidae). *Boletim do Museu Nacional*, Zoologia, 410: 1-14.

Costa, J.M., Souza, L.O.I., Lourenço, A.M.; Oldrini, B.B. 2004. Chave para as famílias e gêneros das larvas de Odonata citadas para o Brasil: Comentários e Registros Bibliográficos. *Publicações Avulsas do Museu Nacional*, 99: 1-44.

Dalzochio, M.S.; Rodrigues, M.E. 2011. Description of the larva of *Archilestes exoletus* (Hagen in Selys) (Odonata: Lestidae). *Zootaxa*, 2756: 65-68.

Dalzochio, M.S.; Urakami, Y.; Machado, I.F. 2011. *Mecistogaster amalia* (Burmeister) Odonata: Pseudostigmatidae: First Record from Rio Grande do Sul State, Brazil. *Entomobrasilis*, 4: 78-79.

Davies, D.A.L. 1981. A synopsis of the extant genera of the Odonata. *Societas Internacionalis Odonatologica, Rapid communications*, 3: 1-59.

Davies, D.A.L.; Tobin, P. 1984. *The dragonflies of the World: A systematic list of the extant species of Odonata*. Societas Internationalis Odonatologica, Utrecht. 127p.

Davies, D.A.L.; Tobin, P. 1985. The dragonflies of the World: a systematic list of the extant species of Odonata. Vol. 2. Anisoptera. *Societas Internationalis Odonatologica Rapid Communications* (Supplements), 5: 1-151.

De Marmels, J. 1989. Odonata or dragonflies from Cerro de la Neblina and the adjacent lowland between the rio Bária, the Casiquiare and rio Negro (Venezuela). I. Adults. *Boletín of the Academia de las Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales*, 25: 11-78.

De Marmels, J. 1999. A new species of *Dimeragrion* Calvert, 1913 from Pantepui, Venezuela (Odonata: Megapodagrionidae). *Boletín de Entomología Venezolana*, 14: 27-36.

De Marmels, J. 1990. Nine new Anisoptera larvae from Venezuela (Gomphidae, Aeshnidae, Corduliidae, Libellulidae). *Odonatologica*, 19: 1-15.

De Marmels, J. 2007. Thirteen new Zygoptera larvae from Venezuela (Calopterygidae, Polythoridae, Pseudostigmatidae, Platysticidae, Protoneuridae, Coenagrionidae). *Odonatologica*, 36: 27-51.

De Marmels, J.; Neiss, U.G. 2011. Description of the larva of *Gynacantha auricularis* Martin, 1909 (Odonata: Aeshnidae). *Zootaxa*, 3137: 64-68.

Dijkstra, K.-D.B.; Vick, G.S. 2004. Critical species of Odonata in western Africa. *International Journal of Odonatology*, 7: 229-238.

Dunkle, S.W. 1991. Review of the neotropical damselfly family Dicteriadidae [= Heliocharitidae] (new spelling), with an annotated bibliography (Zygoptera). *Odonatologica*, 20: 401-416.

Etscher, V.; Miller, M.A.; Burmeister, E.G. 2006. The larva of *Polythore spaeteri* Burmeister & Börzsöny, with comparison to other polythorid larvae and molecular species assignment (Zygoptera: Polythoridae). *Odonatologica*, 35: 127-142.

Fincke, O.M. 1984. Giant damselflies in a tropical forest: reproductive biology of *Megaloprepus caerulatus* with notes on *Mecistogaster*

(Zygoptera: Pseudostigmatidae). *Advances in Odonatology*, 2: 13-27.

Fincke, A.M. 1992a. Interspecific competition for tree holes: consequences for mating systems and coexistence in neotropical damselflies. *American Naturalist*, 139: 80-101.

Fincke, A.M. 1992b. Consequences of larval ecology for territoriality and reproductive success of a neotropical damselfly. *Ecology*, 73: 449-462.

Fincke, A.M. 1994. Population regulation of a tropical damselfly in the larval stage by food limitation, cannibalism, intraguild predation and habitat drying. *Oecologia*, 100: 118-127.

Fincke, A.M. 1998. The population ecology of *Megaloprepus caerulatus* and its effect on species assemblages in water-filled tree holes. In: Dempster, J.P.; McLean, I.F.G. (Ed.). *Insect populations in theory and in practice*. Kluwer Academic, Dordrecht, p. 391-416.

Fleck, G. 2012. Preliminary notes on the genus *Aeschnosoma* Selys 1870 (Odonata: Anisoptera: Corduliidae *s. str.*). *Annals de la Société Entomologique de France*, 48: 225-228.

Fleck, G.; Neiss, U.G. 2012a. A new species of the genus *Aeschnosoma* Selys, 1870 (Odonata: Anisoptera: Corduliidae *s.s.*). *Zootaxa*, 3159: 47-58.

Fleck, G.; Neiss, U.G. 2012b. The larva of the genus *Paracordulia* Martin, 1907 (Odonata: Corduliidae *s.s.*) and a generic key to the larvae of Corduliidae *s.l.* occuring in South America. *Zootaxa*, 3412: 62-68.

Fleck, G.; Neiss, U.G.; Hamada, N. 2012. The larva of *Dicterias* Selys, 1853 (Odonata: Heliocharitidae [= Dicteriadidae]), and taxonomic and phylogenetic notes on Heliocharitidae. *Zootaxa*, 3164: 32-40.

Garrison, R. W. 2006. A Synopsis of the genera *Mnesarete* Cowley, *Bryoplathanon* gen. nov., and *Ormenoplebia* [sic *Ormenoplebia*] gen. nov. (Odonata: Calopterygidae). *Natural History Museum of Los Angeles County, Contributions in Science*, 506: 1-84.

Garrison, R.W.; von Ellenrieder, N.; Louton, J.A. 2006. *Dragonfly Genera of the New World – An illustrated and annotated key to the Anisoptera*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, USA, 366p.

Garrison, R.W.; von Ellenrieder, N.; Louton, J.A. 2010. *Damselfly genera of the New World. An Illustrated and Annotated Key to the Zygoptera*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, USA. 490p.

Geijskes, D.C. 1940. Notes on Odonata of Surinam I. *Rimanella arcana* Needham and its nymph (Odon. Zyg.). *Revista de Entomologia*, 11: 173-179.

Geijskes, D.C. 1941. Notes on Odonata of Surinam II. Six mostly new Zygopterous nymphs from coastal waters. *Annals of the Entomological Society of America*, 34: 719-734.

Geijskes, D.C. 1943. Notes on Odonata of Surinam IV. Nine new or little known zygopterous nymphs from the Inland waters. *Annals of the Entomological Society of America*, 36: 165-184.

Geijskes, D.C. 1954. Notes on Odonata of Surinam. VI. The nymph of *Neoneura joana* Will. *Entomological News*, 65: 141-144.

Geisjkes, D.C. 1986. The larva of *Dicterias cothurnata* (Föerster, 1906) (Zygoptera: Dicteriastidae). *Odonatologica*, 15: 77-80.

Groeneveld, L.F.; Clausnitzer, V.V.; Hadrys, H. 2007. Convergent evolution of gigantism in damselflies of Africa and South America? Evidence from nuclear and mitochondrial sequence data. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 42: 339-346.

Heckman, C.W. 2006. *Encyclopedia of South American Aquatic Insects: Odonata - Anisoptera. Illustrated Keys to Known Families, Genera, and Species in South America*. Springer, Institute for Hydrology and Fishery Science, Hamburg, Germany, 725p.

Heckman, C.W. 2008. *Encyclopedia of South American Aquatic Insects: Odonata - Zygoptera. Illustrated Keys to Known Families, Genera, and Species in South America*. Springer, Institute for Hydrology and Fishery Science, Hamburg, Germany, 687p.

Hutchings, R.S.G. 1995. Conteúdo dos criadouros larvais e comportamento de adultos de *Toxorhynchites (Lynchiella) haemorrhoidalis* (Fabricius) (Diptera, Culicidae) numa floresta de terra-firme da Amazônia Central. *Revista Brasileira de Biologia*, 12: 313-319.

Ingley, S.J.; Bybee, S.M.; Tennessen, K.J.; Whiting, M.F.; Branham, M.A. 2012. Life on the fly:

phylogenetics and evolution of the helicopter damselflies (Odonata, Pseudostigmatidae). *Zoologica Scripta*, 41: 637-650.

Kalkman, V.J.; Clausnitzer, V.; Dijkstra, K-D.B.; Orr, A.G; Paulson, D.R.; Tol, J.V. 2008. Global diversity of dragonflies (Odonata) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 351-363.

Lencioni, F.A.A. 2005. *Damselflies of Brazil - An illustrated identification guide - 1 - Non-Coenagrionidae families*. All Print Editora, São Paulo, Brasil, 324p.

Lencioni, F.A.A. 2006. *Damselflies of Brazil - An Illustrated identification guide - 2 - Coenagrionidae*. All Print Editora, São Paulo, Brasil, 419p.

Lenko, K.; Papavero, N. 1996. *Insetos no folclore*. Conselho Estadual de Artes e Ciências Humanas, Sao Paulo, Brasil, 446p.

Machado, A.B.M. 1976. Fauna associada à água das folhas de umbelíferas com observações sobre a ninfa de *Roppaneura beckeri* Santos (Odonata: Protoneuridae). *Ciência e Cultura*, Rio de Janeiro, 28: 895-896.

Machado, A.B.M. 2009. *Palaemnema brasiliensis* spec. nov., first Platystictidae record from Brazil (Zygoptera). *Odonatologica*, 38: 255-260.

Miranda, I.P.A; Rabelo, A.; Bueno, C.R.; Barbosa, E.M.; Ribeiro, M.N.S. 2001. *Frutos de Palmeiras da Amazônia*. Ministério da Ciência e Tecnologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia - INPA, Manaus, Amazonas, Brasil, 120p.

Mugnai, R.; Nessimian, J.L.; Baptista, D.F. 2009. *Manual de Identificação de Macroinvertebrados Aquáticos do estado do Rio de Janeiro: Para atividades técnicas, de ensino e treinamento em programas de avaliação da qualidade ecológica dos ecossistemas lóticos*. 1. ed. Rio de Janeiro: Technical Books Editora. 176pp.

Needham, J.C.; Westfall, M.J.; May, M.L. 2000. *Dragonflies of North America*. Revised edition. Scientific Publishers, Gainesville, FL. 939pp.

Neiss, U.G.; Lencioni, F.A.A.; Hamada, N.; Ferreira-Keppler, R.L. 2008. Larval redescription of *Microstigma maculatum* Hagen *in* Selys, 1860 (Odonata: Pseudostigmatidae) from Manaus, Amazonas, Brazil. *Zootaxa*, 1696: 57-62.

Neiss, U. G.; Fiorentin, G. L.; De Marmels, J. 2011. The larva of *Allopodagrion brachyurum* De Marmels, 2001 (Odonata: Zygoptera: Megapodagrionidae) from Southern Brazil. *Zootaxa*, 2836: 44-50.

Neiss, U.G.; Hamada, N. 2010. The larva of *Perilestes attenuatus* Selys, 1886 (Odonata: Perilestidae) from Amazonas, Brazil. *Zootaxa*, 2614: 53-58.

Neiss, U.G.; Hamada, N. 2012. Larvae of *Epipleoneura manauensis* Santos and *Roppaneura beckeri* Santos with a key to the genera of known Neotropical Protoneuridae larvae (Odonata: Zygoptera). *International Journal of Odonatology*, 15: 31-43.

Neiss, U.G.; Fleck, G.; Feitoza, L.A.M.; Hamada, N. 2013. Description of the adult male of *Aeschnosoma auripennis* Geijskes, 1970 (Odonata: Corduliidae s.s.). *Zootaxa*, 3718: 596-599.

Novelo-Gutiérrez, R. 1994. Las nayades de *Protoneura aurantiaca* Selys y *P. cupida* Calvert (Odonata: Zygoptera). *Folia Entomologica Mexicana*, 90: 25-31.

Novelo-Gutiérrez, R. 1995. The larva of *Amphipteryx* and a reclassification of Amphipterygidae *sensu lato*, based upon the larvae (Zygoptera). *Odonatologica*, 24: 73-87.

Novelo-Gutiérrez, R. 1998. Description of the larva of *Remartinia secreta* and notes on the larva of *Remartinia luteipennis florida* (Odonata: Aeshnidae). *Canadian Entomologist*, 130: 893-897.

Novelo-Gutiérrez, R. 2005. La larva de *Enallagma novaehispaniae* Calvert, 1902 (Odonata: Coenagrionidae). *Folia Entomologica Mexicana*, 44: 219-224.

Paulson, D.R. 2012. List of the Odonata of South America, by Country. Atualizada em Junho de 2012 (http://www.pugetsound.edu/academics/academic-resources/slater-museum/ biodiversity-resources/dragonflies/south-american-odonata/). Acesso 20/11/2012.

Pessacq, P. 2007. *Peristicta aenoviridis* Calvert, 1909 and *P. forceps* Hagen in Selys, 1860: redescriptions and a new synonymy (Zygoptera: Protoneuridae). *Odonatologica*, 36: 207-218.

Pessaq, P.; Muzón, J. 2004. Description of the Final Stadium Larva of *Hetaerina rosea* Selys (Zygoptera: Calopterygidae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 39: 239-242.

Pessacq, P.; Santos, T.C.; Costa, J.M. 2012. Checklist and updated distribution of Protoneuridae from Brazil. *International Journal of Odonatology*, 15: 59-73.

Pinto, A.P.; Lamas, C.J.E. 2010. *Navicordulia aemulatrix* sp. nov. (Odonata, Corduliidae) from northeastern Santa Catarina State, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 54: 608-617.

Ramírez, A. 1995. Descripción e historia natural de las larvas de odonatos de Costa Rica. IV: *Mecistogaster ornata* (Rambur, 1842) (Zygoptera, Pseudostigmatidae). *Bulletin of American Odonatology*, 3: 43-47.

Ramírez, A.; Novelo-Gutiérrez, R. 1994. Megapodagrionidae (Odonata: Zygoptera) de Mexico y Centroamerica I. Las nayades de *Philogenia carrillica*, *P. peacocki* y *P. terraba*. *Acta Zoologica Mexicana*, 63: 61-73.

Rehn, A.C. 2003. Phylogenetic analysis of higher-level relationships of Odonata. *Systematic Entomology*, 28: 181-239.

Rodrigues-Capítulo, A. 1992. Los Odonata de la República Argentina (Insecta). *Fauna de Agua Dulce de la República Argentina*, 34: 1-91.

Santos, N.D. 1969. Contribuição ao conhecimento da fauna do estado da Guanabara. 68. Descrição da ninfa de *Idioneura ancilla* Selys, 1860 (Odonata: Protoneuridae). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 12: 265-268.

Santos, N.D. 1970. Contribuição ao conhecimento da fauna do estado da Guanabara. 73 - Notas sobre a ninfa, o imago e a emergência de *Coryphaeschna adnexa* (Hagen, 1861) Calvert, 1903 (Odonata, Aeshnidae). *Atas da Sociedade de Biologia do Rio de Janeiro*, 13: 75-77.

Santos, N.D.; Costa, J.M.; Pujol-Luz, J.R. 1988. Nota sobre a ocorrência de Odonatos em tanques de piscicultura e o problema da predação de alevinos pelas larvas. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 11: 771-780.

Souza, L.O.I.; Costa, J.M.; Oldrini, B.B. 2007. Odonata. In: Guia *on-line*: Identificação de larvas de Insetos Aquáticos do estado de São Paulo. Froehlich, C.G. (org.). Disponível em: http://sites.ffclrp.usp.br/aguadoce/Guia_online.

Theischinger, G.; Fleck, G. 2003. A new character userful for taxonomy and phylogeny of Anisoptera (Odonata). *Bulletin de la Société entomologique de France*, 108: 409-412.

Tillyard, R.J. 1917. The Biology of Dragonflies (Odonata or Paraneuroptera). Cambridge Zoological Series. Cambridge University Press, London, England, 396p.

Torreias, S.R.S; Neiss, U.G.; Hamada, N.; Ferreira-Keppler, R.L.; Lencioni, F.A.A. 2008. Description of the larva of *Bromeliagrion rehni* (Odonata: Coenagrionidae) with bionomic notes concerning its phytotelmic habitat in central Amazonas, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 25: 479-486.

von Ellenrieder, N. 2007. The larva of *Hetaerina mendezi* Jurzitza, with comments on *H. rosea* Selys (Zygoptera: Calopterygidae). *Odonatologica*, 36: 405-414.

von Ellenrieder, N. 2009. Databasing dragonflies: State of knowledge in the Neotropical region. *Agrion*, 13: 58-72.

Watson, M.C. 1956. The utilization of mandibular armature in taxonomic studies of anisopterous nymphs. *Transactions of the American Entomological Society*, 81: 155-209.

Zloty, J.; Pritchard, G.; Esquivel, C. 1993. Larvae of the Costa Rican *Hetaerina* (Odonata: Calopterygidae) with comments on distribution. *Systematic Entomology*, 18: 253-265.



15

# Ordem Plecoptera

(*pleco* = dobra; *pteron* = asa)

Neusa Hamada[1], Jeferson Oliveira da Silva[1]

**Diagnose**. Insetos paleópteros, hemimetábolos, cabeça prognata, aparelho bucal atrofiado ou mastigador; antenas longas e filiformes, dois, três ou nenhum ocelo presente; envergadura das asas entre 5 e 50 mm, dois pares de asas, anterior longa e estreita, asa posterior com ampla região anal, um par de cercos multiarticulados. Ninfa (também denominada larva) achatada dorsoventralmente; cabeça prognata, aparelho bucal mastigador, antenas longas; três pares de pernas, cada uma com duas garras tarsais, último estádio com tecas alares; brânquias traqueais torácicas e abdominais (região terminal) presentes ou ausentes; um par de cercos longos e multiarticulados, no último segmento abdominal.

## Anatomia externa

**Adulto.** Macho, geralmente, menor do que a fêmea (Figura 1). **Cabeça** prognata; olhos bem desenvolvidos; ocelos, quando presentes, em número de três ou dois, localizados entre os olhos; antenas longas (às vezes mais longas do que o corpo ou ultrapassando o tórax), multiarticuladas e filiformes; peças bucais do tipo mastigador, embora muitos adultos apresentem peças bucais reduzidas. **Tórax**. Placas dorsais nos três segmentos; alguns táxons com resquícios das brânquias presentes nas ninfas; pernas cursoriais amplamente separadas, tarsos com três tarsômeros, com duas garras; asas membranosas e alongadas, venação desenvolvida; asas anteriores mais estreitas que as posteriores e, as posteriores com área anal ampla, dobrada quando em repouso.

**Abdômen**. Longo, com 10 segmentos; esterno I, geralmente, fusionado ao metaesterno. Tergo X com um par de cercos multissegmentados. No macho, modificações dos segmentos IX e X, tais como par de ganchos, lobos (paraproctos) ou estilos esclerosados e em alguns táxons uma estrutura mediana (epiprocto), de formato variado são características diagnósticas para espécies. O pênis é formado pela eversão da câmara genital, que tem estruturas esclerosadas em Perlidae e ausentes em Gripopterygidae (Froehlich 2012). Na fêmea, a placa subgenital no esternito VIII tem importância diagnóstica; essa placa cobre a abertura genital localizada nesse esternito.

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.



**Figura 1.** Casal de Gripopterygidae (Plecoptera); macho sobre a fêmea.

## Imaturos

**Ovos:** variam consideravelmente no tamanho, forma e detalhes na ornamentação do córion. São depositados em conjunto, cobertos por fios de seda ou dentro de um invólucro, sobre um substrato (folhas, galhos, rocha), (ver capítulo 4, do presente livro).

**Ninfa (ou larva)** (Figura 2), geralmente, assemelha-se ao adulto. **Cabeça** prognata, bem desenvolvida, bastante esclerosada. **Tórax**. Os três segmentos apresentam-se bem desenvolvidos, cada um portando um par de pernas com cinco artículos, com duas garras tarsais; brânquias traqueais filamentosas podem estar presentes ou ausentes. **Abdômen,** constituído por 10 segmentos, estes podem possuir uma franja de cerdas ou espinhos, localizada posteriormente. Genitália em desenvolvimento pode ser visualizada na ninfa

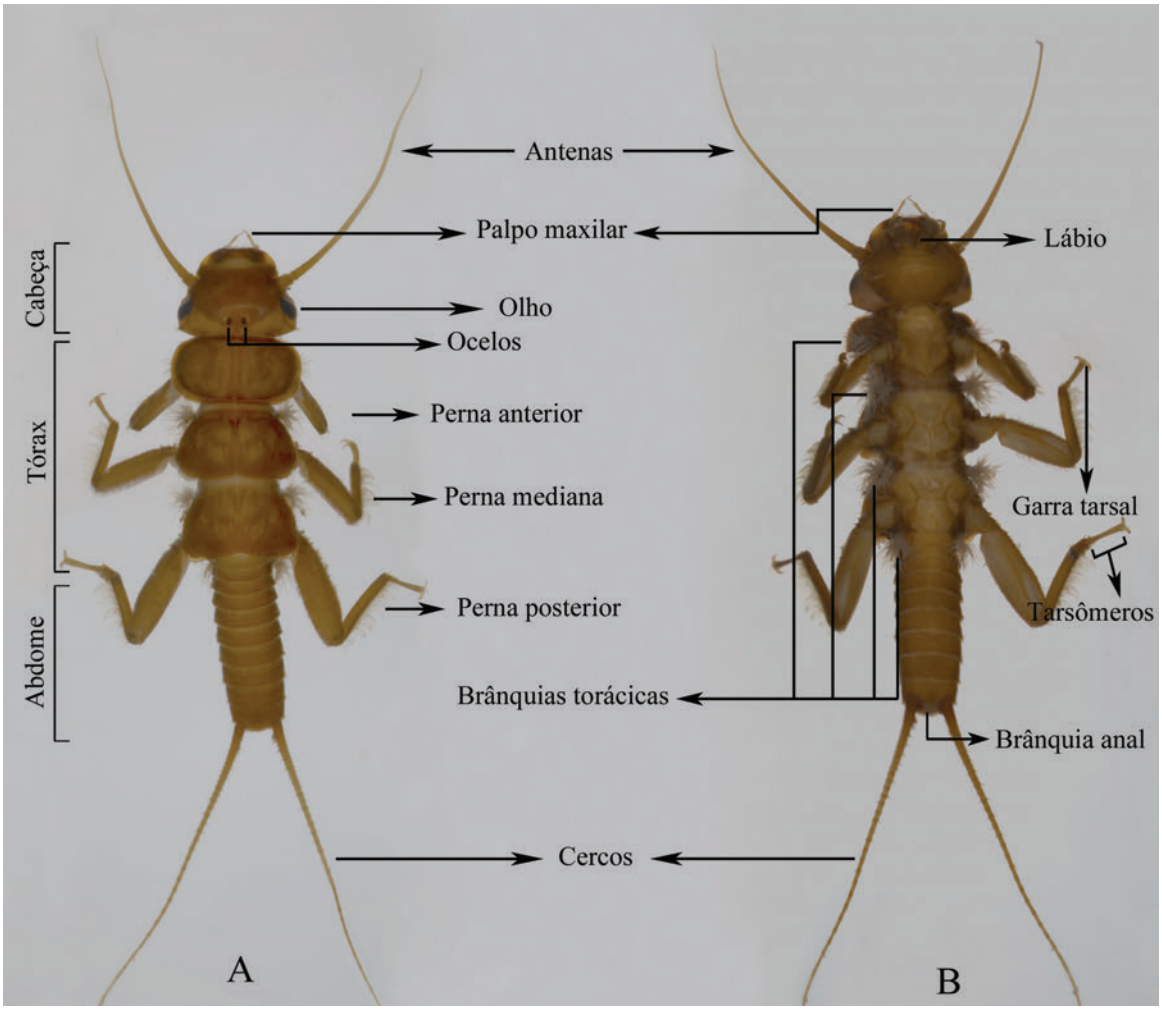



**Figura 2.** Ninfa de Perlidae (Plecoptera), com indicações de estruturas morfológicas. A. Vista dorsal. B. Vista ventral.

matura, auxiliando na identificação do sexo e, alguns casos, para identificar espécies (Stewart e Stark, 1993). Um par de cercos presente no último segmento abdominal, brânquias podem estar presentes ou ausentes, nesse mesmo segmento.

## Taxonomia e biologia

A ordem é constituída por 16 famílias e mais de 3.500 espécies (Fochetti e Tierno de Figueroa 2008), é cosmopolita, não ocorrendo apenas na Antártica. Na região Neotropical há cerca de 420 espécies e no Brasil, 150 (Froehlich 2012).

Plecoptera é composta por duas subordens, Arctoperlaria (12 famílias) e Antarctoperlaria (4 famílias), a primeira tem distribuição, principalmente, no hemisfério Norte e a segunda está restrita ao Hemisfério Sul.

Para o Brasil são registradas duas famílias, Perlidae (Arctoperlaria) e Gripopterygidae (Antarctoperlaria) e, para a Amazônia, apenas Perlidae foi registrada até o momento. No estado do Amazonas foram registradas 16 espécies, distribuídas em três gêneros (Tabela 1).

**Tabela 1.** Gêneros e espécies de Plecoptera (Perlidae) registrados para o estado do Amazonas. Fonte: Ribeiro-Ferreira (1995); Ribeiro-Ferreira e Froehlich (1999, 2001); Froehlich (1984, 2003); Ribeiro e Rafael (2005, 2007); Hamada et al. (2016).

| Gênero | Espécie |
|---|---|
| *Anacroneuria* Klapálek | *amazonica* Froehlich |
| | *atrifrons* Klapálek |
| | *blanca* Stark |
| | *fittkauia* Froehlich |
| | *manauensis* Ribeiro-Ferreira |
| | *marlieri* Froehlich |
| | *minuta* Klapálek |
| | Stark |
| | *subcostalis* Klapálek |
| *Macrogynoplax* Enderlein | *anae* Ribeiro & Rafael |
| | *delicata* Ribeiro-Ferreira & Froehlich |
| | *marauia* Froehlich |
| | *poranga* Ribeiro-Ferreira & Froehlich |
| | *pulchra* Ribeiro-Ferreira & Froehlich |
| *Enderleina* Jewett | *bifasciata* Hamada, Silva & Pedrosa |
| | *froehlichi* Ribeiro-Ferreira |

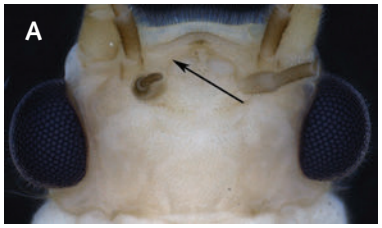
Pouco se conhece sobre a distribuição e biologia dessa ordem. Para a Amazônia, Bobot e Hamada (2002) citam que o gênero mais abundante na Reserva Ducke é *Anacroneuria* (63,3%), seguido por *Macrogynoplax* (36,3%) e por último, *Enderleina* (0,4%). Esses autores compararam o número de indivíduos de *Anacroneuria* e *Macrogynoplax* de um igarapé impactado por sedimentação (mas que manteve o dossel da floresta) com um igarapé de floresta não alterado. Nesse estudo, *Macrogynoplax* apresentou uma redução significativa na sua abundância no igarapé sedimentado enquanto que para *Anacroneuria* não foi observado essa redução, indicando que as ninfas de *Macrogynoplax* apresentam maior sensibilidade a impactos antropogênicos (Bobot e Hamada 2002).

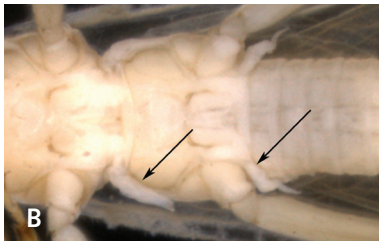
As ninfas habitam, geralmente, igarapés de águas límpidas e ambientes lóticos, com alta concentração de Oxigênio dissolvido na água. Por isso, junto com Ephemeroptera e Trichoptera forma um grupo (EPT), considerado excelente indicador da qualidade da água (Merritt *et al.* 2008). As ninfas podem ser detritívoras, filtradoras, coletoras ou predadoras; análise de conteúdo estomacal das ninfas de algumas espécies têm indicado mudanças no hábito alimentar de herbívoro-detritívoro nos estádios iniciais para onívoro-carnívoro nos últimos estádios. As ninfas de Perlidae são predadoras (*e.g.*, Alencar *et al.* 1999) e as de Grypopterygidae, geralmente, são raspadoras, algumas são fragmentadoras ou catadoras-coletoras (Froehlich 2012).

Adultos geralmente emergem durante a noite; as ninfas de último estádio caminham para fora da água sobre pedras ou outro substrato que se projeta para fora da água ou nas margens, antes da emergência. Em Perlidae, o acasalamento envolve a produção de sons, por meio de batidas do abdômen sobre o substrato (Froehlich 2012).

## Chave para identificar adultos das famílias de Plecoptera ocorrentes no Brasil e gêneros de Perlidae ocorrentes na Amazônia

1. Clípeo e labro escondidos sob uma pala; mandíbulas vestigiais, em forma de lâmina delgada (A); resquícios de brânquias, presentes no tórax, junto às coxas (B) ..... Perlidae .....2

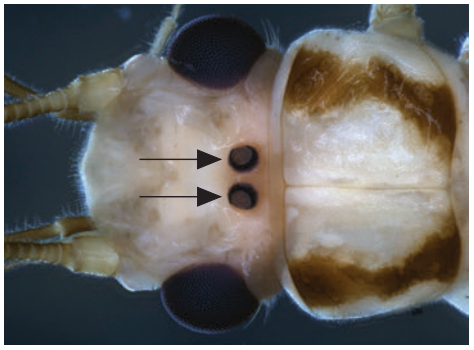


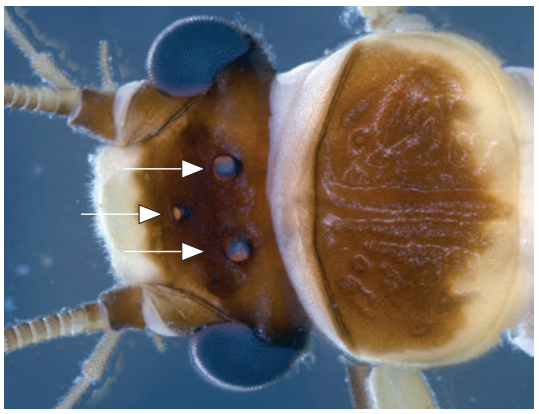

1'. Clípeo e labro expostos, mandíbulas bem desenvolvidas (A); ausência de resquícios de brânquias no tórax ..... Gripopterygidae



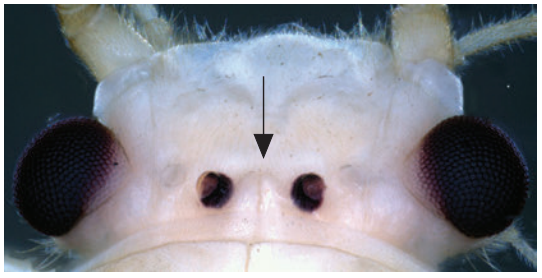
2. Dois ocelos presentes ..... 3



2'. Três ocelos presentes ..... *Enderleina*



3. Distância entre os ocelos grande (pelo menos 1,5 vezes a largura de um ocelo); linha pós-frontal projetando-se entre os ocelos; linha coronal longa, atingindo a altura dos ocelos ..... *Macrogynoplax*



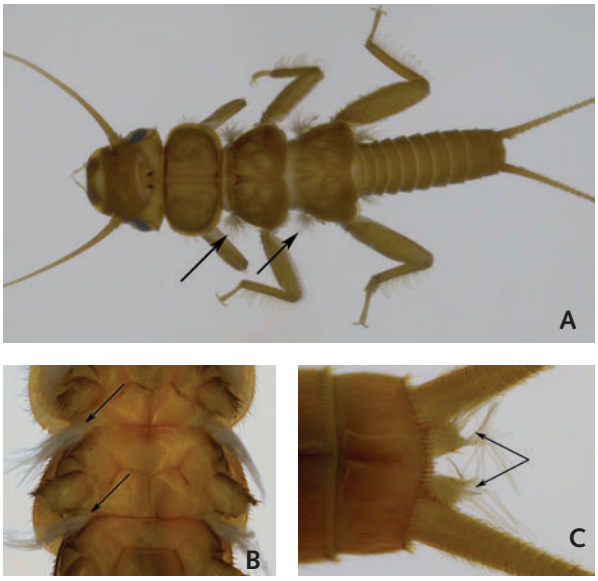
3'. Distância entre os ocelos pequena (menor do que a largura de um ocelo); linha pós-frontal não se projetando entre os ocelos; linha coronal curta, não atingindo a altura dos ocelos ..... *Anacroneuria*



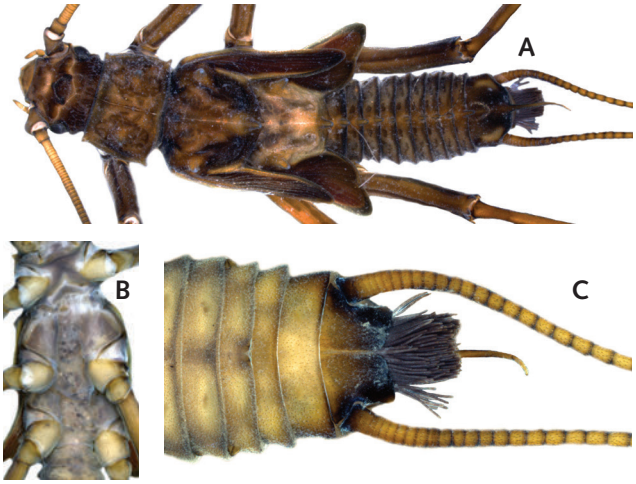
## Chave para identificar ninfas das famílias de Plecoptera registradas no Brasil e gêneros de Perlidae ocorrentes no estado do Amazonas

**(Modificada de Hamada e Couceiro 2003 e Hamada e Ferreira-Keppler 2012)**

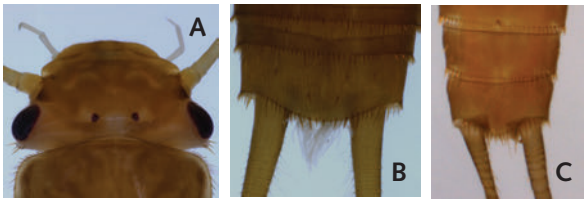
1. Corpo alongado e achatado dorso-ventralmente; tórax com brânquias filamentosas ventro-laterais (A) e/ou sobre a coxa (B); dois tufos de brânquias anais presentes (C) ou ausentes ..... Perlidae ..... 2




1'. Corpo alongado e subcilíndrico (A); tórax sem brânquias filamentosas (B); um tufo de brânquias anais presentes (C) ..... Gripopterygidae



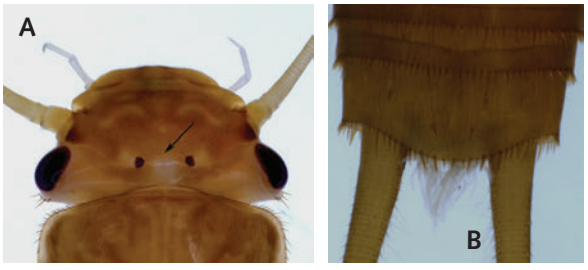

2. Dois ocelos presentes (A); tufos de brânquias na região terminal do abdômen presentes (B) ou ausentes (C) ..... ..... 3



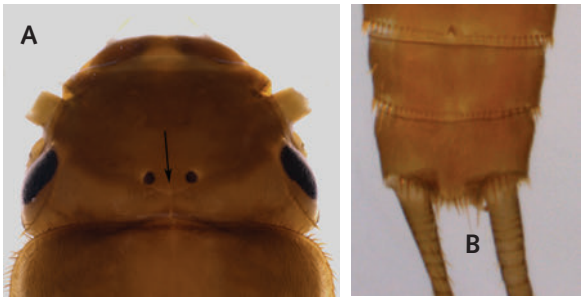

2'. Três ocelos presentes (A); tufos de brânquias na região terminal do abdômen presentes (B) ..... *Enderleina*




3. Linha pós-frontal em forma de "W", projetando-se entre os ocelos (A); tufos de brânquias na região terminal do abdômen presentes (B) ..... *Macrogynoplax*




3'. Linha pós-frontal em forma de "V", não se projetando entre os ocelos (A); tufos de brânquias na região terminal do abdômen ausentes (B) ..... *Anacroneuria*



## Referências Bibliográficas


Alencar, Y.B.; Hamada, N.; Magni-Darwich, S. 1999. Stomach content analysis of potential predators of Simuliidae (Diptera: Nematocera) in two lowland forest streams, Central Amazonia, Brazil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 28: 327-332.

Bobot, T.E.; Hamada, N. 2002. Plecoptera genera of two streams in Central Amazonia, Brazil. *Entomotropica,* 17: 299-301.

Fochetti, R.; Tierno de Figueroa, J.M., 2008. Global diversity of stoneflies (Plecoptera; Insecta) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 365-377.

Froehlich, C.G. 1984. Brazilian Plecoptera 4. Nymphs of perlid genera from southeastern Brazil. *Annales de Limnologie*, 20: 43-48.

Froehlich, C.G. 2003. Stoneflies (Plecoptera: Perlidae) from the Brazilian Amazonia with the description of three new species and a key to *Macrogynoplax*. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 38: 129-134.

Froehlich, C.G. 2012. Plecoptera. *In*: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R., Carvalho, C.J.B., Casari, S.A.; Constantino, R. (eds.) *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia*. Holos, Editora, Ribeirão Preto, SP., 810p.

Hamada, N.; Couceiro, S.R.M. 2003. An illustrated key to nymphs of Perlidae (Insecta: Plecoptera) genera in Central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 47: 477-480.

Hamada, N.; Ferreira-Keppler, R.L. (orgs.). 2012. *Guia ilustrado de insetos aquáticos e semiaquáticos da Reserva Florestal Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil*. EDUA, Manaus, AM, Brasil, 191p.

Hamada, N.; Silva, J.O.; Pedroza, M.K. 2016. A new species of *Enderleina* Jewett (Plecoptera, Perlidae) from Amazonas state, Brazil. 4098: 392-400.

Merritt, R.W.; Cummins, K.W.; Berg, M.B. 2008. *An Introduction to the Aquatic Insects of the North America*. Kendall/Hunt Publishing Destepany, Dubuque, 1158p.

Ribeiro-Ferreira, A.C. 1995. Nova espécie de *Enderleina* Jewett do Norte do Brasil. *Acta Amazonica*, *25*: 138-145.

Ribeiro-Ferreira, A.C.; Froehlich, C.G. 1999. New species of *Macrogynoplax* 1909 from North Brazil (Plecoptera, Perlidae, Acroneuriinae). *Aquatic Insects*, 21: 133-140.

Ribeiro-Ferreira, A.C.; Froehlich, C.G. 2001. *Anacroneuria* Klapálek, 1909 from Amazonas State, North Brazil (Plecoptera, Perlidae, Acroneuriinae). *Aquatic Insects*, 23: 187-192.

Ribeiro, J.M.F.; Rafael, J.A. 2005. A key to adult Amazonian stonefly genera with new geographical records of *Enderleina* Jewett for Brazil and first description of the *E. froehlichi* Ribeiro-Ferreira female (Insecta: Plecoptera). *Zootaxa*, 1096: 61-67.

Ribeiro, J.M.F.; Rafael, J.A. 2007. Description of one new species and a key to adults of *Macrogynoplax* Enderlein (Plecoptera, Perlidae) from Reserva Florestal Adolpho Ducke, Amazonas, Brazil. *Zootaxa*, 1511: 17-28.

Stewart, K.W.; Stark, B.P. 1993. *Nymphs of North American Stonefly Genera (Plecoptera)*. Entomological Society of America, The Thomas Say Foundation, Lanham, Maryland, 460p.

16

# Ordem Blattodea

(*blatta* = inseto lucífugo, barata)

Jorge Luiz Nessimian[1]

**Diagnose.** Insetos neópteros de tamanho moderado a grande (3-100 mm), com o corpo ovalado e deprimido (às vezes convexo), de coloração parda, castanha ou preta, podendo apresentar manchas coloridas. Algumas espécies podem apresentar tons de laranja, amarelo ou verde. O pronoto tem a forma de um disco e é expandido, cobrindo a cabeça em muitas espécies. A cabeça é bastante móvel e normalmente pode estar com a fronte voltada para baixo. As antenas são, em geral, filiformes. Aparelho bucal do tipo mastigador. Há espécies aladas, braquípteras e ápteras. As asas anteriores são pergaminháceas (tégminas) e as posteriores, membranosas. As pernas são marchadoras (às vezes, cavadoras) com tarsos pentâmeros. Os cercos têm de um a vários artículos. Machos com genitália assimétrica. Fêmeas com ovipositor, geralmente, escondido. Os ovos são depositados em ootecas.

## Anatomia externa

**Adultos. Cabeça.** hipognata, de movimento livre, gula presente, olhos compostos bem desenvolvidos, reniformes; dois ocelos; antenas filiformes (setiformes ou moniliformes), longas, multiarticuladas; aparelho bucal mastigador, palpos maxilares com cinco artículos, palpos labiais com três artículos (Figura 1).

**Tórax.** protórax com pronoto expandido, em forma de disco, cobrindo a cabeça; meso e metanoto mais ou menos retangulares e subiguais; pleura e esterno pouco esclerosados; pernas cursoriais, coxas aproximadas, tarsos pentâmeros com pulvilos nos tarsômeros 1-4, um par de garras tarsais com ou sem empódio ou arólio entre elas (Figura 2).

Asas, quando presentes, as anteriores pergaminhosas (tégminas), Costa (C) da tégmina, marginal, Sc curta e R com muitos ramos; M e CuA ocupando grande parte da tegmina e CuP curva e curta delimitando um distinto clavo; asa posterior com dobra entre CuP e 1A, separando remígio (anterior, contendo as veias C, Sc, R, M e Cu) e área anal (posterior, contendo as veias Anais), geralmente bem desenvolvida, dobrada ou plissada, quando em repouso (Figura 3).

**Abdômen.** achatado, com 10 tergitos visíveis, o 11º representado pela placa supra-anal; cercos com um a vários artículos; 1º esternito pequeno ou ausente, o 11º representado pelos paraproctos, cobertos pela placa subgenital ventralmente; a placa subgenital do macho (9º esternito) portando usualmente um par de estilos (Figura 4); a genitália do macho consiste em um grupo de falômeros esclerosados e é coberta pela placa subgenital; na fêmea, a placa subgenital é formada pelo 7º esternito e pode ser única ou estar dividida (Figura 5); o ovipositor é curto e consiste de três pares de valvas dentro da câmara genital.

[1] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, UFRJ. Caixa Postal 68044, Rio de Janeiro, RJ, 21941-971, Brasil.

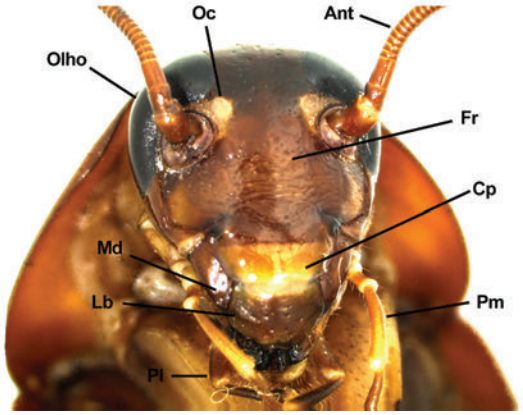



**Figura 1.** Blattodea. Aspecto da cabeça de *Periplaneta americana* (Blattidae). Ant. antena; Cp. clípeo; Fr. fronte; Lb. labro; Md. mandíbula; Pl. palpo labial; Pm. palpo maxilar; Oc. ocelo.

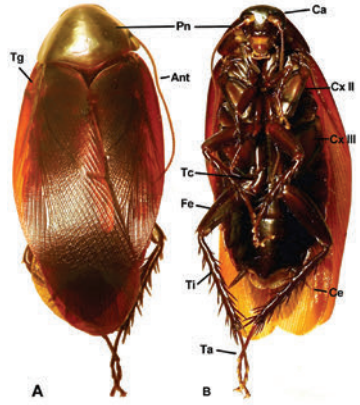



**Figura 2.** Blattodea (Blaberidae). Hábito. A. Vista dorsal. B. Vista ventral. Ant. antena; Ca. cabeça; Ce. cerco; Cx II. mesocoxa; Cx III. metacoxa; Fe. metafêmur; Pn. pronoto; Ta. metatarso; Tc. metatrocanter; Tg. tégmina; Ti. metatíbia. Foto de Brunno H.L. Sampaio.

**Imaturos:** Ninfas semelhantes aos adultos, mas com asas e genitália não desenvolvidas (Figuras 6 e 7).

Mais aspectos da morfologia geral de Blattodea, assim como referências, podem ser encontrados em Costa Lima (1938), Roth (1991) e Grandcolas e Pellens (2013).

As baratas são mais conhecidas popularmente através de seus representantes domésticos e cosmopolitas como *Periplaneta autralasiae* (Fabricius, 1775), *P. americana* (Linnaeus, 1758) (Blattidae) e *Blattella germanica* (Linnaeus, 1758) (Blattellidae) e algumas outras espécies que podem aparecer nas moradias (Rafael *et al.* 2008). Porém, a grande maioria não tem hábitos sinantrópicos, ocorrendo em grande variedade de ambientes. A

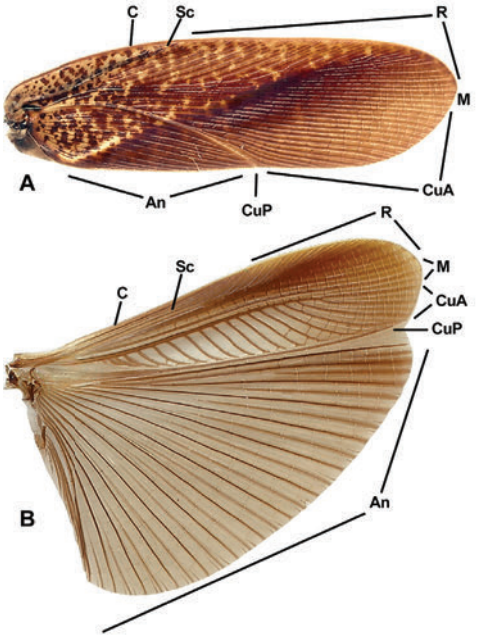



**Figura 3.** Blattodea (Blaberidae). A. Tégmina. B. Asa posterior. An. área anal; C. Costa; Sc. Subcosta; CuA. Cubital anterior; CuP. Cubital posterior; M. Mediana; R. Radio.

ordem é predominantemente terrestre podendo encontrar-se baratas no solo, sob pedras, entre folhas secas, sobre plantas, em madeira, em ninhos de formigas (mirmecófilas) e em cavernas, mas há algumas espécies relacionadas a ambientes aquáticos, sendo consideradas semiaquáticas.

A maioria das espécies de Blattodea apresenta atividade noturna e possui hábitos onívoros. Os ovos são acondicionados em uma ooteca, que pode ser carregada interna (espécies vivíparas ou ovovivíparas) ou externamente, ou depositados em campo, enterrados ou fixados a algum substrato. A posição da ooteca antes da deposição é usada taxonomicamente. Blatóideos e alguns Blaberóideos carregam a ooteca com a quilha em posição dorsal. No entanto, nos Blaberidae e nos Blattellidae, a fêmea gira a ooteca em 90 graus, ficando a quilha em posição lateral no momento da deposição (espécies ovíparas) ou recolhimento em uma bolsa incubadora (espécies ovovivíparas) (Bell *et al.* 2007; Grandcolas 1999).

Existem vários exemplos de cuidado parental em baratas (Bell *et al.* 2007) e, dentre as espécies semiaquáticas, cita-se *Phlebonotus pallens* (Serville, 1831) (Epilamprinae), uma espécie associada a riachos em Borneo e no Sul da Índia, cujas fêmeas

carregam suas ninfas sob as asas (Pruthi 1933). O desenvolvimento é do tipo paurometabólico e o número de estádios ninfais varia entre as espécies.

A ordem Blattodea tem grande importância no funcionamento do ecossistema, atuando na fragmentação e decomposição da matéria orgânica e na liberação de nutrientes (Bell *et al.* 2007). Em termos de biomassa, um estudo feito por Basset (2001) mostrou que baratas representam aproximadamente ¼ da biomassa de invertebrados habitantes no dossel de florestas. Com relação à fauna do solo, a participação das baratas é bastante variável (Bell *et al.* 2007). Contudo, um estudo realizado em floresta de igapó na Amazônia Central mostrou que a espécie mais abundante de Blattodea na serapilheira, *Epilampra irmleri* Rocha e Silva & Aguiar, 1978, consome 5,6% da produção anual de serapilheira (Irmler e Furch 1979). Algumas espécies são gregárias, das quais o exemplo mais notável é o de *Cryptocercus punctulatus* Scudder, 1862 (Cryptocercidae), de hábitos xilófagos. Estudos recentes acerca da filogenia de Isoptera e Blattodea, com base em caracteres morfológicos, comportamentais e moleculares incluem os cupins na ordem Blattodea como um grupo de baratas eussociais relacionado aos Cryptocercidae (Klass e Meyer 2006; Inward *et al.* 2007).

Existem pouco mais de 4600 espécies atuais de baratas (exceto térmitas) em todo o mundo (Beccaloni e Eggleton 2011), sendo quase um terço na região Neotropical. De acordo com a classificação adotada por Pellens e Grandcolas (2008) e Grandcolas e Pellens (2013), 647 espécies ocorrem no Brasil, distribuídas em seis famílias (Blattidae, Polyphagidae, Anaplectidae, Pseudophyllodromiidae, Blaberidae e Blattellidae. Embora as seis famílias citadas tenham algum representante associado a bromélias (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976), somente a família Blaberidae apresenta espécies comprovadamente associadas ao meio aquático. Uma breve caracterização das famílias ocorrentes no Brasil, com base em Grandcolas (1999) e Roth (1991), é apresentada a seguir.

## Blattidae

Baratas de tamanho médio, geralmente de cores escuras (castanho, castanho-escuro). Pernas médias e posteriores com fêmures portando espinhos semelhantes nas faces ântero-ventral

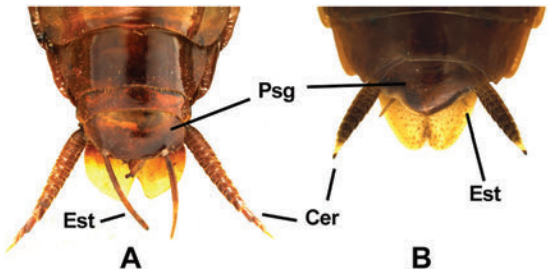



**Figura 4.** Blattodea. Terminália maculina. A. Blattidae; B. Blaberidae. Ce. cerco; Es. estilo; Psg. placa sub-genital.

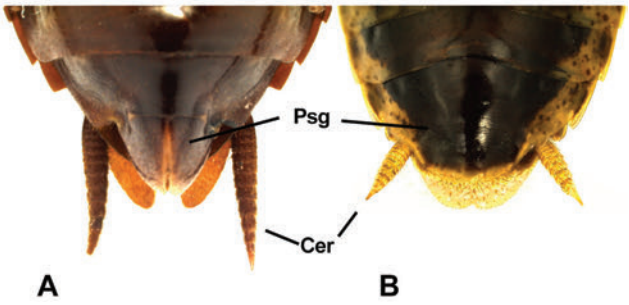



**Figura 5.** Blattodea. Terminália feminina. A. Blattidae; B. Blaberidae. Ce. cerco; Psg. placa sub-genital.

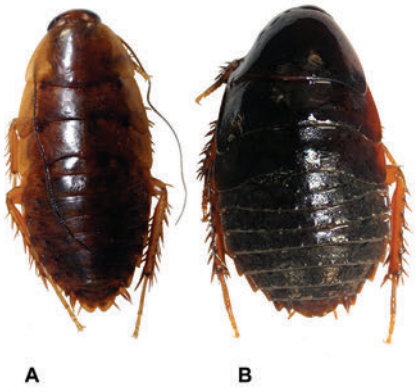



**Figura 6.** Blattodea (Blaberidae). A e B. Ninfas semiaquáticas, coletadas em igarapés da Amazônia Central. Foto de Brunno H.L. Sampaio.

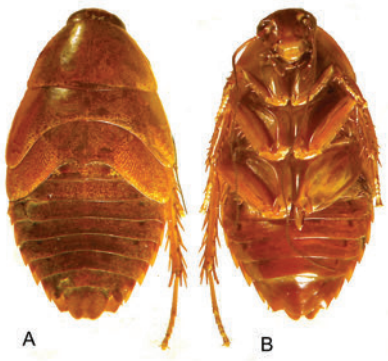



**Figura 7.** Blattodea (Blaberidae). Ninfa semiaquática, coletada em igarapé na Amazônia Central. A. vista dorsal; B. vista ventral. Foto de Brunno H.L. Sampaio.

e póstero-ventral. Placa subgenital do macho aproximadamente quadrangular, simétrica com estilos longos e finos; Placa subgenital da fêmea bivalvular (Figuras 4A e 5A). Nesta família há espécies bromelícolas dos gêneros *Eurycotis* Stal, 1874 e *Pelmatosilpha* Bohrn, 1887, ambos com representantes no Brasil (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976; Pellens e Grancolas 2008).

## Polyphagidae

Baratas de tamanho pequeno a médio, com coloração geralmente castanha ou castanho-amarelada. Clípeo normalmente inchado e dividido em anteclípeo e pós-clípeo. Tégminas com venação reduzida ou formando uma rede. Área anal da asa posterior reduzida e não pregueada quando em repouso. Margens ântero-ventral e póstero-ventral dos fêmures médios e posteriores com ou sem espinhos. Placa subgenital da fêmea, às vezes, bivalvular. Há registro de ocorrência do gênero *Buboblatta* Hebard, 1920 em bromélias (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976). Há duas espécies nas Américas Central e do Sul.

## Anaplectidae

Baratas de tamanho pequeno com contorno do corpo e das asas geralmente em forma de gota, conferindo um aspecto de besouro. Pronoto com cerdas longas e retas. Asas posteriores dobradas transversalmente. Placa subgenital da fêmea bivalvular. O gênero *Anaplecta* Burmeister, 1838, de distribuição pantropical, apresenta algumas espécies bromelícolas (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976; Winder 1977).

## Blattellidae

Baratas de tamanho pequeno a grande, (geralmente pequeno), com corpo esguio, cabeça pequena e triangular, pernas e antenas longas. Superfície ventral dos tarsos com espinhos. Asas bem desenvolvidas ou reduzidas; R usualmente bem desenvolvida com ramos anteriores simples e regularmente espaçados; CuA simples ou ramificada; placa subgenital do macho simétrica ou assimétrica e usualmente com dois estilos; placa subgenital da fêmea larga e arredondada. Os blatelídeos são indistinguíveis dos pseudofilodromiídeos, exceto pelo fato das fêmeas girarem as ootecas (Grandcolas 1999). Nesta família há espécies bromelícolas dos gêneros *Ischnoptera* Burmeister, 1838, *Pseudomops* Serville, 1839 e *Nesomylacris* Rehn & Hebard, 1927 (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976), os dois primeiros com representantes no Brasil (Pellens e Grancolas 2008).

## Pseudophyllodromiidae

Baratas de tamanho pequeno a médio, sendo praticamente indistintas dos representantes de Blattellinae, com corpo esguio, pernas e antenas longas, cabeça pequena e triangular. Ao contrário dos Blatteliidae, as fêmeas não giram as ootecas durante sua extrusão. Nesta família há espécies bromelícolas dos gêneros *Amazonina* Hebard, 1929, *Cariblatta* Hebard, 1916, *Euthlastoblatta* Hebard, 1917, *Helgaia* Rocha e Silva-Albuquerque & Gurney, 1963, *Isoldaia* Gurney & Roth, 1963, *Lophoblatta* Hebard, 1929, *Neoblattella* Shelford, 1911 e *Latiblattella* Hebard, 1917 (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976), com exceção deste último, todos com representantes no Brasil (Pellens e Grandcolas 2008).

## Blaberidae

Baratas de tamanho pequeno a grande, com grande variedade de formas e cores. Pernas frequentemente curtas, com fêmures e tarsos às vezes sem espinhos. Asas posteriores com cinco ou menos ramos de R e CuA com muitos ramos. Placa subgenital do macho simétrica ou assimétrica, geralmente portando um par de estilos curtos (Figura 4B). Placa subgenital da fêmea larga e arredondada, escavada ou truncada, nunca bivalvular (Figura 5B). Cercos usualmente curtos. Nesta família estão várias espécies associadas a ambientes aquáticos, algumas adaptadas à vida em fitotelmata, na maioria, bromelícolas (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976; Rocha e Silva-Albuquerque *et al.* 1976) e outras associadas a poças, riachos e rios (Bristowe e Scott 1925; Rocha e Silva-Albuquerque *et al.* 1976; Nesemann *et al.* 2010), especialmente ninfas, sendo a maioria pertencente à subfamília Epilamprinae (Figuras 6-9). Porém, dentre as espécies de fitotelmata há poucas informações sobre hábitos aquáticos.

Há registros de espécies bromelícolas dos gêneros neotropicais *Hormetica* Burmeister, 1838; *Audreia* Shelford, 1910; *Epilampra* Burmeister, 1838; *Litopeltis* Hebard, 1920; *Pinaconota* Saussure, 1895; *Poeciloderrhis* Stål, 1874; *Nyctibora*

Burmeister, 1838 e *Dryadoblatta* Rehn, 1930. Exceto o último, todos têm representantes no Brasil (Rocha e Silva-Albuquerque e Lopes 1976; Pellens e Grancolas 2008). Também há registros nos gêneros asiáticos *Rhicnoda* Brunner von Wattenwyl, 1865 e *Pycnoscelus* Scudder, 1862; cuja espécie *P. surinamensis* (Linnaeus, 1758) tem distribuição também na América do Sul, incluindo o Brasil (Beccaloni 2007).

Baratas do gênero *Epilampra*; *Poeciloderrhis*; *Opisthoplatia* Brunner von Wattenwyl, 1865; *Phlebonotus* Saussure, 1832; *Rhabdoblatta* Kirby, 1903; Stictolampra Hanitsch, 1930 e *Rhicnoda* ocorrem associadas a riachos, poças e ambientes lacustres, sendo os dois primeiros com registros no Brasil (Roth e Willis 1960; Rocha e Silva-Albuquerque *et al.* 1976; Bell *et al.* 2007; Pellens e Grandcolas 2008).

Normalmente, tanto nas espécies de fitotelmata, quanto as ocorrentes em outras coleções de água, as baratas ficam sobre algum substrato na margem ou na superfície da água, submergindo para buscar alimento ou fugir de predadores. A capacidade de nado ou o modo de locomoção na água varia entre as espécies. Algumas podem nadar sob a superfície da água, como as ninfas do gênero *Epilampra* (Crowell 1946; Wolcott 1950; Roth e Willis 1960), enquanto representantes de outros gêneros, como *Opisthoplatia maculata* Shiraki, 1906, do Japão, foram observados caminhando sobre as pedras submersas do leito de riachos (Takahashi 1926 apud Bell *et al.* 2007).

As espécies consideradas semiaquáticas, aparentemente não apresentam modificações especiais para o meio aquático. Roth e Willis (1960) resumiram observações feitas por vários autores sobre adaptações em algumas espécies, dentre elas a parte posterior do corpo facilmente molhada; longas cerdas na parte ventral do tórax facilitando a retenção de uma bolha de ar; espiráculos terminais no abdômen abrindo-se em tubos estendidos para trás, funcionando como um sifão; cerdas longas na superfície ventral dos cercos com possível "função protetora" para os espiráculos abdominais terminais. As pernas de baratas semiaquáticas são semelhantes às das espécies não aquáticas e não apresentam modificações para natação.

É muito comum encontrarmos ninfas Epilamprinae em bancos de folhas retidos em trechos de correnteza de igarapés. Assim como no ambiente terrestre, como evidenciado no estudo de Irmler e Furch (1979), provavelmente, elas estão entre os principais fragmentadores nas zonas de cabeceira dos igarapés e bancos de folhas marginais em rios e lagos amazônicos, especialmente em áreas de floresta. Há estudos mostrando a associação de baratas semiaquáticas a ambientes preservados, como as do gênero *Rhicnoda*, na Ásia (Nesemann *et al.* 2010) e *Epilampra*, na América Central (Fenoglio *et al.* 2002), o último apontando o seu potencial como bioindicadores.

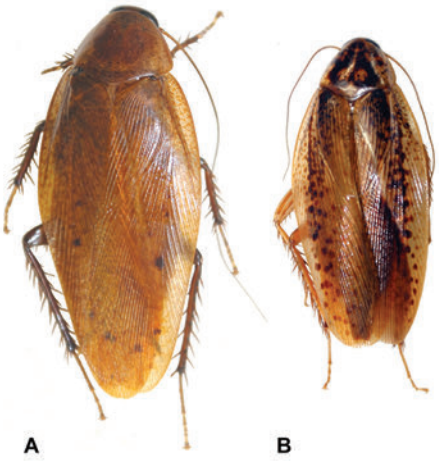



**Figura 8.** Blattodea (Blaberidae). A e B. Formas adultas, de duas espécies Epilamprinae, coletadas às margens de igarapés na Amazônia Central. Foto de Brunno H.L. Sampaio.

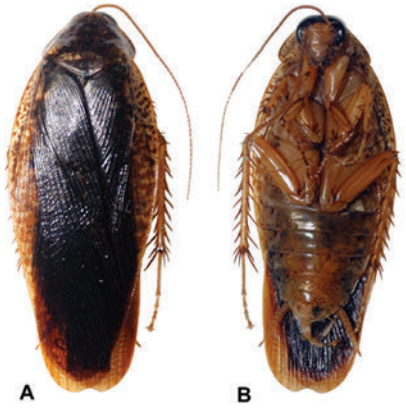



**Figura 9.** Blattodea (Blaberidae). Forma adulta de Epilamprinae coletada às margens de igarapé na Amazônia Central. A. vista dorsal; B. vista ventral. Foto de Brunno H.L. Sampaio.

## Referências Bibliográficas


Basset, Y. 2001. Invertebrates in the canopy of tropical forests. How much do we really know? *Plant Ecology*, 153: 87-107.

Beccaloni, G.W.; Eggleton, P. 2011. Order Blattodea Brunner von Wattenwyl, 1882. Pp. 199-200 *In*: Zhang, Z.-Q. (Ed.) Animal biodiversity: An outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148: 1-237.

Beccaloni, G.W. 2007. Blattodea Species File Online. Version 5.0/5.0. World Wide Web electronic publication. < http://Blattodea. SpeciesFile.org > (acessado em agosto de 2013).

Bell, W.J.; Roth, L.M.; Nalepa, C.A. 2007. *Cockroaches. Ecology, Behavior and Natural History*. The Johns Hopkins University Press, Baltimore, xvi + 230 p.

Bristowe, W.S.; Scott, H. 1925. XXI. Notes on the Habits of Insects and Spiders in Brazil. *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 72: 475-504.

Costa Lima, A.M. 1938. *Insetos do Brasil*. 1º tomo. Escola Nacional de Agronomia. Série didática n. 2. Rio de Janeiro, x + 470 p.

Crowel, H.H. 1946. Notes on an amphibious cockroach from the Republic of Panama. *Entomological News*, 57: 171-172.

Fenoglio, S.; Badino, G.; Bona, F. 2002. Benthic macroinvertebrate communities as indicators of river environment quality: an experience in Nicaragua. *Revista de Biologia Tropical*; 50: 1-6.

Grandcolas, P. 1999. The origin of diversity in cockroaches: a phylogenetic perspective of sociality, reproduction, communication and ecology. Evolucion y Filogenia de Arthropoda. *Boletim de la Sociedad Entomólogica Aragonesa*, 26: 397-420.

Grandcolas, P.; Pellens, R. 2013. Blattaria. pp. 333-346 *In*: Rafael, J.A,; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B. de; Casari, S.A.; Constantino, R. (eds). *Insetos do Brasil. Diversidade e Taxonomia*. Holos Editora Ltda, Ribeirão Preto.

Inward, D.; Beccaloni, G.; Eggleton, P. 2007. Death of an order: a comprehensive molecular phylogenetic study confirms that térmites are eusocial cockroaches. *Biology Letters*, 3: 331-335.

Irmler, U.; Furch, K. 1979. Production, energy and nutrient turnover of the cockroach *Epilampra irmleri* Rocha e Silva & Aguiar in a Central Amazonian Inundation Forest. *Amazoniana*, 6: 497-520.

Klass, K-D.; Meyer, R. 2006. A phylogenetic analysis of Dictyoptera (Insecta) based on morphological characters. *Entomologische Abhandlungen*, 63:3-50.

Nesemann, H.; Shah, R.D.T.; Shah, D.N.; Sharma, S. 2010. First records of *Rhicnoda natatrix* and *Rhicnoda rugosa* (Blattodea: Blaberidae) from Nepal and India (Maharashtra) with notes on habitat quality. *Journal of Threatened Taxa*, 2: 648-652.

Pellens, R.; Grandcolas, P. 2008. Catalogue of Blattaria (Insecta) from Brazil. *Zootaxa*, 1709: 1-109.

Pruthi, H.S. 1933. An interesting case of maternal care in an aquatic cockroach, *Phlebonotus pallens* Serv. (Epilamprinae). *Current Science*, 1: 273.

Rafael, J.A.; Silva, N.M.; Dias, R.M.N.S. 2008. Baratas (Insecta, Blattaria) sinantrópicas na cidade de Manaus, Amazonas, Brasil. *Acta Amazônica*, 38: 173-178.

Rocha e Silva-Albuquerque, I.; Lopes, S.M.R. 1976. Blattaria de bromélia (Dictyoptera). *Revista Brasileira de Biologia*, 36: 837-901.

Rocha e Silva-Albuquerque, I.; Tibana, R.; Jurberg, J.; Rebordões, A. M. P., 1976: Contribution to the knowledge of the ecology of *Poeciloderrhis cribrosa* and *Poeciloderrhis verticalis* with a study of external genitalia (Dictyoptera: Blattariae). *Revista Brasileira de Biologia*, 36: 239-250

Rocha e SilvaAlbuquerque, I.; Aguiar, G. M. 1977. Blattariae da Amazônia. Família Blaberidae da localidade Sinop, estado de Mato Grosso, Brasil (Dyctioptera). *Boletim do Museu Paraense Emilio Goeldi* (Série Zoologia), 88: 1-30.

Roth, L.M. 1991. Blattodea. pp. 320-329 *In*: Naumann, I.D. *et al.* (eds.), *The Insects of Australia*, 2nd Ed., Victoria, Cornell University Press.

Roth, L.M.; Willis, E.R. 1960. The biotic associations of cockroaches. *Smithsonian Miscellaneous Collections*, 141: 1-470.

Winder, J. A. 1977. Some organic substrates which serve as insect breeding sites in Bahian cocoa plantations. *Revista Brasileira* de *Biologia,* 37: 351-356.

Wolcott, G.N. 1950. The insects of Puerto Rico. *Journal of Agricultural University of Puerto Rico* (1948), 32: 1-224.

17

# Ordem Orthoptera

(*ortho* = reto; *pteron* = asa)

Ana Lúcia Nunes-Gutjahr[1], Carlos Elias de Souza Braga[1]

**Diagnose.** São paurometábolos, insetos neópteros de tamanho pequeno a grande (7 a 220 mm) e possuem como principal característica o terceiro par de pernas adaptado para saltar. Apresentam o padrão cromático variado, podendo algumas espécies ser bastante vistosas e coloridas. Os ortópteros estão agrupados em duas subordens: Ensifera (antenas longas, comumente maiores que o corpo, com mais de 30 antenômeros). Caelifera (antenas curtas com até 30 antenômeros).

## Anatomia externa

**Adultos.** Cabeça dos ortópteros é bastante variável quanto à forma, apresenta um prolongamento entre os olhos compostos, denominado fastígio (Figuras 1, 2A, B), estrutura bastante conhecida e de importância taxonômica, bem como as margens que se unem e que percorrem o fastígio que são denominadas carenas laterais (Figura 2C), principalmente para os grupos de gafanhotos. Possuem normalmente três ocelos que em alguns grupos podem ser vestigiais ou ausentes. Olhos compostos são variáveis quanto à forma, podendo ser bastante globosos ou alongados, próximos ou distantes entre si (espaço interocular). Na cabeça podem ser encontradas algumas depressões denominadas fovéolas ou sulcos (Figura 2D), que também possuem importância taxonômica. As antenas podem ser filiformes, setáceas ou ensiformes (Figuras 2E - G). As peças bucais são mastigadoras e dependendo da sua posição de inserção, classificam-se em opistognata (peças bucais dirigidas para trás) (Figura 3A), prognata (peças bucais projetadas para frente) (Figura 3B) e hipognata (peças bucais direcionadas verticalmente) (Figuras 3C, D).

[1] Departamento de Ciências Naturais, Universidade do Estado do Pará, CCSE/ Travessa Djalma Dutra s/n, Telégrafo, CEP 66050-540 Belém, PA, Brasil.

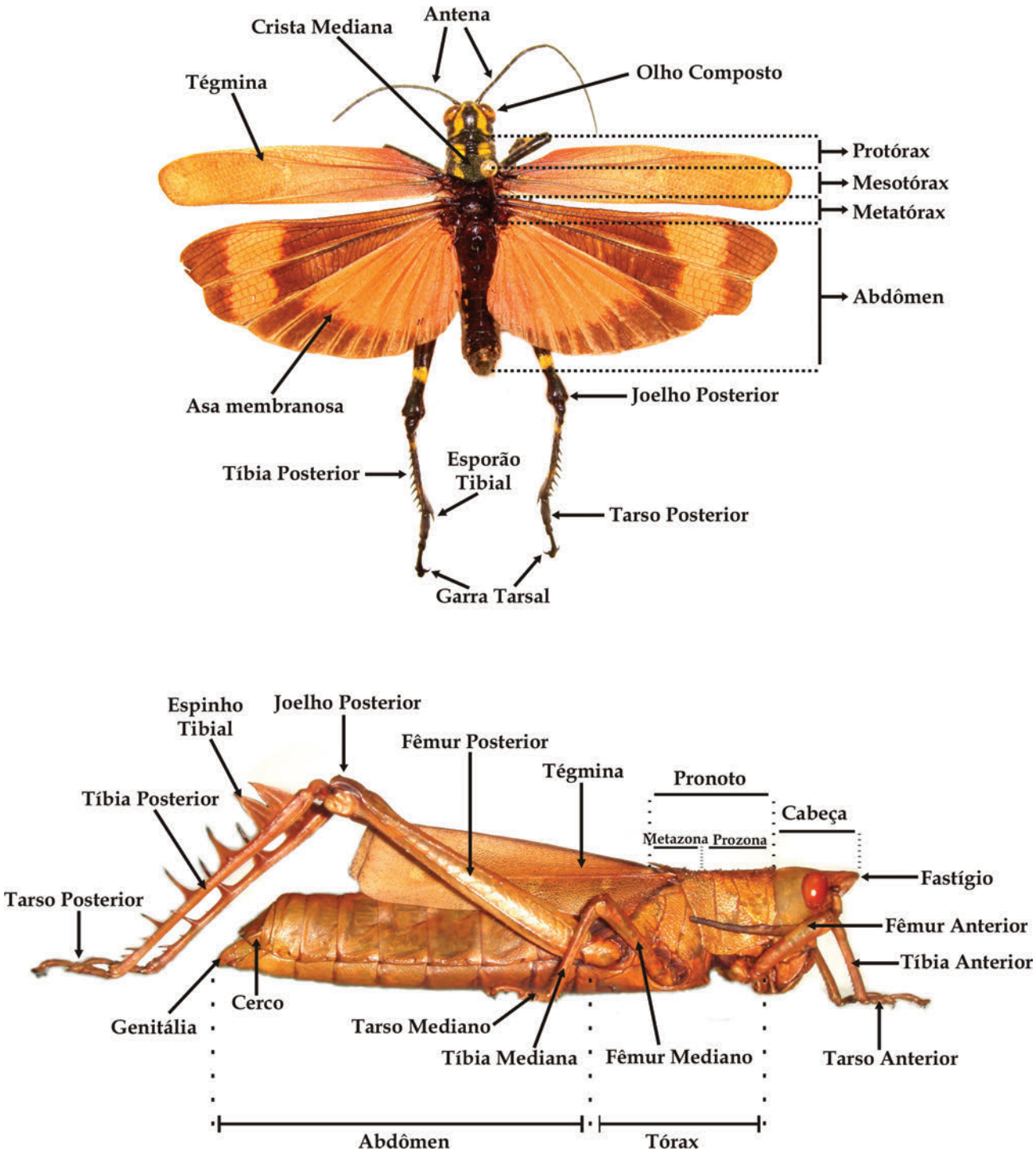



**Figura 1.** Principais estruturas morfológicas utilizadas na taxonomia de Orthoptera. Fonte: Nunes-Gutjahr e Braga (2012).

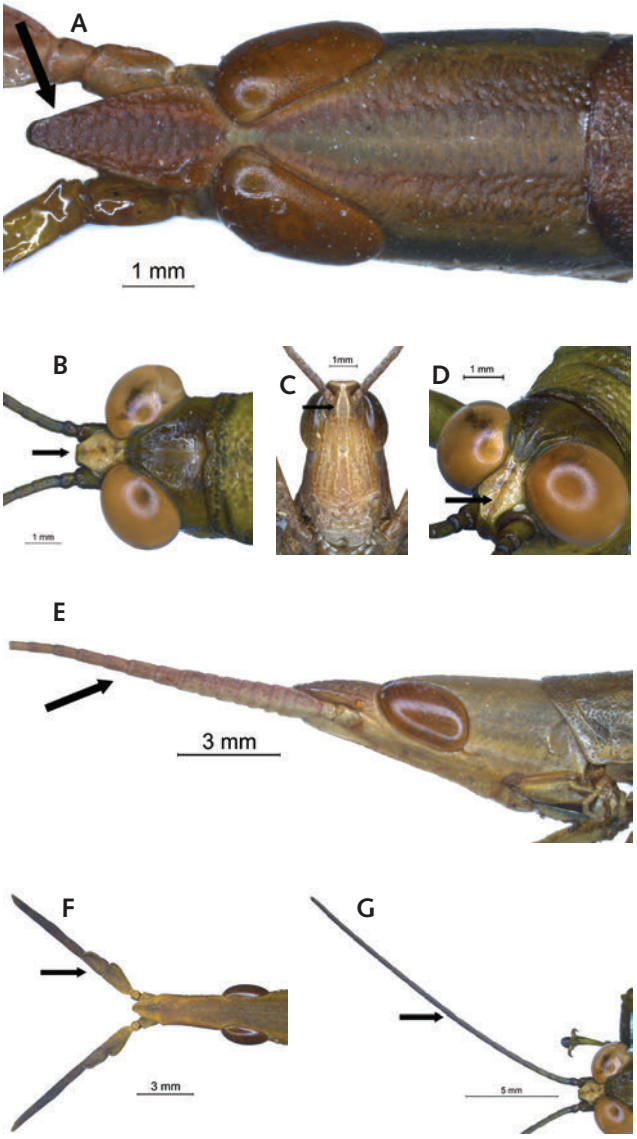



**Figura 2.** Principais estruturas morfológicas utilizadas na taxonomia da Ordem Orthoptera. A e B. Fastígio em vista dorsal; C. Carenas laterais; D. Fovéola em vista dorsal; E e F. Antena ensiforme em vista lateral e dorsal, respectivamente; G. Antena filiforme em vista dorsal.

**Tórax.** Nos ortópteros o protórax (Figura 1) é a região torácica mais desenvolvida e muito variável entre as famílias. A união dos segmentos laterais e dorsais do tórax corresponde às carenas laterais (Figura 4A) e na região mediano-dorsal a sua carena mediana dorsal (Figuras 4B, C) que são importantes características taxonômicas. Elas podem ser ornamentadas formando cristas, principalmente em alguns Acridoidea terrestres (Figuras 4C). Na família Tetrigidae o pronoto se estende cobrindo completamente o abdômen. As pernas anteriores e médias (1º e 2º par de pernas) são ambulatoriais (Figuras 5A, B) (exceto

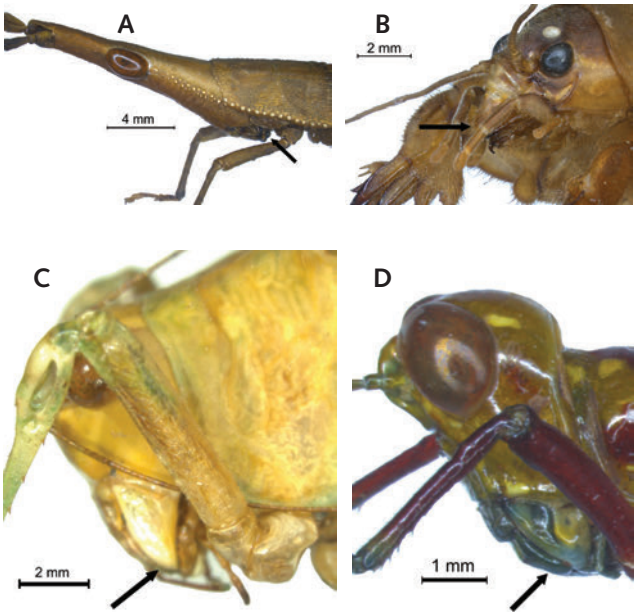



**Figura 3.** Vista lateral da cabeça de Orthoptera. A. opistognata; B. prognata; C e D. hipognata, em vista lateral.

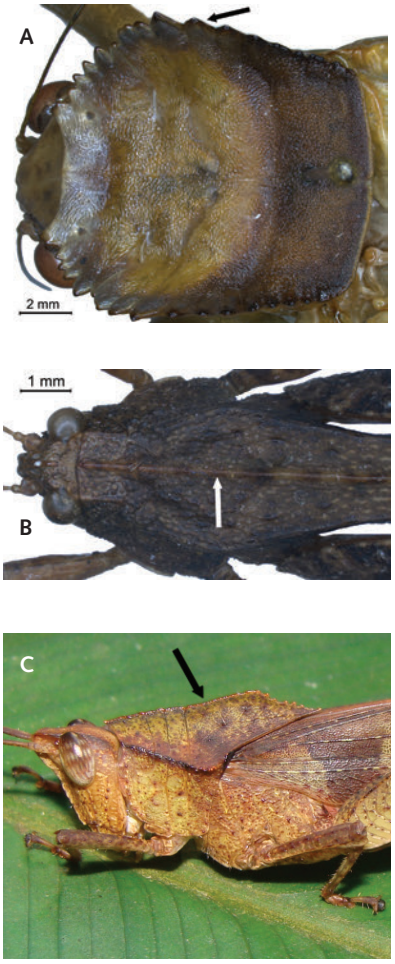



**Figura 4.** A. Carenas laterais do pronoto em vista dorsal (Tettigonioidea). B. Carena mediana do pronoto em vista dorsal (Tetrigoidea). C. Carena mediana do pronoto em formato de crista em vista lateral (Acridoidea).

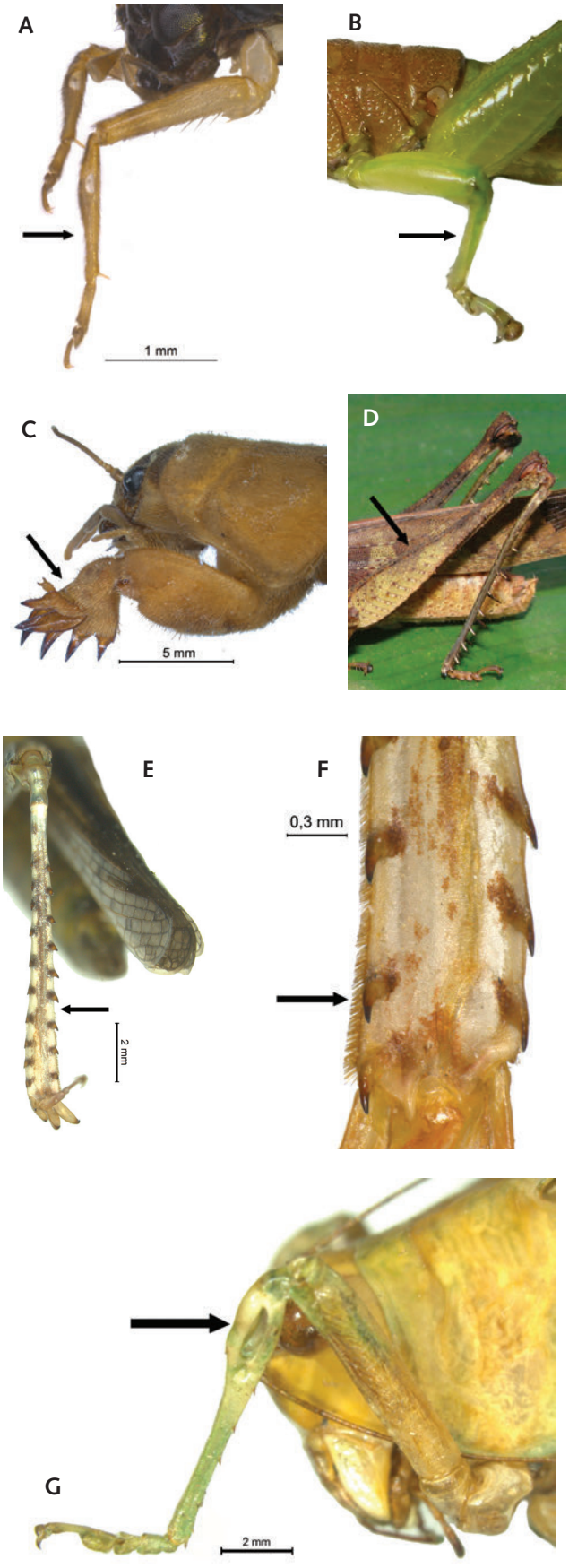



**Figura 5.** Perna. A. anterior; B. mediana, ambulatorial, em vista lateral. C. Fossorial, em vista lateral. D. Saltatória. E. Alargada adaptada para nadar. F. Cerdas hidrófobas. G. Tímpano no primeiro par de pernas.

Gryllotalpidae e alguns Tridactyloidea que possuem o 1º par de pernas fossorial) (Figura 5C) e as posteriores (3º par) saltatórias (Figura 5D), porém nas espécies semiaquáticas as tíbias posteriores se apresentam alargadas em forma de remo com as bordas providas de densa pilosidade (cerdas hidrófobas, como observado nos insetos aquáticos), que corresponde a uma adaptação para nadar e mergulhar (Figuras 5E, F). Em Ensifera, as espécies providas de órgão auditivo, apresentam um tímpano em cada tíbia anterior (Figura 5G). O primeiro par de asas é pergaminácea (tégmina) e o segundo é membranoso (Figura 1). Entretanto existem ortópteros ápteros, braquípteros e micrópteros, sendo as espécies semiaquáticas comumente aladas. Tanto nas asas como nas pernas posteriores, em alguns grupos de ortópteros, são encontradas estruturas que fazem parte do aparelho estridulatório, responsáveis pela produção de som ou "canto", que é mais comum em espécies terrestres, sendo observado entre espécies semiaquáticas apenas em alguns Ensifera (grilos e esperanças).

**Abdômen.** Séssil e apresenta 11 segmentos ou metâmeros (Figura 1). Em Caelifera, as espécies que possuem órgão auditivo apresentam um par de tímpanos localizados no 1º segmento abdominal (Figuras 5B). No último segmento abdominal encontram-se as genitálias e seus acessórios (Figura 1). As fêmeas possuem ovipositor variável, sendo bastante visível em Ensifera que é longo e em forma de faca ou de foice (Tettigonioidea) ou cilíndrico (Grylloidea) e curto em Caelifera. Na maioria das espécies semiaquáticas de Acridoidea as valvas do ovipositor são fortemente denteadas o que corresponde a uma adaptação a oviposição endofítica, observada comumente em gafanhotos da subfamília Leptysminae. Alguns ortópteros possuem cercos bastante desenvolvidos.

**Imaturos.** Os ortópteros são insetos que apresentam metamorfose gradual e seu desenvolvimento é indireto por paurometabolia (ovo, ninfa e imago vivendo no mesmo ambiente). Os imaturos ou ninfas (Figura 6A) são morfologicamente semelhantes aos adultos (Figura 6B) e a cada processo de muda ou ecdise (Figura 6C), eles aumentam de tamanho, podendo ou não mudar seu padrão cromático. Nos dois últimos estádios ninfais dos ortópteros alados, geralmente, desenvolvem-se as tecas alares que correspondem a asas rudimentares (Figura 6D). Os

processos de muda definem o número de estágios de desenvolvimento (estádios), que é variável para cada grupo, sendo considerados em média cinco estádios.

## Biologia e taxonomia

O número de estádios ninfais varia de acordo com a espécie. São insetos conhecidos popularmente como gafanhotos, grilos, esperanças, mané-magros e paquinhas. O aparelho bucal dos ortópteros é mastigador e o hábito alimentar varia entre fitofagia e onivoria. Muitas espécies possuem aparelho estridulatório. A maioria das espécies de Orthoptera é terrestre, porém algumas mantêm intima relação com ambientes aquáticos, o que as qualifica como insetos semiaquáticos. A relação desses ortópteros com o meio aquático é percebida, principalmente por características morfológicas referentes às adaptações para nadar e mergulhar (Acrididae: Leptysminae, Marelliinae e Pauliniinae), pelo tipo de oviposição e também pela especificidade alimentar de algumas espécies em relação às suas plantas hospedeiras.

**Oviposição.** Os ovos dos ortópteros semiaquáticos são depositados de diferentes formas. Pelo fato de explorar os ambientes relacionados com o meio aquático, esses ortópteros apresentam diferentes estratégias de ovipostura, sendo a mais comum a oviposição endofítica (Figuras 7A - C). Neste tipo de oviposição os ovos são depositados no interior dos tecidos vegetais das plantas aquáticas hospedeiras (Figura 7A). Para isso, as valvas do ovipositor das fêmeas são providas de dentes (Figura 7D) para facilitar o corte das fibras dos tecidos vegetais. Vale ressaltar que os dentes do ovipositor, principalmente dos gafanhotos semiaquáticos, possuem importância taxonômica. Outras estratégias de oviposição observadas, particularmente, em gafanhotos semiaquáticos, referem-se à ovipostura no interior da água, quando os ovos ficam aderidos às raízes de macrófitas aquáticas (Figura 7E) ou, podendo ainda, ser depositados nos espaços existentes entre as bainhas das folhas da sua planta hospedeira (Figura 7F). Os ovos dos ortópteros semiaquáticos são envolvidos por uma substância serosa de aspecto espumoso rica em lipídeos, que serve para proteger os ovos contra umidade e para fechar os orifícios das oviposições endofíticas.

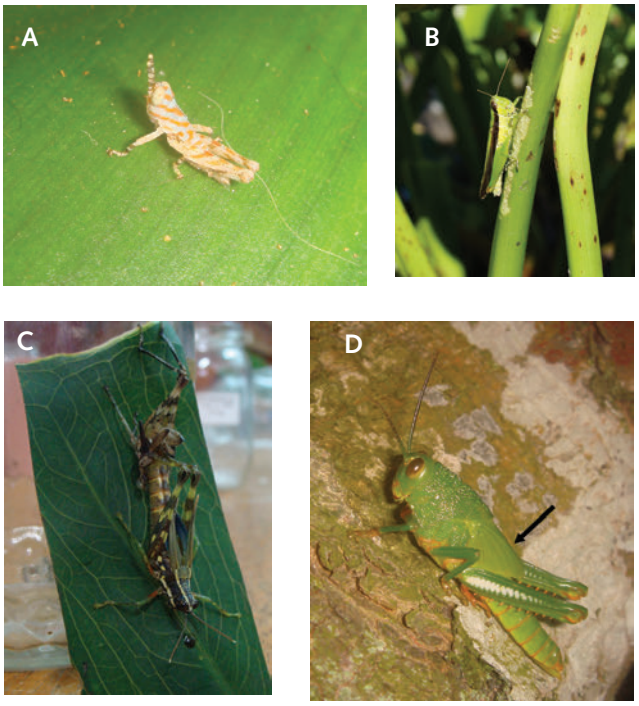



**Figura 6.** A. Ninfa de primeiro estádio; B. Gafanhoto adulto; C. Processo de muda ou ecdise em fase final com a ninfa, abaixo separada da exúvia (acima); D. Ninfa de último estádio com teca alar bem desenvolvida.

**Ortópteros semiaquáticos.** Possuem estreita relação com plantas que compõem a vegetação aquática flutuante (Figura 8), vegetação ripária e também da vegetação de áreas de baixio, muito úmidas ou que são inundadas periodicamente. Essa estreita relação com o meio aquático, deve-se as necessidades das espécies de dispor de alimento e substrato para desenvolver seus ciclos vitais e para as oviposições endofíticas, comumente observadas em algumas espécies.

Nas espécies fitófagas a alimentação corresponde às folhagens de suas plantas hospedeiras e nesses animais é conhecida a existência de especificidade alimentar por determinadas plantas (Descamps 1978), porém, alguns gafanhotos podem possuir tolerância a outras espécies vegetais que podem lhe servir de alimento temporariamente na falta da planta hospedeira principal (Nunes 1989). Para as espécies predadoras (principalmente alguns Tettigoniidae e Gryllidae) a fonte de alimento é a artropodofauna que vive associada às colônias de macrófitas aquáticas (Nunes *et al.* 2005) ou a vegetação da margem dos corpos d'água. Os artrópodes mais comuns encontrados em associação com as colônias de macrófitas e

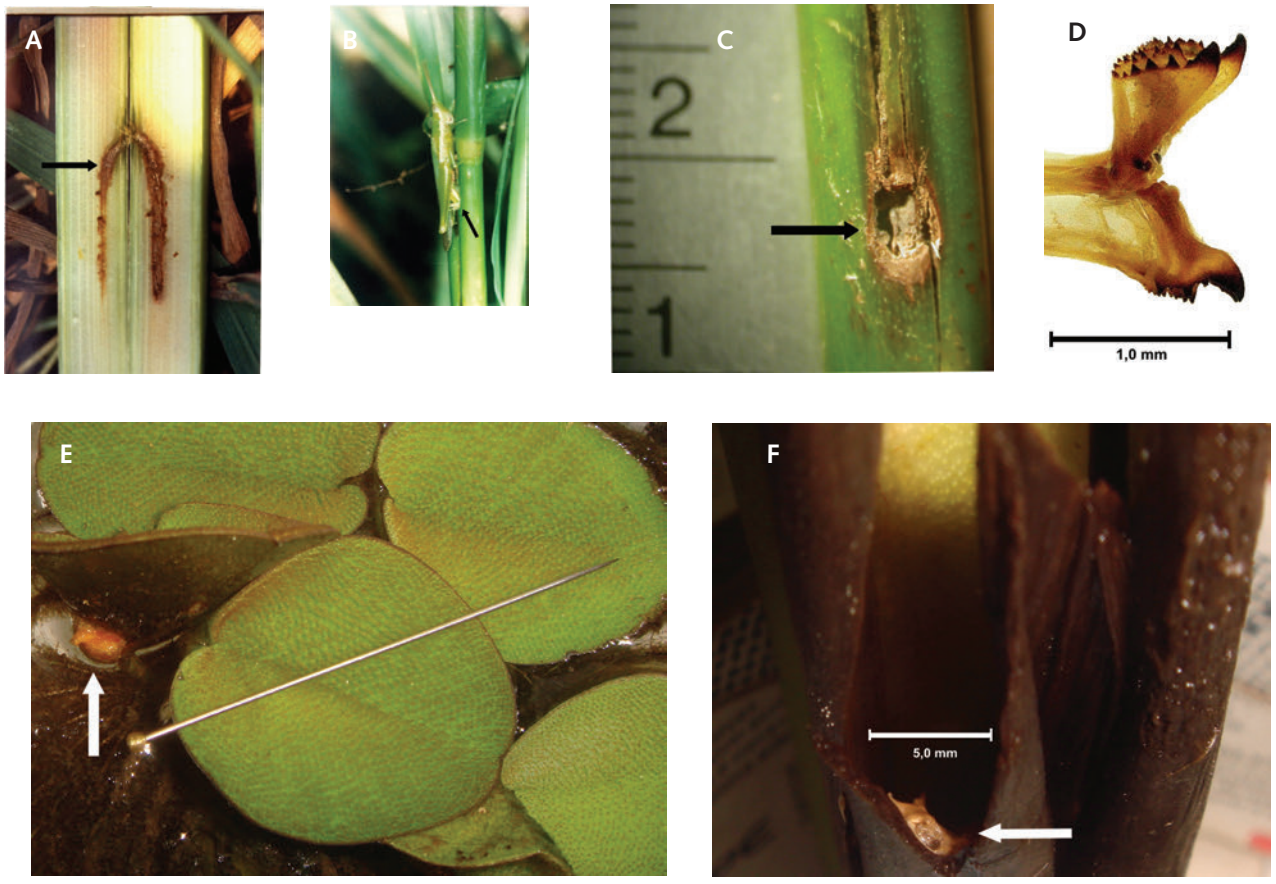



**Figura 7.** A. Aspecto geral da oviposição endofítica em uma macrófita seccionada ao meio; B. Fêmea de *Stenacris fissicauda fissicauda* (Bruner, 1908) ovipondo em macrófita aquática; C. Orifício de oviposição; D. Valva denteada em vista lateral; E. Oviposição na raiz de macrófita aquática; F. Oviposição na bainha do pecíolo de planta.



**Figura 8.** Diferentes espécies de macrófitas aquáticas na margem de um corpo d'água.

que correspondem à base alimentar de ortópteros semiaquáticos predadores, pertencem às classes Arachnida (Acari) e Insecta (Coleoptera, Diptera, Isoptera, Hemiptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Odonata, Psocoptera, Thysanoptera, Trichoptera e outros Orthoptera) (Nunes 1996; Nunes *et al.* 2005).

Na região Amazônica é comum encontrar espécies de grilos (Gryllidae e Tridactylidae), esperanças (Tettigoniidae) e gafanhotos (Acrididae, Pauliniidae e Tetrigidae) que vivem associadas a diferentes espécies de macrófitas aquáticas, explorando os recursos disponíveis que tais plantas oferecem. As espécies semiaquáticas que vivem em áreas úmidas nas margens dos corpos d'água como os gafanhotos pigmeus (Tetrigidae) e os grilos anões (Tridactylidae) parecem possuir uma relação estabelecida com os pequenos arbustos, musgos e lentilhas d'água (Lemnaceae), das quais se alimentam.

As influências das dinâmicas hídricas sofridas pelas plantas aquáticas afetam diretamente as populações de ortópteros, sendo a distribuição local dos ortópteros semiaquáticos, especificamente, as espécies de gafanhotos, dependente da distribuição de suas macrófitas hospedeiras. Como, por exemplo, na Amazônia Central é muito comum observar espécies de gafanhotos dispersando junto com as colônias de suas macrófitas hospedeiras, quando estas são levadas pela correnteza, principalmente, no período de vazante dos rios (Nunes 1989; Nunes *et al.* 1992).

O nível de conhecimento sobre as espécies de ortópteros semiaquáticos ainda é muito incipiente, mas na região amazônica há alguns estudos sobre gafanhotos semiaquáticos, principalmente inventários em alguns locais da região e alguns estudos biológicos ou ecológicos de espécies da Amazônia Central, destacando-se os trabalhos de Adis e Junk (2003), Nunes (1989, 1996), Nunes e Adis (1992, 1994, 2005), Nunes *et al.* (1992, 2005), Amorim e Adis (1994, 1995), Vieira e Adis (1992), Vieira e Santos (2003), Braga (2008), Braga e Adis (2007) e Braga *et al.* (2007, 2011).

Em um estudo realizado na região da Curva Grande do Rio Xingu, município de Altamira, Estado do Pará, foram inventariados os gafanhotos semiaquáticos, onde se registraram 16 espécies associadas a 11 espécies de macrófitas aquáticas (Tabela).

## Famílias de ortópteros semiaquáticos

### Acrididae

Entre os Acridoidea, esta é a família mais numerosa, com mais de 6.500 espécies válidas (Eades *et al.* 2012). Gafanhotos desta família possuem antenas com até 30 antenômeros, sendo por isso mais curtas que o corpo, os tarsos são compostos por três tarsômeros e o ovipositor é curto (Triplehorn e Johnson 2011). A maioria das espécies de Acrididae é terrestre. Pertencem a essa família, as subfamílias Leptysminae, Marelliinae e Pauliniinae, que reúnem gafanhotos que exploram ambientes úmidos, associados à vegetação de bordas de corpos d'água ou ilhas flutuantes de macrófitas aquáticas (Amédégnato 1977, Eades 2000, Carbonell 2000), sendo por isso, considerados gafanhotos semiaquáticos. Entretanto, algumas espécies de Leptysminae podem explorar ambientes terrestres, como as do gênero *Chlropseustes* Rehn, 1918. São conhecidas 6.517 espécies e 1.033 subespécies válidas no mundo para Acrididae, das quais 81 espécies são semiaquáticas, pertencentes às Leptysminae, Marelliinae e Pauliniinae, que estão distribuídas especificamente na região neotropical e para o Brasil são conhecidas 50 espécies destas subfamílias.

**Subfamília Leptysminae**. Reúne gafanhotos de tamanho pequeno a médio (até 80 mm) com o tegumento liso. Podem ser alados, braquípteros, micrópteros ou ápteros. Possuem padrão cromático variando de verde a cores vistosas como em *Tetrataenia surinama* (Linnaeus, 1764) que é bastante colorida com variação de cores desde verde escuro, preto, vermelho, azul e amarelo. Os Leptysminae vivem associados a diferentes espécies de macrófitas aquáticas pertencentes principalmente às famílias Poaceae, Pontederiaceae, Araceae, Cyperaceae e Nymphaceae, das quais se alimentam. As fêmeas de Leptysminae apresentam ovipositor provido de valvas denteadas que constituem importante característica taxonômica. Possuem visível adaptação para nadar e mergulhar (tíbia posterior alargada). A oviposição de grande parte dos representantes dessa subfamília é endofítica no interior dos pecíolos foliares de suas macrófitas hospedeiras. Entretanto, as fêmeas de algumas espécies podem ovipor nas fendas que se

**Tabela.** Espécies de gafanhotos Acrididae semiaquáticos coletados na Região Amazônica em diferentes colônias de macrófitas aquáticas no rio Xingu, Pará.

| Subfamília | Espécie de gafanhoto | Macrófita Aquática Hospedeira |
|---|---|---|
| Leptysminae | *Belosacris coccineipes* (Bruner, 1906) | *Eleocharis sellowiana* Kunth (Junco-manso) |
| | *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906) | *Eichhornia azurea* (Sw.) Kunth (Aguapé)<br>*Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms (Aguapé) |
| | *Cornops frenatum* (Marschall, 1836) | *Eleocharis sellowiana* (Junco-manso) |
| | *Cornops brevipenne* Roberts & Carbonell, 1979 | *Pontederia rotundifolia* L.f.<br>*Pontederia cordata* L.<br>*Eichhornia crassipes* (Mureru ou Mururé) |
| | *Cylindrotettix attenuatus* Roberts, 1975 | *Paspalum* sp. (Capim de Capivara) |
| | *Cylindrotettix obscurus* (Thunberg, 1827) | *Scyrpus* sp. |
| | *Eumastusia koebelei* (Rehn, 1909) | *Eleocharis sellowiana* (Junco-manso) |
| | *Mastusia quadricarinata* Stål, 1878 | Planta não identificada |
| | *Stenacris xanthochlora* (Marschall, 1836) | *Eleocharis interstincta* (Vahl) Roem. & Schult. (Junquinho)<br>*Eleocharis sellowiana* (Junco-manso)<br>*Paspalum repens* P.J. Bergius (Capim Membeca)<br>*Paspalum* sp. (Capim de Capivara)<br>*Scyrpus* sp. |
| | *Stenacris fisssicauda fissicauda* (Bruner, 1908) | *Paspalum repens* (Capim membeca)<br>*Hymenachne amplexicaulis* (Rudge) Nees (Rabo-de-raposa) |
| | *Stenopola dorsalis* (Thunberg, 1827) | *Eleocharis sellowiana* (Junco-manso)<br>*Paspalum* sp. (Capim de Capivara) |
| | *Tetrataenia surinama* (Linnaeus, 1764) | *Eichhornia crassipes* (Aguapé)<br>*Montrichardia arborescens* (L.) Schott (Aninga) |
| | *Tucayaca gracilis* (Giglio-Tos, 1897) | *Eleocharis sellowiana* (Junco-manso)<br>*Paspalum repens* (Capim Membeca)<br>*Paspalum* sp. (Capim de Capivara) |
| | *Xenismacris aetoma* Roberts & Carbonell, 1980 | Planta não identificada |
| Marelliinae | *Marellia remipes* Uvarov, 1929 | *Nymphaea ampla* (Salisb.) DC. (Bandeja d´água) |
| | | *Salvinia auriculata* Aubl. (Mururé carrapatinho) |
| Pauliniinae | *Paulinia acuminata* (De Geer, 1773) | *Nymphaea ampla* (Bandeja d´água)<br>*Salvinia auriculata* (Mururé carrapatinho)<br>*Salvinia rotundifolia* Wiild. (Samambaia aquática)<br>*Pistia stratiotes* L. (Alface d´água)<br>*Azolla* sp. |

encontram entre as bainhas ou espaços das folhas das plantas.

**Subfamílias Marelliinae e Pauliniinae.** São subfamílias monogenéricas e monoespecíficas, com as espécies *Marellia remipes* Uvarov, 1929 e *Paulinia acuminata* (De Geer, 1773), respectivamente; ambas com registro para a região amazônica.

Entre os ortópteros são as subfamílias que apresentam a maior intimidade com o meio aquático, o que é perceptível pela morfologia do terceiro par de pernas, que possui as tíbias alargadas em forma de remo, adequadas para nadar e mergulhar. Essa morfologia é entendida como uma adaptação que facilita o comportamento de fuga, quando esses ortópteros se atiram na água e somem rapidamente ao fugirem de seus predadores. Esse comportamento, também, pode ser observado para algumas espécies de Leptysminae (Nunes, 1989). Nessas subfamílias, os ovos são depositados em conjunto, geralmente de cinco ovos, diretamente na água aderidos a raízes de macrófitas aquáticas. Espécies dessas subfamílias são encontradas na região amazônica em associação com macrófitas aquáticas pertencentes aos gêneros *Salvinia*

Ség., *Pistia* L., *Nymphaea* L. e *Azolla* Lam. Vieira e Adis (1992) em estudos com a espécie *P. acuminata* admitem uma grande dependência alimentar desses gafanhotos quanto às suas plantas hospedeiras. As populações desses gafanhotos apresentam-se sempre concentradas nas colônias das macrófitas hospedeiras e possuem forte dimorfismo sexual, podendo ser encontradas formas aladas e braquípteras (Amédègnato 1977). *Paulinia acuminata* apresenta um padrão cromático diferenciado que varia de indivíduos totalmente verdes claro ao verde escuro, verde claro com faixas pós-oculares pretas, tégminas com bandas pretas ou sem estas.

## Gryllacrididae

Esta família reúne insetos conhecidos popularmente como "grilo enrolador de folhas" (Triplehorn e Johnson 2011), devido ao hábito de muitas espécies construírem um canudo com uma folha (viva ou morta) que é presa com seda secretada por glândulas do seu aparelho bucal, formando uma pequena toca, onde se abrigam durante o dia, visto que são insetos de hábito noturno. São ortópteros que possuem ampla distribuição geográfica, principalmente na região tropical (Eades *et al.* 2013). Podem atingir até 75 mm de tamanho, com padrão cromático de cinza a castanho com diferentes tonalidades. A maioria das suas espécies é áptera ou alada, porém algumas podem ser braquípteras ou micrópteras. Não possuem órgão timpânico nas pernas anteriores, entretanto, alguns autores reportam a existência de um mecanismo produtor de som (pequenos tubérculos na face interna do fêmur posterior e nas laterais do abdômen) que por atrito emite um ruído de advertência para inibir ataques de inimigos. Os tarsos são tetrâmeros e achatados dorsoventralmente. Podem alimentar-se de matéria orgânica morta, mas a maioria das espécies é carnívora, sendo capazes de capturar outros insetos com suas fortes mandíbulas que proporcionam dolorosas mordidas. São ortópteros que apresentam diferentes modos de vida e de estratégias ecológicas de sobrevivência, podendo ser encontrados em diferentes ambientes, inclusive úmidos, nas vegetações de margens de corpos d'água. São conhecidos para o Brasil sete gêneros e 19 espécies de Gryllacrididae (Rafael *et al.* 2012).

## Gryllidae

O nome popular desta família é grilo. Possui distribuição cosmopolita (Eades *et al.* 2013) e a maioria das espécies apresenta coloração escura variando da cor preta ao marrom. As antenas são muito longas, em algumas espécies pode atingir até três vezes o comprimento do corpo; os tarsos são trímeros, sendo o primeiro tarsômero provido de duas fileiras de espinhos dorsais e o segundo, comprimido lateralmente (Sperber *et al.* 2012). Os grilos podem ser ápteros ou alados, nesse último caso, as tégminas são providas de aparelho estridulatório, razão pela qual os tornam bons cantores. Vale ressaltar que a estrutura e disposição do aparelho estridulatório dos grilos compõe uma característica taxonômica de grande importância para a identificação das espécies. As tíbias são providas de fortes esporões apicais variáveis, podendo a tíbia anterior apresentar pelo menos três e a tíbia posterior no mínimo sete esporões (Sperber *et al.* 2012). Quanto ao modo de vida, os grilídeos podem ser terrícolas (maioria das espécies), arborícolas ou semiaquáticas (Gallo *et al.* 1978). Muitas espécies de Gryllidae possuem hábito noturno e são onívoras, entretanto, as espécies semiaquáticas, que vivem associadas às colônias de macrófitas aquáticas podem ser vistas em atividade no período diurno, quando se alimentam de pequenos insetos. As espécies de grilos semiaquáticos apresentam boa habilidade para nadar e são bastante ágeis, visto que ao mínimo toque na colônia de macrófita onde se encontram, fogem e se escondem rapidamente, dificultando a coleta de tais insetos.

## Tetrigidae

São conhecidos popularmente como "gafanhotos anões" (Buzzi 2009), possuem tamanho corporal entre 13 e 19 mm, entretanto, as fêmeas de algumas espécies podem ultrapassar esse tamanho (Triplehorn e Johnson 2011). São reconhecidos por apresentar um longo pronoto, que se estende sobre o abdômen ou, às vezes, até a ponta das asas posteriores, ultrapassando o abdômen, e se afunila terminando em ponta aguçada. Os tarsos anteriores e medianos são dímeros e os posteriores são trímeros. As tégminas geralmente são reduzidas e ocultadas pelo pronoto e asas posteriores. São gafanhotos que possuem corpo rugoso e padrão cromático variado, sendo que a

maioria das espécies é escura entre a cor marrom e a preta, porém, de acordo com seu nicho ecológico podem apresentar a coloração de areia e de liquens, como camuflagem. As fêmeas possuem o ovipositor com as valvas denteadas como as de gafanhotos Acrididae semiaquáticos que realizam ovipostura endofítica e isso pode indicar que os gafanhotos anões também apresentem oviposição desse tipo. Não possuem órgãos auditivos e nem de produção de som. Em algumas espécies são observadas adaptações para nadar e mergulhar, correspondentes ao alargamento das tíbias posteriores, conforme observado para outros gafanhotos semiaquáticos. Geralmente vivem em áreas úmidas, arenosas ou argilosas como as praias e as margens de rios e lagos onde se alimentam de algas, diatomáceas, musgos e de detritos orgânicos misturados com o barro (Sperber *et al.* 2012). Entretanto, algumas espécies tropicais são arborícolas e vivem entre musgos e liquens enquanto outras vivem no chão da floresta. A maior diversidade de Tetrigidae é encontrada em florestas tropicais e para o Brasil são conhecidas quatro subfamílias, 22 gêneros e 52 espécies.

## Tettigoniidae

Reúne insetos conhecidos popularmente como esperanças, ocorrem em quase todos os continentes, exceto na Antártica (Eades *et al.* 2013). Apresentam padrão cromático em verde na maioria das espécies, podendo ter coloração marrom com várias tonalidades e até mesmo cor preta como, por exemplo, em Phaneropterinae: *Aganacris* Walker, 1871, cujos representantes mimetizam vespas Pompilidae (Hymenoptera). As antenas dos Tettigoniidae são filiformes e muito longas (até mais de duas vezes o comprimento do corpo). São insetos que apresentam hábitos diurnos e noturnos. Possuem tarsos com quatro tarsômeros. Órgãos auditivos (tímpanos) localizados nas tíbias do primeiro par de pernas. O hábito alimentar varia de fitofagia a carnivoria, e por isso muitas espécies são predadoras, como *Phlugis teres* (De Geer, 1972) que também realiza canibalismo (Nunes 1996). São insetos de tamanho variável (cerca de 20 a 150 mm), e apresentam formas miméticas em que as tégminas imitam folhas roídas, enferrujadas, secas ou deterioradas, além de padrão cromático que se assemelha a cor de troncos de árvores ou de folhagens de plantas e liquens. As esperanças podem depositar seus ovos em tecidos de plantas (oviposição endofítica) ou em espaços entre os pecíolos das folhas. Uma característica importante dessa família é a boa capacidade de canto. Essa característica é utilizada também na identificação taxonômica do grupo, visto que as estruturas do aparelho estridulatório (lima e palheta), assim como o canto, propriamente dito, são exclusivos para cada espécie. Os Tettigoniidae terrícolas são encontrados comumente na vegetação baixa ou de sub-bosque e também no dossel das grandes árvores. As espécies que mantém íntima relação com o meio aquático vivem na vegetação ripária e em colônias de vegetação aquática flutuante, principalmente macrófitas aquáticas. Essa família possui cerca de 6.200 espécies descritas, distribuídas em mais de 1.000 gêneros (Naskrecki 2000).

## Tridactylidae e Ripipterygidae

Insetos destas famílias são conhecidos vulgarmente como "grilos moles anões" (Triplehorn e Johnson 2011). Tridactylidae ocorre em todos os continentes com exceção da região Antártica e Ripipterygidae tem distribuição neotropical (Eades *et al.* 2013). Espécies de tamanho pequeno (4 a 14 mm), coloração variando de castanho claro a preta. A maioria apresenta o primeiro par de pernas modificado (tíbias achatadas), utilizadas para cavar. Os tarsos anteriores e médios têm dois tarsômeros e o terceiro, um ou nenhum, entretanto, apresenta fortes esporões. São gregários e se encontram comumente em galerias no solo úmido, próximos de rios, lagos e praias, porém, são excelentes saltadores. Possuem um comportamento de fuga que possibilita o rápido deslocamento e, mesmo um observador muito atento, não percebe os movimentos de saltos aleatórios ou o rápido deslizamento para seus túneis subterrâneos ou para vegetações próximas. São insetos facilmente atraídos pela luz. É muito evidente a grande similaridade entre essas duas famílias que podem ser diferenciadas pelos cercos que em Tridactylidae são bissegmentados e em Ripipterygidae unissegmentados. Para o Brasil são conhecidos dois gêneros e 13 espécies para Ripipterygidae e três gêneros e 19 espécies para Tridactylidae (Sperber *et al.* 2012).

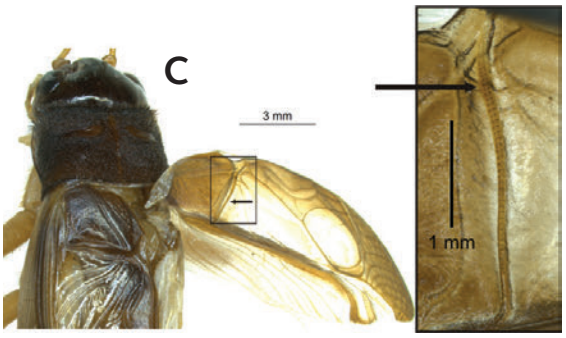
## Chave para identificar adultos das subordens e famílias semiaquáticas de Orthoptera e espécies de Marelliinae e Pauliniinae

1. Antenas multissegmentadas (mais de 30 antenômeros) maiores que o comprimento do corpo (A); tímpanos quando presentes localizados nas tíbias anteriores (B); órgão estridulador quando presente localizado nas asas anteriores (tégmina) (C); ovipositor estiliforme, falciforme ou ensiforme (D, E, F); tíbias posteriores normais (não adaptadas para nadar) (G); ápteros ou alados ..... ..... Ensifera ..... 2



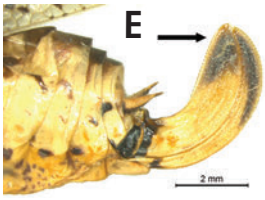


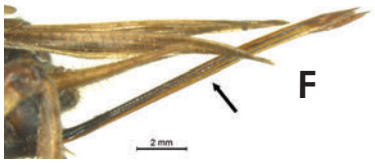








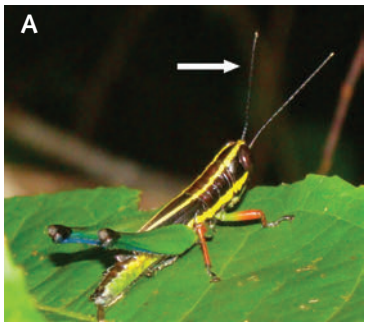




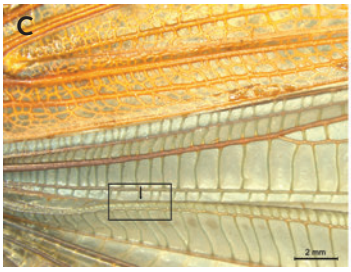


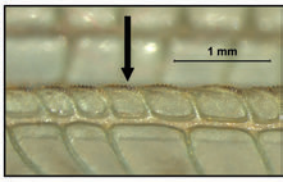
1'. Antenas menores que o comprimento do corpo (menos de 30 antenômeros) (A); tímpanos quando presentes localizados no primeiro segmento abdominal (B); órgão estridulador quando presente localizado nas asas posteriores (asa membranosa) (C); ovipositor não como descrito acima (D, E); tíbias posteriores normais ou alargadas lateralmente (adaptadas para nadar) (F); ápteros ou alados .....Caelifera ..... 4

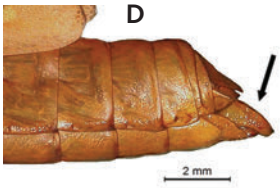








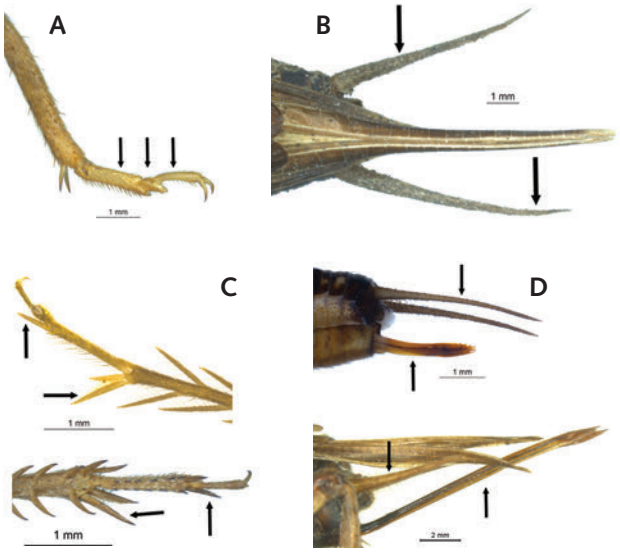



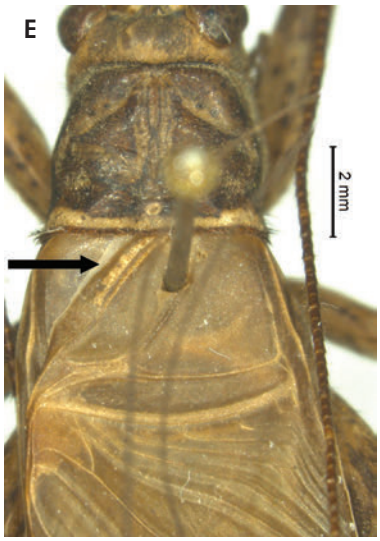




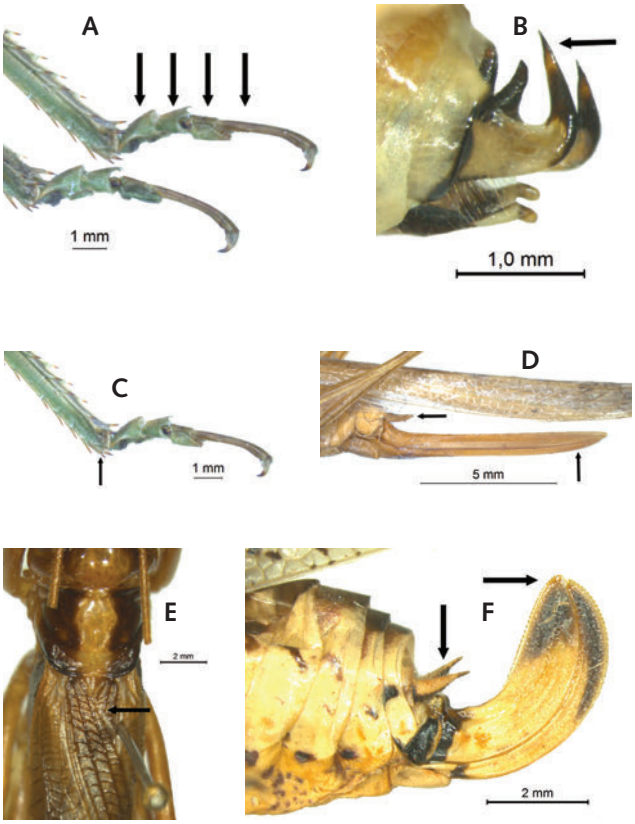


2. Tarsos com três tarsômeros (3:3:3) (A); cercos estiliformes e longos com comprimento cerca de cinco vezes a largura da base (B); esporões tarsais presentes nas pernas posteriores (C); ovipositor estiliforme (raramente ensiforme) (D). Tégmina direita recobrindo a esquerda, quando em repouso (E) ..... Gryllidae

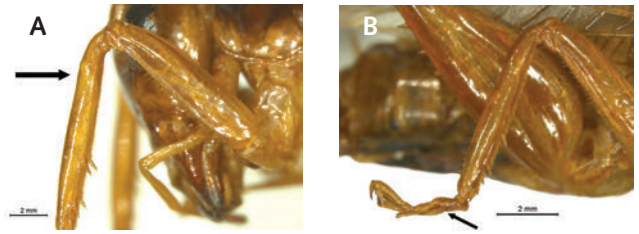


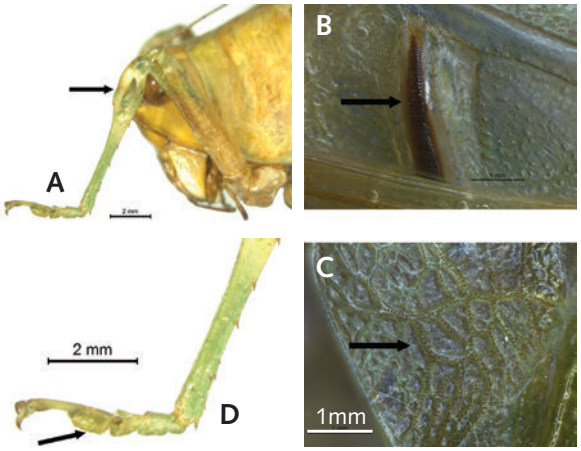

2'. Tarsos com quatro tarsômeros (4:4:4) (A); cercos de formas variadas e curtos com comprimento menos de cinco vezes a largura da base (B, D); esporões tarsais ausentes nas pernas posteriores (C); ovipositor falciforme ou ensiforme (D, F). Tégmina esquerda recobrindo a direita, quando em repouso (E) ..... 3



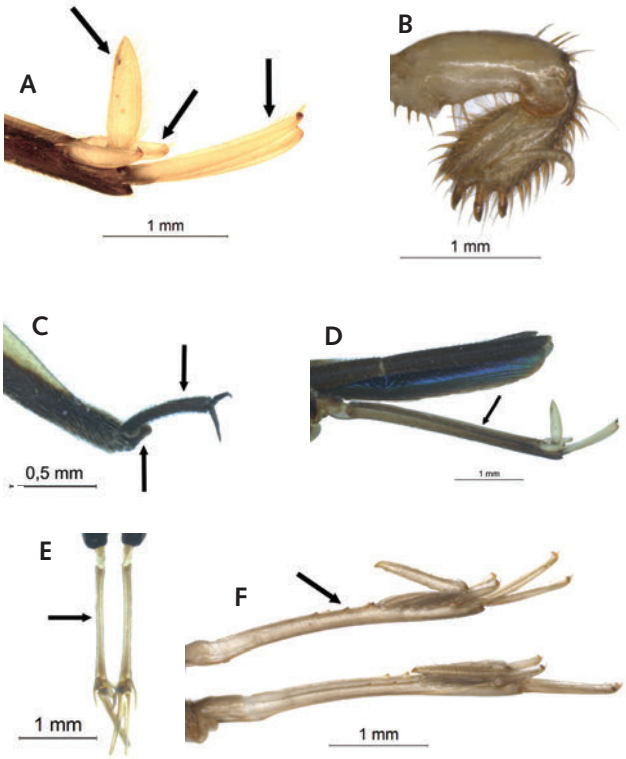

3. Tímpanos ausentes (A); órgão estridulador ausente; tarsos achatados dorsoventralmente (B) ... ..... Gryllacrididae



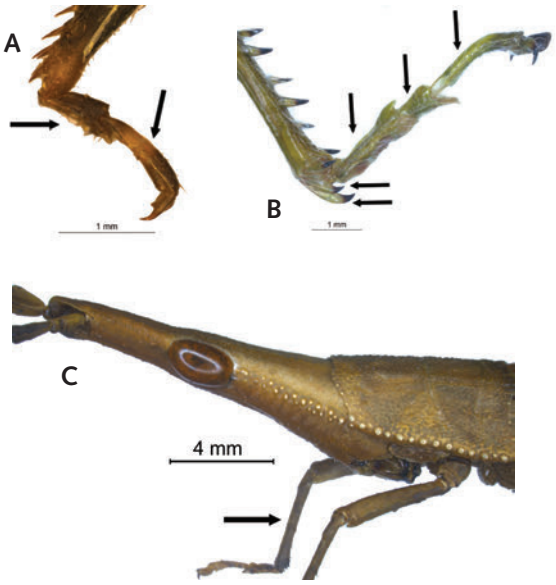
3’ Tímpanos presentes localizados nas tíbias anteriores (A); órgão estridulador presente, subdividido em lima e palheta (B, C); tarsos não como descrito acima (D) ..... Tettigoniidae



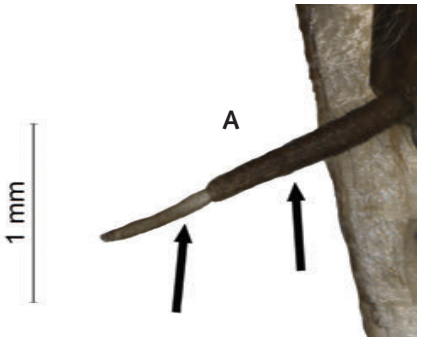

4. Tarsos anteriores e medianos com dois tarsômeros e posterior com um tarsômero ou ausente (2:2:1 ou 2:2:0) (A, C); pernas anteriores fossoriais ou achatadas lateralmente (B); esporões apicais das pernas posteriores duas ou mais vezes o tamanho dos pré-apicais (A); espinhos tibiais ausentes ou quando presentes apenas nas pernas posteriores (C, D, E, F); tíbias posteriores normais não adaptadas para nadar (D, E) ..... 5



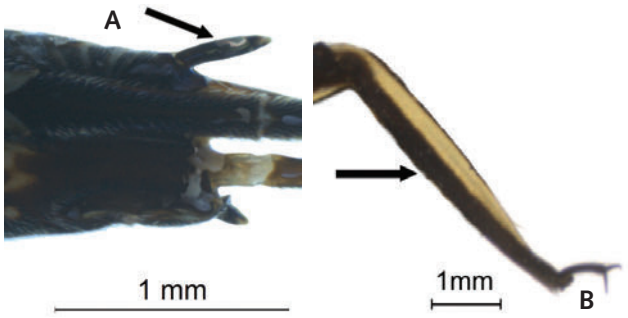

4’. Tarsos anteriores e medianos com dois (A) ou três tarsômeros e posteriores com três tarsômeros (2:2:3 ou 3:3:3) (B); pernas anteriores ambulatoriais (C); esporões das pernas posteriores de tamanho igual ou equivalente aos dos pré-apicais (B); tíbias anteriores, medianas e posteriores armadas com espinhos (A, B); tíbias posteriores normais ou dilatadas lateralmente ..... 6




5. Cercos com dois segmentos (A); pernas anteriores fossoriais ..... Tridactylidae




5’. Cercos com um segmento (A); pernas anteriores achatadas lateralmente (B) ..... Ripipterygidae



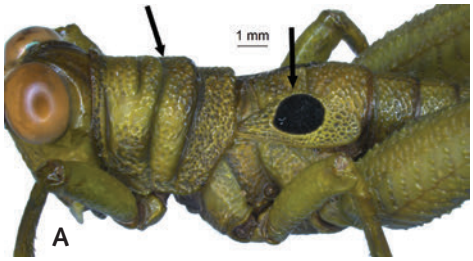
6. Pronoto triangular longo cobrindo toda a região abdominal (A); tarsos anteriores e medianos com dois tarsômeros e posteriores com três tarsômeros (2:2:3); alados com asas anteriores (tégminas) atrofiadas, não ultrapassando 2º segmento do abdômen e asas posteriores normais (B) ..... Tetrigidae





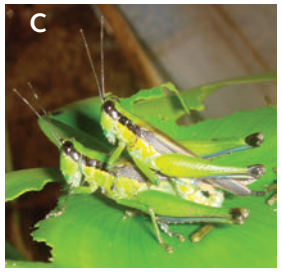


6'. Pronoto não muito longo, nunca ultrapassando a metade do abdômen (A); todos os tarsos com três tarsômeros (3:3:3); alados, braquípteros, micrópteros (asas anteriores sempre cobrindo as posteriores) ou ápteros (B - D) .....Acrididae ..... 7





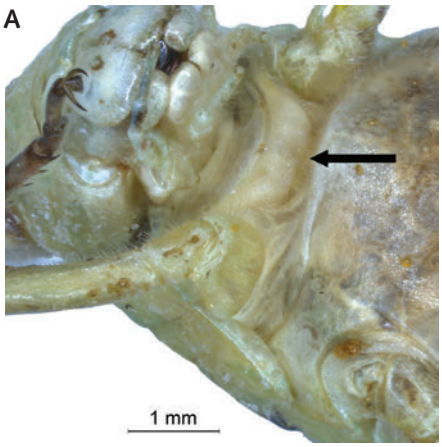




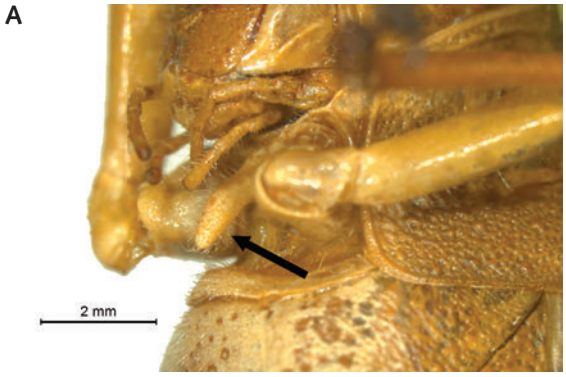




7. Tubérculo pró-esternal baixo ou comprimido frontalmente, sub-retangular, largura maior que a altura (A); alados ou braquípteros ; tíbias posteriores alargadas ..... ..... Marelliinae e Pauliniinae ..... 8




7'. Tubérculo pró-esternal alto de forma variada (largura igual ou menor que a altura) ou ausente (A); ápteros, alados, braquípteros ou micrópteros ; tíbias posteriores alargadas (espécies semiaquáticas) ou normais (espécies terrestres) ..... Leptysminae



8. Tíbias posteriores alargadas gradualmente a partir da base (2/3 apical) (A); gafanhotos alados, asas ultrapassando o final do abdômen (B) ..... *Paulinia acuminata* (De Geer, 1773)







8'. Tíbias posteriores alargadas a partir do terço posterior (A); asas não ultrapassando o final do abdômen (B), machos alados e fêmeas aladas ou braquípteras ..... *Marellia remipes Uvarov*, 1929







## Referências Bibliográficas


Adis, J.; Junk, W.J. 2003. Feeding impact and bionomics of the grasshopper *Cornops aquaticum* on the water hyacinth *Eichhornia crassipes* in Central Amazonian Floodplains. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 38: 245-249.

Amèdégnato, C. 1977. *Etude des Acridoidea Centre et Sud Americains (Catantopinae, Sensu Lato) Anatomie des Genitalia, Classification, Repartition, Phylogenie.* Thése de Doctorat, Universite Pierre et Marie, Paris, France, 383p.

Amorim, M.A.; Adis, J. 1994. Consumo de alimento por um gafanhoto neotropical, *Stenacris fissicauda fissicauda* (Bruner, 1908) (Orthoptera: Acrididae) da várzea amazônica. *Acta Amazonica*, 24: 289-302.

Amorim, M.A.; Adis, J. 1995. Desenvolvimento ninfal do gafanhoto neotropical semi-aquático *Stenacris fissicauda fissicauda* (Bruner, 1908) (Orthoptera: Acrididae) em condições controladas. *Acta Amazonica*, 25: 73-92.

Braga, C.E. 2008. *Aspectos fenológicos e consumo alimentar de Cornops aquaticum (Bruner, 1906) (Orthoptera, Acrididae, Leptysminae) associado a Eichhornia crassipes (Mart.) Solms (Pontederiaceae) em dois lagos da Amazônia Central, Brasil.* Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Universidade Federal do Amazonas. Manaus, AM, Brasil. 110p.

Braga, C.E.; Adis, J. 2007. *Pontederia rotundifolia* (Pontederiaceae): host plant of *Cornops brevipenne* (Leptysminae: Acrididae: Orthoptera). *Amazoniana* (Kiel), 19: 225-225.

Braga, C.; Nunes, A.; Adis, J. 2007. *Cornops frenatum frenatum* (Marschall, 1836) (Orthoptera, Acrididae, Leptysminae): Ocorrência e oviposição em quatro espécies de Heliconia (Heliconiaceae) na Amazônia Central, Brasil. *Amazoniana* (Kiel), 19: 227-231.

Braga, C.E.; Nunes, A.L.; Morais, J.W.; Adis, J. 2011. Fenologia de *Cornops aquaticum* (Bruner 1906) (Orthoptera: Acrididae) associado à *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms (Pontederiaceae) em um Lago de Várzea na Amazônia Central, Brasil. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 70: 185-196.

Buzzi, Z.J. 2009. *Nomes populares de insetos e ácaros do Brasil*. UFPR. 629 pp.

Carbonell, C.S. 2000. Taxonomy and a Study of the Phallic Complex, including Its Muscles, of

Paulinia acuminata (Acrididae, Pauliniinae) and Marellia remipes (Acrididae, incertae sedis). *Journal of Orthoptera Research*, 9: 161-180.

Descamps, M. 1978. Étude dês Ecosystemes Guyanais III – Acridomorpha Dendrophiles (Orthoptera Caeliphera). *Annales de la Societe Entomologique de France*, 14: 301-349.

Eades, D.C. Evolutionary Relationships of Phallic Structures of Acridomorpha (Orthoptera). Journal of Orthoptera Research, 9: 181-210.

Eades, D.C.; Otte, D.; Naskrecki, P. 2013. *Orthoptera Species File Online*. Version 2.0/ 3.1. (http://Orthoptera.SpeciesFile.org/). Acesso em: 28/ 03/ 2013.

Gallo, D.; Nakano, O.; Neto, S.S.; Carvalho, R.P.L.; Batista, G.C.; Filho, E.B.E.; Parra, J.R.P.; Zucchi, R.A.; Alves, S.B. 1978. *Manual de Entomologia Agrícola,* Ed. Agronômica Ceres, São Paulo. 531p.

Naskrecki, P. 2000. *Katydids of Costa Rica. Volume 1: Systematics and bioacoustics of the cone-head katydids (Orthoptera: Tettigoniidae: Conocephalinae sensu lato)*. The Orthopterists' Society at the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, PA, 164p.

Nunes, A.L. 1989. *Estudo sobre o ciclo de vida e fenologia de Stenacris fissicauda fissicauda (Bruner, 1908) (Orthoptera-Acrididae) em um lago de várzea da Amazônia Central, Brasil, Manaus.* Tese de Mestrado, INPA/FUA/CPG, Manaus, Amazonas. 122pp.

Nunes, A.L. 1996. *Aspectos ecológicos, ação predatória de Phlugis teres (De Geer, 1927) (Orthoptera-Tettigoniidae) e avaliação do seu potencial para o controle biológico de pragas em cultivares na várzea amazônica.* Tese de Doutorado, INPA/UA, Manaus, Amazonas. 204pp.

Nunes, A.L.; Adis, J. 1992. Observaciones sobre el comportamiento sexual y la oviposición de *Stenacris fissicauda fissicauda* (Bruner, 1908) (Orthoptera-Acrididae). *Acta Ethologica*, 2: 59-63.

Nunes, A.L.; Adis, J. 1994. Comportamento populacional de *Tucayaca gracilis* (Giglio-Tos, 1897) (Orthoptera-Acrididae) frente à oscilação do nível d'água na várzea da Amazônia Central. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi*, 10(2): 211-224.

Nunes, A.L.; Adis, J. 2005. Determinação dos estádios de desenvolvimento ninfal de *Phlugis teres* (De Geer, 1927) (Orthoptera - Tettigoniidae), através de morfometria e biomassa. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi.* Série Ciências Naturais, 1: 223-228.

Nunes, A.L.; Adis, J.; Mello, J.A.N. 1992. Estudo sobre o cilclo de vida e fenologia de *Stenacris fissicauda fissicauda* (Bruner, 1908) (Orthoptera-Acrididae) em um Lago de Várzea da Amazônia Central, Brasil. B*oletim do Museu Paraense Emilio Goeldi.* Zoologia, 8: 349-374.

Nunes, A.L.; Adis, J.; Mello, J.A.N. 2005. Fenologia de *Phlugis teres* (De Geer, 1927) (Orthoptera-Tettigoniidae) e abundância de artrópodos em populações de *Eichhornia crassipes* (Pontederiaceae) em um lago de várzea na Amazônia Central. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi.* Série Ciências Naturais, 1: 271-285.

Nunes-Gutjahr, A.L.; Braga, C.E. 2012. *Gafanhotos da Flona Caxiuanã: Guia prático*. 1. ed. MPEG, Belém, 2012, 62p .

Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A.; Constantino, R. 2012. *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia.* Ribeirão Preto, Holos Editora. 810p.

Sperber, C.F.; Mews, C.M.; Lhano, M.G.; Chamorro, J.; Mesa, A. 2012. Orthoptera. In: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A.; Constantino, R. (Org.). *Insetos do Brasil: diversidade e taxonomia.* Ribeirão Preto, SP, Holos, 2012. p. 271-288.

Triplehorn, C.A.; Johnson, N.F. 2011. *Introdução ao Estudo dos Insetos.* Tradução da 7a Edição de Borror and Delong's Introduction to the study of insects. Cengage Learning, São Paulo, 809p.

Vieira, M.F.; Adis, J. 1992. Abundância e biomassa de *Paulinia acuminata* (De Geer, 1773) (Orthoptera: Pauliniidae) em um lago de várzea da Amazônia Central. *Amazoniana*, 12(2): 337-352.

Vieira, M.F.; Santos, A.C. 2003. Duração do ciclo de vida de *Cornops aquaticum* (Bruner, 1906) (Orthoptera: Acrididae: Leptysminae) e aspectos do seu comportamento alimentar na Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 33: 711-714.



# Ordem Hemiptera

(*hemi* = metade; *pteron* = asa)

## Subordem Heteroptera

José Ricardo Inacio Ribeiro[1], Felipe Ferraz Figueiredo Moreira[2], Julianna Freires Barbosa[3], Viviani Pereira Alecrim[3], Higor Daniel Duarte Rodrigues[4]

18

Atualmente, a ordem Hemiptera divide-se em 10 infraordens (Wheeler *et al.* 1993), distribuídas dentro das subordens Auchenorrhyncha e Sternorrhyncha (os "Homoptera", grupo parafilético), Coleorrhyncha e Heteroptera (Carver *et al.* 1991). Dessas 10 infraordens, sete constituem os Heteroptera (Schuh 1979; Wheeler *et al.* 1993), subordem cujo monofiletismo é sustentado por várias sinapomorfias, obtidas a partir do estudo da morfologia externa (Schuh 1979) e do sequenciamento do gene 18S do ADNr (Wheeler *et al.* 1993). Quanto à morfologia, podem ser destacadas as seguintes sinapomorfias: o lábio inserido bem à frente do prosterno por causa da presença de uma região gular esclerosada na parte ventral da cabeça, conferindo uma condição prognata, a redução do número de veias alares e a presença de um complexo aparato de glândulas de cheiro, ventral nos adultos e dorsal nas ninfas (Carver *et al.* 1991), além da redução do tentório (Forero 2008). A presença de um "hemiélitro típico", que confere o nome à ordem, não é verificada nem nos "Homoptera" nem em muitos dos Heteroptera, idéia tão tradicional entre a maior parte dos antigos especialistas (Schuh e Slater 1995; Nieser e Melo 1997).

Com cerca de 38.000 espécies descritas, os heterópteros constituem um dos maiores e mais diversos grupos de insetos com metamorfose incompleta (paurometabolia). Grande parte dos representantes das 75 famílias conhecidas ocorre em todos os continentes, exceto na Antártica (Schuh e Slater 1995). A maioria das espécies ocorre no meio aéreo, mas a invasão do meio aquático por seus representantes é expressiva, e pode alcançar 5.000 espécies de acordo com Polhemus e Polhemus (2008). Hemipterólogos como Latreille (1810) e Dufour (1833) dividiam Heteroptera em três grupos com base no hábito de vida de seus representantes: Geocorisae ou percevejos do meio aéreo, Amphibicorisae ou percevejos "semi-aquáticos", denominação que fazia alusão àqueles insetos ocorrentes sobre a superfície da água, e Hydrocorisae ou percevejos do meio aquático. Os nomes Gymnocerata e Cryptocerata de Fieber (1861), usados para designar Geocorisae + Amphibicorisae e Hydrocorisae, respectivamente, frequentemente ainda são citados na literatura. Porém, é cada vez mais claro que ambas as divisões não refletem as relações filogenéticas conhecidas entre os grupos de Heteroptera (Menke 1979). Uma comparação dessa visão tradicional mencionada anteriormente com uma abordagem filogenética mais atual é apresentada na Figura 1.

Quanto aos Heteroptera envolvidos de alguma forma com o ambiente aquático, aqueles ditos verdadeiramente aquáticos, isto é, que habitam ou o fundo ou a coluna d'água

[1] Universidade Federal do Pampa (UNIPAMPA), Campus São Gabriel, Av. Antônio Trilha, 1847, CEP 97300-000 São Gabriel, RS, Brasil.

[2] Instituto Oswaldo Cruz, Laboratório Nacional e Internacional de Referência em Taxonomia de Triatomíneos. Av. Brasil, 4365, Pavilhão Rocha Lima, quinto andar. Manguinhos. CEP: 21045-900 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

[3] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal do Rio de Janeiro, CEP 21941-971 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

[4] Museu de Zoologia da USP, Av. Nazaré, 481, Ipiranga, CEP 04263-000 São Paulo, SP, Brasil.

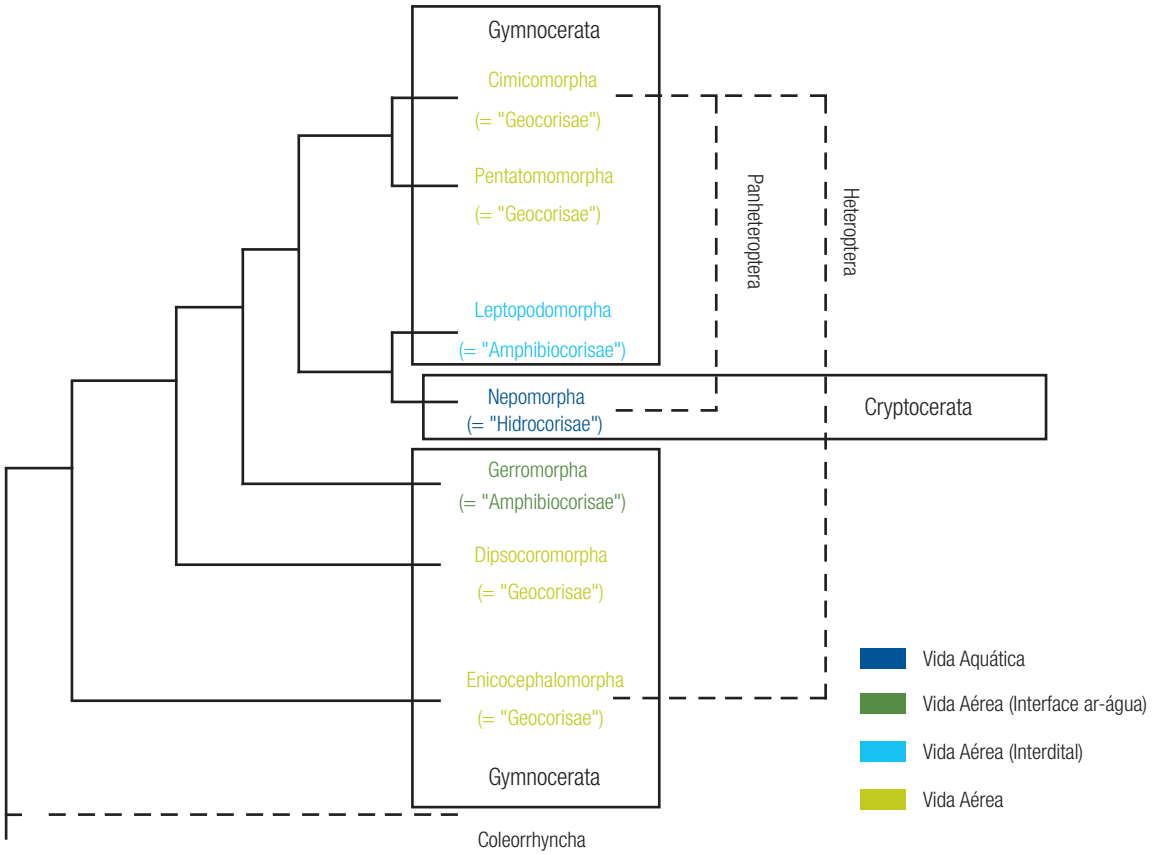



**Figura 1.** Cladograma baseado em Schuh (1979), expressando o relacionamento entre os grandes grupos de Heteroptera e comparando classificações antigas (com os grados Hydrocorisae, "Geocorisae", "Amphibiocorisae", Cryptocerata e "Gymnocerata") com a atualmente aceita (usando uma abordagem filogenética).

de criadouros lênticos e lóticos eventualmente agarrando-se e segurando-se em plantas aquáticas próximas à superfície, constituem a infraordem Nepomorpha (os Hydrocorisae de Latreille), enquanto os representantes ripícolas, de áreas intertidais e ocorrentes sobre a superfície da água, as infraordens Gerromorpha (os "Amphibicorisae" de Dufour) e "Leptopodomorpha" (Popov 1971). Os percevejos nepomorfos apresentam antenas curtas, inseridas abaixo dos olhos (Figura 2A), em geral não sendo facilmente observadas, enquanto os gerromorfos e leptopodomorfos apresentam antenas longas e conspícuas, inseridas em frente aos olhos (Menke 1979) (Figura 2B).

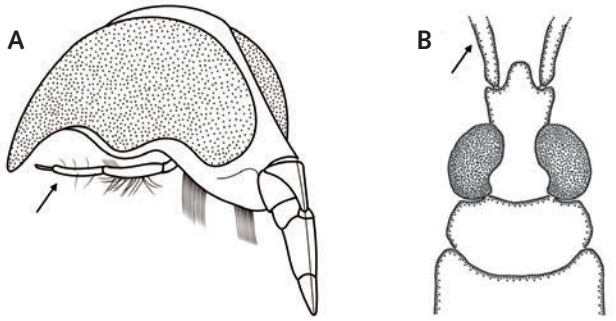



**Figura 2.** Disposição das antenas em Heteroptera. A. Antenas escondidas, geralmente guarnecidas em sulcos abaixo dos olhos (os antigos Cryptocerata). B. Antenas expostas e bem visíveis (os antigos "Gymnocerata").

**Diagnose de Heteroptera.** Olhos compostos presentes, podendo ser reduzidos ou mesmo ausentes em alguns grupos; presença de no máximo dois ocelos nos adultos; ninfas sem ocelos; clípeo reduzido; aparelho bucal do tipo picador-sugador, com mandíbulas e maxilas em forma de estiletes encerrados em um lábio alongado e articulado, inserido mais anteriormente na cabeça devido à presença de um esclerito posicionado ventralmente denominado gula; estiletes mandibulares mais externos, circundando os estiletes maxilares, os quais, ao se acoplarem, formam dois canais: um canal salivar e um canal alimentar; palpos maxilares e labiais ausentes; adultos com venação alar reduzida e sulco claval das asas posteriores frequentemente bifurcado; glândulas de cheiro frequentemente pareadas, abrindo-se na porção ventral do metatórax nos adultos; ninfas sem glândulas de cheiro torácicas; ninfas com um artículo tarsal a menos quando comparadas aos adultos; tricobótrios abdominais presentes;

conectivo dorsal desenvolvido; ninfas geralmente com três glândulas funcionais, localizadas nas margens anteriores do quarto, quinto e sexto tergitos abdominais.

## Anatomia externa dos percevejos aquáticos e semi-aquáticos

**Infraordem Gerromorpha.** Insetos aveludados, com duas camadas de cerdas diferenciadas pelo tamanho (macro- e microtríquios), cobrindo todo o corpo; cabeça geralmente alongada e cilíndrica, exceto em Veliidae e Gerridae, ultrapassando anteriormente a margem anterior dos olhos; ocelos presentes ou ausentes; três ou raramente quatro pares de tricobótrios cefálicos inseridos em fossas cuticulares profundas nos adultos; lábio alongado, com o primeiro e segundo artículos muito curtos e o terceiro muito mais longo que o quarto, exceto em Veliidae, Gerridae e Hermatobatidae; nestes, o terceiro artículo é ligeiramente maior do que o quarto; sulco ventral no primeiro esternito do tórax (rostral) desenvolvido; asas anteriores não diferenciadas em uma porção coriácea evidente e uma porção membranosa posterior; apêndices locomotores alongados e delgados; tarsos com arólios dorsais e ventrais desenvolvidos, sendo os ventrais algumas vezes modificados para a locomoção sobre a água; aparelho sexual feminino consistindo de uma espermateca longa e tubular e um canal de fecundação secundário.

**Infraordem Nepomorpha.** Insetos não aveludados como os Gerromorpha; olhos compostos frequentemente muito grandes, ocupando quase que inteiramente as laterais da cabeça em vistas dorsal e lateral; ocelos ausentes, exceto em Ochteroidea e Corixidae (Diaprepocorinae); tricobótrios cefálicos ausentes; lábio frequentemente curto, com três artículos visíveis, exceto Corixidae; primeiro artículo acentuadamente reduzido; antenas com processos digitiformes, frequentemente tão longas ou quase tão longas quanto o comprimento da cabeça; artículos das antenas frequentemente fundidos, escondidos em sulcos ou concavidades abaixo dos olhos; asas anteriores em forma de hemiélitro completo, com as porções coriácea e membranosa distintas; presença de um mecanismo de acoplamento ao corpo bem desenvolvido; pernas anteriores frequentemente raptoriais, com as tíbias encaixando-se nos fêmures; garra dos tarsos anteriores algumas vezes reduzida ou ausente; pernas medianas e posteriores frequentemente achatadas e revestidas por cerdas natatoriais muito desenvolvidas; arólios dorsais e ventrais presentes tanto nos adultos quanto nas ninfas, nunca formando leques; primeiro segmento abdominal com espiráculos dorsais; formas aquáticas com modificações para a respiração dentro da água; genitália masculina assimétrica na maior parte dos representantes da infraordem; aparelho genital feminino composto por uma espermateca tubular, sem um bulbo terminal.

## Aspectos da biologia e sistemática de Gerromorpha e Nepomorpha

Essas duas infraordens abrigam cerca de 480 espécies no Brasil. Destas, 105 são de Veliidae; Gerridae, Belostomatidae, Corixidae, Naucoridae, Nepidae e Notonectidae apresentam entre 44 e 61 e, outras famílias apresentam no máximo 21 espécies registradas. Esses números representam uma inerente baixa diversidade desses grupos ou dificuldade encontrada em sua identificação ou coleta. Das espécies registradas, 47% ocorrem exclusivamente no Brasil; 44% ocorrem no Brasil e também em outros países da América do Sul; 7% apresentam uma ampla distribuição na Região Neotropical; e somente 2% são amplamente distribuídas nas Américas (Moreira *et al.* 2011). As espécies que ocorrem no Brasil parecem concentrar-se nas regiões Norte e Sudeste, especialmente nos estados do Amazonas, Pará, Minas Gerais e Rio de Janeiro, no entanto, isso se deve principalmente a uma maior quantidade de coletas realizadas nessas regiões no passado. Um grande número de espécies endêmicas de *Rhagovelia* Mayr, 1865, *Limnocoris* Stål, 1858 e *Ranatra* Fabricius, 1790 é assinalado nas regiões Sudeste e Sul. Outros grupos são exclusivos ou concentram-se na Região Amazônica, como *Lathriobatoides* Polhemus, 2004, *Bacillometra* Esaki, 1927, *Cryptovelia* Andersen & Polhemus, 1980, *Darwinivelia* Andersen & Polhemus, 1980, *Euvelia* Drake, 1957, *Stridulivelia* Hungerford, 1929 e *Weberiella* De Carlo, 1966. Um panorama do número de espécies registradas no Brasil e no Estado do Amazonas é fornecido na Tabela 1.

A infraordem Gerromorpha constitui-se, em sua maioria, de percevejos aéreos associados à superfície de águas continentais e do mar aberto, enquanto apenas alguns representantes

**Tabela 1.** Famílias e número de espécies de Gerromorpha e Nepomorpha (Hemiptera: Heteroptera) registradas no mundo, na região Neotropical, no Brasil e no Estado do Amazonas. Fonte: 1. Polhemus e Polhemus (2008); 2. Moreira *et al.* (2011); 3. Rodrigues *et al.* (2012). * Primeiro registro de *Limnobatodes* para o Estado do Amazonas; material examinado: 1 fêmea macróptera (INPA), Brasil, Amazonas, Manaus, bairro, dentro de uma casa, noite, 27.X.1979, V. Py-Daniel col.

| Infraordem | Família | Mundo[1] | Região Neotropical[1] | Brasil[2] | Amazonas[2] |
|---|---|---|---|---|---|
| Gerromorpha | | 2.120 | 515 | 187 | 69 |
| | Gerridae | 751 | 141 | 56 | 29 |
| | Hebridae | 221 | 31 | 9 | 1 |
| | Hermatobatidae | 9 | 1 | 0 | 0 |
| | Hydrometridae | 126 | 37 | 10 | 8* |
| | Macroveliidae | 3 | 1 | 0 | 0 |
| | Mesoveliidae | 46 | 15 | 7 | 3 |
| | Paraphrynoveliidae | 2 | 0 | 0 | 0 |
| | Veliidae | 962 | 290 | 105 | 29 |
| Nepomorpha | | 2.309 | 732 | 292 | 102 |
| | Aphelocheiridae | 78 | 0 | 0 | 0 |
| | Belostomatidae | 160 | 111 | 52 | 21 |
| | Corixidae | 607 | 152 | 45 | 23 |
| | Gelastocoridae | 111 | 48 | 21 | 7 |
| | Helotrephidae | 180 | 10 | 10[3] | 1[3] |
| | Naucoridae | 391 | 186 | 61 | 14 |
| | Nepidae | 268 | 93 | 49 | 17 |
| | Notonectidae | 400 | 96 | 44 | 16 |
| | Ochteridae | 68 | 16 | 3 | 3 |
| | Pleidae | 38 | 12 | 3 | 1 |
| | Potamocoridae | 8 | 8 | 5 | 0 |

são encontrados em áreas com folhiço úmido (Andersen 1982). Atualmente, o monofiletismo de Gerromorpha é sustentado por Andersen (1982), sendo condicionado pelas seguintes sinapomorfias: presença de três pares de tricobótrios cefálicos inseridos em orifícios cuticulares nos adultos, asas anteriores não diferenciadas em uma porção coriácea e outra membranosa, presença de uma camada dupla de cerdas recobrindo o corpo, presença de um complexo ginatrial com uma longa espermateca, tubular, inteiramente glandular, bem como com um canal de fecundação secundário.

Seus representantes compõem cerca de 115 gêneros e mais de 1.900 espécies descritas, e cerca de 510 ocorrem na Região Neotropical, fazendo dessa região a que abriga o segundo maior número de espécies de Gerromorpha, perdendo apenas para a Região Oriental (Polhemus e Polhemus 2008). Esses insetos constituem o mais diversificado grupo animal associado à superfície da água (Carver *et al.* 1991). Entretanto, a partir de inferências filogenéticas, os grupos mais basais são constituídos de insetos aéreos higróbios, sendo este provavelmente o hábito de vida das espécies ancestrais do grupo (Cobben 1968, 1978; Andersen 1979). A maioria dos Gerromorpha atuais possui a habilidosa capacidade de andar sobre a superfície da água (Bush e Hu 2006), com os representantes de Gerridae e Veliidae despendendo quase todo seu período ativo sobre ela (Schuh e Slater 1995). Todos são predadores, principalmente de outros artrópodes (Carver *et al.* 1991; Schuh e Slater 1995), podendo ser solitários e ativos, como representantes de *Hebrus* Curtis, 1833 (Hebridae), *Mesovelia* Mulsant & Rey, 1852 (Mesoveliidae) e *Hydrometra* Latreille, 1796 (Hydrometridae); ou menos ativos e mais gregários, como a maioria dos Gerridae e Veliidae (Schuh e Slater 1995).

Os Nepomorpha fazem parte da fauna ocorrente no bentos do meio aquático e na sua interface. São definidos, dentre outras sinapomorfias, pela presença de antenas curtas escondidas sob os olhos (Mahner 1993) condição que pode ser tratada como uma adaptação ao modo de vida aquático (Schuh e Slater 1995). Além disso, as antenas podem funcionar como um órgão de equilíbrio, entrando em contato com uma bolha de ar abaixo dos olhos e percebendo as alterações de posição pelos órgãos de Johnston (Nieser e Melo 1997).

Seus representantes constituem cerca de 133 gêneros e mais de 2.300 espécies descritas. Destas, cerca de 730 ocorrem na Região Neotropical, sendo esta a região que abriga o maior número de espécies de Nepomorpha (Polhemus e Polhemus 2008). Esses percevejos variam amplamente em forma e são adaptados a uma série de hábitats, desde aqueles de águas estagnadas até a água corrente, inclusive praias costeiras e fitotelmos (McCafferty 1981). São predadores e apresentam diversas modificações morfológicas como pernas anteriores raptoriais. Alguns corixídeos e notonectídeos (Truxal 1952), entretanto, ao invés de fluidos corpóreos, raspam e usam também como alimento flóculos vegetais (McCafferty 1981) e podem alimentar-se de algas filamentosas do gênero *Spirogyra*.

Em sua maioria, os nepomorfos tem boa capacidade de natação, com as pernas medianas e posteriores adaptadas para tal. Essas pernas apresentam cerdas longas e numerosas, que

batem vigorosamente estendidas e se recuperam lentamente curvadas com o batimento das pernas. Aqueles representantes não-nadadores costumam permanecer na vegetação marginal ou em outros substratos, agarrados ou enterrados. Muitos, inclusive, são eficientes predadores de tocaia, tais como os Belostomatidae (Pereira e Melo 1998). Representantes de Gelastocoridae e Ochteridae podem ainda ser encontrados em substratos arenosos do meio aéreo, longe de criadouros aquáticos (McCafferty 1981). Além disso, espécimes de *Nerthra fuscipes* (Guérin-Méneville, 1844) foram encontrados em águas termais, com temperaturas variando entre (28 e 32ºC) (La Rivers 1953).

Quanto ao desenvolvimento pós-embrionário, tanto os Nepomorpha quando os Gerromorpha normalmente apresentam o estágio de ninfa com cinco estádios. As ninfas são morfologicamente muito semelhantes aos adultos, utilizam-se do mesmo hábitat e, frequentemente, apresentam o mesmo comportamento, embora sejam de menor porte (Williams e Feltmate 1992). A oviposição pode ser feita em diversos lugares, de plantas aquáticas (Notonectidae) (Nessimian e Ribeiro 2000) ao dorso dos indivíduos machos (Belostomatidae) (Usinger 1968).

## Infraordem Nepomorpha

### Belostomatidae

Apresentam corpo achatado e de forma elíptica. A cabeça estende-se anteriormente aos olhos, não possui ocelos, e forma um anteóculo triangular; rostro com três artículos, podendo ser longos ou curtos; antenas curtas, com quatro artículos, tendo o segundo e terceiro artículos projeções laterais. Tórax com pronoto trapezoidal e escutelo grande, de forma triangular; membrana da asa anterior com venação reticulada, frequentemente com muitas células completas; pernas anteriores raptoriais, geralmente com um sulco evidente; tíbias posteriores achatadas e franjadas, exceto em *Limnogeton* Mayr, 1853, que apresenta representantes com pernas cilíndricas; glândulas de cheiro frequentemente ausentes. A família compreende 11 gêneros com aproximadamente 150 espécies, das quais cerca de cem estão representadas no Novo Mundo (Lauck e Menke 1961; Polhemus 1995; Perez-Goodwyn 2006; Estévez e Ribeiro 2011). Os componentes de Belostomatidae são vulgarmente conhecidos, nos países de língua inglesa, como *electric-light bugs*, devido ao fato de serem vistos frequentemente em locais com luz elétrica, para onde são atraídos (Hungerford 1919; Nieser 1975). A posição filogenética de Belostomatidae foi inicialmente proposta por Spooner (1938), que intuitivamente indicou sua proximidade morfológica aos Nepidae. O falo conspícuo dos representantes dessas duas famílias, com o ápice totalmente esclerosado — condição única entre os Heteroptera — foi apontado como indício de parentesco entre elas por Dupuis (1955). Posteriormente Mahner (1993), Hebsgaard *et al.* (2004) e Hua *et al.* (2009) posicionaram Belostomatidae e Nepidae como grupos-irmãos. Tal clado foi definido pela condição não retrátil dos sifões e a origem destes no oitavo segmento abdominal. O monofiletismo de Belostomatidae foi verificado por Mahner (1993), e um metepisterno muito desenvolvido nas ninfas e uma faixa pilosa conspícua presente no conectivo dos adultos condicionaram o grupo.

### Corixidae

Apresentam corpo oval e alongado, pouco achatado e com a superfície dorsal frequentemente com linhas transversais escuras. A cabeça é larga, fortemente hipognata, não apresentando ocelos, exceto em Diaprepocorinae; antenas com três ou quatro artículos, sem projeções digitiformes; labro encoberto pelo lábio; rostro curto, subcônico, aparentemente unissegmentado e com estrias superficiais transversais; lábio alargado na base, estreitando-se até o ápice e fusionando-se à cabeça. Tórax com escutelo exposto ou escondido sob o pronoto; asas anteriores com a área da membrana sem venação; pernas anteriores relativamente curtas; tarsos anteriores com um único artículo, usualmente modificado em forma de concha ou colher margeada por cerdas; pernas medianas e posteriores alongadas, sendo as medianas modificadas em âncoras e as posteriores com a margem externa cerdosa, adaptadas para a natação; glândulas de cheiro metatorácicas nos adultos; estrutura estridulatória presente nos machos de alguns grupos, consistindo de uma área basal localizada nos fêmures anteriores, coberta de cerdas espessas, as quais são friccionadas às laterais da cabeça, enquanto as cavidades laterais

da cabeça e do protórax funcionam como caixa de ressonância; abdômen dos machos assimétrico e, em alguns grupos, com estrigilo localizado póstero-lateralmente no sexto tergito; parâmeros assimétricos (Nieser 1975; Bachmann 1981; Schuh e Slater 1995). Compreende cinco subfamílias, duas delas (Heterocorixinae e Corixinae) apresentam representantes na América do Sul (Nieser 1970). No que concerne à infraordem Nepomorpha, essa família apresenta o maior número de espécies descritas, e o Brasil é o país com grande parcela desses registros, totalizando 45 espécies (Heckman 2011; Moreira *et al.* 2011). Entretanto, tanto Heckman (2011) como Moreira *et al.* (2011) não consideraram Micronectinae como família, mas como subfamília de Corixidae, e o total de subfamílias e espécies de Corixidae, com 35 gêneros e cerca de 600 espécies (Polhemus e Polhemus 2008), não está de acordo com a interpretação de Nieser (2002). Este autor elevou Micronectinae para a categoria de família, com atualmente cerca de 150 espécies descritas, compreendendo cinco gêneros (Nieser e Chen 2006).

## Nepidae

A forma do corpo pode variar de alongado a tubular, atingindo de 15 a 45 mm de comprimento. Apresentam um sifão caudal respiratório não retrátil, oriundo do oitavo segmento abdominal, podendo ser tão grande quanto ou maior que o corpo em comprimento. Olhos pequenos; antenas frequentemente com três artículos; segundo e terceiro artículos com projeções digitiformes. Membrana do hemiélitro com numerosas células; pernas anteriores raptoriais; pernas alongadas e delgadas, com tarsos unissegmentados; glândulas metatorácicas nos adultos e abdominais nas ninfas ausentes; órgãos de equilíbrio (estatocistos) próximos aos espiráculos do quarto, quinto e sexto laterotergitos ventrais, auxiliando na correta orientação do inseto dentro d'água; placas subgenitais formando uma estrutura em forma de ovipositor em representantes do sexo feminino de alguns gêneros. Ovos peculiares, com a presença de dois a 26 tubos respiratórios (micrópilas) na porção anterior. Atualmente, a família apresenta duas subfamílias, compreendendo 15 gêneros e cerca de 260 espécies descritas (Polhemus e Polhemus 2008). As tíbias anteriores possuem um órgão apical sensorial, que aparentemente funciona como um sensor para percepção de vibrações de outros organismos. Alguns nepídeos possuem a região dorsal do abdômen com coloração avermelhada, facilmente visível quando estão voando.

## Gelastocoridae

Vulgarmente conhecidos nos países de língua inglesa como *toad bugs*, esses percevejos são comumente encontrados em ambientes ripários. Muitos são capazes de saltarem e a coloração e textura do corpo se assemelham ao substrato do ambiente onde vivem. Superfície do corpo rugosa. Olhos grandes, com uma emarginação média sobre a superfície dorsal; adultos com ocelos; labro amplo e achatado; antenas de quatro artículos, sem projeções digitiformes. Membranas dos hemiélitros algumas vezes reduzidas; quando desenvolvidas, repletas de veias longitudinais e transversais; pernas anteriores raptoriais, com fêmures bastante dilatados; superfície interna com área sulcada para a recepção das tíbias e tarsos; tarsos anteriores unissegmentados ou algumas vezes fundidos à tíbia; tarsos médios com dois artículos; tarsos posteriores com três artículos; garras tarsais do primeiro par de pernas desiguais em tamanho, enquanto de mesmo tamanho nas pernas medianas e posteriores. Ninfas sem glândulas dorsais abdominais; espiráculos do terceiro e quarto segmentos abdominais posicionados próximos da linha média do corpo; genitália masculina assimétrica; parâmero esquerdo reduzido ou ausente. Gelastocorídeos podem ser encontrados a longas distâncias da água, inclusive debaixo de pedras e outros objetos, e em serrapilheiras (Estévez e López-Ruf 2006). A família é formada por duas subfamílias e dois gêneros, com cerca de 110 espécies descritas (Moreira *et al.* 2011). Nerthrinae compreende um único gênero *Nerthra* (Say, 1832) e cerca de 60 espécies descritas, cujos representantes podem ser encontrados distantes dos criadouros de água, e Gelastocorinae, também com um único gênero *Gelastocoris* (Kirkaldy, 1897) (Todd 1955). Ambas subfamílias podem ser diferenciadas pelo posicionamento das aberturas das glândulas cefálicas, o diferente formato da ponte gular e o número de espiráculos abdominais (Estévez e López-Ruf 2006).

## Helotrephidae

São insetos pequenos, geralmente globosos, variando de 1 a 4 mm de comprimento. Não possuem nome vulgar e vivem preferencialmente em regiões marginais de ambientes de correnteza, sendo encontrados também em lagos, lagoas e poças. A superfície dorsal do corpo geralmente é densamente coberta por pontuações arredondadas. Como característica peculiar, as espécies possuem a fusão da cabeça com o pronoto, muitas vezes chamado de cefalonoto. As antenas são reduzidas, variando de 1 a 2 segmentos, o rostro possui 4 segmentos e a fórmula tarsal varia de 1–1–2 a 3–3–3 tarsômeros. As asas anteriores são parecidas com élitro, sem divisão de uma parte coriácea e outra membranosa, com espécies braquípteras e macrópteras. Os esternitos do tórax e geralmente os esternitos II–VI do abdome possuem carenas medianas desenvolvidas. Algumas espécies podem apresentar órgãos sensoriais laterais. A genitália dos machos é assimétrica e a cápsula genital possui uma rotação de 90°, o que faz com que o parâmero direito se posicione dorsalmente. Nas fêmeas a assimetria da genitália também pode ocorrer. A família é composta por cinco subfamílias, 21 gêneros e aproximadamente 180 espécies (Papácek e Zettel 2004; Polhemus e Polhemus 2008), sendo que dessas, cerca de 140 são registradas apenas para região Oriental. Nas Américas, apenas a subfamília Neotrephinae é registrada, com dois gêneros e apenas 10 espécies, *Neotrephes* China, 1936 e *Paratrephes* China, 1940; o primeiro é registrado para a Argentina e Brasil (Nieser e Chen 2002), e o segundo para a Bolívia, Brasil, Colômbia, Guiana Francesa e Suriname (Rodrigues *et al* 2012).

## Naucoridae

Geralmente ovóides, esses percevejos apresentam o corpo achatado, variando de 5 a 20 mm de comprimento. Os naucorídeos da tribo Cryphocricini apresentam uma brânquia física modificada, denominada plastrão, usada na respiração permanente dentro d'água. Além disso, muitos possuem receptores de pressão, o que parece ser encontrado também em outros naucorídeos. Alguns gêneros possuem representantes adaptados a ambientes com forte correnteza, e o uso do plastrão como estrutura para a obtenção de ar dissolvido na água parece ser uma adaptação bastante importante nesse caso. Olhos frequentemente sobrepondo-se à margem látero-anterior do pronoto; antenas com quatro artículos, curtas; lábio curto e robusto. Membranas dos hemiélitros sem venação evidente; fêmures anteriores alargados; tarsos anteriores com um ou dois artículos, fundidos às tíbias; tíbias anteriores sem garras, com uma, ou com duas garras; tarsos medianos e posteriores com dois artículos distintos e com duas garras bastante evidentes; pernas posteriores modificadas para a natação; glândulas metatorácicas presentes nos adultos. Ninfas com glândulas abdominais dorsais entre o terceiro e quarto tergito. Algumas espécies podem apresentar órgãos sensoriais laterais pareados sobre o segundo esternito abdominal. Naucoridae é composta por cinco subfamílias, com 40 gêneros e cerca de 390 espécies descritas.

## Notonectidae

Esses notáveis percevejos são bastante adaptados à locomoção na coluna d'água. São comumente chamados, nos países de língua inglesa, de *backswimmers* e compartilham com os Corixidae o mesmo nicho em ambientes de água doce e salobra. São percevejos de tamanho variando de 5 a 15 mm de comprimento. Corpo com o dorso fortemente convexo e o ventre reto. Olhos compostos muito grandes; antenas com três ou quatro artículos; lábio curto, com quatro artículos. Membrana do hemiélitro sem veias, dividida em dois lobos em indivíduos macrópteros; pernas anteriores e medianas adaptadas para agarrar ou capturar presas pequenas; tarsos das pernas anteriores e médias frequentemente com dois artículos, com o primeiro artículo sempre muito reduzido ou, em alguns casos, ausente; tarsos anteriores com duas garras; pernas posteriores em forma de remo; tíbias e tarsos posteriores repletos de cerdas longas; tarsos posteriores com dois artículos, com garras reduzidas. Margem interna do conexivo e quilha ventral do abdômen densamente cerdosos, formando pequenas câmaras de ar; espiráculos localizados látero-ventralmente no abdômen; quarto esternito muito estreito em sua linha média; quinto esternito estendendo-se anteriormente em sua linha média; genitália masculina simétrica ou assimétrica; ovipositor presente. A família compreende duas subfamílias com 11 gêneros e cerca de 400 espécies descritas.

## Ochteridae

Vulgarmente conhecidos nos países de língua inglesa como *velvety shore bugs*, esses percevejos parecem ser de difícil localização. Podem ser encontrados em áreas ripárias de poças e riachos. O comprimento do corpo varia de 4,5 a 9,0 mm e são frequentemente confundidos com os Saldidae, uma família de Leptopodomorpha. Os representantes de Ochteridae, entretanto, diferenciam-se pelas antenas mais curtas. Possuem olhos grandes; ocelos presentes; antenas com quatro artículos, visíveis dorsalmente; lábio longo e delgado, atingindo as coxas posteriores, com o terceiro artículo muito mais longo do que os outros. Membranas dos hemiélitros com várias células fechadas, sem veias fusionadas como em outros Nepomorpha; pernas delgadas; fórmula tarsal 2-2-3. Ninfas sem glândulas dorsais abdominais; parâmero esquerdo reduzido; ovipositor reduzido. Ochteridae é formado por três gêneros e 68 espécies.

## Pleidae

São insetos pequenos, geralmente globosos, variando de 1,5 a 3,0 mm de comprimento, estando assim, entre as menores famílias de Nepomorpha. Não possuem nome vulgar e vivem entre a vegetação submersa, preferencialmente de ambientes lênticos. As espécies nadam ativamente, tanto na posição normal (com o dorso para cima), como de cabeça para baixo. Alimentam-se de pequenos invertebrados, principalmente de pequenos crustáceos. A superfície dorsal do corpo é densamente coberta por pontuações arredondadas e o escutelo é desenvolvido, de forma triangular. As antenas e o rostro possuem 3 segmentos, e a fórmula tarsal varia de 2–2–3, 3–2–3 ou 3–3–3. As asas anteriores são parecidas com élitro, sem divisão de uma parte coriácea e outra membranosa, com espécies braquípteras e macrópteras; as asas posteriores podem estar reduzidas. A família é composta por 4 gêneros e aproximadamente 38 espécies (Cook 2011), sem divisões de subfamílias. Nas Américas ocorrem três dos quatro gêneros, sendo dois deles registrados apenas para o Novo Mundo (*Neoplea* Esaki & China, 1928 e *Heteroplea* Cook, 2011).

# Infraordem Gerromorpha

## Gerridae

São vulgarmente conhecidos em inglês como *water-striders*, permanecem, com poucas exceções, quase toda a sua vida sobre a superfície da água. O comprimento do corpo de alguns *Rheumatobates* Bergroth, 1892 é de apenas 1,6 mm, enquanto *Gigantometra* Hungerford & Matsuda tem representantes atingindo 36,0 mm. Sempre com pernas longas, seus corpos variam de uma forma aproximadamente globular até cilíndrica e alongada. O corpo inteiro e os apêndices são cobertos por uma camada pouco espessa de cerdas e por algumas cerdas mais longas. A cabeça geralmente prolonga-se ligeiramente além da margem anterior dos olhos compostos, com tubérculos anteníferos muitas vezes visíveis dorsalmente; ocelos ausentes; quatro pares de tricobótrios cefálicos, em vez de três como em outros Gerromorpha; antenômero 1 geralmente mais largo; lábio geralmente ultrapassando o prosterno. Pernas dianteiras relativamente curtas e fortes; pernas medianas e posteriores finas e muito alongadas; tarsos com dois artículos de tamanhos variados, com garras inseridas de forma anteapical, sendo as das pernas médias e posteriores normalmente menores do que as das anteriores. Seguindo a classificação de Andersen (1982), reconhecem-se oito subfamílias, contendo 60 gêneros e aproximadamente 500 espécies. Os Gerridae têm várias características morfológicas em comum com os Veliidae, incluindo margem posterior da cápsula cefálica com um par de longos apódemas occipitais para a inserção do músculo retrator maxilar, bem como uma bomba salivar lateralmente flexionada. A característica exclusiva dos Gerridae, única em Heteroptera, é a modificação do tórax em associação à vida no filme superfícial da água. Essas modificações envolvem o alongamento do mesotórax, bem como a orientação das coxas medianas e posteriores em um plano horizontal. Os Gerridae ocupam comumente corpos de água parada, desde poças relativamente pequenas até lagos. No entanto, muitos vivem em locais com água corrente, sendo capazes de deslizarem facilmente nas corredeiras ou torrentes de rios de montanha, situações em que são muito menos facilmente observados. O restante das espécies habita ambientes marinhos, sendo a maioria encontrada em áreas relativamente

protegidas, como estuários, manguezais e lagoas, enquanto poucas espécies de *Halobates* Eschscholtz, 1822 completam seu ciclo de vida no oceano aberto. Os ovos dos gerrídeos são fixados longitudinalmente em objetos flutuantes, com o lado convexo para cima. *Rhagadotarsus* Breddin, 1905 é conhecido por inserir os seus ovos no tecido de plantas, e a estrutura do oviduto sugere que *Rheumatobates* faz o mesmo. A descrição do polimorfismo alar e métodos para sua determinação têm sido intensamente estudados nos Gerridae. Chaves para subfamílias, tribos e gêneros e ilustrações de representantes da maioria dos gêneros podem ser encontradas em Hungerford e Matsuda (1960) e em Andersen (1982). Matsuda (1960) forneceu boas diagnoses de todos os gêneros.

## Hebridae

São conhecidos, em inglês, como *velvet bugs* devido à superfície aveludada de seus corpos. Alguns dos menores membros de Gerromorpha estão incluídos nessa família, variando de 1,3 a 3,7 mm de comprimento, com o aspecto geral similar ao de veliídeos muito pequenos. São raramente encontrados pelo coletor não-especialista devido à sua pequenez e seus hábitos crípticos. Possuem camadas de micro- e macrocerdas cobrindo o corpo, exceto pelo abdômen e apêndices. Antenas comumente reduzidas, com o segundo artículo de mesmo tamanho ou ligeiramente mais curto do que o primeiro artículo; já o quarto artículo pode ser indiviso ou com uma zona de constrição mediana membranosa, que causa uma falsa aparência de existência de cinco artículos; ocelos presentes, cada um com uma pontuação profunda anterior a ele, correspondendo a um apódema interno; búculas proeminentes, obscurecendo os dois artículos basais do lábio. Pronoto truncado ao longo da margem posterior, geralmente expondo um escutelo transverso curto, adjacente a um metanoto triangular; tórax com um par de carenas longitudinais entre as coxas na porção ventral, formando um sulco rostral; adultos com tarsos de dois artículos e garras inseridas em sua porção apical. Duas subfamílias são reconhecidas atualmente, seguindo a classificação proposta por Andersen (1981, 1982). Aproximadamente 160 espécies são alocadas em sete gêneros. Os hebrídeos vivem nas margens vegetadas de lagoas ou outros tipos de hábitats permanentemente úmidos, às vezes ocupando tapetes de musgo ou interstícios, bem como a vegetação esparsa em barrancos. Algumas espécies são mais especializadas em seus requisitos de hábitat, tais como membros de *Hebrometra* Cobben, 1982 e *Timasius* Distant, 1909, que vivem em rochas em riachos caudalosos ou em ambientes onde a água escoa de paredes rochosas. Algumas espécies toleram águas salobras ou marinhas. Ao que se sabe, os hebrídeos colocam seus ovos superficialmente sobre um substrato, tal como musgos, anexando-os longitudinalmente com uma substância gelatinosa.

## Hydrometridae

Um dos grupos de heterópteros mais distintos, com muitos membros tendo corpo e apêndices extremamente alongados. Comprimento do corpo variando de 2,7 a 22,0 mm. Extensão das camadas de micro- e macrocerdas variável. Olhos sempre muito afastados da margem anterior do pronoto; cabeça alongada à frente e após os olhos compostos; ocelos presentes ou ausentes; quarto artículo da antena com uma invaginação apical, geralmente limitada por cerdas modificadas. Tarsos com três artículos e com garras normalmente apicais. Embora seja claro que *Hydrometra* é um membro da infraordem Gerromorpha (Ekblom 1926; Andersen 1982), a posição dos demais membros da família nem sempre foi tão óbvia; por exemplo, *Heterocleptes* Villiers, 1948 foi originalmente descrito em Reduviidae. Três subfamílias, que compreendem sete gêneros e mais de 110 espécies, são reconhecidas atualmente seguindo a classificação de Andersen (1977, 1982). Espécimes do gênero *Veliometra* Andersen, 1977 foram coletados na vegetação marginal de uma área coberta por poças da floresta amazônica. Os dados escassos disponíveis para *Heterocleptes* e *Limnobatodes* Hussey, 1925 sugerem que pelo menos o primeiro é semiterrestre, e a maioria das coleções do último vem de armadilhas de luz. Representantes de *Hydrometra* são geralmente encontrados em ou ao redor de corpos d'água estagnados e geralmente estão associados com a vegetação marginal, podendo também ser encontrados em paredões de rochas úmidas. Os *Hydrometra* podem andar na superfície da água com grande agilidade e sem esforço aparente. Seus ovos são colocados a certa distância acima

do nível da água e são cimentados ao substrato numa posição vertical por sua base (Sprague 1956). Semelhanças na estrutura sugerem um hábito similar em *Limnobates* Burmeister, 1835. Os ovos de *Veliometra* são mais semelhantes em estrutura aos de outros Gerromorpha não considerados hidrometrídeos: são provavelmente cimentados na posição horizontal e permanecem mais próximos da água (Andersen 1982). A família é mais diversa nos trópicos e apenas representantes de *Hydrometra* ocorrem em outras regiões. O grupo é notável pelos casos de endemismos ocorrentes em representantes dos gêneros *Chaetometra* Hungerford, 1950 e *Dolichocephalometra* Hungerford, 1939 ocorrentes nas Ilhas Marquesas, uma área em que quase todos os outros Gerromorpha estão ausentes.

## Mesoveliidae

Pequeno grupo de insetos que varia muito em aparência e grau de desenvolvimento da asa; o comprimento do corpo varia de 1,2 a 4,2 mm. Os representantes do gênero *Mesovelia* são, frequentemente, referidos em inglês como *water-treaders*. As camadas de micro- e macrocerdas estão restritas à cabeça e à região prosternal do tórax; ocelos presentes ou ausentes; base do lábio não escondida pelas búculas. Pronoto truncado posteriormente; escutelo desenvolvido e exposto; tarsos com três artículos, com garras apicais ou subapicais. O estudo mais importante acerca do grupo é o de Andersen e Polhemus (1980), em que quatro novos gêneros foram descritos, uma filogenia e uma classificação formal para a família foram apresentadas, com duas subfamílias sendo reconhecidas. Anteriormente, China e Miller (1959) reconheceram um grupo mais amplo, dividido nas subfamílias Mesoveliinae, Mesoveloideinae, e Macroveliinae. Štys (1976) reconheceu Macroveliidae como uma família distinta, como alguns autores anteriores haviam proposto. O nome Madeoveliidae foi proposto por Poisson (1959) e é um sinônimo-sênior de Mesoveloideinae de China e Miller (1959). Onze gêneros e cerca de 39 espécies são reconhecidos atualmente. As fêmeas podem inserir os ovos em tecidos de plantas com seu alongado ovipositor, colocando 100 ou mais ovos. Em regiões frias, os embriões desses percevejos aparentemente hibernam dentro dos ovos, enquanto em climas mais quentes os adultos podem estar presentes e ativos durante todo o ano. A maioria dos *Mesovelia* habita as margens de lagoas ou córregos, alguns vivendo de uma forma mais críptica, outros passando a maior parte de seu tempo expostos, ao ar livre. Eles são extremamente ágeis em superfícies de ambientes de água aberta, embora sejam normalmente associados com alguma forma de vegetação aquática. *Mesoveloidea* Hungerford, 1929 pode ser encontrado em musgo úmido perto de riachos, enquanto *Cryptovelia*, *Mniovelia* Andersen & Polhemus, 1980 e *Phrynovelia* Horváth, 1915 são conhecidos por habitar folhiço de florestas, muitas vezes a uma distância considerável de corpos de água de maior tamanho. *Cavaticovelia* Andersen & Polhemus, 1980 e as poucas espécies de *Speovelia* Esaki, 1929 são habitantes de cavernas (Esaki 1929; Gagné e Howarth 1975). Todos os *Speovelia*, algumas espécies de *Mesovelia*, *Nereivelia* Polhemus & Polhemus, 1989 e *Darwinivelia* são encontrados em hábitats intertidais marinhos (Andersen e Polhemus 1980; Carvalho 1984). *Mesovelia amoena* Uhler, 1894 é uma espécie aparentemente partenogenética no Havaí e em áreas tropicais, pois indivíduos do sexo masculino só foram encontrados na América do Norte, México e Hispaniola (Menke 1979). *Mesovelia* é um gênero com representantes amplamente distribuídos. Todos os representantes dos outros táxons citados são de distribuição limitada. Esse fato e a posição filogenética basal dentro da infraordem sugerem que o grupo seja muito antigo.

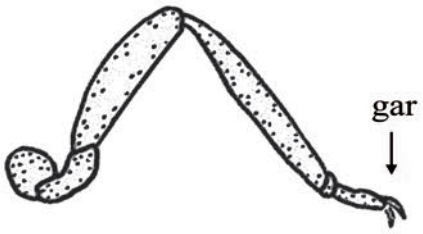
## Veliidae

A maioria das espécies é bastante robusta, com 1 a 10 mm de comprimento. Eles ocupam uma grande variedade de hábitats, incluindo a superfície do oceano e, juntamente com os Gerridae, representam a epítome de adaptação para a vida no filme superficial da água. A superfície do corpo é coberta inteiramente por uma camada de micro e macrocerdas. Cabeça bastante curta e larga, com uma impressão mediana dorsal e um par de pontuações profundas perto da base dos olhos, o que representa evidência externa de um apódema interno para fixação da musculatura das antenas; olhos compostos geralmente grandes, poucas vezes reduzidos; ocelos ausentes (exceto em *Ocellovelia* China & Usinger, 1949); búculas relativamente pequenas, não escondendo os artículos basais do lábio. Mesosterno com

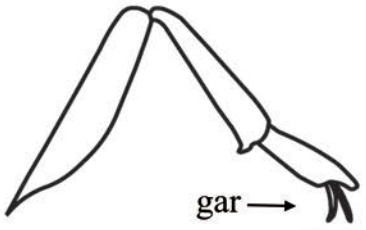
uma impressão média longitudinal, sem um distinto sulco rostral; metasterno apresentando um característico par de ranhuras fortemente arqueadas; polimorfismo alar comum, com espécies ápteras, micrópteras, braquípteras e/ou macrópteras; pernas geralmente de forma semelhante, mas às vezes as metatorácicas podem ser maiores; fêmures podendo ser alongados, dilatados ou espinhosos; tarsos podendo apresentar um, dois ou três artículos, com garras preapicais. Os Veliidae compõem seis subfamílias, seguindo as classificações de Štys (1976) e Andersen (1982), que trataram Macroveliidae como família à parte e Ocelloveliinae como uma subfamília distinta. A família inclui atualmente 38 gêneros e cerca de 600 espécies. A maioria dos Veliidae vive em ou perto de corpos de água, e algumas espécies são marinhas. *Hebrovelia* Lundblad, 1939, *Tonkuivelia* Linnavuori, 1977 e *Velohebria* Štys, 1976 são aparentemente semiterrestres. O grupo não mostra uma forte relação com o oceano aberto como acontece em Gerridae. Algumas espécies de *Paravelia* Breddin, 1898 e *Microvelia* Westwood, 1834, ocorrentes na Região Neotropical, vivem em reservatórios de água de Bromeliaceae ou ocasionalmente em buracos de árvores (Polhemus e Polhemus 1991). Algumas espécies de veliídeos podem ocorrer em massas de espuma de rios tropicais, como as espécies de *Oiovelia* Drake & Maldonado-Capriles, 1952, que vivem sobre e no interior das massas de espuma e *Afrovelia phoretica* Polhemus & Polhemus, 1988 (Microveliinae), ocorrente no oeste de Madagascar e registrada na superfície de massas de espuma bloqueadas por detritos em rios. Muitas espécies podem deslocar-se rapidamente sobre a superfície da água, e espécies de *Stridulivelia* formam turbulentos enxames, enquanto as de *Rhagovelia* muitas vezes formam verdadeiros "cardumes", representando o extremo da modificação morfológica dentro da família por possuírem adaptações para a vida em água extremamente rápida e perturbada. O dimorfismo sexual está presente em alguns veliídeos, geralmente sendo os machos menores que as fêmeas. Nos casos mais extremos a fêmea pode ser quase o dobro do tamanho do macho. Os machos são, por vezes, foréticos e podem ficar por muito tempo sobre as costas das fêmeas. Os ovos dos Veliidae são aderidos longitudinalmente ao substrato, presos por seu lado menos convexo, muitas vezes na vegetação marginal.

## Chave para identificar adultos das famílias e gêneros de Gerromorpha ocorrentes no estado do Amazonas, Brasil

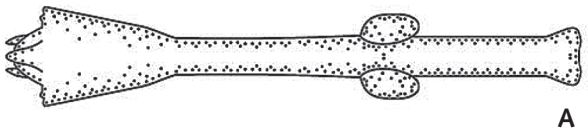
1. Garras (gar) tarsais apicais ..... 2



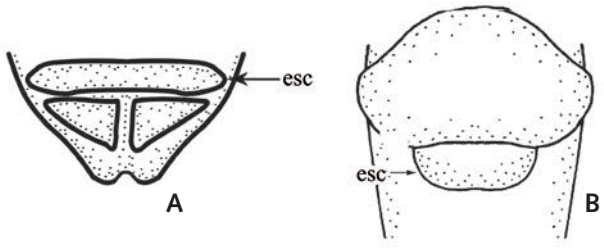

1'. Garras (gar) tarsais anteapicais ou subapicais ..... 8




2. Corpo e pernas geralmente longos e delgados; cabeça distintamente prolongada à frente dos olhos (A); escutelo não exposto; fórmula tarsal 3-3-3 ..... Hydrometridae ..... 3




2'. Corpo e pernas mais robustos; cabeça pouco prolongada à frente dos olhos; escutelo (esc) exposto (A, B); fórmula tarsal 2-2-2 ou 3-3-3 ..... 6



3. Comprimento do corpo de 3,0-5,0 mm; artículo antenal I muito mais longo que o II, ultrapassando o ápice da cabeça por mais da metade de seu comprimento ..... 4

3'. Comprimento do corpo maior que 6,0 mm; artículo antenal I subigual ou mais curto que o II, geralmente ultrapassando muito pouco o ápice da cabeça ..... 5

4. Cabeça e pronoto cobertos por cerdas modificadas similares a pequenos espinhos escuros; cabeça sem ocelos ..... *Limnobatodes*

4'. Cabeça e pronoto sem cerdas modificadas similares a pequenos espinhos; cabeça com um par de ocelos, localizados aproximadamente na metade entre a margem posterior do olho e a margem anterior do pronoto ..... *Veliometra*



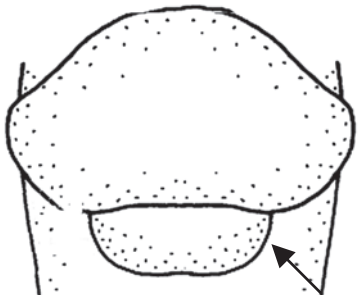
5. Mesosterno com um sulco longitudinal mediano; metasterno com dois sulcos longitudinais estendendo-se até o ventre do abdômen ..... ..... *Bacillometra*

5'. Esternos torácicos sem sulcos longitudinais .... ..... *Hydrometra*

6. Escutelo reduzido a uma placa transversal curta localizada após o pronoto (A); fórmula tarsal 2-2-2 ..... Hebridae ..... 7




6'. Escutelo mais longo e arredondado posteriormente (A); fórmula tarsal 3-3-3 ..... ..... Mesoveliidae (*Mesovelia*)



7. Artículo antenal IV com constrição e sutura superficial medianas, dando a aparência de 5 artículos à antena ..... *Hebrus*

7'. Artículo antenal IV sem constrição ou sutura superficial mediana ..... *Merragata*

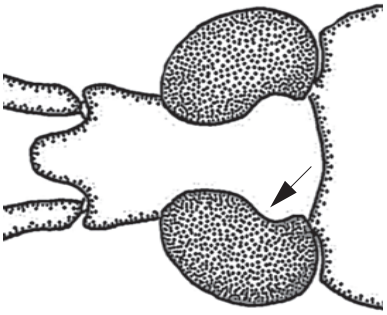
8. Pernas inseridas ventralmente, perto da linha média ..... Mesoveliidae (*Mesoveloidea*)

8'. Pernas inseridas ventrolateralmente, distante da linha média ..... 9

9. Mesotórax muito desenvolvido; coxas anteriores e medianas mais distantes que as medianas e posteriores; fórmula tarsal 2-2-2 ..... Gerridae ..... 10

9'. Mesotórax não tão desenvolvido; coxas anteriores e medianas aproximadamente equidistantes em relação às medianas e posteriores; fórmula tarsal variável Veliidae ..... 19

10. Olhos aproximadamente reniformes, chanfrados na parte posterior da margem interna ..... 11



10'. Olhos não chanfrados na parte posterior da margem interna ..... 14

11. Comprimento das antenas maior que o comprimento do corpo; artículo antenal IV distintamente mais longo que os demais .. ..... *Tachygerris*

11’. Comprimento das antenas menor que o comprimento do corpo; artículo antenal IV não mais longo que os demais ..... 12

12. Corpo cilíndrico e muito alongado, com comprimento maior que quatro vezes a largura; antenas curtas em relação ao comprimento do corpo; artículo antenal IV curto e curvo; rostro curto, não ultrapassando a margem anterior do prosterno ..... *Cylindrostethus*

12’. Corpo mais robusto, com comprimento menor que quatro vezes a largura; antenas mais longas; artículo antenal IV mais longo e retilíneo; rostro mais longo, pelo menos ultrapassando a margem anterior do prosterno ..... 13

13. Pronoto de coloração variando de marrom-escura a preta, com duas manchas claras alongadas centrais (A); tarsos medianos com garras ..... *Limnogonus*




13’. Pronoto de coloração variando de marrom-escura a preta, com uma mancha clara oval central (A); tarsos medianos sem garras ..... *Neogerris*

14. Comprimento do tarsômero II da perna mediana menor do que 2 vezes o comprimento do tarsômero I .. ..... *Brachymetra*




14’. Comprimento do tarsômero II da perna mediana maior do que 2 vezes o comprimento do tarsômero I ..... 15

15. Comprimento do fêmur mediano maior do que o da tíbia mediana e do que o do fêmur posterior ..... *Rheumatobates*

15’. Comprimento do fêmur mediano menor do que o da tíbia mediana e do que o do fêmur posterior ..... 16

16. Artículo antenal III distintamente mais longo que o I ..... 17

16’. Artículo antenal III distintamente mais curto que o I ..... 18

17. Artículo antenal III com mais de 2 vezes o comprimento do II ..... *Telmatometra*

17’. Artículo antenal III com menos de 2 vezes o comprimento do II ..... *Lathriobatoides*

18. Tíbia mediana distintamente mais curta que o corpo ..... *Ovatametra*

18’. Tíbia mediana com comprimento igual ou maior que o do corpo ..... *Trepobates*

19. Fórmula tarsal 1-2-2 ..... 20

19’. Fórmula tarsal 2-2-2 ou 3-3-3 ..... 21

20. Tarsos medianos com garras e arólios modificados em 4 estruturas laminares (A) ..... *Euvelia*

20’. Tarsos medianos com garras de aspecto normal, falciforme ..... *Microvelia*

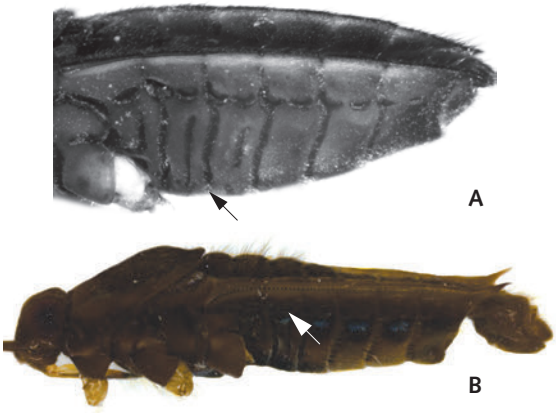



21. Fórmula tarsal 2-2-2 ou 3-3-3; tarso mediano com fissura profunda, garras tarsais laminares e arólios modificados em leque plumoso (A) ..... *Rhagovelia*




21’. Fórmula tarsal 3-3-3; tarsos medianos não modificados ..... 22

22. Superfície do corpo com numerosas estruturas deprimidas e glabras, arredondadas ou alongadas; esternitos abdominais com sulcos laterais (A) glabros e brilhantes; fêmur posterior e margens dos conectivos (B) com estruturas estridulatórias (fileiras de dentículos ou estrias) ..... ..... *Stridulivelia*




22'. Superfície do corpo não como acima; esternitos abdominais sem sulcos laterais brilhantes; estruturas estridulatórias geralmente ausentes ..... 23

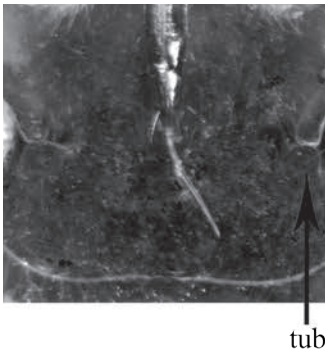
23. Último tarsômero expandido lateralmente, suboval; tarsômero II da perna mediana com no máximo 2 vezes o comprimento do I ..... ..... *Oiovelia*

23'. Último tarsômero não expandido, subcilíndrico; tarsômero II da perna mediana maior do que 2 vezes o comprimento do I ..... 24

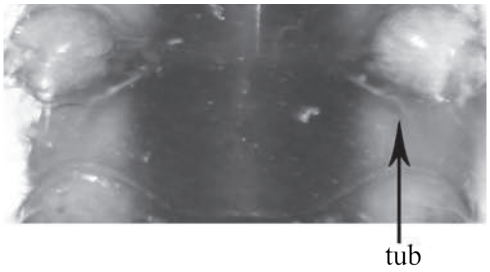
24. Metasterno com um par de tubérculos anterolaterais, próximo aos mesoacetábulos ..... 25

24'. Tubérculos do ventre torácico, se presentes, localizados centralmente (em pelo menos uma espécie os mesoacetábulos são levemente expandidos centralmente, mas não há tubérculos laterais distintos) ..... *Paravelia*

25. Mesoacetábulos prolongados em tubérculos (tub), posicionados em frente ao par de tubérculos do metasterno ..... *Platyvelia*

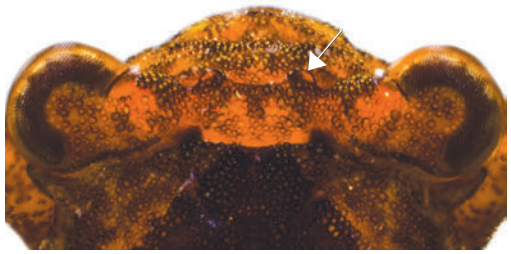



25'. Mesoacetábulos não prolongados em tubérculos (tub), apenas os tubérculos do metasterno presentes ..... *Steinovelia*




## Chave para identificar adultos das famílias e gêneros de Nepomorpha ocorrentes no Estado do Amazonas, Brasil

1. Ocelos em geral presentes, espécies que vivem em margens arenosas dos corpos d'água ..... 2



1'. Ocelos ausentes, espécies aquáticas ..... 4

2. Rostro curto, escondido entre os fêmures anteriores; pernas anteriores raptoriais ..... ..... Gelastocoridae ... 3

2'. Rostro longo, atingindo ao menos as coxas posteriores; pernas anteriores cursoriais ..... Ochteridae (*Ochterus*)



3. Tarso anterior fundido com a tíbia; adultos com uma garra tarsal bem desenvolvida ..... *Nerthra*



3'. Tarso anterior não fundido com a tíbia; adultos com duas garras tarsais bem desenvolvidas ..... *Gelastocoris*



4. Pernas anteriores raptoriais ..... 5

4'. Pernas anteriores não raptoriais ..... 14

5. Membrana do hemiélitro com venação não reticulada ..... 6

5'. Membrana do hemiélitro sem veias ..... ..... Naucoridae ..... 11

6. Pernas posteriores sem franja de cerdas desenvolvida; sifão longo e não retrátil no fim do abdômen (A) ..... Nepidae ..... 7



A

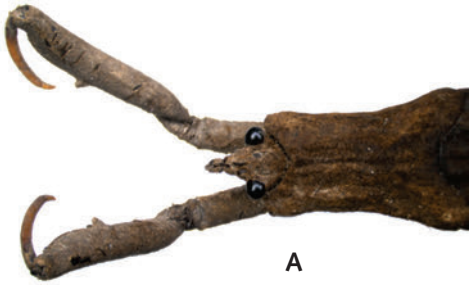
6'. Pernas posteriores com franja de cerdas bem desenvolvida; sifão curto e retrátil no fim do abdômen ..... Belostomatidae ... 9

7. Corpo cilíndrico; cabeça livre do pronoto; pronoto distintamente mais longo que largo (A) ..... *Ranatra*



A

7'. Corpo achatado dorsoventralmente; cabeça encaixada no pronoto (A); pronoto mais largo que longo ..... 8

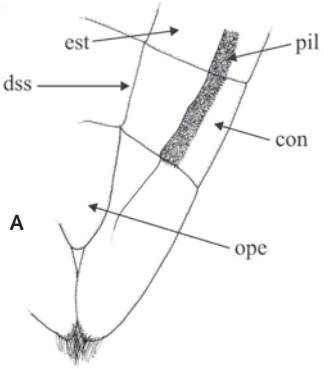


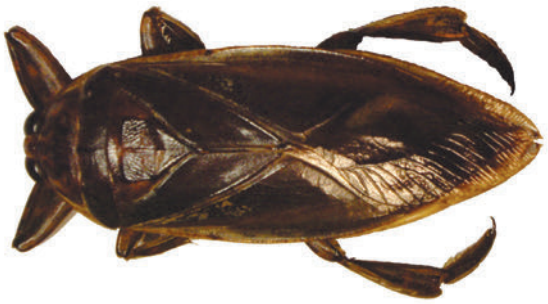
A

8. Corpo alongado; relação comprimento/maior largura igual a 5-6 ..... *Curicta*

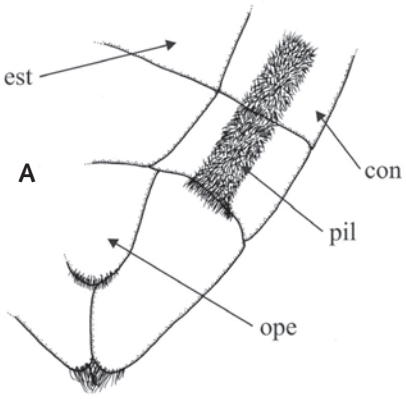
8'. Corpo ovoide; relação comprimento/maior largura igual ou menor que 3 ..... *Telmatotrephes*

9. Tarso anterior com dois artículos e uma garra bem desenvolvida; tíbias e tarsos posteriores conspicuamente achatados; esternitos abdominais 5-6 divididos por uma dobra semelhante a uma sutura (A, dss) ..... *Lethocerus*



9’. Tarso anterior com um ou dois artículos, ou quando com dois artículos, duas garras estão presentes; tíbias e tarsos posteriores cilíndricos a pouco achatados; esternitos abdominais não divididos por uma dobra (A) ..... 10




10. Tarso anterior com um artículo; margens laterais do abdômen fortemente serreadas entre os artículos ..... *Weberiella*



10’. Tarso anterior com dois artículos; margens laterais do abdômen não serreadas entre os artículos ..... *Belostoma*



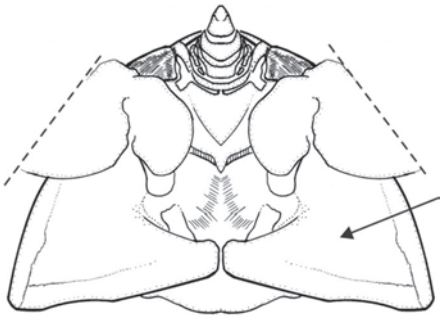
11. Olhos divergentes anteriormente (vista dorsal) ..... *Limnocoris*



11’. Olhos paralelos ou convergentes anteriormente (vista dorsal) ..... 12



12. Placas propleurais sobressaindo-se medialmente, cobrindo grande parte do prosterno, especialmente na parte posterior ..... *Ambrysus*



12’. Placas propleurais não cobrindo o prosterno .. ..... 13



13. Tarso anterior com duas garras distintas ... ..... *Ctenipocoris*

13’. Tarso anterior com uma garra (pode ser indistinta) ..... *Pelocoris*



14. Corpo achatado dorsoventralmente; rostro aparentemente não segmentado, com estrias transversais; tarsos anteriores modificados, espatulados, com pente de cerdas ..... Corixidae .... 15

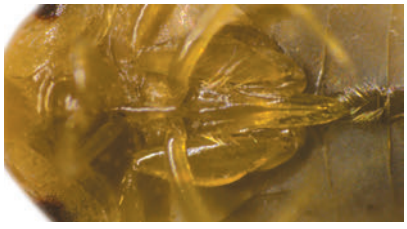
14’. Corpo convexo; rostro distintamente segmentado, sem estrias transversais; tarsos anteriores não modificados em espátula, com garras tarsais distintas ..... 18

15. Pronoto não recobrindo o escutelo ..... 16

15’. Pronoto recobrindo quase inteiramente o escutelo ..... *Heterocorixa*

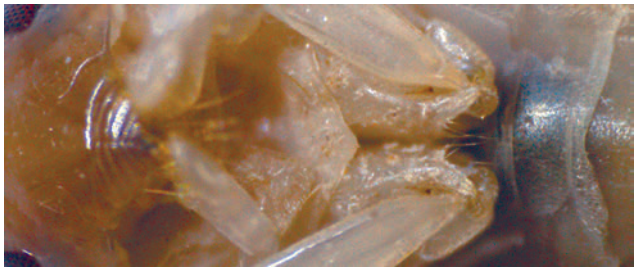


16. Mesosterno com carena distinta ..... *Synaptogobia*





16’. Mesosterno sem carena ..... 17



17. Antena com três artículos ..... *Monogobia*



17’. Antena com um artículo ..... *Tenagobia*

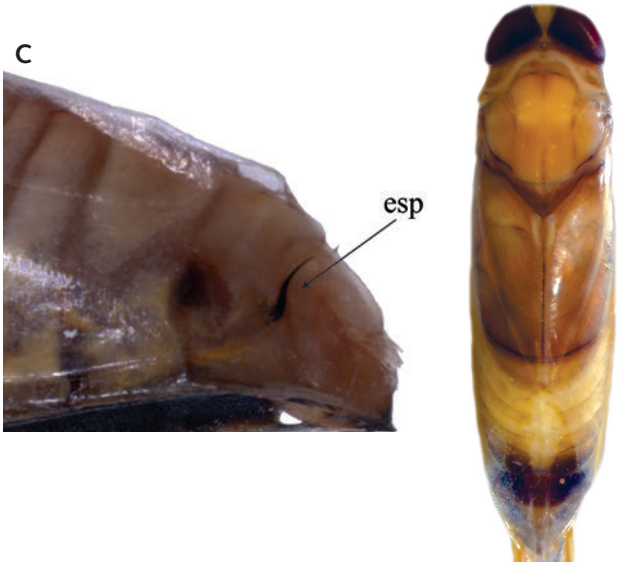
18. Corpo globoso,com a superfície dorsal convexa; espécies pequenas, comprimento do corpo até 3,0 mm; pernas quase simétricas entre si; tíbias e tarsos posteriores com franja natatória não desenvolvida; garras tarsais posteriores normais ..... Pleoidea ..... 21



18’. Corpo alongado; pernas posteriores mais longas do que as anteriores e medianas; tíbias e tarsos posteriores com franja natatória nítida; garras tarsais posteriores aparentemente ausentes ..... ..... Notonectidae ..... 19

19. Labro com ápice arredondado (A); comissura do hemiélitro com fossa delimitada por uma linha de cerdas (B); machos com pente estridulatório na tíbia anterior e espinho no lado esquerdo do sétimo tergito abdominal (C; esp) ..... *Buenoa*

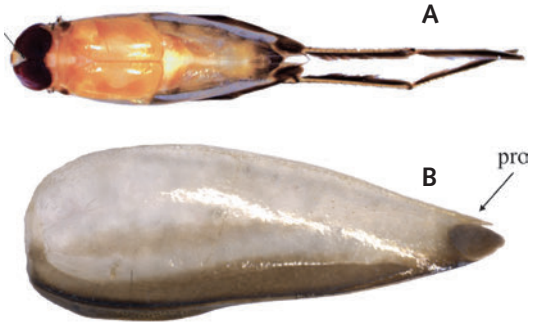



19'. Labro com ápice triangular (A); comissura do hemiélitro sem fossa; machos sem pente estridulatório na tíbia anterior e sem espinho no lado esquerdo do sétimo tergito abdominal ..... 20



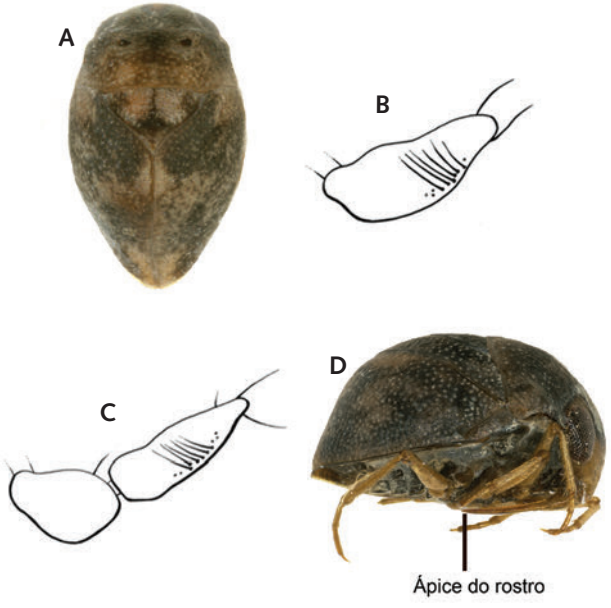

20. Olhos unidos na região mediana da cabeça, formando a comissura ocular (A); processo do hemiélitro presente no final do cório ou clavo (Figura B; pro); fêmur mediano sem esporão anteapical; cápsula genital assimétrica ..... *Martarega*




20'. Olhos separados (A); processo do hemiélitro ausente no final do cório ou clavo; fêmur mediano com esporão anteapical; cápsula genital simétrica ..... *Notonecta*




21. Cabeça fusionada com o pronoto (A); antena com um segmento nas formas braquípteras (B) e dois segmentos nas formas macrópteras (C); rostro com 4 segmentos, alcançando a coxa posterior (D) .. ..... Helotrephidae (*Paratrephes*)



21'. Cabeça não fusionada com o pronoto; antena e rostro com três segmentos; rostro geralmente alcançando no máximo a coxa mediana ..... Pleidae (*Neoplea*)

## Referências Bibliográficas


Andersen, N.M. 1977. A new and primitive genus and species of Hydrometridae (Hemiptera, Gerromorpha) with a cladistic analysis of relationships within the family. *Entomologica Scandinavica*, 8: 301-316.

Andersen, N.M. 1979. Phylogenetic inference as applied to the study of evolutionary diversification of semiaquatic bugs (Hemiptera: Gerromorpha). *Systematic Zoology*, 27: 554-578.

Andersen, N.M. 1981. Semiaquatic bugs: phylogeny and classification of the Hebridae (Heteroptera: Gerromorpha) with revisions of *Timasius*, *Neotimasius* and *Hyrcanus*. *Systematic Entomology*, 6: 377-412.

Andersen, N.M. 1982. The semiaquatic bugs (Hemiptera, Gerromorpha) phylogeny, adaptations, biogeography and classification. *Entomonograph*, 3: 1-455.

Andersen, N.M.; Polhemus, J.T. 1980. Four new genera of Mesoveliidae (Hemiptera, Gerromorpha) and the phylogeny and classification of the family. *Entomologica Scandinavica*, 11: 369-392.

Bachmann, A.O. 1981. Insecta, Hemiptera, Corixidae. *Fauna de Agua Dulce de la República Argentina* 35: 1-270 + pranchas.

Bush, J.W.M.; Hu, D.L. 2006. Walking on water: biolocomotion at the interface. *Annual Review of Fluid Mechanics*, 38: 339-369.

Carvalho, J.C.M. 1984. On a new species of intertidal water strider from Brazil (Hemiptera, Gerromorpha, Mesoveliidae). *Amazoniana*, 4: 519-523.

Carver, M.; Gross, G.F.; Woodward, T.E. 1991. Hemiptera. In: CSIRO (Ed.). *The Insects of Australia, a Textbook for Students and Researchers*. Melbourne University Press and Cornell University Press, New York, p.429-509.

China, W.E.; Miller, N.C.E. 1959. Check-list and keys to the families and subfamilies of the Hemiptera-Heteroptera. *Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology*, 8: 1-45.

Cobben, R.H. 1968. *Evolutionary Trends in Heteroptera Part I Eggs, Architecture of the Shell, Gross Embriology and Eclosion*. Centre for Agricultural Publishing and Documentation, Wageningen, 475p.

Cobben, R.H. 1978. Evolutionary trends in Heteroptera part II. Mouthpart structures and feeding strategies. *Mededelingen Landbouwhogeschool Wageningen*, 78: 1-401.

Cook, J.L. 2011. A new genus and species of Pleidae (Hemiptera) from Venezuela, with notes on the genera of Pleidae. *Zootaxa*, 3067: 26-34.

Dufour, L. 1833. *Recherches Anatomiques et Physiologiques sur les Hémiptères, Accompagneés de Considérations Relatives a l'Histoire Naturelle et a la Classification de ces Insectes*. Bacheler, Paris, 333p.

Dupuis, C. 1955. Les génitalia des hémipteres hétéroptères (génitalia externes des deux sexes; voies ectodermiques femelles). Revue de la morphologie. Lexique de la nomenclature. Index bibliographique analytique. *Mémoires du Muséum National d'Histoire Naturelle*, 6A: 183-278.

Ekblom, T. 1926. Morphological and biological studies of the Swedish families of the Hemiptera-Heteroptera. Part I. The families Saldidae, Nabidae, Lygeidae, Hydrometridae, Veliidae and Gerridae. *Zoologisk Bidrag fran Uppsala*, 10: 31-180.

Esaki, T. 1929. A remarkable speo-halophilous water-strider (Heteroptera, Mesoveliidae). *Annals and Magazine of Natural History*, 4: 341-346.

Estévez, A.L.; López-Ruf, M.L. 2006. Separación de subfamilias en la familia de chinches Gelastocoridae (Hemiptera). *Revista de Biología Tropical*, 54: 1319-1322.

Estévez, A.L.; Ribeiro, J.R.I. 2011. *Weberiella* De Carlo, 1966 (Insecta: Heteroptera: Belostomatidae) revisited: redescription with a key to the genera of Belostomatidae and considerations on back-brooding behaviour. *Zoologischer Anzeiger*, 250: 46-54.

Fieber, F.X. 1861. *Die Europäischen Hemiptera. Halbflüger. (Rhynchota Heteroptera)*. Carl Gerold's Sohn, Wien, 444p.

Forero, D. 2008. The systematics of the Hemiptera (Sistemática de Hemiptera). *Revista Colombiana de Entomología*, 34: 1-21.

Gagné, W.C.; Howarth, F.G. 1975. The cavernicolous fauna of Hawaiian lava tubes, 6. Mesoveliidae or water treaders (Heteroptera). *Pacific Insects*, 16: 399-413.

Hebsgaard, M.B.; Andersen, N.M.; Damgaard, J. 2004. Phylogeny of the true water bugs (Nepomorpha: Hemiptera-Heteroptera) based on 16s and 28s rDNA and morphology. *Systematic Entomology*, 29: 488-508.

Heckman, C.W. 2011. *Encyclopedia of South American Aquatic Insects: Hemiptera-Heteroptera Illustrated Keys to Known Families, Genera, and Species in South America*. Springer, Dordrecht, Heidelberg, London, New York, 679p.

Hua, J.; Li, M.; Dong, P.; Cui, Y.; Xie, Q.; Bu, W. 2009. Phylogenetic analysis of the true water bugs (Insecta: Hemiptera: Heteroptera: Nepomorpha): evidence from mitochondrial genomes. *BMC Evolutionary Biology*, 9: 1-11.

Hungerford, H.B. 1919. The biology and ecology of aquatic and semiaquatic Hemiptera. *Kansas University Science Bulletin*, 11: 1-328.

Hungerford, H.B.; Matsuda, R. 1960. Keys to subfamilies, tribes, genera and subgenera of the Gerridae of the World. *Kansas University Science Bulletin*, 41: 3-23.

La Rivers, I. 1953. New gelastocorid and naucorid records and miscellaneous notes, with a description of a new species, *Ambrysus amargosus* (Hemiptera: Naucoridae). *The Wasmann Journal of Biology*, 11: 83-96.

Latreille, P.A. 1810. *Considérations Générales sur l'Ordre Naturel des Animaux Composant les Classes des Crustacés, des Arachnides, et des Insectes; avec un Tableau Méthodique de Leurs Genres, Disposés en Familles*. F. Schoell, Paris, 444p.

Lauck, D.R.; Menke, A.S. 1961. The higher classification of the Belostomatidae (Hemiptera). *Annals of the Entomological Society of America*, 54: 644-657.

Mahner, M. 1993. Systema cryptoceratorum philogeneticum (Insecta: Heteroptera). *Zoologica*, 48: 1-302.

Matsuda, R. 1960. Morphology, evolution and a classification of the Gerridae (Hemiptera – Heteroptera). *Kansas University Science Bulletin*, 41: 25-632.

McCafferty, W.P. 1981. *Aquatic Entomology. The Fishermen's and Ecologists' Illustrated Guide to Insects and their Relatives*. Science Books International, Boston, 448p.

Menke, A.S. 1979. The semiaquatic and aquatic Hemiptera of California (Heteroptera: Hemiptera). *Bulletin of the California Insect Survey*, 21: 136-161.

Moreira, F.F.F.; Barbosa, J.F.; Ribeiro, J.R.I.; Alecrim, V.P. 2011. Checklist and distribution of semiaquatic and aquatic Heteroptera (Gerromorpha and Nepomorpha) occurring in Brazil. *Zootaxa*, 2958: 1-74.

Nessimian, J.L.; Ribeiro, J.R.I. 2000. Aspectos da biologia de *Buenoa platycnemis* (Fieber) (Insecta, Heteroptera, Notonectidae) da Restinga de Maricá, Rio de Janeiro. *Revista Brasileira de Zoologia*, 17: 229-239.

Nieser, N. 1970. Corixidae of Suriname and the Amazon, with records of other Neotropical species. *Studies on the Fauna of Suriname and other Guyanas*, 12: 43-70.

Nieser, N. 1975. The water bugs (Heteroptera: Nepomorpha) of the Guyana Region. *Studies on the Fauna of Suriname and other Guyanas*, 16: 1-303.

Nieser, N. 2002. Guide to aquatic Heteroptera of Singapore and Peninsular Malaysia. IV. Corixoidea. *Raffles Bulletin of Zoology*, 50: 263-274.

Nieser, N.; Chen, P.P. 2002. Six new species of *Neotrephes* China, 1936 (Heteroptera: Helotrephidae) from Brazil, with a key to Neotropical Helotrephidae. *Lundiana*, 3(1): 31-40.

Nieser, N.; Chen, P.P. 2006. Two new genera and a new subfamily of Micronectidae (Heteroptera, Nepomorpha) from Brazil. *Denisia*, 19: 523-534.

Nieser, N.; Melo, A.L. 1997. *Os Heterópteros Aquáticos de Minas Gerais Guia Introdutório com Chave de Identificação para as Espécies de Nepomorpha e Gerromorpha*. Editora UFMG, Belo Horizonte, 180p.

Papácek, M.; Zettel, H. 2004. Helotrephidae of the World (Hemiptera: Heteroptera: Nepomorpha): checklist and bibliography. *Acta Societatis Zoologicae Bohemoslovacae*, 68: 99 -108.

Pereira, M.H.; Melo, A.L. 1998. Influência do tipo de presa no desenvolvimento e na preferência alimentar de *Belostoma anurum* Herrich-Schäffer, 1848 e *B. plebejum* (Stål, 1858) (Heteroptera, Belostomatidae). *Oecologia Brasiliensis*, 5: 41-49.

Perez-Goodwyn, P.J. 2006. Taxonomic revision of the subfamily Lethocerinae Lauck & Menke (Heteropera: Belostomatidae). *Stuttgarter Beiträge zur Naturkunde*, 695A: 1-71.

Poisson, R.A. 1959. Sur un nouveau représentant africain de la faune terrestre commensale des biotopes hygropétriques: *Madeovelia guineensis* nov. gen. nov. sp. (insecte hétéroptère). *Bulletin de l'Institut Français d'Afrique Noire*, 21A: 658-663.

Polhemus, J.T. 1995. Nomenclatural and synonymical notes on the genera *Diplonychus* Laporte and *Appasus* Amyot and Serville (Heteroptera: Belostomatidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 97: 649-653.

Polhemus, J.T.; Polhemus, D.A. 1991. A review of the veliid fauna of bromeliads, with a key and description of a new species (Heteroptera: Veliidae). *Journal of the New York Entomological Society*, 99: 204-216.

Polhemus, J.T.; Polhemus, D.A. 2008. Global diversity of true bugs (Heteroptera; Insecta) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 379-391.

Popov, Y.A. 1971. Historical development of the hemipterous infraorder Nepomorpha (Heteroptera). *Trudy Paleontologicheskogo Instituta*, 119: 1-230 [em russo].

Rodrigues, H.D.D.; Melo, A.L.; Ferreira-Keppler, R.L. 2012. Macropterous form of *Paratrephes* China, 1940, with new distributional records of Neotrephinae from Brazil (Hemiptera: Heteroptera: Helotrephidae). *Zootaxa*, 3483: 82-88.

Schuh, R.T. 1979. [Review of] Evolutionary trends in Heteroptera. Part II. Mouthpart-structure and feedings strategies by R. H. Cobben. *Systematic Zoology*, 28: 653-656.

Schuh, R.T.; Slater, J.A. 1995. *True bugs of the World (Hemiptera: Heteroptera). Classification and Natural History.* Cornell University Press, Ithaca, xii + 336p.

Spooner, C.S. 1938. The phylogeny of the Hemiptera based on a study of the head capsule. *Illinois Biological Monographs*, 16: 1-102.

Sprage, I.B. 1956. The biology and morphology of *Hydrometra martini* Kirkaldy. *Kansas University Science Bulletin*, 38: 579-691.

Štys, P. 1976. *Velohebria antennalis* gen. n, sp. n. – a primitive terrestrial Microveliinae from New Guinea, and a revised classification of the family Veliidae. *Acta Entomologica Bohemoslovaca*, 73: 388-403.

Todd, E.L. 1955. A taxonomic revision of the family Gelastocoridae. *University of Kansas Science Bulletin*, 37: 277-475.

Truxal, F.S. 1952. The comparative morphology of the male genitalia of the Notonectidae (Hemiptera). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 25: 30-38.

Usinger, R.L. 1968. Aquatic Hemiptera. In: Usinger, R.L. (Ed.). *Aquatic Insects of California*. University of California Press, Berkeley and Los Angeles, p.182-228.

Wheeler, W.C.; Schuh, R.T.; Bang, R. 1993. Cladistic relationships among higher groups of Heteroptera: congruence between morphological and molecular data sets. *Entomologica Scandinavica*, 24: 121-137.

Williams, D.D.; Feltmate, B.W. 1992. *Aquatic Insects*. C.A.B. International, Wallinford, Oxon, 358p.



# Ordem Megaloptera

(*Megalo* = grande; *pteron* = asa)

Carlos Augusto Silva de Azevêdo[1], Neusa Hamada[2]

19

**Diagnose**. Insetos neópteros de tamanho médio a grande (10-90 mm). Larva com o corpo deprimido dorso ventralmente, coloração, geralmente, castanha a parda; aparelho bucal do tipo mastigador (larvas são predadoras); brânquias laterais abdominais nos segmentos 1 a 7 ou 1 a 8; desenvolvimento holometabólico, o único estágio aquático é o larval. Adultos com olhos compostos, ocelos presentes em Corydalidae e ausentes em Sialidae. Antena multiarticulada; palpo maxilar com quatro a cinco artículos e palpo labial, com três a quatro. Tórax desenvolvido, com pronoto grande, subretangular. Meso- e metatórax semelhantes entre si. Dois pares de asas membranosas grandes, repousam dobrados sobre o abdômen, em forma de telhado. Asa posterior com região anal expandida e dobrável. Pernas bem desenvolvidas; tarsos pentâmeros, com duas garras apicais. Adultos de algumas espécies podem ter dimorfismo sexual, macho com mandíbulas longas e mais esclerosadas do que as da fêmea.

## Anatomia externa

**Adulto** (Figuras 1A, B). **Cabeça** prognata. Olhos posicionados lateralmente, protuberantes. Ocelos presentes em Corydalidae e ausentes em Sialidae. Antena longa, moniliforme, filiforme, serreada ou pectinada. Mandíbula bem desenvolvida; palpo maxilar com quatro a cinco artículos e palpo labial com três a quatro; placa gular exposta. **Tórax** com segmentos bem desenvolvidos. Pronoto grande; meso- e metanoto com formato similar. Pernas bem desenvolvidas, com coxas média e posterior grandes. Tarsos pentâmeros, terminando em duas garras simples. Pulvilos ausentes em Corydalidae. Sialidae com o quarto tarsômero expandido ventral e lateralmente, funcionando como pulvilo. Dois pares de asas membranosas repousando sobre o abdômen, que se estendem muito além da extremidade do corpo. Asa posterior com região anal expandida e dobrável. **Abdômen** mole, flexível, alongado, com dez segmentos, o último com um par de cercos simples. Espiráculos presentes nos segmentos I a VIII. Machos de Corydalidae com dois pares de bolsas de feromônio localizados lateralmente, nos segmentos abdominais VII e VIII. Fêmeas sem ovipositor.

[1] Centro de Estudos Superiores de Caxias, Universidade Estadual do Maranhão, Praça Duque de Caxias s/n, Morro do Alecrim CEP 65604-380 Caxias, MA, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil

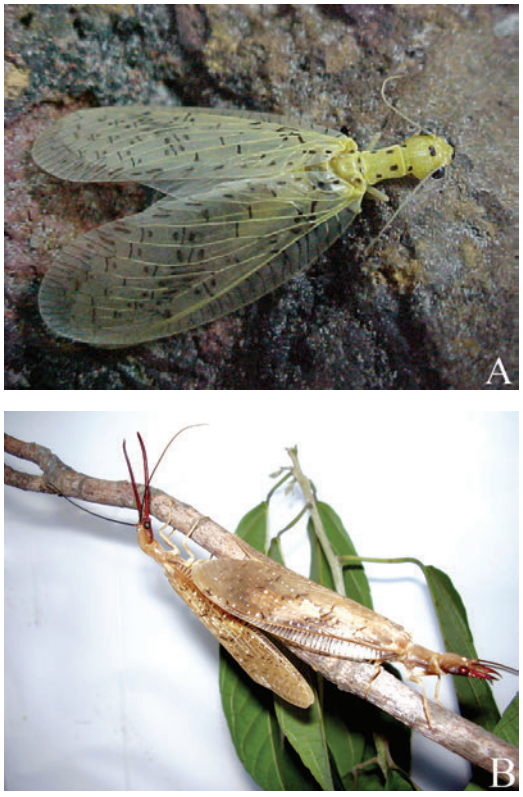



**Figura 1.** Adulto de Megaloptera (Corydalidae). A. *Chloronia hieroglyphica* (Rambur). B. *Corydalus affinis* Burmeister (casal).

**Imaturos**. **Ovos** de Corydalidae são depositados em conjunto e recobertos por secreção de coloração branca, que escurece próximo à eclosão. Posturas de *Corydalus* têm forma oval e possuem entre 850 e 2.500 ovos, dispostos de forma compacta, em três camadas, e as de *Chloronia hieroglyphica* (Rambur) têm forma arredondada e possuem entre 320 e 850 ovos, dispostos de forma compacta, em uma camada (Azevêdo 2003). A postura de *Ilyobus flammatum* (Penny) não tem formato definido, os ovos são colocados espaçadamente, em conjuntos de 200 a 500 ovos (Azevêdo 2003). **Larva** de Megaloptera é alongada e achatada, com cabeça prognata, quadrangular e peças bucais bem desenvolvidas (Figuras 2A, B). Antena relativamente bem desenvolvida, com cinco artículos em Corydalidae e quatro em Sialidae, tão longa quanto a maxila. Órgãos visuais constituídos por *estemata* separados. Protórax quadrangular, bem desenvolvido (Figuras 3A, B). Pernas com tarsos longos, não articulados, terminando em duas garras. Corydalidae com oito pares de filamentos abdominais laterais e um par de falsas pernas anais, cada uma com dois ganchos no ápice do abdômen (Figuras 4A, B, 5A). Sialidae com sete pares de filamentos abdominais laterais e um filamento longo no ápice do abdômen (Figura 5B). **Pupa**, exarata e ativa, utiliza as mandíbulas para defesa e as pernas para se movimentar (Figuras 6A, B). Cabeça similar à da larva, mas com antenas e olhos compostos desenvolvidos.

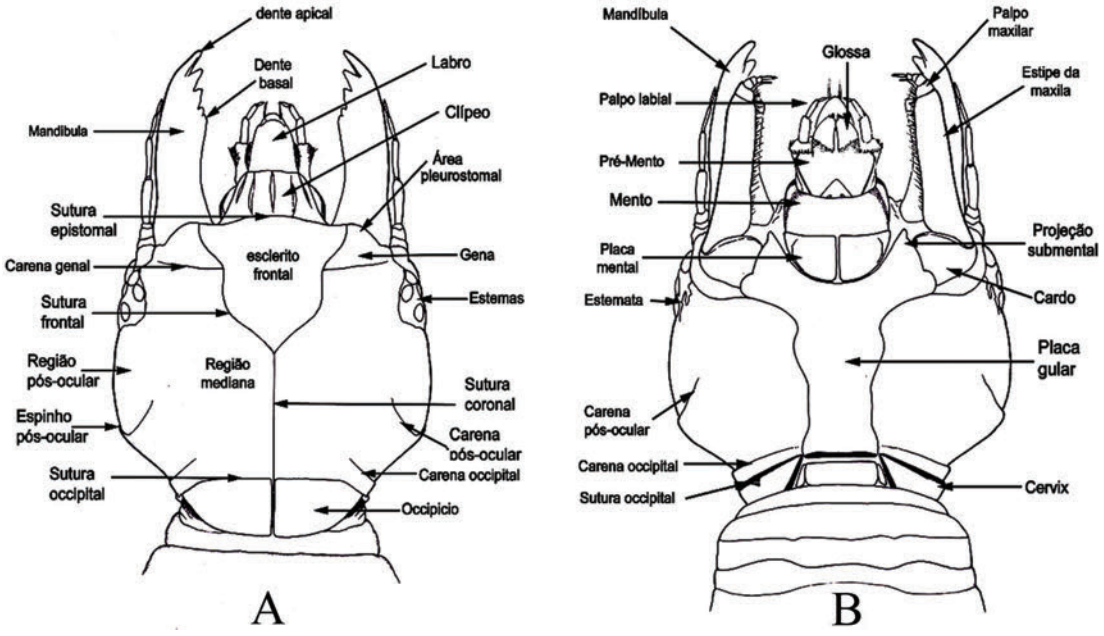



**Figura 2.** Cápsula cefálica da larva de Megaloptera. A. Vista dorsal. B. Vista ventral; com as principais estruturas indicadas e nomeadas.

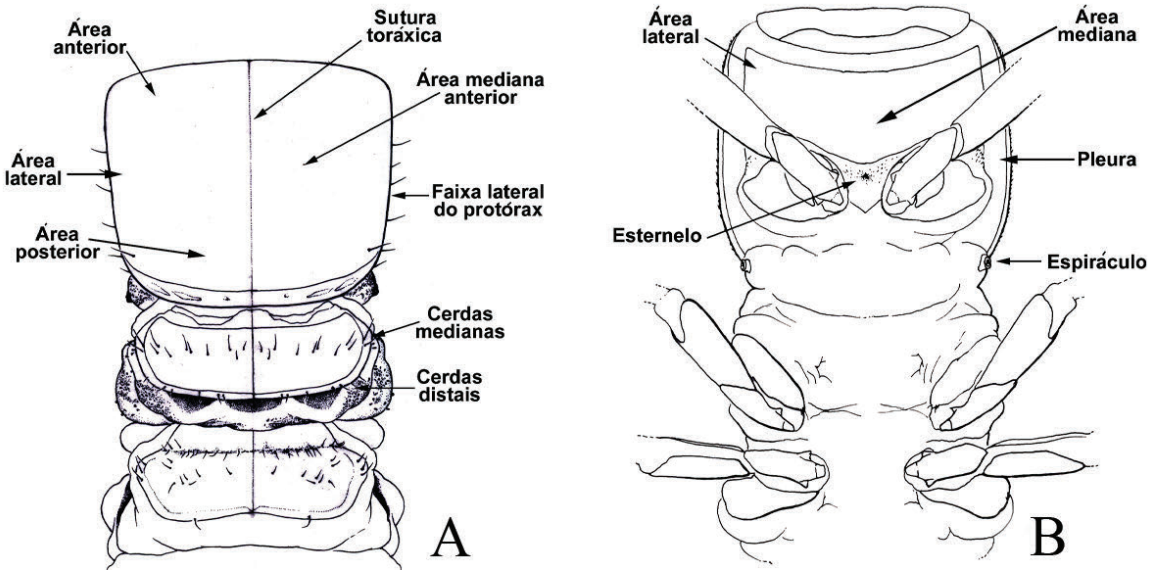



**Figura 3.** Tórax da larva de Megaloptera. A. Vista dorsal. B. Vista ventral. com as principais estruturas indicadas e nomeadas.

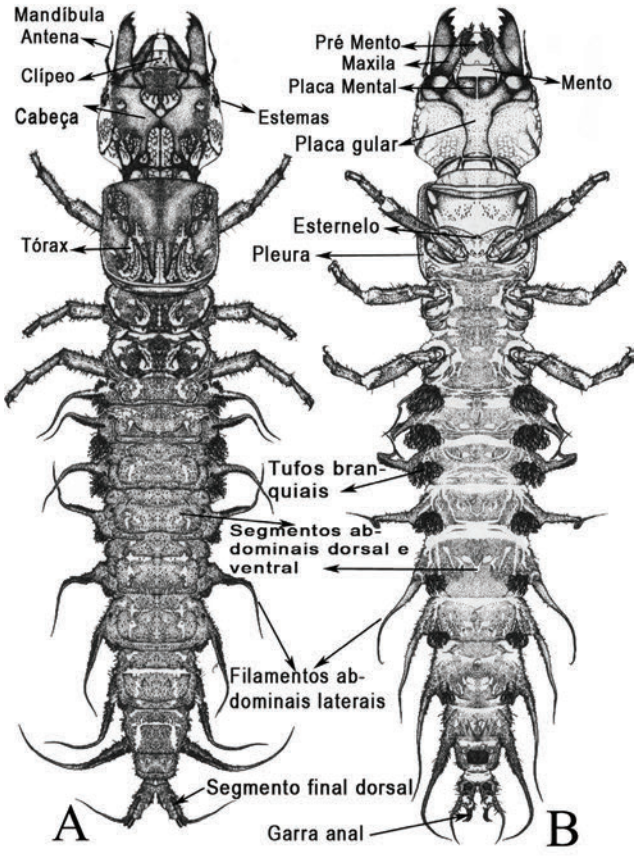



**Figura 4.** Larva de Corydalinae (Megaloptera, Corydalidae). A. Vista dorsal. B. Vista ventral.

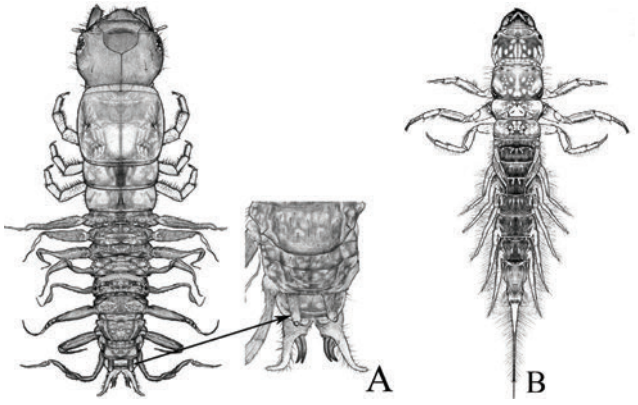



**Figura 5.** A. Larva de Chauliodinae (Megaloptera, Corydalidae), vista dorsal, com detalhe indicando os troncos espiraculares. B. Larva de Sialidae, vista dorsal.

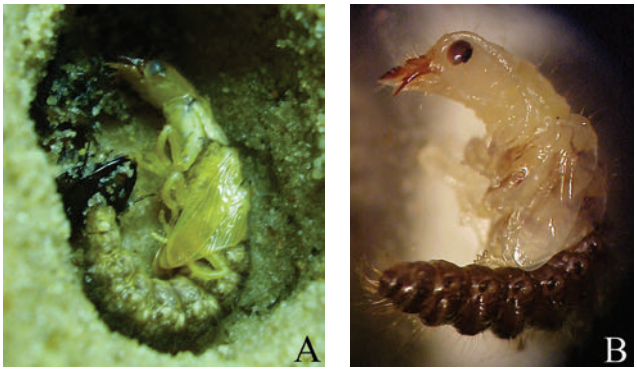



**Figura 6.** Pupa de Megaloptera, vista lateral. A. *Corydalus nubilus* Erichson. B. *Ilyobus flammatum (*Penny).

## Taxonomia

Foi adotada aqui as classificações de Glorioso (1981), New e Theischinger (1993), Evan e Neunzig (1996) e Liu et al. (2015). Atualmente, são registradas cerca de 350 espécies de Megaloptera no mundo (Contreras-Ramos 2011; Cardoso-Costa *et al.* 2013), o número de espécies por táxons na região Neotropical, Brasil e Amazonas são apresentados na Tabela 1.

Recentemente, a subfamília Chauliodinae (Corydalidae) foi registrada pela primeira vez no Brasil, na região Sudeste (Contreras-Ramos 2007; Azevêdo e Hamada 2008). No entanto, o primeiro registro de gênero e espécie foi realizado por Cardoso-Costa *et al.* (2013), que descreveram um gênero e uma espécie, com base em espécimes adultos coletados na Serra da Mantiqueira, em Minas Gerais.

A chave de identificação apresentada no final deste capítulo pode ser utilizada para identificar as famílias e subfamílias de Megaloptera ocorrentes no Brasil. Na Amazônia, informações sobre larvas de Megaloptera estão disponíveis apenas para os estados do Amazonas (Azevêdo e Hamada 2006, 2007) e Roraima (Azevêdo 2009), dessa forma, a chave possibilita a identificação de espécies de Corydalidae (Corydalinae) e Sialidae ocorrentes nesses dois estados.

**Tabela 1.** Quadro atual das principais famílias, subfamílias, gêneros e número de espécies de Megaloptera (Insecta) registrados para a região Neotropical, Brasil e estado do Amazonas.

| | | | Número de espécies | | |
|---|---|---|---|---|---|
| Família | Subfamília | Gênero | Região Neotropical (n= 78) | Brasil (n= 22) | Amazonas (n= 7) |
| Corydalidae (n = 67) | Corydalinae (n = 57) | *Corydalus* Latreille | 37 | 13 | 5 |
| | | *Chloronia* Banks | 18 | 4 | 1 |
| | | *Platyneuromus* Weele | 3 | - | - |
| | Chauliodinae (n= 10) | | | 2* | |
| | | *Archichauliodes* Weele | 2 | - | - |
| | | *Protochauliodes* Weele | 5 | - | - |
| | | *Nothochauliodes* Flint | 1 | - | - |
| | | *Neohermes* Banks | 1 | - | - |
| | | *Puri* Cardoso-Costa, Azevêdo & Ferreira-Jr | 1 | 1 | |
| | | *Ilyobius* Enderlein | 9 | 3 | 1 |
| Sialidae (n= 10) | Sialidinae (n= 10) | *Ilyobius* Enderlein | 1 | - | - |

Nota: n= número de espécies. 2*= larva de *Chauliodinae* registrada para o Brasil (Estado de São Paulo e Minas Gerais). Fonte: (Contreras-Ramos 1998, 1999, 2000, 2007, 2008, 2011; Contreras-Ramos *et al.* 2005; Azevêdo 2009; Azevêdo e Hamada 2006, 2007, 2008; Cover e Resh, 2008; Cardoso-Costa *et al.* 2013; Liu et al. 2015a, 2015b; Ardila-Camacho 2014; Ardila-Camacho e Contreras Ramos 2018); Gama Neto e Passos 2018).

## Famílias

## Corydalidae

Adultos e larvas são grandes, apresentam mandíbulas bem desenvolvidas. Adultos de algumas espécies apresentam dimorfismo sexual, onde as mandíbulas dos machos são bem mais longas e esclerosadas do que as das fêmeas (Figura 1B). Adultos praticamente não se alimentam, uma vez que têm o intestino atrofiado, e as larvas são predadoras. Os adultos são atraídos pela luz, quando podem ser facilmente capturados. As larvas habitam áreas de correnteza de rios e igarapés, utilizando diferentes tipos de substratos (*e.g.*, tronco, galhos, raízes, pedras, folhiço, hidrófitas). As larvas saem da água para empupar nas margens dos cursos d'água, sob pedras, raízes ou musgos.

## Sialidae

Adultos e larvas têm tamanho médio a pequeno, apresentam mandíbulas bem desenvolvidas. Adultos não se alimentam e as larvas são predadoras. Diferente de Corydalidae, adultos não apresentam dimorfismo sexual e, geralmente, são pouco atraídos pela luz. As larvas habitam áreas de remanso ou com pouca correnteza de igarapés e lagos, utilizam geralmente folhiço e raízes laterais, em áreas de sedimentos finos.

## Chave para identificar larvas das famílias e subfamílias de Megaloptera do Brasil e espécies ou morfótipos ocorrentes nos estados do Amazonas e Roraima

1. Abdômen com oito pares de filamentos laterais; região terminal com um par de falsas pernas com dois ganchos anais; tamanho médio a grande (20 a 80 mm de comprimento) (Figuras 4A, B, 5A) ..... Corydalidae ... 2

1'. Abdômen com sete pares de filamentos laterais; região terminal sem falsas pernas, mas com um longo filamento; tamanho pequeno (0,8 a 12 mm de comprimento) (Figura 5B) ..... Sialidae ... *Ilyobius flammatum*

2. Ausência de tufos branquiais ventrais na base dos filamentos laterais; presença de um par de tubos respiratórios, na região dorso-posterior do segmento abdominal VIII (Figura 5A) ..... Chauliodinae

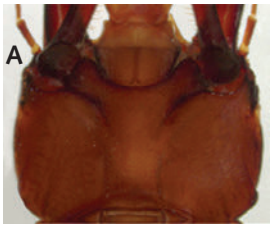
2'. Presença de tufos branquiais ventrais na base dos filamentos laterais dos segmentos I-VII; ausência de tubos respiratórios na região dorso-posterior do segmento abdominal VIII; tamanho médio a grande (Figura 4B) ..... Corydalinae ... 3

3. Comprimento entre 20 e 30 mm; cabeça de coloração uniforme, sem manchas; protórax com dois pares de manchas circulares ..... *Chloronia hieroglyphica*



3'. Comprimento entre 40 e 80 mm; cabeça com padrão de manchas definida; protórax sem dois pares de manchas circulares ..... 4

4. Submento com região apical da projeção lateral não alongada e pontiaguda, não ultrapassando ou na mesma altura da margem anterior da placa mental (A, B) ..... 5

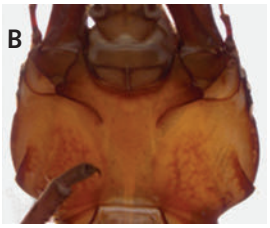




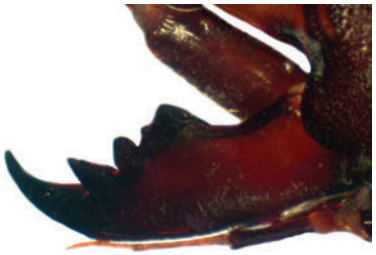


4'. Submento com região apical da projeção lateral alongada e pontiaguda, ultrapassando a margem anterior da placa mental (A, B) ..... 9




5. Inserção do primeiro dente basal da mandíbula, mais próxima da base da mandíbula do que do seu ápice ..... 6



5'. Inserção do primeiro dente basal da mandíbula, mais próxima do ápice do que da base da mandíbula ..... 8



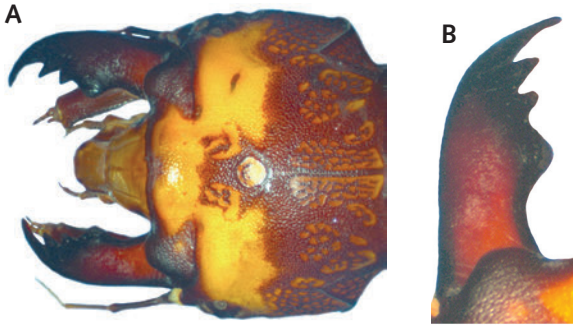
6. Coloração geral da cabeça castanho escura, com pontuações escuras; 1 + 1 área subretangular clara na região pós-genal, paralela aos estemas ..... 7



6'. Coloração geral da cabeça castanho clara ; ausência de 1 + 1 área subretangular clara na região pós-genal, paralela aos estemas ..... *C. flavicornis*



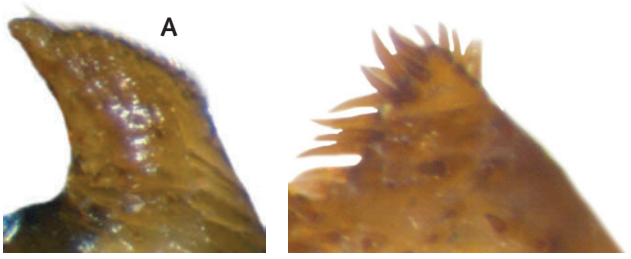
7. Cabeça, dorsalmente, com 1 + 1 grande área subretangular, clara (se estendem até o esclerito frontal (A); primeiro e segundo dentes basais da mandíbula fusionados (B) ..... *C. batesii*



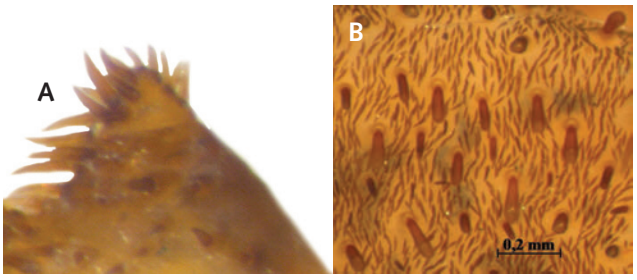

7'. Cabeça, dorsalmente, com 1 + 1 pequena área subretangular clara (não se estendem até o esclerito frontal) (A); primeiro e segundo dentes basais não fusionados (B) ..... *Corydalus* sp RR



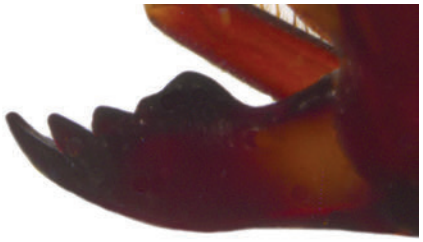

8. Esternelo projetado, com ápice encurvado para a região anterior (A); tergitos abdominais com microssetas em forma de estrela (B) ..... *C. affinis*




8'. Esternelo não projetado e sem curvatura no ápice (A); tergitos abdominais com microssetas de forma alongada (B) ..... *C. nubilus*



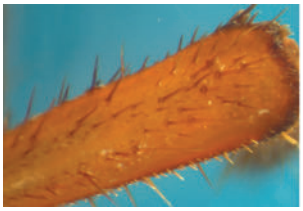

9. Inserção do primeiro dente basal da mandíbula, mais próxima da base da mandíbula do que do seu ápice ..... *C. ignotus*



9'. Inserção do primeiro dente basal da mandíbula, mais próxima do ápice do que de sua base .....10



10. Fêmur anterior, em vista dorsal, densamente recoberto de cerdas esclerosadas longas, com maior concentração na região mediana; tergito abdominal com macrossetas tubulares ..... *Corydalus* sp. 1



10'. Fêmur anterior, em vista dorsal, com poucas cerdas esclerosadas longas, com maior concentração na região distal; tergito abdominal com macrossetas claviformes ..... .....*Corydalus* sp. 2



## Referências Bibliográficas


Ardila-Camacho, A. 2014. A new species of *Corydalus* Latreille, 1802 (Megaloptera, Corydalidae) and first record of *C. clavijoi* Contreras-Ramos, 2002 and *C. nubilus* Erichson, 1848 from Colombia. *Zootaxa*, 3811: 107-118.

Ardila-Camacho, A.; Contreras-Ramos, A. 2018. The Megaloptera (Insecta: Neuropterida) of Colombia. *Aquatic Insects*, 39: 297-353.

Azevêdo, C.A.S. 2003. *Taxonomia e bionomia de imaturos de Megaloptera (Insecta) na Amazônia Central, Brasil.* Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas. Manaus, Amazonas, 159p.

Azevêdo, C.A.S. 2009. *Taxonomia, bionomia e estrutura da comunidade de larvas de Megaloptera (Insecta), em igarapés nos estados do Amazonas e Roraima, Brasil.* Tese de Doutorado- INPA/UFAM, Manaus, XVIII, 115p.

Azevêdo, C.A.; Hamada, N. 2006. Description of last-instar larva of *Corydalus nubilus* Erichson, 1848 (Megaloptera: Corydalidae) and notes on its bionomics. *Zootaxa,* 1177: 57-68.

Azevêdo, C.A.S.; Hamada, N. 2007. Description of the larvae of *Corydalus batesii* MacLachlan and *C. ignotus* Contreras-Ramos (Megaloptera: Corydalidae) with notes on life history and behavior. *Zootaxa,* 1631: 33-45.

Azevêdo, C.A.S.; Hamada, N. 2008. *Megaloptera*. *In*: Guia on-line: *Identificação de larvas de Insetos Aquáticos do Estado de São Paulo*. Froehlich, C.G. (Org.). Disponível em: http://sites.fclrp.usp.br/aguadoce/guiaonline.

Cardoso-Costa, G.; Azevêdo, C.A.S.; Ferreira-Jr N. 2013. A new genus and new species of Chauliodinae (Insecta: Megaloptera: Corydalidae) from Brazil. *Zootaxa,* 3613: 391-399.

Contreras-Ramos, A. 1998. *Systematics of the Dobsonfly Genus Corydalus (Megaloptera: Corydalidae)*. Tomas Say Publications in Entomology: Monographs. Entomological Society of America, USA, 360p.

Contreras-Ramos, A. 1999. List of species of Neotropical Megaloptera (Neuropterida). *Proceedings of the Entomological Society of Washington,* 101: 274-284.

Contreras-Ramos, A. 2000. A new species of *Chloronia* Banks (Megaloptera: Corydalidae) from Southeastern Brazil, with a key to the species of Brazil. *Proceedings of the Entomological Society of Washington,* 102: 919-923.

Contreras-Ramos, A. 2007. Recent accounts on the systematic and biogeography of Neotropical Megaloptera (Corydalidae, Sialidae). *Annali del Museo Civico di Storia Naturale di Ferrara,* 8: 67-72.

Contreras-Ramos, A. 2008. Notes on some Neotropical Alderflies (Sialidae: Megaloptera). *Annals of the Entomological Society of America*, 101: 808-814.

Contreras-Ramos, A. 2011. Phylogenetic review of dobsonflies of the subfamily Corydalinae and the genus *Corydalus* Latreille (Megaloptera: Corydalidae). *Zootaxa,* 2862: 1-38.

Contreras-Ramos, A; Fiorentin, G.L.; Urakami, Y. 2005. A new species of alderfy (Megaloptera: Sialidae) from Rio Grande do Sul, Brazil. *Amazoniana,* 18: 267-272.

Cover, M.R.; Resh, V.H. 2008. Global diversity of dobsonfies, fishflies, and alderflies (Megaloptera; Insecta) and spongilla flies, nevrorthids, and osmylids (Neuroptera; Insecta) in freshwater. *Hydrobiologia,* 595: 409-417.

Evans, E.D.; Neunzig, H.H. 1996. Megaloptera and Aquatic Neuroptera, p. 298-308. *In*: Merritt, R.W.; Cummins, K.W. (Eds). *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*, Kendall/ Hurt Publishing Company, Dubuque, Iowa, 862p.

Gama Neto, J.L.; Passos, M.A.B. 2018. Primeiro registro de *Corydalus peruvianus* Davis (Megaloptera: Corydalidae: *Corydalinaei*) no Brasil. *Entomobrasilis*, 1: 45-48.

Glorioso, M.J. 1981. Systematics of the dobsonfly subfamily *Corydalinae* (Megaloptera: Corydalidae). *Systematic Entomology,* 6: 253-290.

Liu, X.Y.; Hayashi, F.; Yang, D. 2015a. Phylogeny of the family Sialidae (Insecta: Megaloptera) inferred from morphological data, with implications for generic classification and historical biogeography. *Cladistics*, 31: 18-49.

Liu, X.Y.; Hayashi, F.; Yang, D. 2015b. Taxonomic notes of the Neotropical alderfly genus *Ilyobius* Enderlein, 1910 (Megaloptera, Sialidae), with description of a new species. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 62: 55-63.

New, T.R.; Theischinger, G. 1993. Megaloptera (Alderflies, Dobsonfies). *Handbuch der Zoologie* 4 (Part 33).Walter de Gruyter, Berlin, 97p.



# Ordem Neuroptera

(*neuron* = veias; *pteron* = asa)

Família Sisyridae

20

Neusa Hamada[1], Ana Maria Oliveira Pes[1], Rafael Boldrini[2]

Neuroptera é composta por 17 famílias, duas destas - Sisyridae e Nevrorthidae - são consideradas aquáticas uma vez que as larvas desenvolvem-se em ambiente aquático; a primeira família tem distribuição mundial, mas a segunda é restrita para o Mediterrâneo, Japão, Taiwan e Austrália. Uma terceira família, Osmylidae, é considerada dependente da água, mas, muito pouco se conhece sobre sua biologia (Cover e Resh 2008). No presente capítulo apenas informações sobre Sisyridae são apresentadas.

## Família Sisyridae

**Diagnose**. Adulto de pequeno porte (6-8mm), hipognata, vértice convexo, antenas geralmente filiformes, ocelos ausentes; asas ovais, com macrotríquias e numerosas veias em forma de forquilha nas margens, veias costais não furcadas. Pupa exarata, mandíbulas fortes, casulo composto por duas camadas de seda, a externa com tramas mais abertas do que a interna. Larva com cutícula pouco esclerosada, peças bucais alongadas e flexíveis, em forma de estilete, antenas filiformes; pernas delgadas com uma única garra; tórax e abdômen com tubérculos dorsais e inúmeras cerdas; brânquias abdominais segmentadas e ventrais.

## Anatomia externa

**Adulto** (Figura 1). Com 6-8 mm de comprimento; coloração, geralmente, pálida; assemelha-se a pequenos Trichoptera por apresentar cerdas e manter as asas em forma de tenda sobre o corpo. **Cabeça**. Com vértice convexo, olhos compostos grandes, ocelos ausentes, antena moniliforme, longa e setosa. Palpo maxilar com 5 segmentos e palpos labiais com 3 segmentos, ambos com um segmento apical expandido; mandíbulas bem desenvolvidas. **Tórax**. As asas são ovais com numerosas veias em forma de forquilha nas margens; macrotríquias distribuídas principalmente ao longo das veias das asas e nas margens; veias costais não furcadas. Pernas cursoriais, tarsos com cinco segmentos e com um par de garras curvadas. **Abdômen.** Não esclerosado, com 10 segmentos, tergitos e esternitos de alguns segmentos moderadamente esclerosados. Ovipositor tubular, que se estende dorsalmente quando em repouso. O macho com genitália elaborada com o esterno 10 modificado em um par de clasper.

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[2] Centro de Estudos da Biodiversidade, Universidade Federal de Roraima, Campus Paricarana, CEP 69310-000 Boa Vista, RR, Brasil.



**Figura 1.** Vista lateral de Sisyridae (Neuroptera) adulto. Nota: região mediana a distal das antenas e microtríquias das asas e tórax não ilustradas.

## Imaturos

**Ovos.** Alongados, aproximadamente 0,35 mm de comprimento, região micropilar curta; coloração esbranquiçada ao ser depositado, de acordo com o desenvolvimento do embrião a coloração escurece. Ovos depositados em grupos de 1 a 22, embora a média seja entre 2 a 5 (Brown 1952; Elliot 1996) e recobertos por fina teia de seda (Figura 2) produzida pela fêmea. O embrião é envolto por uma fina cutícula amniótica onde se encontra uma estrutura (*egg-saw*) localizada entre os estemas do embrião, utilizada para romper o córion e permitir a eclosão da larva (Brown 1952).

**Larva** (último estádio) (Figuras 3-4). Com cerca de 4 mm de comprimento, corpo mole e fusiforme. Coloração variável, branco, verde ao marrom, dependendo de sua dieta. Peças bucais alongadas, em forma de estilete, mantidas juntas em forma de tubo e utilizadas para sugar fluídos de suas presas. Palpos labiais e maxilares ausentes. Antenas são filiformes, multissegmentadas, tão longas quanto o estilete formado pelas peças bucais. Estemas localizados lateralmente. Tórax com três pares de pernas bem desenvolvidas, com tarso uni-segmentado, com uma garra apical fina. Tubérculos com setas no tórax e abdômen, distribuídos lateralmente e dorsalmente, na região mediana do corpo. A localização das cerdas e estruturas dos tubérculos é importante para a identificação genérica e específica. O último segmento é alongado e abriga um espinerete por onde a seda, produzida nos túbulos de Malpighi, é expelida para a construção do casulo. Brânquias traqueais segmentadas presentes ventralmente, nos segmentos abdominais 1-7 (Figura 4B). As larvas passam por três estádios, apenas as de segundo e terceiro apresentam brânquias abdominais e ventrais.



**Figura 2.** Ovos de Sisyridae (Neuroptera) cobertos com uma teia de seda.



**Figura 3.** Larva de último estádio de Sisyridae (Neuroptera). Vista latero-ventral.

**Pupa** (Figura 5). Exarata, característica da ordem Neuroptera, com apêndices imóveis até antes da emergência. Antenas localizadas dorsalmente aos olhos e ao longo da margem anterior das asas posteriores, estendendo-se até suas extremidades. Possui mandíbulas esclerosadas (Brown 1952).

## Taxonomia e biologia

Sisyridae tem cerca de 60 espécies distribuídas mundialmente. Dois gêneros ocorrem no Brasil, *Climacia*, restrito às regiões Neártica e Neotropical e *Sisyra*, com distribuição mundial (Cover e Resh 2008). O Brasil abriga pouco mais de 50% (n = 16) das espécies dessa família no novo mundo (n = 30) (Tabela 1), 12 destas ocorrem na região Norte, no entanto, essas informações referem-se apenas a dois estados, Amazonas e Pará (Flint

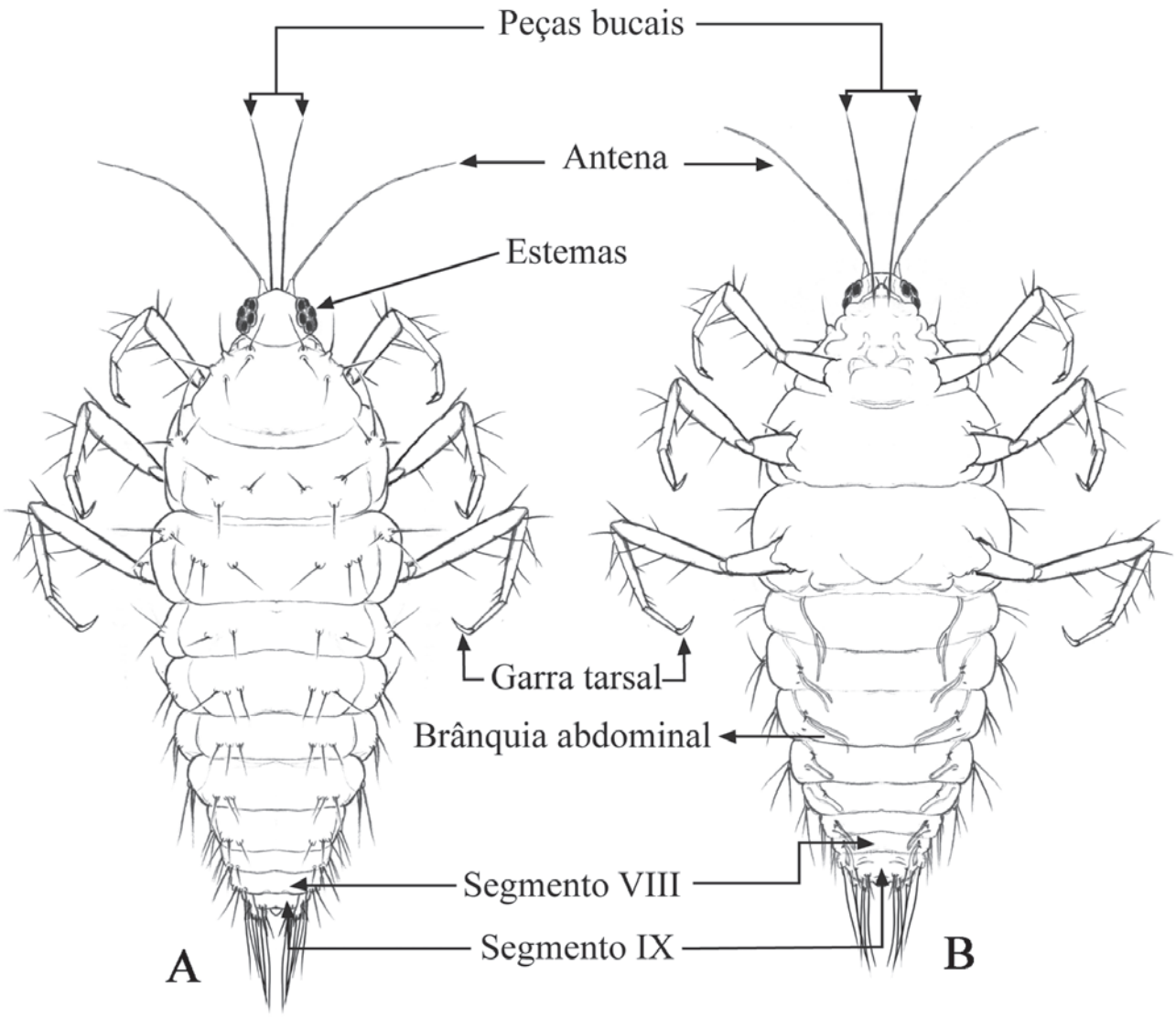



**Figura 4.** Larva de último estádio de Sisyridae (Neuroptera). A) Vista dorsal; B) vista ventral.



**Figura 5.** Vista lateral de pupa de Sisyridae (Neuroptera), retirada do casulo.

1998, 2006), para Roraima há apenas o registro da família (Couceiro *et al.* 2010) (Tabela 2). Esses números indicam claramente os poucos estudos realizados sobre essa família no Brasil.

No Brasil os estudos sobre Sisyridae restringem-se à taxonomia de adultos (*e.g.*, Penny 1981; Penny e Rafael 1982) e, mundialmente, o conhecimento sobre a biologia dessa família ainda é muito restrito (*e.g.*, Brown 1951, 1952; Pupedis 1978, 1986, 1987; Forteath e Osborn 2012). Grande parte das informações biológicas disponíveis sobre a família é proveniente de estudos realizados sobre *Climacia areolaris* (Hagen, 1861), uma espécie da

**Tabela 1.** Número de espécies de Sisyridae (Neuroptera) registradas no Brasil e nos estados da região Norte. Nota: AM = Amazonas; PA= Pará.

| Local | *Climacia* | *Sisyra* | Total |
|---|---|---|---|
| Brasil | 10 | 6 | 16 |
| AM | 4 | 6 | 10 |
| PA | 2 | 1 | 3 |

Fonte: Flint 1998, 2006.

**Tabela 2.** Espécies de Sisyridae (Neuroptera) registradas para a Amazônia Brasileira. Nota: AM = Amazonas; PA= Pará.

| Espécie | Estados | |
|---|---|---|
| | AM | PA |
| *Climacia basalis* Banks | | |
| *Climacia bifasciata* Penny& Rafael | X | |
| *Climacia bimaculata* Banks | X | |
| *Climacia negrense* Penny | X | |
| *Climacia nota* Parfin&Gurney | | X |
| *Climacia townesi* Parfin&Gurney | X | X |
| *Sisyra amazonica* Penny | X | |
| *Sisyra apicalis* Banks | X | |
| *Sisyra ariasi* Penny | X | |
| *Sisyra elongata* Penny& Rafael | X | |
| *Sisyra minuta* Esben-Petersen | X | X |
| *Sisyra panama* Parfin&Gurney | X | |

região Neártica (*e.g.*, Brown 1951, 1952; Parfin e Gurney 1956).

Ovos, pupas e adultos são terrestres, apenas as larvas são aquáticas e alimentam-se de fluídos de suas presas, esponjas de água doce (Porifera, Spongillidae) e mais raramente, Bryozoa (Weissmair e Waringer 1994) em ambientes lóticos ou lênticos.

Observações realizadas sobre *C. areolaris* indicam que as larvas podem ter uma ampla gama de hospedeiros, tendo sido registrada em sete espécies de esponjas (Poirrier 1969; Poirrier e Arceneaux 1972). Larvas de segundo e terceiro estádios são sedentárias, sendo assim, tendem a permanecer sobre seus hospedeiros (Brown 1952).

Larvas de último estádio, ao final do seu desenvolvimento, deixam o ambiente aquático e caminham para fora da água em busca de um local para empupar. Esse processo ocorre, geralmente, sobre a vegetação, troncos ou rochas (Figura 6) que afloram da água ou estão às margens dos cursos d'água, ou até 11 m de distância da água (Brown 1952). As larvas tecem um casulo de seda composto por duas camadas (Figura 7), a externa com trama mais aberta, em algumas espécies, similar a uma rede de pesca (Pupedis 1980).

As pupas podem levar até oito dias para completar seu desenvolvimento e é o estágio mais vulnerável a ataques por vespas parasitóides (Brown 1951). Antes da emergência, a pupa utiliza suas mandíbulas para cortar as duas camadas de seda que compõem o abrigo e o adulto emerge, deixando a exúvia dentro do casulo. Adultos alimentam-se de néctar, pólen, algas, afídeos e ácaros (*e.g.*, Pupedis 1987). O acasalamento ocorre ao entardecer, sem uma corte elaborada, os machos copulam lateralmente com a fêmea. Após a cópula

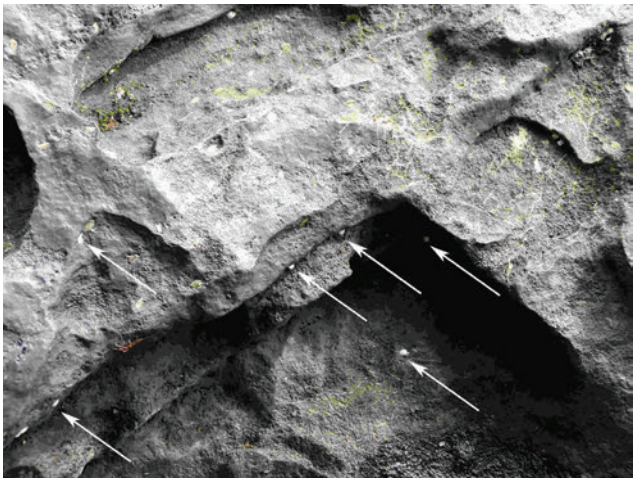


**Figura 6.** Setas indicam a localização de pupas de Sisyridae (Neuroptera) sobre rochas às margens de um curso d'água.

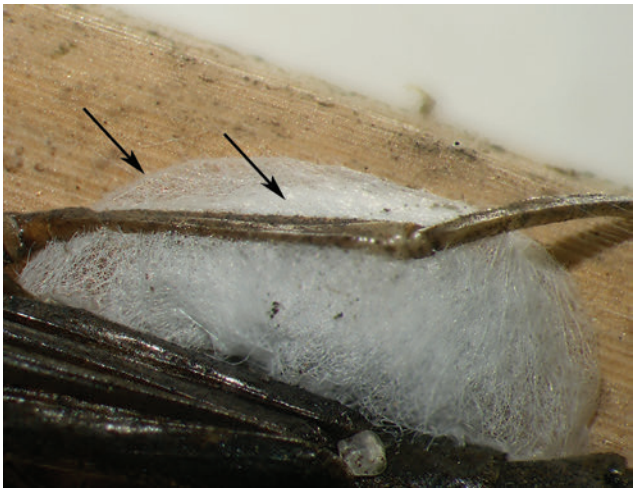


**Figura 7.** Casulo de pupa de Sisyridae (Neuroptera), construído parcialmente sob uma exúvia de Odonata. Setas indicam as duas camadas de seda do casulo, a externa e a interna.

o macho deposita um pequeno espermatóforo esbranquiçado na porção terminal do abdômen da fêmea o qual é consumido imediatamente fornecendo recursos alimentares adicionais para a fêmea (Elliot 1996).

As posturas são depositadas sobre a vegetação marginal ou emergente, os ovos requerem de 8 a 14 dias para o desenvolvimento (Elliot 1996). Após a eclosão a larva tem que romper a cutícula amniótica para poder liberar seus apêndices (Brown 1952) e caminhar ou saltar aleatoriamente até cair na água, começando assim sua fase aquática (Pupedis 1986).

## Chave para identificar larvas dos gêneros de Sisyridae ocorrentes no Brasil

1. Tergito VI com tubérculo mediano maior que os laterais, com uma cerda mais longa e fina que os tubérculos laterais (Figura A); tergito VIII com um par de cerdas na região dorsal (B) ..... *Climacia*



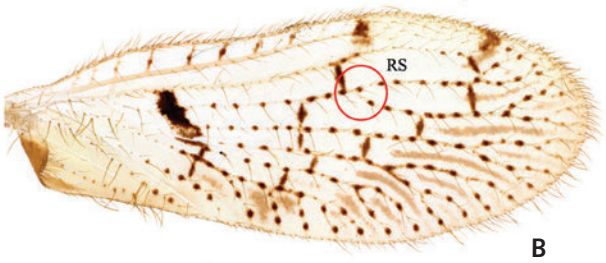

1'. Tergito VI com tubérculo lateral maior que os demais, com uma cerda mais longa e fina que os demais (Figura 7B); tergito VIII sem cerdas na região dorsal ..... *Sisyra*




## Chave para identificar adultos dos gêneros de Sisyridae ocorrentes no Brasil

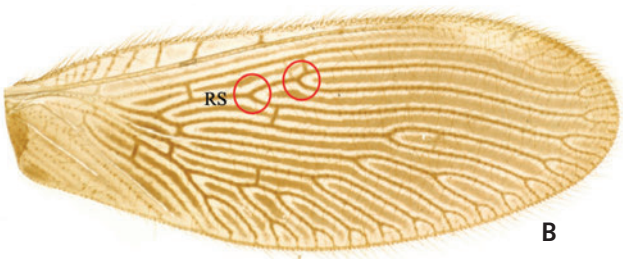
1. Segmento terminal do palpo maxilar mais cilíndrico no formato, estreito, menor que duas vezes o comprimento do segmento anterior (A); asa anterior com setor radial (RS) com uma bifurcação (B) ..... *Climacia*




1'. Segmento terminal do palpo maxilar triangular, mais que duas vezes o comprimento do segmento anterior (A); asa anterior com setor radial (RS) com duas bifurcações (B) ..... *Sisyra*



## Referências Bibliográficas


Brown, H.P. 1951. *Climacia areolaris* (Hagen) parasitized by a new pteromalid (Hym.: Chalcidoidea). *Annals of the Entomological Society of America*, 44: 103-110.

Brown, H.P. 1952. The life history of *Climacia areolaris* (Hagen), a neuropterous "parasite" of freshwater sponges. *American Midland Naturalist*, 47: 130-160.

Couceiro, S.R.M.; Azevêdo, C.A.S.; Hamada, N.; Pes, A.M.O.; Ferreira-Keppler, R.L. 2010. Insetos aquáticos de Roraima: riqueza e importância ecológica. Cap. 23, pp 501-522. *In:* Barbosa, R.I.; Melo, V.F. (ed) *Roraima: Homem, ambiente e ecologia.* V.F. FEMACT, Boa Vista, RR.

Cover, M.R.; Resh, V.H. 2008. Global diversity of dobsonflies, fishflies, and alderflies (Megaloptera; Insecta) and spongillaflies, nevrorthids, and osmylids (Neuroptera; Insecta) in freshwater. *Hydrobiologia,* 595: 409-417.

Elliott, J.M. 1996. *British Freshwater Megaloptera and Neuroptera: a key with Ecological Notes.* Freshwater Biological Association, Scientific publication No. 54, Ambleside, 69 pp. 68p.

Flint, O.S., Jr. 1998. New species and records of *Climacia* from the neotropics (Neuroptera, Sisyridae). *In* Panelius, S. P. (ed.). Neuropterology 1997. Proceedings of the Sixth International Symposium on Neuropterology. Helsinki, Finland, 13-16 July 1997. *Acta Zoologica Fennica*, 209: 107-117.

Flint, O.S., Jr. 2006. New species and records of Neotropical Sisyridae with special reference to *Sisyra* (Insecta: Neuroptera). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 119: 279-286.

Forteath, N.R.; Osborn, A.W. 2012. Biology, ecology and voltinism of the australian spongillafly *Sisyra pedderensis* Smithers (Neuroptera: Sisyridae). *Papers and Proceedings of the Royal Society of Tasmania,* 146: 25-35.

Parfin, S.I.; Gurney, A.B. 1956. The spongilla-flies, with special reference to those of the western hemisphere (Sisyridae, Neuroptera). *Proceedings of the United States National Museum* 105: 421-529.

Penny, N.D. 1981. Neuroptera of the Amazon Basin. Part 1. Sisyridae. *Acta Amazonica*, 11: 157-169.

Penny, N.D.; Rafael, J.A. 1982. Two new species of Sisyridae (Neuroptera) from the Amazon Basin. *Neuroptera International*, 2: 53–58.

Poirrier, M.A. 1969. Some freshwater sponge hosts of Louisiana and Texas spongillaflies, with new locality records. *American Midland Naturalist*, 81: 573-575.

Poirrier, M.A.; Arceneaux, Y.M. 1972. Studies on southern Sisyridae (spongilla-flies) with a key to the third-instar larvae and additional sponge-host records. *American Midland Naturalist*, 88: 455-458.

Pupedis, R.J. 1978. Tube feeding by *Sisyridivora cavigena* (Hymenoptera: Pteropmalidae) on *Climacia areolaris* (Neuroptera: Sisyridae). *Annals of the Entomological Society of America*, 71: 773-775.

Pupedis, R.J. 1980. Generic differences among New World spongilla-fly larvae and a description of the female of *Climacia striata* (Neuroptera: Sisyridae). *Psyche*, 87: 305-314.

Pupedis, R.J. 1986. Hatching behavior of sisyrid larvae (Neuroptera, Sisyridae). *Neuroptera International*, 4: 53-55.

Pupedis, R.J. 1987. Foraging behavior and food of adult spongila-flies [sic] (Neuroptera: Sisyridae). *Annals of the Entomological Society of America*, 80: 758-760.

Weissmair, W.; Waringer, J. 1994. Identification of the larvae and pupae of *Sisyra fuscata* (Fabricius, 1793) and *Sisyra terminalis* Curtis, 1854 (Insecta: Planipennia: Sisyridae), based on Austrian Material. *Aquatic Insect,* 16: 147-155.

21

# Ordem Coleoptera
## (*coleos* = invólucro, estojo; *pteron* = asa)

Nelson Ferreira-Jr[1], Brunno Henrique Lanzellotti Sampaio[1,2], André Silva Fernandes[3], Bruno Clarkson[1,2], Rafael Benzi Braga[1,2], Maria Inês da Silva dos Passos[4], André Dias dos Santos

A ordem Coleoptera representa o agrupamento mais rico em número de espécie de todo o reino Animalia, com mais de 385.000 espécies descritas até o momento (Slipinski *et al.* 2011), mais do que de espécies de plantas vasculares e cerca de 90 vezes mais do que de mamíferos (Beutel e Leschen 2005). Os besouros estão distribuídos por todos os continentes, a exceção da Antártica, embora algumas de suas espécies vivam em ilhas subantárticas (Jäch e Balke 2008) e podem ser encontrados nos mais variados tipos de ambientes aéreos e dulçaquícolas e em alguns limítrofes ao ambiente marinho. Além da imensa diversidade taxonômica, Coleoptera também se apresenta bastante diverso em forma e tamanho, variando em comprimento de cerca de 200 mm, *Titanus giganteus* L., 1771 (Cerambycidae da América do Sul), a menos de 0,30 mm, algumas espécies de *Nanosella* (Ptiliidae do Novo Mundo).

O monofiletismo dos Coleoptera viventes é indiscutível e foi sustentado com base em dados morfológicos, por Beutel (1997) com uma sinapomorfia, por Beutel e Haas (2000), com 23, e por Lawrence *et al.* (2011), com 23, e em dados moleculares, por Hunt *et al.* (2007). Segundo Slipinski *et al.* (2011), atualmente, são reconhecidas 176 famílias recentes, distribuídas nas subordens Archostemata (5), Myxophaga (4), Adephaga (11) e Polyphaga (156). As relações filogenéticas entre essas famílias ainda não estão bem estudadas.

**Diagnose.** Insetos de tamanho variado, 0,25 a 200 mm; holometábolos; endopterigotos. Corpo muito esclerosado. Adultos com cabeça livre, normal ou prolongada; olhos bem desenvolvidos (exceto em espécies troglóbias) e separados; ocelos ausentes ou raramente presentes (um ou dois); antenas, geralmente, com 11 artículos, variáveis em tamanho e forma; peças bucais mastigadoras; protórax bem definido; mesoscutelo pequeno e geralmente visível entre as bases dos élitros; pernas variáveis em tamanho e forma; tarsos 1 a 5-articulados; dois pares de asas (ambos ou o segundo par pode estar ausente); primeiro par de asas geralmente enrijecido (élitro), segundo par, membranoso (propulsor do voo); abdômen algo cilíndrico; urosternitos muito esclerosados; fêmea com terminália modificada (1as e 2as valvas reduzidas); segmentos genitais retraídos no anterior; cercos ausentes. Larvas aéreas ou aquáticas; tisanuriformes, eruciformes, escarabeiformes ou vermiformes eucéfalas. Pupas exaratas.

**Coleoptera aquático.** A despeito de os besouros serem predominantemente aéreos, uma pequena percentagem habita os mais variados tipos de ambientes dulçaquícolas e a ocupação desses ambientes ocorreu diversas vezes por diferentes linhagens. Aqui, consideraremos besouros aquáticos aqueles pertencentes às categorias ecológicas definidas por Jäch (1998): "Besouros aquáticos verdadeiros" (submerso, em pelo menos, a maior

[1] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, UFRJ. Caixa Postal 68044, CEP 21941-971 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

[2] Programa de Pós-Graduação em Zoologia, Museu Nacional, Universidade Federal do Rio de Janeiro, Quinta da Boa Vista s/n, São Cristóvão, CEP 20940-040 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

[3] Water and Cave Beetle Evolution Laboratory, Institute of Evolutionary Biology (UPF-CSIC), Barcelona, Espanha.

[4] Laboratório de Insetos Aquáticos, Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro. Avenida Pasteur 458, Urca, CEP 20290-240 Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

parte do tempo de sua fase adulta) e "Besouros aquáticos falsos" (submerso a maior parte do tempo de sua fase larval, os adultos são sempre terrestres).

Dentre as quatro subordens de Coleoptera, apenas Archostemata não apresenta representantes aquáticos. Das cerca de 83 espécies recentes descritas em Myxophaga, aproximadamente 72% são aquáticas (Hydroscaphidae e Torridincolidae), sendo as demais espécies associadas a ambientes úmidos (Lepiceridae e Sphaeriusidae) ou, raramente, verdadeiramente aéreas (Sphaeriusidae, apenas duas espécies). A subordem Adephaga apresenta cerca de 46.000 espécies descritas, distribuídas em 11 famílias (Slipinski *et al.* 2011), dessas, oito famílias são consideradas predominantemente aquáticas (Amphizoidae, Aspidytidae, Dytiscidae (Figura 1), Gyrinidae, Haliplidae, Hygrobiidae, Meruidae e Noteridae), correspondendo a 12% do número de espécies. Polyphaga apresenta cerca de 340.000 espécies descritas, distribuídas em 156 famílias (Slipinski *et al.* 2011); somente 13 dessas famílias (Cneoglossidae, Dryopidae, Elmidae (Figura 2), Epimetopidae, Eulichadidae, Helophoridae, Hydraenidae, Hydrochidae, Hydrophilidae, Lutrochidae, Psephenidae, Scirtidae (=Helodidae) e Spercheidae) são consideradas predominantemente aquáticas, correspondendo a cerca de 2,3% do total de espécies.

Várias espécies de besouros não são consideradas aquáticas, mas estão associadas a ambientes dulçaquícolas, vivendo às margens de rios, lagos, brejos, alagadiços etc. Essas espécies são encontradas em várias famílias, tais como, Carabidae (Adephaga), Lepiceridae, Sphaeriusidae (Myxophaga), Elateridae, Heteroceridae, Histeridae, Hydrophilidae, Ptiliidae, Lampyridae, Latridiidae, Leiodidae, Limnichidae, Micropeplidae, Scarabaeidae, Staphylinidae, entre outras (Polyphaga). Algumas famílias, tais como, Carabidae (Adephaga), Chrysomelidae, Curculionidae, Erirhinidae, Lampyridae, Leiodidae,

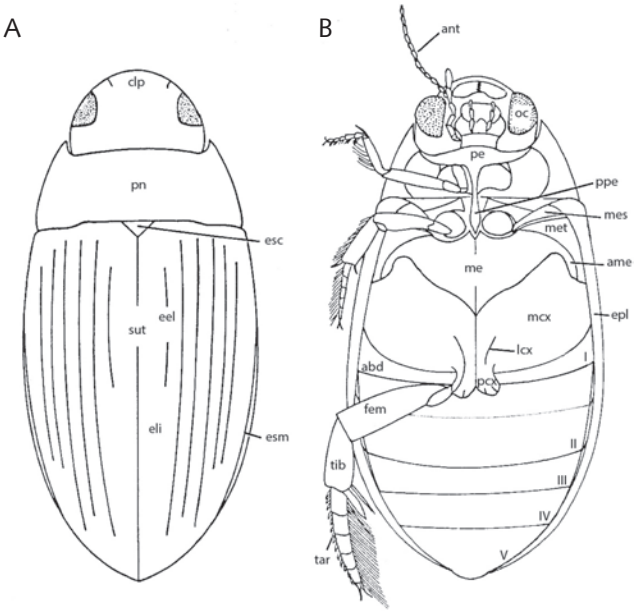



**Figura 1.** Dytiscidae adulto. A. Vista dorsal. B. Vista ventral. Abreviaturas: abd- abdômen; ame- asa do metasterno; ant- antena; clp- clípeo; eel- estria elitral; eli- élitro; epl- epipleura elitral; esc- escutelo; esm- estria submarginal; fem- fêmur; lcx- linha metacoxal; mcx- metacoxa; me- metasterno; mes- mesepímero; met- metepímero; oc- olho composto; pe- prosterno; pcx- processo metacoxal; pn- pronoto; ppe- processo prosternal; sut- sutura elitral; tib- tíbia; I, II, III, IV, V- primeiro, segundo, terceiro, quarto e quinto segmentos abdominais visíveis, respectivamente.

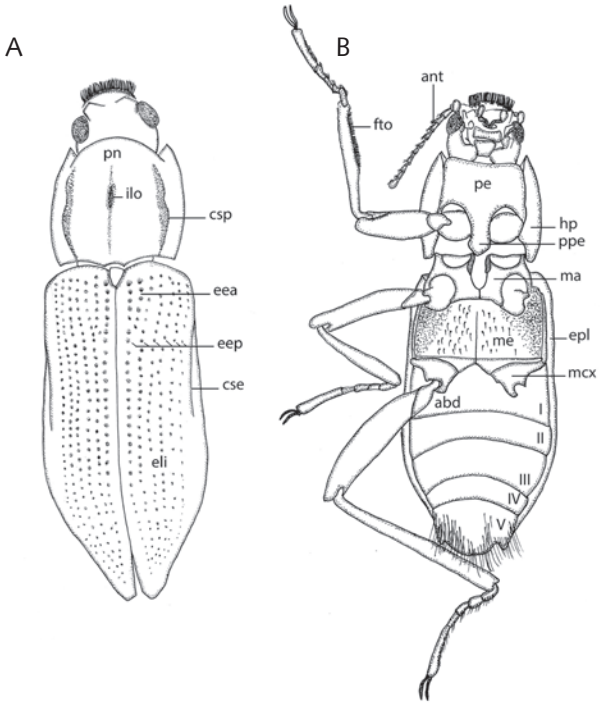



**Figura 2.** Elmidae adulto. A. Vista dorsal. B. Vista ventral. Abreviaturas: abd- abdômen; ant- antena; cse- carena sublateral do élitro; csp- carena sublateral do pronoto; eea- estria elitral acessória; eel- estria elitral; eli- élitro; epl- epipleura elitral; fto- franja de tomento; hp- hipômero; ilo- impressão longitudinal do pronoto; mcx- metacoxa; ma- mesesterno; me- metasterno; pe- prosterno; pn- pronoto; ppe- processo prosternal; I, II, III, IV, V- primeiro, segundo, terceiro, quarto e quinto segmentos abdominais visíveis, respectivamente.

Monotomidae, Nanophyidae, Nitidulidae, Ptilodactylidae, Scarabaeidae e Staphylinidae (Polyphaga) apresentam ao menos uma espécie aquática (ou muito associada ao ambiente aquático), embora a grande maioria de seus membros seja exclusivamente aérea (Jäch e Balke 2008).

Com o intuito de facilitar a utilização da chave de identificação, as figuras 1 e 2 apresentam esquemas gerais das vistas dorsal e ventral de Dytiscidae e de Elmidae, com as principais estruturas indicadas.

## Chave para identificar adultos das famílias aquáticas de Coleoptera do estado do Amazonas

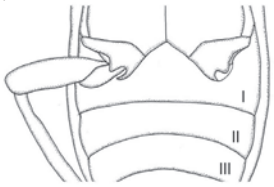
1. Protórax com sutura notopleural; metacoxas inteiramente fusionadas ao metasterno; primeiro urosternito dividido pelas metacoxas (A) ... Adephaga ..... 2

A

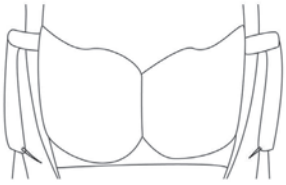



1'. Protórax sem sutura notopleural; metacoxas não fusionadas ao metasterno, móveis; primeiro urosternito inteiro, não dividido pelas metacoxas (A) ..... Myxophaga e Polyphaga ..... 6

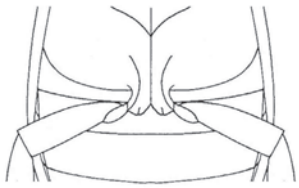
A




2. Metacoxas muito expandidas posteriormente, formando placas que cobrem parcialmente os urosternitos e metafêmures ..... Haliplidae



2'. Metacoxas não expandidas em placas, urosternitos e pernas posteriores completamente visíveis ..... 3



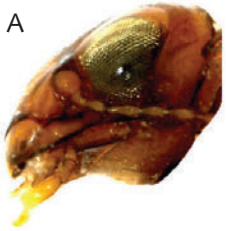
3. Olhos compostos divididos (A); antenas curtas e compactas; pernas anteriores longas e médias e posteriores curtas e achatadas ..... Gyrinidae

A



3'. Olhos não divididos (A); antenas longas e finas; pernas médias e posteriores achatados ou não, mas sempre mais longas que as anteriores ..... 4

A

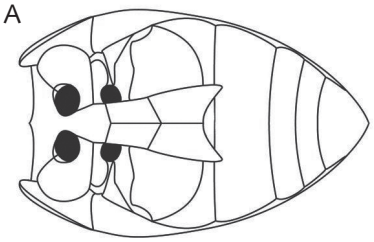


4. Escutelo visível ou não; quando não visível, metatarsos com uma garra ..... Dytiscidae

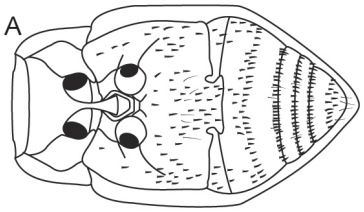
4'. Escutelo não visível; metatarsos com duas garras ..... 5

5. Protíbias com esporão; metasterno e metacoxas formando plataforma ventral (A), exceto *Notomicrus*; garras tarsais simples ..... Noteridae

A



5’. Protíbias sem esporão; metasterno e metacoxas não formando plataforma (A); garras tarsais pectinadas ..... Meruidae*




6. Élitros curtos, deixando de três a cinco urotergitos expostos ..... Hydroscaphidae*

6’. Élitros longos, cobrindo todo o abdômen ou deixando apenas um urosternito exposto ..... 7

7. Antenas curtas, com último antenômero robusto e tão longo quanto os antenômeros II ao VI reunidos ..... Torridincolidae

7’. Antenas longas ou curtas, último antenômero com aproximadamente o comprimento do anterior ou no máximo o de três antenômeros reunidos ... 8

8. Antenas clavadas; palpos maxilares longos, geralmente iguais ou maiores que as antenas ..... 9

8’. Antenas clavadas ou não; palpos maxilares curtos, menores que as antenas .... 11

9. Clava antenal formada por cinco antenômeros distais ..... Hydraenidae*



9’. Clava antenal formada por três ou quatro antenômeros distais ..... 10



10. Cabeça e pronoto densamente pontuados, com profundas puncturas arredondadas (A); sutura frontoclipeal sulcada; cavidades procoxais fechadas posteriormente; mesocoxas subglobulares ..... Hydrochidae




10’. Cabeça e pronoto lisos, normalmente pouco pontuados (A); quando densamente pontuados, sem puncturas tão profundas; sutura frontoclipeal fina, às vezes indistinta; cavidades procoxais abertas; mesocoxas transversas ..... Hydrophilinae




11. Olhos com cerdas entre os omatídios; antenas pectinadas ..... Dryopidae

11’. Olhos sem cerdas; antenas filiformes ou clavadas ..... 12

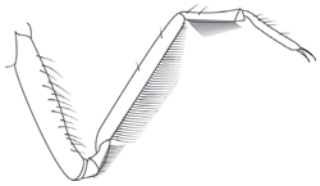
12. Corpo ovalado; antenas retraídas num sulco subocular; mesocoxas muito separadas, metacoxas próximas ou contíguas; pernas posteriores encaixadas num sulco no primeiro urosternito .... Lutrochidae

12’. Corpo alongado ou ovalado; antenas livres; mesocoxas próximas, quando separadas, metacoxas tão ou mais separadas que as mesocoxas; pernas posteriores não retráteis ..... Elmidae

* As famílias Hydraenidae, Hydroscaphidae e Meruidae ocorrem na Região Amazônica (Venezuela), mas ainda não foram registradas para a Amazônia brasileira.

## Chave para identificar larvas das famílias aquáticas de Coleoptera do estado do Amazonas

1. Pernas com cinco artículos distintos e duas garras tarsais móveis (exceto Haliplidae) ..... Adephaga ..... 2



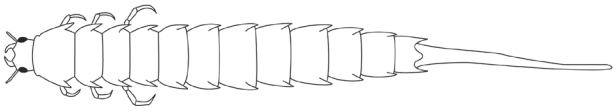
1'. Pernas com quatro artículos e com apenas uma garra tarsal móvel .... Myxophaga, Polyphaga ..... 6



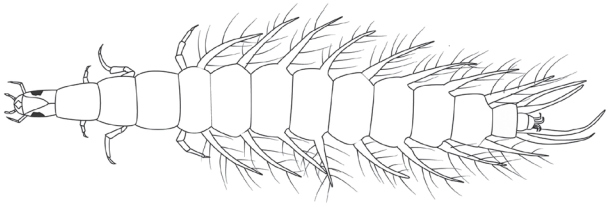
2. Abdômen com nove ou dez segmentos ..... 3

2'. Abdômen com oito segmentos ..... 4

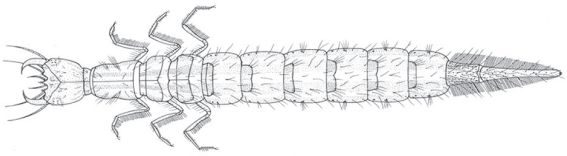
3. Tórax e abdômen com curtos tubérculos branquiais dorsais e laterais; segmento abdominal X reduzido e sem ganchos ..... Haliplidae



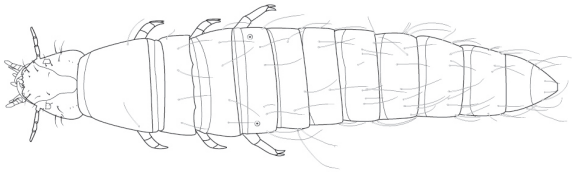
3'. Segmentos abdominais I-VIII com uma traqueobrânquias longa de cada lado, segmento IX com duas; segmento X com quatro ganchos apicais ..... Gyrinidae



4. Corpo cilíndrico; cabeça com constrição posterior; apêndices longos ..... Dytiscidae



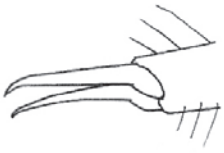
4'. Corpo convexo dorsalmente; cabeça sem constrição posterior; apêndices curtos ..... 5



5. Garras tarsais pectinadas ..... Meruidae*



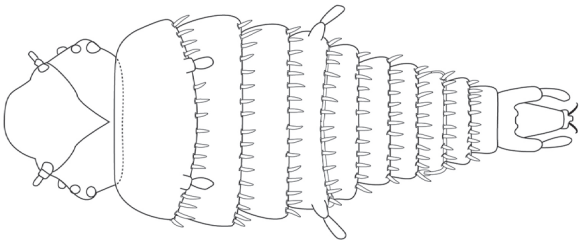
5'. Garras tarsais simples ..... Noteridae



6. Antenas com apenas dois artículos ... Myxophaga ... 7

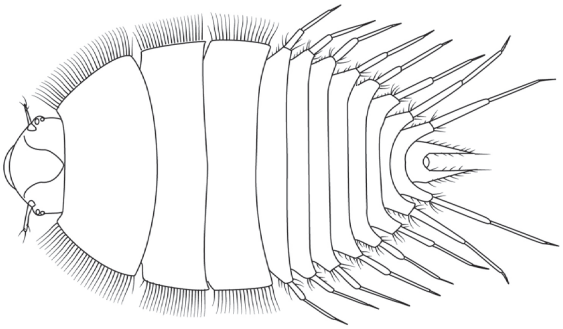
6'. Antenas com três ou mais artículos .... Polyphaga ... 8

7. Pronoto e segmentos abdominais I e VIII com traqueobrânquias espiraculares saculiformes; último segmento abdominal com ganchos terminais ..... Hydroscaphidae*



* As famílias Hydraenidae, Hydroscaphidae e Meruidae ocorrem na Região Amazônica (Venezuela), mas ainda não foram registradas para a Amazônia brasileira.

7’. Pronoto sem traqueobrânquias, abdômen com traqueobrânquias filiformes laterais; último segmento abdominal sem ganchos terminais ..... Torridincolidae



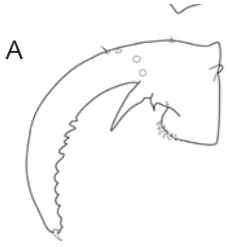
8. Urogonfos presentes ..... 9

8’. Urogonfos ausentes ..... 11

9. Ocelos em grupos de cinco; gáleas não digitiformes; palpígeros curtos, unidos aos estipes; segmento abdominal X com um par de ganchos (exceto em Ochthebiinae) ..... Hydraenidae*

9’. Ocelos geralmente em grupos de seis; gáleas digitiformes; palpígeros livres, desenvolvidos em forma de artículo; segmento abdominal X sem ganchos ..... 10

10. Antena próxima ao ângulo ântero-lateral da cabeça; gula bem desenvolvida; mandíbula com área pseudomolar espinhosa, com cerda no ápice (A); lacínia presente (reduzida) ..... Hydrochidae



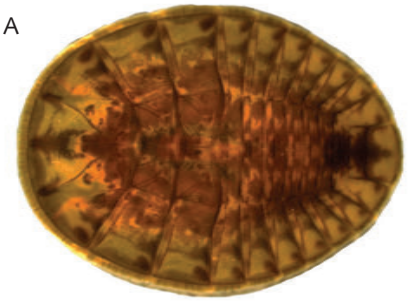

10'. Antena mais próxima da mandíbula do que do ângulo ântero-lateral da cabeça; gula reduzida; mandíbula sem área pseudomolar, sem cerda no ápice (A); lacínia ausente ..... Hydrophilidae




11. Antenas longas e filiformes, ultrapassando a metade do comprimento do corpo ..... Scirtidae

11’. Antenas curtas, geralmente mais curtas do que o comprimento da cabeça, nunca ultrapassando o tórax ..... 11

12. Corpo achatado dorsoventralmente, geralmente em forma de disco (A); cabeça encoberta dorsalmente por projeções tergais; abdômen com tufos de traqueobrânquias ventrais livres ou com um tufo de traqueobrânquias anais retrátil, encoberto por opérculo ..... Psephenidae




12’. Corpo cilíndrico, semicilíndrico ou achatado dorsoventralmente (A); cabeça visível em vista dorsal; abdômen com opérculo anal, com ou sem traqueobrânquias ..... 12




13. Segmentos abdominais cilíndricos, com tergitos anulares e esternitos reduzidos; tufos de traqueobrânquias ausentes ..... Dryopidae

13’. Segmentos abdominais cilíndricos ou não, mas com tergitos e esternitos desenvolvidos; tufos de traqueobrânquias presentes ..... 13

14. Abdômen com pleuritos apenas nos três primeiros segmentos ..... Lutrochidae

14’. Quatro a oito segmentos abdominais com pleuritos ..... Elmidae

## Subordem Adephaga

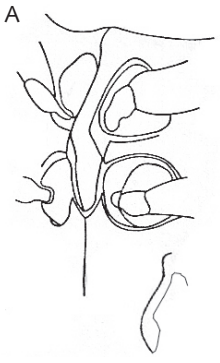
## Dytiscidae

Constitui a segunda maior família de Adephaga (Spangler 1981a; Slipinski *et al.* 2011) e a maior entre os Coleoptera aquáticos. Essa família é encontrada em todas as regiões zoogeográficas e apresenta mais

de 4.300 espécies válidas, distribuídas em cerca de 183 gêneros atuais e 11 gêneros fósseis (Nilsson 2013); para o Brasil estão registradas cerca de 250 espécies (Nilsson 2013). Tanto adultos quanto larvas são carnívoros e podem ser encontrados nos mais variados ambientes aquáticos, porém a maioria das espécies é encontrada em ambientes lênticos (Spangler 1981a). Os adultos são convexos dorso-ventralmente e ovalados ou arredondados na forma, variando em comprimento de 1,1 a 47,5mm. Morfologicamente bem adaptados à vida aquática, movimentam conjuntamente, durante o nado, as pernas posteriores, as quais possuem franjas de longas cerdas natatórias. Os adultos captam o ar atmosférico na superfície dos corpos d'água, armazenando-o sob os élitros onde se encontram os espiráculos. As larvas da maioria das espécies também captam o ar na superfície, através dos espiráculos terminais do oitavo segmento abdominal (Costa *et al.* 1988). Esse segmento é mais estreito e mais alongado que os demais, funcionando como um sifão. Ao final do terceiro estádio, a larva abandona a água e, geralmente, constrói uma câmara pupal no solo, abaixo da superfície. As larvas de algumas espécies empupam nos rizóides de musgos, em raízes de plantas, sob pedras e folhas (Spangler 1981a) e no mesófilo das folhas de hidrófitas (Ferreira-Jr *et al.* 1998). Adultos recém-emergidos permanecem em suas câmaras pupais por alguns dias, até o enrijecimento de seu exoesqueleto, antes de retornarem ao ambiente aquático (Ferreira-Jr 1993).

## Chave para identificar adultos das subfamílias, tribos e gêneros de Dytiscidae do estado do Amazonas

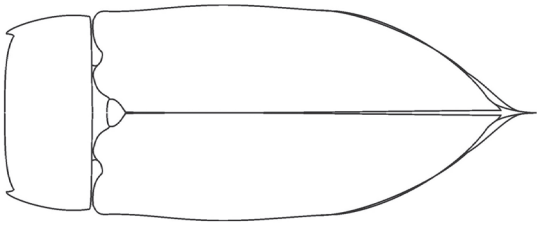
1. Processo prosternal fortemente curvado, em plano diferente que o meio do prosterno (A); quarto artículo dos pro- e mesotarsos mais curto do que o terceiro ..... Hydroporinae ... 2



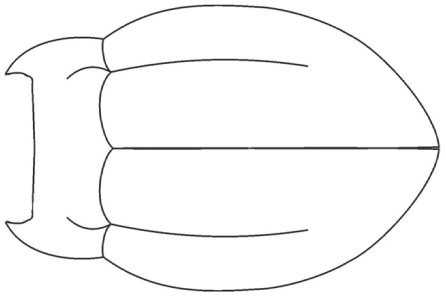

1'. Processo prosternal no mesmo plano que o meio do prosterno (A); quarto artículo dos pro- e mesotarsos tão longo quanto o terceiro ..... 16




2. Escutelo parcialmente visível; margens laterais do corpo paralelas; ápice dos élitros e do abdômen prolongados em processos espiniformes ..... ..... Methlini ... *Celina*



2'. Escutelo não visível; margens laterais do corpo paralelas ou não; élitros e abdômen formando ou não processos espiniformes posteriores ..... 3



3. Corpo arredondado ..... 4

3'. Corpo alongado ou oblongo ..... 7

4. Processos metacoxais divididos por escavação posterior, formando uma área média deprimida e um lóbulo lateral que cobre a base dos trocânteres;

ápice dos élitros alongado com uma projeção espiniforme ..... Hydrovatini ... *Hydrovatus*

4'. Processos metacoxais não divididos por escavação posterior; élitros sem projeções apicais espiniformes ..... 5

5. Clípeo com dois tubérculos; garras metatarsais semelhantes ..... Bidessini ... *Brachyvatus*

5'. Clípeo sem tubérculos; garras metatarsais desiguais ..... Hyphidrini ... 6

6. Comprimento do corpo maior que 3,4 mm; mesocoxas separadas pela largura de uma coxa ..... *Pachydrus*

6'. Comprimento do corpo até 3,0 mm; mesocoxas separadas pela metade da largura da coxa ..... *Desmopachria*

7. Cavidade mesocoxal aberta, com metepisterno separado do metasterno pelo mesepímero; pro- e mesotarsos lobados ..... Vatellini ... 8

7'. Cavidade mesocoxal fechada, com metepisterno em contato com o metasterno, pro- e mesotarsos não lobados ..... 9

8. Comprimento do corpo acima de 4,5 mm; mesoterno claramente visível..... *Vatellus*

8'. Comprimento de 3,1 a 3,5 mm; mesosterno não visível ..... *Derovatellus*

9. Cabeça com estria cervical ..... 10



9'. Cabeça sem estria cervical ..... 14



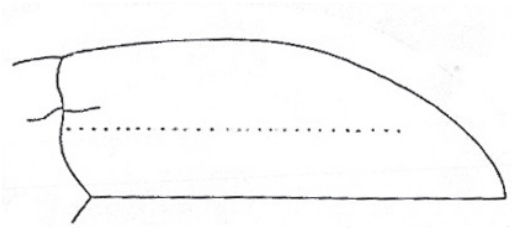
10. Élitro com quilha sublateral conspícua ..... ..... *Anodocheilus*

10'. Élitro sem quilha sublateral ..... 11

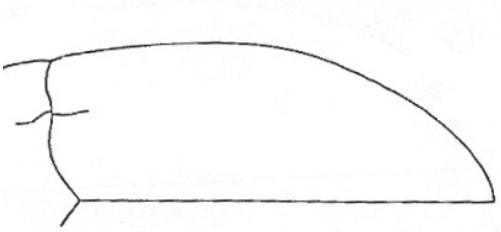
11. Epipleura elitral sem escavação na base ..... 12

11'. Epipleura com escavação na base ..... 13

12. Élitro com estria acessória de pontos entre a estria principal e a sutura ..... *Neobidessus*



12'. Élitro sem estria acessória ..... *Liodessus*



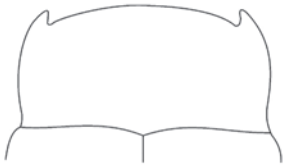
13. Pro- e mesotarsos pentâmeros ..... *Bidessonotus*

13'. Pro- e mesotarsos pseudotetrâmeros ..... ..... *Hemibidessus*

14. Estria basipronotal presente ..... *Bidessodes*



14'. Estria basipronotal ausente ..... 15



15. Parâmeros unissegmentados ..... *Hydrodessus*

15'. Parâmeros bissegmentados ..... *Hypodessus*

16. Corpo mais largo na metade anterior; escutelo não visível; metatarsos com a margem apical externa lobada em todos os artículos (A) .... Laccophilinae ... 17

A



16’. Corpo mais largo no meio ou na metade posterior; escutelo visível ou não; metatarsos sem lobos na margem apical externa (A) ..... 18




17. Comprimento do corpo menor que 2,0 mm; espinhos metatibiais com ápice afilado ..... *Laccodytes*

17’. Comprimento do corpo de 2,0 a 6,0 mm; espinhos metatibiais com ápice bifurcado ..... *Laccophilus*

18. Olhos marginados anteriormente, próximo à base das antenas (A); três primeiros protarsômeros dos machos dilatados, mas sem formar disco adesivo .... 19




18’. Olhos não marginados anteriormente (A); três primeiros protarsômeros dos machos dilatados e unidos formando disco adesivo .... Dytiscinae ... 23



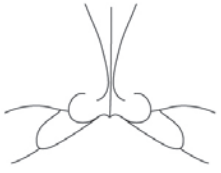

19. Metafêmur com fileira de cerdas próxima ao ângulo posterior externo ... Agabinae ... *Platynectes*

19’. Metafêmur sem tal fileira de cerdas ..... 20

20. Garras metatarsais desiguais, anterior mais curta ..... Colymbetinae ... *Rhantus*

20’. Garras metatarsais iguais ou subiguais, se desiguais, posterior mais curta .... Copelatini ... 21

21. Linhas metacoxais ausentes ..... *Aglymbus*



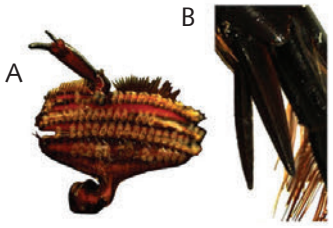
21’. Linhas metacoxais presentes ..... 22



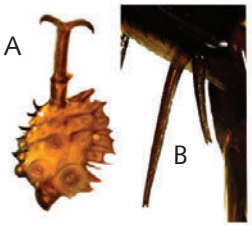
22. Pronoto com borda lateral distinta; comprimento do corpo geralmente maior que 3,0 mm .... *Copelatus*

22’. Pronoto sem borda lateral ou com borda indistinta; comprimento do corpo geralmente menor que 3,0 mm ..... *Agaporomorphus*

23. Disco adesivo dos protarsos do macho elíptico, com cerdas adesivas alongadas (A); metatíbia com espinho externo muito mais largo que o interno (B) ..... Cybistrini ... 24



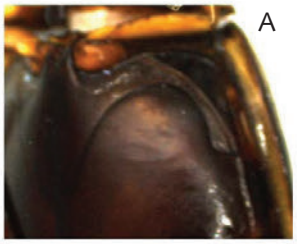

23’. Disco adesivo dos protarsos do macho arredondado, com cerdas adesivas circulares (A); metatíbia com espinho externo tão largo quanto o interno (B) ..... 25




24. Com duas garras iguais ou subiguais em ambos os sexos, ou fêmea com garra interna mais curta que externa ... *Megadytes*

24’. Com uma garra metatarsal em ambos os sexos ..... *Cybister*

25. Margem externa da asa do metasterno curvilínea (A); espinhos metatibiais bífidos no ápice ..... ..... Aciliini ... *Thermonectus*




25'. Margem externa da asa do metasterno reta (A); espinhos metatibiais afilados no ápice ..... ..... Hydaticini ... *Hydaticus*




## Gyrinidae

Ocorre em quase todo o mundo, não sendo encontrada na Antártica, Nova Zelândia, Polinésia oriental e extremo sul da América do Sul (Beutel e Roughley 2005). Tem cerca de 885 espécies distribuídas em 12 gêneros (Slipinski *et al.* 2011), 48 dessas espécies registradas para o Brasil (Casari e Ide 2012). Esses besouros vivem em ambientes lênticos e lóticos, com preferência por áreas protegidas e remansos com depósito de folhiço. Os adultos são facilmente reconhecidos pelo seu comportamento de "rabiscar" a superfície d'água, nadando rapidamente em círculos irregulares e usando a tensão superficial para sustentá-los. Seus olhos compostos representam uma adaptação à vida na superfície, com cada olho sendo totalmente dividido em uma parte superior, estruturalmente mais adequada à visão aérea, e uma inferior, mais adequada à visão aquática. As pernas anteriores são alongadas e utilizadas para a captura de alimento e as médias e posteriores robustas, compactas e com fileiras de cerdas longas, utilizadas para a natação. Eles se alimentam de insetos e aranhas que se movem na superfície ou de artrópodes mortos ou afogados, os quais são capturados na superfície. As larvas são cilíndricas e alongadas, com a maior parte do corpo membranosa. Os segmentos abdominais I-VIII apresentam uma traqueobrânquia longa de cada lado, o segmento IX, duas traqueobrânquias e o último, quatro ganchos apicais. Nesse estágio, os Gyrinidae se alimentam de larvas de libélulas e de dípteros quironomídeos, anelídeos e outros pequenos invertebrados.

### Chave para identificar adultos de tribos e gêneros de Gyrinidae do estado do Amazonas

1. Pronoto e élitros com pubescência lateral; escutelo não visível; último urosternito alongado, cônico, com fileira longitudinal de cerdas ..... Orectochilinae ... *Gyretes*



1'. Dorso glabro; escutelo visível; último urosternito arredondado, sem fileira de cerdas ..... 2



2. Comprimento maior que 15,0 mm; asas metasternais triangulares ..... Enhydrinae ... *Enhydrus*

2'. Comprimento menor que 10,0 mm; asas metasternais estreitas e alongadas ... ..... Gyrininae ... *Gyrinus*

## Haliplidae

É uma pequena família de Adephaga, com cerca de 220 espécies descritas, sendo duas extintas, distribuídas em cinco gêneros, um extinto (Slipinski *et al.* 2011). Representada em quase todo o mundo, exceto na Antártica, Nova Zelândia e Oceania, essa família é mais conhecida de zonas temperadas e subtropicais (Vondel 2005). Para o Brasil, há apenas o registro de oito espécies de *Haliplus* (Nilsson e Vondel 2005). Os adultos de Haliplidae são pequenos, 1,5 a 5,0 mm, ovalados, de coloração amarelada a castanho avermelhada e são facilmente diferenciados dos outros besouros pelas grandes expansões das coxas posteriores, as

quais atingem ao menos o urosternito V, cobrindo parcialmente os fêmures. As larvas maduras são alongadas e cilíndricas, com tubérculos branquiais no tórax e no abdômen. São encontrados, geralmente, próximos à margem de ambientes permanentes lênticos, como lagos e pântanos, e lóticos de baixa correnteza. Muitas espécies preferem corpos d'água com proliferação de algas filamentosas e tanto larvas quanto adultos se alimentam de matéria orgânica de origem vegetal, mas ocasionalmente os adultos se alimentam de hidrozoários, anelídeos, pequenos insetos, etc. (Casari e Ide 2012).

## Noteridae

Tem cerca de 250 espécies descritas em 14 gêneros, com maior diversidade nas regiões tropicais e subtropicais (Nilsson e Vondel 2005; Slipinski *et al.* 2011). Na Região Neotropical estão registradas cerca de 95 espécies em oito gêneros. Esses mesmos gêneros estão registrados para o Brasil (Benetti *et al.* 2003), com cerca de 60 espécies, e na região Amazônica foram registradas cerca de 20 espécies. Os adultos são pequenos, variando em comprimento de 1,0 a 5,8 mm, geralmente de coloração castanho clara a escura, algumas vezes preta. Corpo ovalado a elíptico, mais largo no terço anterior, com contorno lateral contínuo e, geralmente, convexo dorsalmente e plano ventralmente. Na maioria dos Noteridae, o metasterno e as metacoxas formam uma plataforma ventral plana. As larvas são, geralmente, alongadas e de lados paralelos, com tegumento esclerosado e apêndices curtos. Ambos adultos e larvas são encontrados em ambientes lênticos, usualmente em poças rasas, ou lóticos, como remansos com folhiço no fundo. Eles vivem em detritos, tramas de raízes ou sobre plantas vasculares, e muitas vezes no substrato, associados a algas filamentosas, hidrófitas ou folhiço. A tendência para a construção de galerias no substrato lamacento é característico (Dettner 2005). Os Noteridae se alimentam de pequenos invertebrados, preferencialmente vermes oligoquetos e larvas de quironomídeos, ou de insetos e crustáceos mortos.

## Chave para identificar adultos de tribos e gêneros de Noteridae do estado do Amazonas (baseada em Benetti *et al.* 2003)

1. Ápice do processo prosternal arredondado; protíbia não dilatada além da base dos tarsos, sem espinhos ou esporão apical, ou com um espinho curto e débil (A) ..... Notomicrini ..... 2




1'. Ápice do processo prosternal truncado; protíbia dilatada além da base dos tarsos, com uma franja de espinhos marginais e um esporão apical (A) ..... 4




2. Protíbia sem espinhos; metafêmur com um pequeno tufo de cerdas longas no ângulo apical; tamanho inferior a 1,6 mm ..... *Notomicrus*
2'. Protíbia com um espinho pequeno e débil; metafêmur sem tufo de cerdas largas no ângulo apical, ou somente com umas poucas cerdas isoladas; tamanho superior a 1,75 mm ..... 3

3. Protíbia triangular; plataforma ventral alargada anteriormente ..... *Pronoterus*
3'. Protíbia delgada, de lados paralelos; plataforma ventral estreitada anteriormente ... *Mesonoterus*

4. Corpo muito alargado e convexo, quase esférico; ápice dos élitros ligeiramente pontiagudo (A); margem posterior da plataforma ventral quase reta, com duas endentações simétricas situadas a cada lado de sua linha média ..... Suphisini ... *Suphis*



4'. Corpo de forma alongada, oval, não esférico, acuminado na região posterior (A); margem posterior da plataforma ventral com uma endentação mediana ..... 5

A



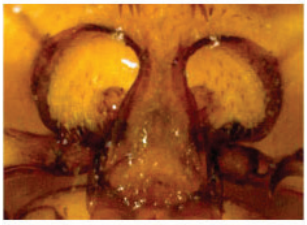
5. Margem interna do metafêmur com franja submarginal de cerdas curtas, porém sem penacho de cerdas no ângulo apical .... Noterini ... *Siolius*

5'. Margem interna do metafêmur com franja submarginal de cerdas curtas e com penacho de cerdas no ângulo apical ..... Hydrocanthini ... 6

6. Processo prosternal quase tão largo quanto longo, ápice com o triplo da largura da base ... *Hydrocanthus*



6'. Processo prosternal não tão largo quanto longo, ápice com o dobro da largura da base ..... 7



7. Pronoto totalmente marginado lateralmente por um sulco que alcança a borda anterior ..... *Liocanthydrus*

7'. Pronoto não inteiramente marginado lateralmente, com um sulco que não alcança a borda anterior ..... *Suphisellus*

## Subordem Myxophaga

### Torridincolidae

É a família mais diversa de Myxophaga, com sete gêneros e cerca de 40 espécies válidas descritas. Essa família ocorre nas regiões Neotropical, Afrotropical, Oriental e Paleártica, com sua maior diversidade encontrada no Brasil (26 espécies em três gêneros). Até o momento, apenas uma espécie de Torridincolidae está registrada para a região Amazônica, *Iapir trombetensis* Fonseca, Py-Daniel & Barbosa, 1991, coletada em Oriximiná no estado do Pará. São besouros muito pequenos, entre 1,0-2,7 mm de comprimento, de coloração escura, muitas vezes iridescente (Beutel e Vanin 2005). Larvas e adultos podem ser encontrados juntos, em ambientes higropétricos, com água corrente e profundidade menor que 2,0 cm, ou em zonas de respingo, próximas a cachoeiras (Reichardt 1973). Acredita-se que esses besouros, nos estágios de larva e de adulto, se alimentem de algas perifíticas (Reichardt 1973). Braule-Pinto *et al.* (2011) sugerem que *Iapir quadridentatus* Braule-Pinto, Fonseca & Hamada, 2011 utiliza como substrato folhas submersas de Podostemaceae ao invés do habitat usual (ambiente higropétrico). As larvas possuem pelo menos três estádios e respiram por meio de traqueobrânquias, inseridas nas margens laterais do abdômen. As pupas ficam no interior da exúvia do último estádio larval e respiram através de um par de brânquias espiraculares tubulares ou laminares, relativamente longas, localizadas nos dois primeiros tergitos abdominais (Reichardt 1973). Já os adultos respiram por plastrão, visíveis nos urosternitos (Hinton 1969).

## Subordem Polyphaga

### Dryopidae (= Parnidae; Chiloeidae)

Com distribuição cosmopolita, essa família é mais diversa nos trópicos. Tem cerca de 300 espécies, distribuídas em 33 gêneros (Slipinski *et al.* 2011). Na Região Neotropical estão registrados 13 gêneros com 72 espécies, sendo duvidoso o registro de *Sostea*, com suas quatro espécies, para essa região. No Brasil, são registrados cinco gêneros e cerca de 25 espécies (Costa *et al.* 1988) e, no estado do Amazonas, três gêneros (Benetti e Hamada 2003; Fidelis *et al.* 2008;): *Helichus*, *Onopelmus* e *Pelonomus*. Não há registros de espécies desses gêneros para o Amazonas. As espécies dessa família são relativamente pequenas, entre 1,0-9,5 mm, geralmente de coloração preta e corpo pequeno, oval e convexo ou alongado e moderadamente achatado. A maioria das larvas é

aérea, podendo ser encontrada em solo úmido e areia, próximo à matéria vegetal em decomposição (Kodada e Jäch 2005). O número de estádios larvais é desconhecido. O período de pupa de *Onopelmus guarani* Vanin, Costa & Ide, 1997, uma espécie Neotropical é de 11 dias (Vanin *et al.* 1997). Após a emergência o adulto realiza um voo de dispersão. Nesse estágio, os driopídeos podem ser aéreos, ripários ou aquáticos, sendo encontrados em ambientes lênticos ou lóticos. As espécies aquáticas não são capazes de nadar, e por isso vivem agarradas à vegetação e madeira submersa, sob pedras ou entre folhiço acumulado em área de remanso (Kodada e Jäch 2005). A respiração desses besouros é feita através de brânquia física, mantida por cerdas hidrofóbicas.

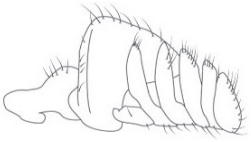
## Chave para identificar adultos dos gêneros de Dryopidae do estado do Amazonas

1. Segundo antenômero não dilatado como o anterior ..... *Pelonomus*



1'. Segundo antenômero dilatado e projetado em uma estrutura em forma de meia-lua ou orelha que pode ultrapassar os antenômeros apicais ..... 2

2. Antena com oito artículos ..... *Helichus*



2'. Antena com 13 artículos ..... *Onopelmus*



## Elmidae (= Limniidae; Helmidae; Helminthidae; Elminthidae; Elmididae)

Representa a quarta maior família dentre as de coleópteros aquáticos, com aproximadamente 1.330 espécies, distribuídas em 146 gêneros em todo o mundo. Essa família é atualmente dividida em duas subfamílias, Elminae (120 gêneros e 1.200 espécies) e Larainae (26 gêneros e 130 espécies) (Jäch e Balke 2008), com cerca de 390 espécies registradas na região Neotropical, 155 no Brasil e de no estado do Amazonas (Fernandes *et al.* 2010a, 2010b, 2011; Fernandes e Hamada 2012; Kodada e jach 2005; Maier e Spangler 2011; Manzo e Archangelsky 2008; Monte e Mascagni 2012; Passos *et al.* 2010; Przewozny e Fernandes 2012; Sampaio *et al.* 2011, 2012; Segura *et al.* 2012) (Tabela 1). Os adultos são de tamanho pequeno a moderado (0,8-11 mm), com formas variadas, de ovais até bastante alongados, em vista dorsal e, de convexos até achatados, em vista lateral. A cutícula é bastante rígida, geralmente de coloração discreta, variando do castanho claro ao preto, entretanto alguns podem apresentar coloração conspícua, com listras e pintas contrastantes e coloração vermelha ou amarelada (Spangler 1981a; Fernandes *et al.* 2010a). Na cutícula dos espécimes de Elminae podem ser encontradas cerdas de formas, tamanhos e densidade bastante variadas, mas geralmente estão distribuídas de maneira esparsa e inconspícua, enquanto que nos Larainae a cutícula está completa e densamente coberta por cerdas hidrofóbicas, o que torna sua superfície opaca. Os gêneros Neotropicais dessa família possuem antenas com 11 artículos (Hinton 1939; Kodada e Jach 2005). Suas longas patas, com o último tarsômero e garras tarsais bastante desenvolvidas, principalmente nos Elminae, chamam a atenção. Elas são úteis para a aderência ao substrato em áreas de correnteza forte. A respiração nos Elminae ocorre por meio de plastrão, um sistema de micro-cerdas hidrofóbicas que retêm ar atmosférico sobre a superfície do inseto quando este está dentro da água (Brown 1987). Por conta do delicado sistema respiratório, os espécimes dessa subfamília possuem baixa tolerância a poluentes nos ambiente aquáticos, especialmente os detergentes, que diminuem a tensão superficial da água e impedem a formação do plastrão (Brown 1972, 1987). Elminae possui comportamento discreto e sua atividade fora da água se restringe ao voo de dispersão, realizado logo após a emergência, uma vez dentro da água, permanece submerso durante o resto da vida (Brown 1987; Kodada e Jach 2005). Adulto de Larainae não possui plastrão, necessitando

**Tabela 1.** Gêneros e número de espécies de Elmidae (Insecta: Coleoptera) registrados para a região Neotropical, região Amazônica e estado do Amazonas.

| Gênero | Número de espécies | | |
|---|---|---|---|
| | Região Neotropical | Região Amazônica | Amazonas |
| *Anommatelmis* Spangler | 1 | - | - |
| *Austrelmis* Brown | 21 | 1 | - |
| *Austrolimnius* Carter & Zeck | 20 | - | - |
| *Cylloepus* Erichson | 63 | 9 | 1 |
| *Disersus* Sharp | 10 | 8 | - |
| *Epodelmis* Hinton | 1 | 1 | - |
| *Gyrelmis* Hinton | 12 | 12 | 10 |
| *Heterelmis* Sharp | 14 | - | - |
| *Hexacylloepus* Hinton | 20 | 2 | - |
| *Hexanchorus* Sharp | 11 | - | - |
| *Hintonelmis* Hinton | 11 | 11 | 5 |
| *Hispaniolara* Brown | 1 | - | - |
| *Holcelmis* Hinton | 2 | 2 | - |
| *Huleechius* Brown | 1 | - | - |
| *Hydora* Brown | 2 | - | - |
| *Hypsilara* Maier *et al.* | 1 | 1 | - |
| *Jolyelmis* Spangler | 3 | 3 | - |
| *Lemalelmis* Spangler | 2 | - | - |
| *Luchoelmis* Spangler & Staines | 4 | - | - |
| *Macrelmis* Motschulsky | 39 | 7 | 2 |
| *Microcylloepus* Hinton | 21 | 5 | 2 |
| *Neocylloepus* Brown | 5 | - | - |
| *Neoelmis* Musgrave | 47 | 6 | 3 |
| *Neolimnius* Hinton | 1 | 1 | 1 |
| *Notelmis* Hinton | 2 | - | - |
| *Onychelmis* Hinton | 3 | 1 | - |
| *Oolimnius* Hinton | 1 | - | - |
| *Pagelmis* Spangler | 1 | 1 | - |
| *Phanoceroides* Hinton | 1 | 1 | 1 |
| *Phanocerus* Sharp | 4 | 2 | 1 |
| *Pharceonus* Spangler & Santiago-Fragoso | 2 | 1 | - |
| *Pilielmis* Hinton | 6 | 5 | 3 |
| *Portelmis* Sanderson | 5 | 4 | 3 |
| *Potamophilops* Grouvelle | 2 | - | - |
| *Pseudodisersus* Brown | 1 | 1 | - |
| *Roraima* Kodada & Jäch | 1 | 1 | - |
| *Stegoelmis* Hinton | 13 | 13 | 4 |
| *Stenhelmoides* Grouvelle | 15 | 14 | 1 |
| *Stethelmis* Hinton | 2 | - | - |
| *Tyletelmis* Hinton | 1 | 1 | 1 |
| *Tolmerelmis* Hinton | 1 | - | - |
| *Tolriolus* Hinton | 1 | - | - |
| *Xenelmis* Hinton | 12 | 7 | 1 |
| *Xenelmoides* Hinton | 1 | - | - |
| Total | 387 | 123 | 39 |

Fonte: Fernandes *et al.* (2010a, 2010b, 2011); Fernandes e Hamada (2012); Kodada e Jach (2005); Maier e Spangler (2011); Manzo e Archangelsky (2008); Manzo e Moya (2012); Miranda *et al.* (2012); Monte e Mascagni (2012); Passos *et al.* (2010); Przewozny e Fernandes (2012); Sampaio *et al.* (2011, 2012); Segura *et al.* (2012).

regressar à superfície para renovar sua reserva de oxigênio, localizada abaixo do élitro (Brown 1987). Ao contrário das espécies de Elminae, as de Larainae possuem voo ativo durante toda sua fase adulta e permanecem muitas vezes completamente fora da água, em superfícies úmidas, próximas à água ou em rochas e troncos parcialmente submersos (Brown 1972, 1987). As larvas de Elmidae possuem de cinco a oito estádios e, geralmente, atingem um tamanho proporcional ao do adulto (Brown 1987).

## Chave para identificar adultos das subfamílias e gêneros de Elmidae do estado do Amazonas

1. Corpo densamente pubescente; ausência de plastrão; pronoto com uma impressão longitudinal mediana, e uma impressão longitudinal lateral de cada lado se estendendo da base até a região mediana onde se curva rumo à margem lateral do pronoto ..... *Phanocerus*



1'. Corpo não pubescente, exceto pelo tomento nas tíbias ou por pequenas áreas isoladas; presença de plastrão; pronoto podendo apresentar impressões variadas, mas não com o padrão descrito acima ..... 2



2. Antena com últimos cinco artículos formando uma clava ..... *Phanoceroides*



2'. Antena com últimos cinco artículos similares aos demais ..... 3



3. Pronoto e élitro cobertos com plastrão (com aspecto opaco e acinzentado, mais nítido no espécime seco); élitro sem carenas e sem estria assessória ..... 4



3'. Pronoto e élitro sem cobertura de plastrão (superfície brilhante); élitro com carenas ou estria assessória ..... 6



4. Pronoto sem plastrão na área mediana, em uma faixa longitudinal de tamanho variável, sem gibosidades ou depressões; élitro sem protuberâncias, com puncturas geralmente indistintas ..... *Stenhelmoides*



4'. Pronoto coberto com plastrão, inclusive em sua área mediana, com gibosidades e depressões; élitro com protuberâncias; com puncturas bem evidentes ..... 5



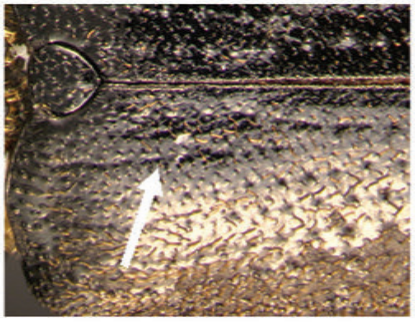
5. Pronoto com protuberâncias e gibosidades no 1/2 basal, geralmente em número de quatro, distribuídas em uma fileira transversal, impressão longitudinal mediana se estendendo, geralmente, da margem posterior até a margem anterior do pronoto, carena sublateral ausente; élitro com protuberância em forma de um espinho robusto e curto próxima à margem póstero-lateral .... *Stegoelmis*



5’. Pronoto com protuberâncias e gibosidades, quando presentes, não distribuídas em fileira; impressão longitudinal mediana ocupando os 3/4 apicais, carena sublateral presente, restrita ao 1/5 basal; élitro sem protuberância próxima à margem póstero-lateral ..... *Portelmis*



6. Élitro com curta estria acessória na base entre a primeira e a segunda estria ..... *Macrelmis*



6’. Élitro sem estria acessória .....7



7. Pronoto sem impressões ..... 8



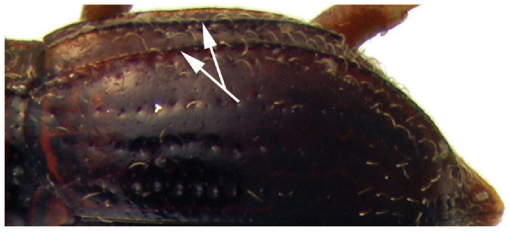
7’. Pronoto com impressões ..... 10



8. Élitro com apenas uma carena sublateral .. ..... *Tyletelmis*



8’. Élitro com duas carenas sublaterais .... 9



9. Pronoto com carena sublateral evidente; disco pronotal sem fileiras de grânulos ..... *Gyrelmis*



9'. Pronoto sem carena sublateral; disco pronotal com uma fileira de grânulos de cada lado, próxima à região mediana ..... *Xenelmis*



10. Garras tarsais com dente basal evidente ..... 11



10'. Garras tarsais sem dente basal ..... 12



11. Pronoto com carena sublateral evidente, ocupando toda sua extensão; disco pronotal com uma depressão oval de cada lado, no 1/5 basal junto à margem interna da carena sublateral, sem impressão transversal ..... *Pilielmis*



11'. Pronoto com carena sublateral pouco evidente, ocupando no máximo o 1/4 basal; disco pronotal sem depressões ovais laterais, impressão transversal presente no 1/3 apical ..... *Hintonelmis*



12. Pronoto com forte constrição nos 2/5 apicais, com carena mediana se estendendo da margem posterior até a margem anterior do pronoto, bifurcada nos 2/5 anteriores, com carena sublateral ocupando o 1/4 basal; base do élitro cerca de 1,5 vezes mais larga que a base pronoto .... *Neolimnius*



12'. Pronoto sem constrição nos 2/5 apicais, sem carena mediana, com carena sublateral se estendendo da margem posterior até a margem anterior do pronoto; base do élitro com menos de 1,5 vezes a largura da base do pronoto ..... 13

13. Pronoto sem impressão longitudinal, com uma impressão transversal nos 2/5 anteriores, podendo estar restrita às laterais do pronoto; élitro com apenas uma carena sublateral ..... *Neoelmis*



13'. Pronoto com uma impressão longitudinal mediana, com ou sem impressão transversal; élitro com duas carenas sublaterais ... 14



14. Pronoto com impressão longitudinal mediana, se presente, pouco evidente, com impressão transversal bem evidente e se estendendo por todo o disco pronotal ..... *Heterelmis*



14'. Pronoto com impressão longitudinal mediana bem evidente, com impressão transversal, se presente, restrita às laterais ..... 15



15. Corpo com ao menos 3,0 mm de comprimento .. ..... *Cylloepus*

15'. Corpo com comprimento menor que 2,5 mm ... 16

16. Pronoto sem impressão transversal, sem constrição mediana ..... *Hexacylloepus*

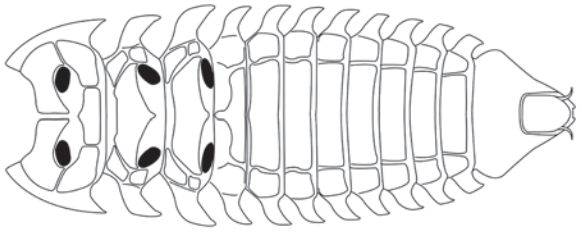


16'. Pronoto com impressão transversal nas laterais, com constrição mediana ..... *Microcylloepus*



## Chave para identificar larvas das subfamílias e gêneros de Elmidae do estado do Amazonas

1. Corpo deprimido dorso-ventralmente (larva platiforme) com expansões laterais falciformes; sutura esterno-pleural nos urosternitos I-VIII ..... 2



1'. Corpo cilíndrico, hemi-cilíndrico ou moderadamente deprimido dorso-ventralmente, expansões laterais, se presentes, nunca falciformes; sutura esterno-pleural nos urosternitos I-VI, I-VII ou I-IX ..... 3

2. Protórax com três escleritos ventrais (A), um posterior e um par ântero-lateral; expansões laterais com margem posterior levemente côncava, com cerdas curtas (B) ..... *Phanoceroides*




2'. Protórax com cinco escleritos ventrais e um posterior, um par ântero-lateral e um par póstero-lateral; expansões laterais com margem posterior bastante côncava, com cerdas longas ..... *Phanocerus*



3. Corpo cilíndrico; esternito abdominal IX com sutura esterno-pleural ..... *Cylloepus*

3'. Corpo podendo apresentar formas variadas; esternito abdominal IX sem sutura esterno-pleural ..... 4

4. Corpo em forma de gota em vista dorsal; moderadamente deprimido; com expansões laterais evidentes ..... 5



4'. Corpo variando de cilíndrico a hemi-cilíndrico; com expansões laterais pouco evidentes ou ausentes ..... 6



5. Corpo fortemente curvado em vista lateral; dorso sem tubérculos; expansões laterais curtas, ornadas com dentículos e cerdas curtas; segmento abdominal IX mais longo que os segmentos abdominais VI-VIII combinados ..... *Xenelmis*



5'. Corpo não curvado em vista lateral; dorso coberto por pequenos tubérculos parcialmente arranjados em fileiras longitudinais; expansões laterais longas, ornamentadas com dentículos e cerdas longas; segmento abdominal IX mais longo que os segmentos V-VIII combinados ..... *Stegoelmis*

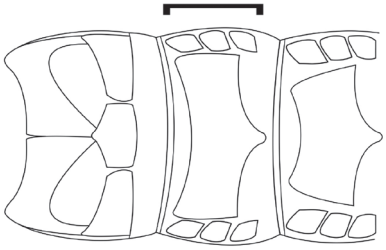


6. Dorso com tubérculos ou espinhos dispostos em fileiras longitudinais ou oblíquas do mesonoto ao tergito abdominal VIII ..... 7

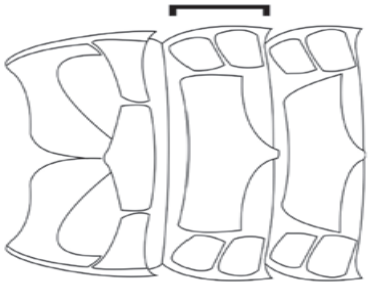


6'. Dorso com tubérculos ou espinhos, se presentes, não em fileiras ..... 8

7. Meso e metapleura divididas em três pleuritos; segmento abdominal IX com quilha medial no dorso coberta com tubérculos ou espinhos ..... *Heterelmis*



7'. Meso e metapleura divididas em dois pleuritos; segmento abdominal IX geralmente sem quilha ..... *Microcylloepus*



8. Segmento abdominal IX estreito e cilíndrico, comprimento maior que trêz vezes sua largura ..... *Hexacylloepus*



8'. Segmento abdominal IX com forma variável, mas não cilíndrico, comprimento menor que três vezes sua largura ..... 9

9. Corpo hemi-cilíndrico; cabeça com dente frontal evidente; pronoto com projeções ântero-laterais pontiagudas ..... *Macrelmis*

9'. Corpo cilíndrico; cabeça com dente frontal pouco evidente; pronoto sem projeções ântero-laterais ..... *Neoelmis*

## Hydrochidae

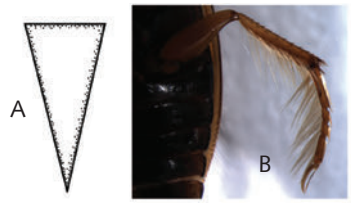
A família (*sensu* Hansen 1999) é cosmopolita e compreende apenas o gênero *Hydrochus* Thonsom, 1859, o qual é composto por cerca de 180 espécies (Short e Fikáček 2011). Os adultos têm corpo alongado, comprimento entre 1,5 e 5,5 mm. O dorso é aplainado a algo convexo, normalmente glabro, com puncturas quetígeras diferenciadas (puncturas sistemáticas *sensu* Hansen 1991). O ventre é relativamente plano, em vista lateral e, assim como em Hydrophilidae, possui densa pubescência hidrófoba (plastrão); cabeça abruptamente estreitada atrás dos olhos, com puncturas profundas e arredondadas, frequentemente em tons metálicos; possuem olhos protuberantes; antenas com sete artículos, clavada, sendo os três antenômeros distais pubescentes. Pronoto com superfície irregular, apresentando puncturas arredondadas semelhantes às da cabeça, normalmente mais estreito do que os élitros, em vista dorsal, tarsômeros com garras tarsais bem desenvolvidas; abdômen com cinco urosternitos aparentes, com superfície irregular, primeiro urosternito mais comprido que o segundo. Ambos adultos e larvas são aquáticos, mas não nadam; vivem associados à vegetação em ambientes lênticos, como em poças e brejos, e lóticos, como rios e igarapés em áreas de remanso (Archangelsky 1997). Segundo Archangelsky (1997), os adultos se alimentam de algas, mas a dieta das larvas permanece desconhecida. Assim como Hydrophilidae, os adultos captam o ar atmosférico na superfície, armazenando-o em um reservatório sob os élitros e em uma bolha ventral formada por densa pubescência hidrofóbica. As larvas captam oxigênio atmosférico através do oitavo par de espiráculos, que se abrem em um átrio espiracular (Archangelsky 1997). A biologia do grupo ainda é pouco conhecida principalmente no que diz respeito aos imaturos.

## Hydrophilidae

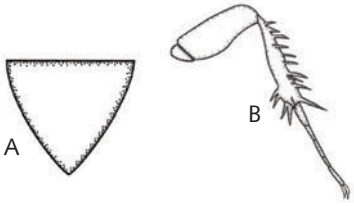
A Família, *sensu* Hansen (1999), compreende cerca de 2.840 espécies recentes descritas, distribuídas em 169 gêneros (Short e Fikáček 2011). Embora tenha distribuição mundial, a maior parte de suas espécies está concentrada nas regiões Neotropical e Etiópica (Hansen 1995). Adultos são besouros de tamanho pequeno a grande (0,7-50,0 mm), com corpo elíptico a fortemente oval e contorno contínuo ou levemente interrompido entre o pronoto e os élitros, em vista dorsal. O dorso é aplainado a fortemente convexo, normalmente glabro, com puncturas quetígeras diferenciadas. O ventre é relativamente plano, em vista lateral, e normalmente com densa pubescência hidrofóbica (plastrão); o mesosterno é fortemente estreitado anteriormente; e o abdômen apresenta cinco ou seis urosternitos aparentes. As antenas são clavadas; com sete, oito ou nove artículos, sendo os três antenômeros distais pubescentes. As pernas médias e posteriores são usadas alternadamente na natação e podem apresentar cerdas longas e finas. Ocorrem desde ambientes verdadeiramente aquáticos, passando por semiaquáticos e higropétricos, até completamente aéreos (*e.g.*, *Omicrus* Sharp, 1879 e *Sphaeridium* Fabricius, 1775). Os hidrofilídeos aquáticos são comumente encontrados em ambientes lênticos, como brejos, lagos, poças etc., normalmente associados à vegetação e ao sedimento e/ou folhiço depositado no fundo, e lóticos, como rios e igarapés, normalmente associados à vegetação marginal, ao fundo arenoso e/ou pedregoso perto das margens, ao folhiço de fundo ou retido nas pedras (Hansen 1991; Clarkson e Ferreira-Jr 2009). Alimentam-se principalmente de algas e matéria orgânica em decomposição, mas algumas das espécies maiores podem predar caracóis, pequenos peixes e girinos (Balfour-Browne 1910). Os adultos captam o ar atmosférico na superfície, armazenando-o em um reservatório sob os élitros, onde se encontram os espiráculos, e em uma bolha, formada por densa pubescência hidrofóbica, na região ventral (Hansen 1997). A maioria das larvas conhecidas é predadora, alimentando-se de outros invertebrados, pequenos peixes, girinos e caracóis. Muitas espécies são canibais. A exceção são as larvas de *Berosus* Leach, 1817, que possuem canais de sucção nas mandíbulas e, além disso, podem alimentar-se de fibras e tecidos vegetais, algas filamentosas e detritos, quando invertebrados que fazem parte da dieta não estão disponíveis (Vidal-Batista e Da-Silva 1998; Archangelsky 1999). As larvas também respiram oxigênio atmosférico através do oitavo par de espiráculos terminais (Archangelsky 1997). Mais uma vez, a exceção são as larvas de *Berosus*, que respiram por difusão através de longas projeções laterais no abdômen, as quais funcionam como traqueobrânquias (Archangelsky 1994).

## Chave para identificar adultos das subfamílias, tribos e gêneros de Hydrophilidae do estado do Amazonas

1. Escutelo muito mais longo que largo (A); tíbias médias e posteriores com longas franjas de cerdas natatórias (B) ..... Berosini ..... 2



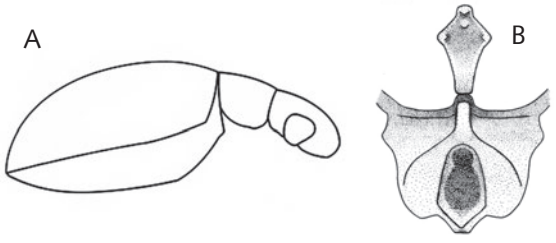

1'. Escutelo tão longo quanto largo (A); tíbias médias e posteriores sem franja de cerdas natatórias longas (alguns *Tropisternus* apresentam cerdas curtas) (B) ..... 4



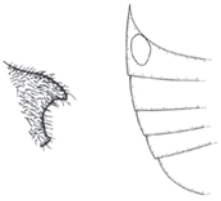

2. Corpo fortemente convexo, comprimido lateralmente; dorso completamente preto; metasterno carenado medianamente; metepisterno pouco visível ou não visível, ventralmente ..... *Derallus*



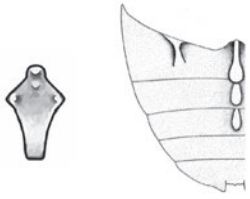

2'. Corpo não fortemente convexo; face dorsal raramente negra; metasterno com escavação na porção mediana; metepisterno visível ventralmente ..... 3



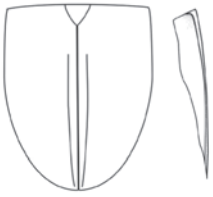

3. Elevação mesosternal laminar; urosternito I podendo apresentar carena mediana e escavações laterais, mas nunca carenas laterais; tarsos anteriores, nos machos, com quatro artículos, primeiro mais dilatado ..... *Berosus*



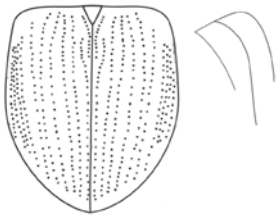
3'. Elevação mesosternal em plataforma escavada no meio; urosternito I com carena mediana e carenas laterais; tarso anterior com cinco artículos distintos em ambos os sexos, primeiro não dilatado ..... *Hemiosus*



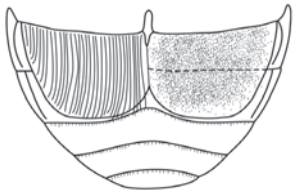
4. Élitro sem distintas séries de puncturas sistemáticas, estria sutural conspícua na metade posterior; porção glabra da epipleura (pseudoepipleura de Hansen, 1991) bem mais estreita do que a porção pubescente ..... 5



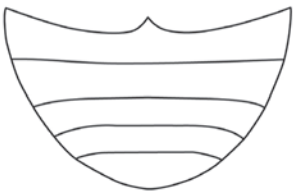
4'. Élitro com puncturas sistemáticas seriadas, podendo estar obscurecidas, sem estria sutural; porção glabra da epipleura tão larga quanto a porção pubescente ..... 7



5. Urosternitos I e II com mesmo comprimento, ambos com grandes cavidades que podem estar repletas com uma massa de substância hialina e coberta por uma franja de longas e robustas cerdas; urosternitos III a V mais curtos ..... Chaethartrini ... *Chaetarthria*



5'. Urosternitos I a V com aproximadamente o mesmo comprimento, planos e pubescentes..... Anacaenini ... 6



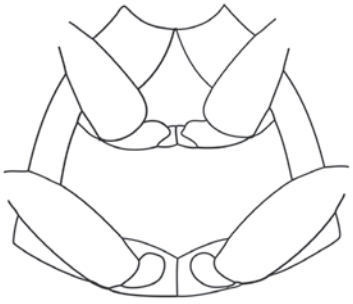
6. Prosterno carenado na região mediana ... *Paracymus*



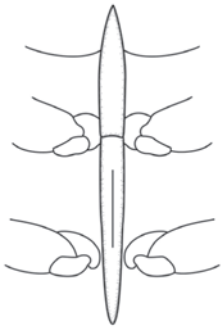
6'. Prosterno não carenado na região mediana ..... *Anacaena*



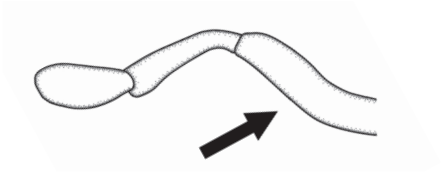
7. Meso- e metasternitos não intimamente fundidos ..... Acidocerini ..... 8



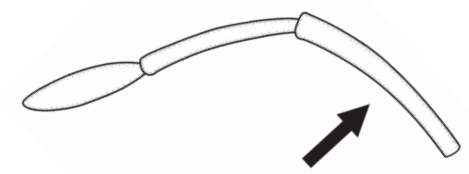
7'. Meso- e metasternitos com elevações medianas fortemente fusionadas, formando uma quilha ..... Hydrophilini ..... 9



8. Segundo palpômero maxilar assimétrico, curvado externamente, em vista dorsal ..... *Enochrus*



8'. Segundo palpômero maxilar simétrico, reto ou curvado internamente, em vista dorsal ..... *Helochares*



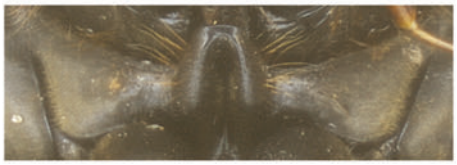
9. Fêmures médios e posteriores com pubescência hidrófoba, algumas vezes restrita à região basal ..... *Tropisternus*




9'. Fêmures médios e posteriores glabros ..... 10



10. Elevação prosternal com sulco mediano longitudinal que recebe a porção anterior da elevação mesoventral ..... *Hydrophilus*



10'. Elevação prosternal carenada .... *Hydrobiomorpha*



## Lutrochidae

Possui 11 espécies, todas de *Lutrochus* Erichson, 1847 (Spangler 2001), distribuídas do Brasil aos Estados Unidos (Spangler 2001; Ide *et al.* 2005). Na região Neotropical atualmente são registradas oito espécies, sendo três delas no Brasil. Para a região Amazônica, o único registro dessa família é para o estado do Amazonas (Benetti e Hamada 2003). Tamanho varia de 3,0 a 6,0 mm, possui hábitos aquáticos ou ripários (Brown 1987). As espécies aquáticas podem ser encontradas em ambientes de correnteza, em substratos de pedra, areia ou sulcos em madeira em decomposição, onde larvas e adultos vivem juntas. As larvas respiram por meio de brânquias traqueais retráteis, localizadas no final do abdômen, cobertas por um opérculo. Os adultos são capazes de ficar submersos, respirando por meio de uma bolha que cobre boa parte do corpo. Essa bolha é mantida por cerdas hidrofóbicas e torna desnecessária a emersão do besouro para reposição.

## Psephenidae

Ocorre em todos os continentes, exceto na Antártica, e apresenta cerca de 280 espécies arranjadas em 35 gêneros (Lee *et al.* 2005). Para o Brasil, estão registradas nove espécies distribuídas nos gêneros *Bertrandia* Pic, 1943, possível sinônimo de *Pheneps* Darlington, 1936 (Jeng *apud* Lee *et al.* 2005), *Psephenus* Haldeman, 1853 e *Pheneps* (Hinton 1937; Fernandez *et al.* 2001). Na Amazônia estão registradas cinco espécies (Fernandez *et al.* 2001): *Pheneps cursitatus* Spangler, 1987, no estado do Amazonas; *P. auariensis* Fernandez, Fonseca & Spangler, 2001, *P. simoides* Fernandez, Fonseca & Spangler, 2001, *Pheneps roraimensis* Fernandez, Fonseca & Spangler, 2001, no estado de Roraima; e *P. leptophallus* Fernandez, Fonseca & Spangler, 2001, no estado de Rondônia. As larvas são estritamente aquáticas, enquanto que os adultos ocupam somente o ambiente aéreo. As larvas são muito características, com o corpo bastante achatado, podendo ser oblongas ou subcirculares. As larvas podem ser encontradas em rochas e outros substratos lisos, onde encontram algas das quais se alimentam.

## Scirtidae (= Cyphonidae, Elodidae; Helodidae)

Com cerca de 800 espécies e 30 gêneros, a família cosmopolita Scirtidae é mais diversa e abundante nas faixas temperadas dos hemisférios norte e sul (Lawrence 2005). No Brasil, estão registradas cerca de 31 espécies em quatro gêneros (Costa *et al.* 1988). Os registros desses besouros para a região Amazônica são limitados ao nível de família, em estudos de composição de fauna (Benetti e Hamada 2003; Fidelis *et al.* 2008). Os adultos são besouros com até 12,0 mm em comprimento, de forma oval a alongada e que podem ser encontrados sob a vegetação próxima aos corpos d'água. Já as larvas podem ser encontradas em diversos tipos de ambientes dulçaquícolas, ou fora da água em ambientes úmidos. As larvas possuem o corpo alongado ou elíptico, podendo ser pouco ou fortemente achatado. As longas antenas multi-articuladas são características em algumas espécies. A alimentação nesse estágio é detritívora, consumindo matéria orgânica particulada fina, depositada no substrato.

## Referências Bibliográficas


Alarie, Y.; Short, A.E.Z.; Garcia, M.; Joly, L. 2011. Larval Morphology of Meruidae (Coleoptera: Adephaga) and its phylogenetic implications. *Annals of the Entomological Society of America*, 104: 25-36.

Archangelsky, M. 1994. Description of the immature stages of three Neartic species of the genus *Berosus* Leach (Coleoptera: Hydrophilidae). *Internationale Revue Der Gesamten Hydrobiologie Und Hydrographie*, 79: 357-372.

Archangelsky, M. 1997. Studies on the biology, ecology, and systematics of the immature stages of New World Hydrophiloidea (Coleoptera: Staphyliniformia). *Ohio Biological Survey Bulletin*, n. ser., 12: 1-207.

Archangelsky, M. 1999. Larvae of Neotropical *Berosus* (Coleoptera, Hydrophilidae): *B. aulus* Orchymont, 1941 and *B. auriceps* Boheman, 1859. *Tijdschrift voor Entomologie*, 142: 1-8.

Balfour-Browne, F. 1910. On the life-history of *Hydrobius fuscipes* L. *Transactions of the Royal Society of Edinburgh*, 47: 317-340.

Benetti, C.J.; Hamada, N. 2003. Fauna de coleópteros aquáticos (Insecta: Coleoptera) na Amazônia Central, Brasil. *Acta Amazonica*, 33: 1-10.

Benetti, C.J.; Régil, J.A.C.; Fiorentin, G.L. 2003. Gêneros de Hydradephaga (Coleoptera: Dytiscidae, Gyrinidae, Haliplidae, Noteridae) citados para o Brasil, com chave para identificação. *Biota Neotropica*, 3: 1-20. http://www.biotaneotropica.org.br/v3n1/pt/download?identification-key + BN00803012003 + item.pdf.

Beutel, R.G. 1997. Über Phylogenese und Evolution der Coleoptera (Insecta), insbesondere der Adephaga. *Verhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins Hamburg NF*, 31: 1-164.

Beutel, R.G.; Haas, F. 2000. Phylogenetic relationships of the suborders of Coleoptera (Insecta). *Cladistics*, 16: 103-141.

Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. 2005. *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles.* Walter de Gruyter, Berlin. 567 pp.

Beutel, R.G.; Roughley, R.E. 2005. Gyrinidae. pp: 55-64. *In*: Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. (eds). *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles.* Walter de Gruyter, Berlin, Germany.

Beutel, R.G.; Vanin, S.A. 2005. Torridincolidae Steffan, 1964. pp: 46-48. *In*: Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. (eds). *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles.* Walter de Gruyter, Berlin. 567 pp.

Böving, A.G. 1914. Notes on the larvae of Hydroscapha and some other aquatic larvae from Arizona. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 16: 169-174.

Braule-Pinto, V.A. ; Fonseca, C.R.V; Hamada, N. 2011. *Iapir quadrifurcatus* sp.nov., a new torridincolid from Brazil (Coleoptera, Myxophaga, Torridincolidae). *Zootaxa*, 3031: 47-53.

Brown, H.P. 1972. *Aquatic dryopoid beetles (Coleoptera) of the United States. Biota of Freshwater Ecosystems Identification Manual No. 6.* Water Pollution Conference Series, United States Environmental Protection Agency, Washington, District of Columbia. 82 pp.

Brown, H.P. 1987. Biology of Riffle Beetles. *Annual Review of Entomology*, 32: 253-273.

Casari, S.A.; Ide, S. 2012. Coleoptera. pp: 453- 535. *In*: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A.; Constantino, R. (eds). *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia*. Holos, Ribeirão Preto. 810 pp.

Clarkson, B.; Ferreira-Jr., N. 2009. Three new species of *Hemiosus* Sharp (Coleoptera: Hydrophilidae) and new state records of *Hemiosus fittkaui* Oliva and *H. moreirai* d'Orchymont from Brazil. *Zootaxa*, 2139: 61-68.

Costa, C.; Vanin, S.A.; Casari-Shen, S.A. 1988. *Larvas de Coleoptera do Brasil.* Museu de Zoologia, Universidade de São Paulo, São Paulo. 282 pp.

Crowson, R.A. 1950. Classification of the families of British Coleoptera. *Entomologists Monthly Magazine*, 86: 149-171.

Dettner, K. 2005. Noteridae Thomson, 1857. pp: 72-81. *In*: Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. (eds). *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles*. Walter de Gruyter, Berlin, Germany.

Fernandes, A.S.; Hamada, N. 2012. Description and notes on the bionomics of a new species of *Potamophilops* Grouvelle, 1896 (Coleoptera: Elmidae: Larainae), from Cerrado biome in Brazil. *Journal of Natural History*, 46: 717-727.

Fernandes, A.S.; Passos, M.I.S.; Hamada, N. 2010a. A new species of *Hintonelmis* Spangler (Coleoptera: Elmidae: Elminae) from Central Amazonia, Brazil. *Zootaxa*, 2353: 43-48.

Fernandes, A.S.; Passos, M.I.S.; Hamada, N. 2010b. The genus *Portelmis* Sanderson, 1953 (Coleoptera: Elmidae: Elminae): first report

in Brazil, description of two new Amazonian species and species key for males. *Zootaxa*, 2517: 33-43.

Fernandes, A.S.; Passos, M.I.S.; Hamada, N. 2011. *Stegoelmis* Hinton, 1939 (Coleoptera: Elmidae: Elminae) in Brazil: two new species and a key to the Brazilian species. *Zootaxa*, 2921: 56-64.

Fernandez, M.F.; Fonseca, C.R.V.; Spangler, P.J. 2001. Estudo Taxonômico dos Psephenidae (Coleoptera: Byrrhoidea) da Amazônia Brasileira. *Acta Amazonica*, 31: 469-500.

Ferreira-Jr, N.; Mendonça, E.C.; Dorvillé, L.F.M.; Ribeiro, J.R.I. 1998. Levantamento preliminar e distribuição de besouros aquáticos (Coleoptera) na Restinga de Maricá, Maricá, estado do Rio de Janeiro. pp: 129-140. *In*. Nessimian, J.L. & carvalho, A.L. *Ecologia de Insetos aquáticos*. Séries Oecologia Brasiliensis, vol. V. PPGE-UFRJ. Rio de Janeiro.

Fidelis, L.; Nessimian, J.L.; Hamada, N. 2008. Distribuição especial de insetos aquáticos em igarapé de pequena ordem na Amazônia Central. *Acta Amazonica*, 38: 127-134.

Hansen, M. 1991. The Hydrophiloidea beetles, phylogeny, classification and revision of the genera (Coleoptera, Hydrophiloidea). *Biologiske Skrifter*, 40: 1-367.

Hansen, M. 1995. Evolution and classification of the Hydrophiloidea – a systematic review. pp. 321-353. *In*: Pakaluk, J. & Slipinki, S.A. (eds). Biology, Phylogeny, and Classification of Coleoptera; *Papers Celebrating the 80th Birthday of Roy A. Crowson. Museum i Instytut Zoologii PAN*, Warszawa.

Hansen, M. 1997a. A new subfamily for a remarkable new genus and species of Hydrophilidae from New Guinea (Coleoptera: Hydrophilidae). *Annales Zoologici*, 47: 107-110.

Hansen, M. 1997b. Evolutionary trends in "Staphyliniform" beetle (Coleoptera). *Steentrupia*, 23: 43-86.

Hansen, M. 1999. Hydrophiloidea (*s. str.*) (Coleoptera). *World Catalogue of Insects*, 2: 1-416.

Hinton, H.E. 1937. On the Psephenidae collected by Dr. Fritz Plaumann in Brazil. *Proceedings of the Entomological Society of London*, 6: 9-13.

Hinton, H.E. 1939. An inquiry into the natural classification of the Dryopoidea, based partly on a study of their internal anatomy (Coleoptera). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 89: 133-184.

Hinton, H.E. 1940. A monographic revision of the Mexican water beetles of the family Elmidae. *Novitates zoologiae*, 42: 19-396.

Hinton, H.E. 1969. Plastron respiration in adult beetles of the suborder Myxophaga. *Journal of Zoology*, 159: 131-137.

Hunt, T.; Bergsten, J.; Levkanicova, Z.; Papadopoulou, A.; John, O.; Wild, R.; Hammond, P.M.; Ahrens, D.; Balke, M.; Caterino, M.S.; Gómez-Zurita, J.; Ribera, I.; Barraclough, T.G.; Bocakova, M.; Bocak, L.; Vogler, A.P. 2007. A Comprehensive Phylogeny of Beetles Reveals the Evolutionary Origins of a Superradiation. *Science*, 318: 1913-1916.

Ide, S.; Costa, C.; Vanin, S.A. 2005. Lutrochidae Kasap & Crowson, 1975, pp. 471–496. *In*: Beutel, R.G. & Leschen, R.A.B. (eds). *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles.* Walter de Gruyter, Berlin, Germany.

Jäch, M.A. 1998. Annotated check list of aquatic and riparian/littoral beetle families of the world (Coleoptera). pp: 25-42. *In:* Jäch, M.A. & Ji, L. (eds). *Water Beetles of China, Vol. II. Zoologisch-Botanische Gesellschaft in Österreich and Wiener Coleopterologenverein, Wien.*

Jäch, M.A.; Balke, M. 2008. Global diversity of water beetles (Coleoptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 419-442.

Kodada, J.; Jäch, M.A. 2005. Elmidae Curtis, 1830. pp: 471-196. *In*: Beutel R.G.; Leschen, R.A.B. (eds). *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles.* Walter de Gruyter, Berlin, Germany.

Lawrence, J. F. 2005. Scirtidae Fleming, 1821. pp. 443-450. *In*: Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. (eds). *Handbook of Zoology. Volume IV. Arthropoda: Insecta. Part 38. Coleoptera, Beetles.* Walter de Gruyter, Berlin, Germany.

Lawrence, J.; Hastings, A.; Dallwitz, M.; Paine, T. 1995. *Beetle Larvae of the World* - Interactive Identification and Information Retrieve for Families and Subfamilies. CD-ROM. Version 1.0 for MS-DOS. (CSIRO Publishing: Melbourne).

Lawrence, J.F.; Newton, Jr., A.F. 1995. Families and Subfamilies of Coleoptera (with selected

genera, notes, references and data on family-group names). pp. 779-1006. *In:* Pakaluk, J. & Slipinki, S. A. (eds) *Biology, Phylogeny, and Classification Of Coleoptera; Papers Celebrating The 80th Birthday Of Roy A. Crowson*. Museum Instytut Zoologii Pan, Warszawa.

Lawrence, J.F.; Slipinski, A.; Seago, A.E.; Thayer, M.K.; Newton, A.F.; Marvaldi, A.E. 2011. Phylogeny of the Coleoptera Based on Morphological Characters of Adults and Larvae. *Annales Zoologici*, 61:1-217.

Lee, C.; Jäch, M.A.; Beutel, R.G. 2005. Psephenidae Lacordaire, 1854. pp: 521-533. In: Beutel, R.G.; Leschen, R.A.B. (eds) *Handbuch der Zoologie, Coleoptera, Beetles, v. I.* Walter de gruyter, Berlin.

Maier, C.A.; Short, A.E.Z. 2013. A revision of the Lutrochidae (Coleoptera) of Venezuela, with description of six new species. *Zootaxa*, 3637: 285-307.

Maier, C.A.; Spangler, P.J. 2011. *Hypsilara royi* gen. n. and sp. n. (Coleoptera, Elmidae, Larainae) from Southern Venezuela, with a revised key to Larainae of the Western Hemisphere. *ZooKeys*, 116: 25-36.

Manzo, V.; Archangelsky, M. 2008. A key to the Larvae of South America Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea) with a description of the mature larva of *Macrelmis saltensis* Manzo. *Annales de Limnologie - International Journal of Limnology*, 44: 63-74.

Manzo, V.; Moya, N. 2012. Description of the first South American species of *Neocylloepus* Brown (Coleoptera: Elmidae): *N. chaparensis* sp. nov. from Bolivia. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 45: 129-138.

Minoshima, Y.; Hayashi, M. 2011. Larval morphology of the Japanese species of the tribes Acidocerini, Hydrobiusini and Hydrophilini (Coleoptera: Hydrophilidae). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 51, suplementum: 1-118.

Miranda, G.S.; Sampaio, B.H.L.; Passos, M.I.S. 2012. Two new species of *Austrolimnius* Cartes & Zeck (Insecta: Coleoptera: Elmidae) from Southeastern Brazil. *Zootaxa*, 3389: 14-24.

Monte, C.; Mascagni, A. 2012. Review of the Elmidae of Ecuador with the description of ten new species (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa*, 3342: 1-38.

Nilsson, A. N. 2013. *A World Catalogue of the Family Dytiscidae, or the Diving Beetles (Coleoptera, Adephaga)*. Version 1.I.2013. Acessado em 19/04/2013. http://www2.emg.umu.se/projects/biginst/andersn/WCD_20130101.pdf.

Nilsson, F.; Vondel, B.J. van, 2005. Amphyzoidae, Aspidytidae, Haliplidae, Noteridae and Paelobiidae (Coleoptera, Adephaga). *In*: *World Catalogue of Insects*, 7: 1-171.

Passos, M.I.S.; Fernandes, A.S.; Hamada, N.; Nessimian, J.L. 2010. Insecta, Coleoptera, Elmidae, Amazon region. *Check List*, 6: 538-545.

Przewozny, M.; Fernandes, A.S. 2012. *Portelmis guianensis* sp. nov. from French Guiana (Coleoptera: Elmidae). *Zootaxa*, 3196: 58-63.

Reichardt, H. 1973. A critical study of the suborder Myxophaga, with a taxonomic revision of the brazilian Torridincolidae and Hydroscaphidae (Coleoptera). *Arquivos de Zoologia*, 14: 78-162.

Roughley, R.E.; Larson, D.J. 1991. Aquatic Coleoptera of Spring in Canada. *Memoirs of the Entomological Society of Canada*, 123: 125-140.

Sampaio, B.H.L.; Passos, M.I.S.; Ferreira-Jr., N. 2011. Three new species of *Cylloepus* Erichson (Insecta: Coleoptera: Elmidae) from Southeastern Brazil. *Zootaxa*, 2797: 57-64.

Sampaio, B.H.L.; Passos, M.I.S.; Ferreira-Jr., N., 2012. Two new species of *Macrelmis* Motschulsky (Coleoptera: Elmidae) and a new record of *Macrelmis isis* (Hinton) from Southeastern Brazil. *Zootaxa*, 3478: 164-168.

Segura, M.O.; Valente-Neto, F.; Fonseca-Gessner, A.A. 2012. Checklist of the Elmidae (Coleoptera: Byrrhoidea) of Brazil. *Zootaxa*, 3260: 1-18.

Short, A.E.Z.; Fikáček, M. 2011. World catalogue of the Hydrophiloidea (Coleoptera): additions and corrections II (2006–2010). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 51: 83-122.

Short, A.E.Z.; Torres, P.J. 2006. Review of the *Hemiosus* Sharp and *Derallus* Sharp of North America, Central America, and the Caribbean (Coleoptera: Hydrophilidae: Berosini). *Zootaxa*, 1369: 1-17

Spangler, P.J. 1980a. A new species of *Ytu* from Brazil (Coleoptera: Torridincolidae). *The Coleopterists Bulletin*, 34: 145-158.

Spangler, P.J. 1980b. *Onopelmus*, a new Genus of Dryopid Beetle from Peru (Coleoptera,

Dryopidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 82: 161-165.

Spangler, P.J. 1981a. Coleoptera. p: 129-220. *In*: Hurlbert, S.H.; Rodriguez, G. & Santos, N.D. (eds). *Aquatic Biota of Tropical South America. Part 1. Arthropoda.* San Diego, San Diego St. Univ.

Spangler, P.J. 1981b. Supplement to the Aquatic and Semiaquatic Coleoptera of Cuba Collected by the Biospeleological Expeditions to Cuba by the Academies of Science of Cuba and Romania. pp: 145-171. *In*: Orghidian et al., *Resultats des expeditions biospeleogiques cubano-romanines a Cuba. III.* Editura Academiei Republicii Socialiste Romania, Bucharest.

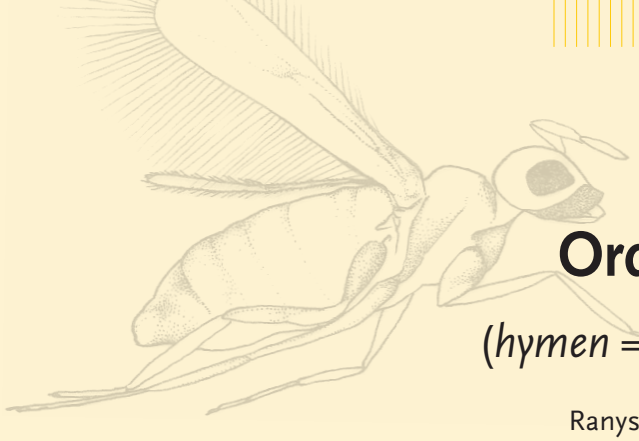
Spangler, P.J.; Steiner, W. 2005. A new aquatic beetle family, Meruidae, from Venezuela (Coleoptera: Adephaga). *Systematic Entomology*, 30: 339–357.

Spangler, P.J.; Staines, C.L.; Spangler, P.M.; Staines, S.L. 2001. A checklist of the Limnichidae and the Lutrochidae (Coleoptera) of the world. *Insecta Mundi*, 15: 151-165.

Slipinski, S.A.; Leschen, R.A.B.; Lawrence, J.F. 2011. Order Coleoptera Linnaeus, 1758. pp: 203-208. *In:* Zhang, Z.Q. (ed); Animal biodiversity: an outline of higher-level classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148: 1-237.

Vanin, S.A.; Ide, S.; Costa, C. 1997. Larvae of Neotropical Coleoptera. XXVI: Description of immature and adults of a new species of *Onopelmus* Spangler, 1980, with notes on habitats and rearing (Dryopoidea, Dryopidae). *Papéis avulsos de Zoologia* (São Paulo), 40: 87-103.

Vidal-Batista, L.; da-Silva, E.R. 1998. Autoecologia de uma espécie de *Berosus* Leach, 1817 (Coleoptera: Hydrophilidae) em brejo entre – cordões do litoral do estado do Rio de Janeiro. pp: 51-61. *In*. Nessimian, J.L.; Carvalho, A.L. *Ecologia de Insetos aquáticos.* Séries Oecologia Brasiliensis, vol. V. PPGE-UFRJ. Rio de Janeiro.



22

# Ordem Hymenoptera

(*hymen* = menbrana; *pteron* = asa)

Ranyse Barbosa Querino[1], Neusa Hamada[2]

**Diagnose.** Insetos de tamanho variado (0,1 mm a 70 mm). Cabeça bem desenvolvida, olhos compostos geralmente bem visíveis; às vezes, atrofiados ou rudimentares. Antenas especializadas com escapo, pedicelo e flagelo, com forma e número variável de segmentos (variando de 3 a 90 ou mais). Mesotórax mais desenvolvido do que pro e metatórax. Asas membranosas hialinas ou coloridas; anteriores maiores que as posteriores; hámulos presentes. Abdômen séssil, pedunculado ou livre com seis a nove segmentos; propódeo presente. Holometábolos; larvas eruciformes ou vermiformes.

## Anatomia externa

São apresentadas de forma geral a morfologia externa de Hymenoptera, com ênfase nas estruturas que são referidas para a identificação das famílias com representantes aquáticos abordadas neste capítulo, baseada em Goulet e Huber (1993), Gibson *et al.* (1997), Grissel e Shauff (1990), Fernández e Sharkey (2006) e Hanson e Gauld (2006) (Figura 1). As ilustrações com as principais estruturas morfológicas foram retiradas de Goulet e Huber (1993) e Grissel e Shauff (1990) (Figura 1).

**Adulto**. **Cabeça** hipognata. A superfície anterior da cabeça, da cavidade oral ao ocelo anterior e entre os olhos compostos é denominada face. A face é geralmente subdividida em três áreas: clípeo, face e fronte. O clípeo é uma área ventral imediatamente acima da margem da cavidade oral. Margem lateral do clípeo inclui os orifícios anteriores do tentório, frequentemente inconspícuos, localizados sobre cada lado. A face (*sensu strictu*) é a área mediana, acima e algumas vezes ao lado do clípeo. A fronte é a área dorsal, acima da face. A superfície dorsal da cabeça, entre a margem dorsal dos olhos compostos e incluindo os ocelos, é o vértex. Três ocelos estão usualmente presentes no vértex e, lateralmente, um par de olhos compostos bem desenvolvidos. Anteriormente, e geralmente entre os olhos compostos, estão os tórulos (alvéolos antenais), dos quais projeta-se a antena multissegmentada. A superfície posterior da cabeça é dividida em cinco áreas, no entanto nem todas estão presentes ou bem definidas: occipital, pós-occipital, pós-genal, gena e hipóstoma. A área occipital é a parte dorsal entre a carena occipital, quando presente, e a carena pós-occipital. A parte ventral entre as duas carenas é a pós-gena. A pós-occipital é uma estreita área semelhante a um anel entre a carena pós-occipital e o *forame magnum*. A gena é a área ventral ou lateral abaixo e atrás dos olhos. O hipóstoma é um estreito esclerito margeando a cavidade oral posteriormente e separado da gena e pós-gena pela carena hipostomal.

[1] Embrapa Meio-Norte, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Avenida Duque de Caxias 5650, CEP 64006-220 Teresina, PI, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

Nas antenas, o flagelo é geralmente dividido em dois ou mais flagelômeros. O escapo está unido à frente da cabeça pelos tórulos. Entre o tórulo e a base do escapo há frequentemente uma curta e estreita radícula que, algumas vezes, é distintamente diferenciada do escapo. A radícula é parte do escapo, portanto, não é contabilizada como um segmento.

De modo geral, os Hymenoptera parasitoides têm antenas geniculadas (dobradas, com o primeiro artículo maior do que os outros) e na maioria das vezes é também clavada (quando os últimos artículos são mais largos, visivelmente distintos dos demais). Algumas espécies apresentam, também, antenas pectinadas (quando os artículos apresentam processos laterais, formando uma espécie de pente). Quando a antena é clavada, os artículos terminais (maiores) são denominados, em conjunto, clava, e os restantes, funículo. Às vezes, os primeiros flagelômeros são bastante reduzidos em comprimento, assemelhando-se a anéis, e, portanto passam a ser denominados anelos.

As peças bucais circundam a cavidade oral e estão compostas externamente por quatro componentes. Desde a parte posterior à anterior, esses componentes incluem: labro (usualmente oculto atrás do clípeo), um par de mandíbulas, um par de maxilas e o lábio. Tanto a maxila quanto o lábio apresentam palpos segmentados. O aparelho bucal é mastigador (*e.g.*, vespas) ou lambedor (*e.g.*, abelhas).

**Tórax**. Tem como maior segmento o mesotórax. Dorsalmente é coberto pelo mesonoto que é divido em uma parte anterior o mesoescuto e posterior o mesoescutelo, os dois são separados por um sulco transversal, o sulco escuto-escutelar. Em muitas espécies de Hymenoptera parasitoides são encontradas um par de linhas ou sulcos no mesoescuto denominada notáulices que subdivide o esclerito em um lobo mediando e lobos laterais. O formato e a presença/ausência dos notáulices são características utilizadas para separar algumas famílias. As tégulas são os escleritos imediatamente basais às asas. As áreas laterais do escutelo que ficam basais às asas e são encobertas por elas quando estão em repouso são denominadas axilas. A parte posterior do escutelo é denominada freno; às vezes, esse termo é empregado apenas para a carena e a área posterior a ela é denominada área frenal. A área no metanoto imediatamente posterior ao freno é denominada dorselo. Em vista lateral, o pronoto dos Hymenoptera pode ou não alcançar a tégula (base das asas), sendo separado desta por um esclerito derivado da mesopleura denominado prepecto ou pela expansão de um lobo lateral do mesonoto. A perna consiste primariamente de seis segmentos, desde a base até o ápice: coxa, trocanter, fêmur, tíbia, tarso e pretarso. O fêmur pode possuir, basalmente, uma divisão secundária parcial, o trocantelo, fazendo parecer o trocanter com dois segmentos. Cada tíbia tem geralmente um ou dois esporões apicais. Em muitos himenópteros um desses esporões é modificado em um aparato para limpar a antena. O tarso possui três a cinco tarsômeros, cada um desses pode ter uma almofada ventral, o lóbulo plantar. O pretarso é composto por duas unhas e suas estruturas associadas. As asas de muitos Hymenoptera parasitoides apresentam venação muito reduzida e, portanto, tem uma nomenclatura simplificada. Desde a base da asas, são encontradas as seguintes veias: submarginal, marginal e pós-marginal; uma veia estigmal se ramifica posteriormente desde sua união com as veias marginal e pós-marginal; a veia estigmal pode formar uma alargamento apical chamado estigma, o qual muitas vezes termina em um pequena protuberância direcionada para a veia pós-marginal, o uncus.

**Abdômen.** Nos Apocrita, o primeiro segmento abdominal é imóvel e amplamente conectado ao restante do abdômen. Esse primeiro segmento é denominado propódeo e o conjunto composto por esse segmento e o tórax é denominado mesossoma. Assim, o último segmento no mesossoma corresponde ao propódeo. Nos Hymenoptera basais (Symphyta), o primeiro segmento do abdômen é similar aos restantes e não há distinta constrição entre o primeiro e o segundo segmento. Em Apocrita, os demais segmentos abdominais, excluindo o propódeo, são coletivamente denominados de metassoma. As fêmeas de Hymenoptera possuem ovipositor, que pode estar escondido ou exposto, dependendo da espécie. Em Hymenoptera Aculeata, o ovipositor é modificado exclusivamente para ferroar. A genitália dos machos de Hymenoptera é geralmente inconspícua, podendo variar de forma simples, como estruturas tubulares com partes reduzidas a estruturas relativamente complexa e elaboradas.

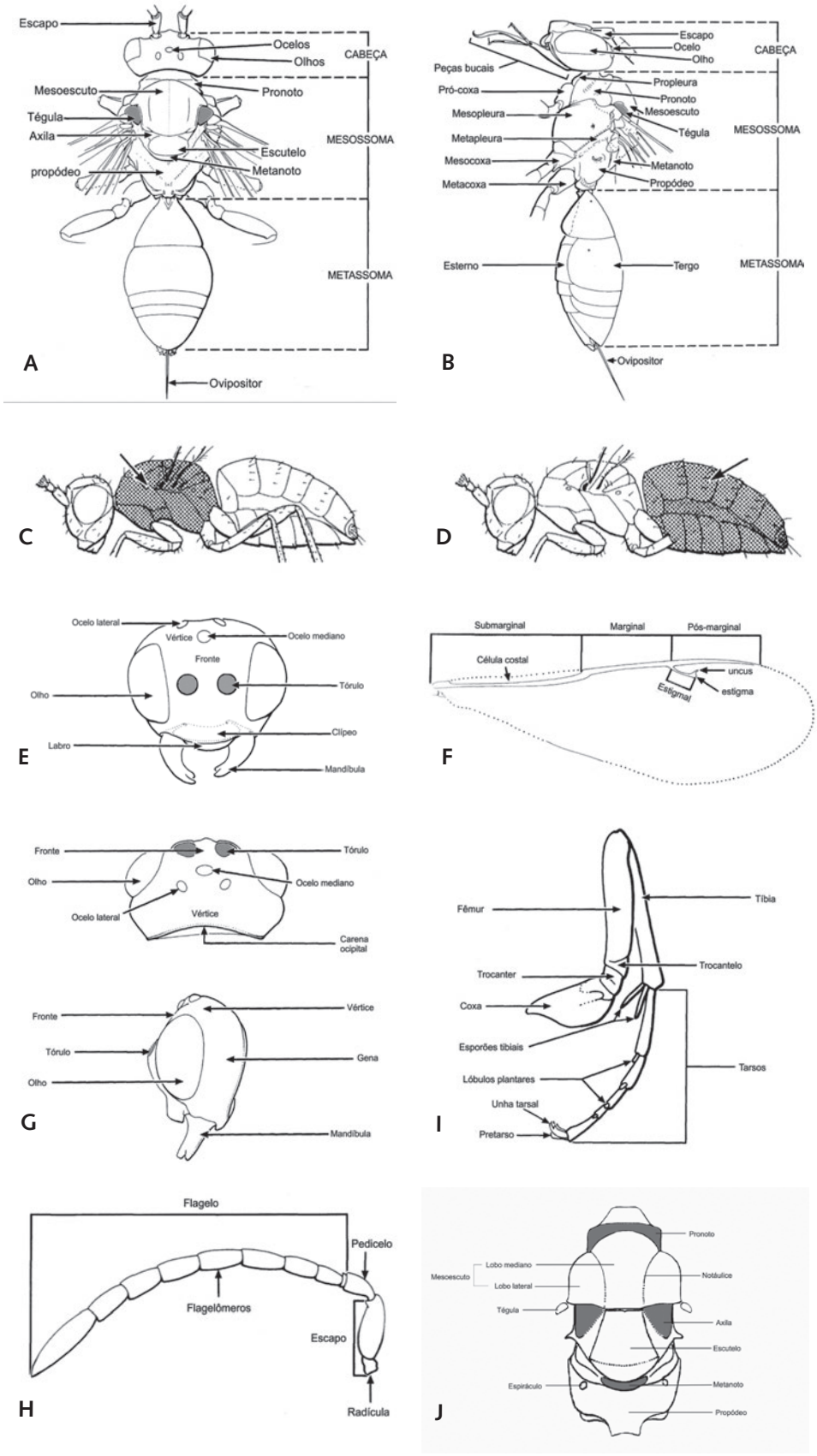



**Figura 1.** Estruturas morfológicas de Hymenoptera adulto. A-B. Principais divisões morfológicas e estruturas. C. Mesossoma. D. Metassoma. E. Cabeça, em vista anterior. F. Asa anterior. G. Cabeça em vista dorsal e lateral. H. Antena. I. Perna. J. Mesoescuto e mesoescutelo (Fonte: Adaptadas de Goulet e Huber (1993) e Grissel e Shauff (1990).

## Imaturos

**Ovo.** As informações sobre a morfologia do ovo é reduzida entre os Hymenoptera, principalmente para aqueles com hábito parasitoide. Na maioria dos parasitoides, o ovo tem formato elipsóide e o córion é fino, com pouca ou nenhuma esculturação. Entre as famílias de Chalcidoidea com representantes aquáticos, o ovo de Eulophidae é normalmente oval-alongado ou em forma de rim, ou, ocasionalmente, com um filamento longo anterior que provavelmente serve para prender o ovo no tegumento do hospedeiro. Em Mymaridae, o ovo é oval-alongado com um pedicelo curto em uma extremidade. Em Trichogrammatidae, os ovos descritos são pouco alongados e, por vezes, com uma ligeira expansão central, com ambas as extremidades suavemente arredondadas, ou pode ter um pedúnculo em uma das extremidades.

**Larva.** É basicamente eruciforme (em Symphyta) ou vermiforme (em Apocrita). No primeiro tipo, as larvas são similares a lagartas, com cápsula cefálica bem-desenvolvida e pernas torácicas discerníveis. No segundo tipo, tradicionalmente denominado hymenopteriforme, as larvas, pelo menos nos últimos estádios, não têm pernas, a cápsula cefálica é fracamente a moderadamente esclerosada (a cápsula cefálica poder ser parcialmente retraída no tórax), o corpo é fusiforme (geralmente, com 12 a 13 segmentos visíveis), a cutícula é translúcida, esbranquiçada e fina, mas pode ter pequenos espinhos ou cerdas. Entre os Apocrita, apenas Eucharitidae não possui esse tipo de larva, nos últimos estádios. O número de pares de espiráculos abertos nas larvas maturas varia de 10 (maioria dos Aculeatas) a nove (muitos Chalcidoidea e maioria dos Ichneumonoidea) ou poucos espiráculos (em muitos Proctotrupoidea). Larvas de Mymaridae e Trichogrammatidae aparentemente não desenvolveram sistema traqueal. Entre as espécies ectoparasitoides, o número de espiráculos geralmente permanece constante (*e.g.*, Ichneumonoidea) enquanto que os primeiros estádios de Chalcidoidea frequentemente têm quatro ou cinco pares de espiráculos. Muitas larvas endoparasíticas de primeiro estádio respiram cutaneamente e são apnêustica.

**Pupa.** Nos Apocrita, a fase de pré-pupa começa a apresentar características de adultos tais como asas e pernas. A pupa é do tipo livre ou exarata. Espécies de muitas famílias constroem câmaras pupais no solo ou dentro de tecidos de plantas. No final do último estádio larval, muitos himenópteros formam um casulo com seda produzida pelas glândulas salivares modificadas antes de empupar. Em Proctorupoidea, Cynipoidea e Chalcidoidea as larvas não constroem casulos. A formação de casulo é correlacionada com o local de pupação.

## Classificação

A atual classificação de Hymenoptera foi adotada neste capítulo, tem como referências Sharkey (2007) e Sharkey *et al.* (2012), que reconhecem 22 superfamílias de Hymenoptera. Tradicionalmente essas superfamílias estão reunidas em dois grupos, Symphyta (7 superfamílias) e Apocrita (15 superfamílias). Symphyta é o grupo mais primitivo, sendo que a maioria dos táxons possui hábito fitófago. Não há registro de Symphyta aquático. Apocrita compreende a maioria dos Hymenoptera com hábito parasitoide, incluindo as espécies aquáticas conhecidas.

Chalcidoidea, Cynipoidea, Platygastroidea, Diaprioidea e Ichneumonoidea possuem representantes aquáticos. No Brasil, há registros de Chalcidoidea (Eulophidae, Mymaridae, Platygastridae e Trichogrammatidae) e Ichneumonoidea (Braconidae) parasitando ovos e Diaprioidea (Diapriidae) e Cynipoidea (Figitidae) parasitando pupas de insetos aquáticos.

## Famílias aquáticas de Hymenoptera

## Braconidae

É a segunda maior família de Hymenoptera, com uma estimativa de 40.000 espécies. É cosmopolita e diversa em todas as regiões, ocupando tanto habitats úmidos como secos. O tamanho do adulto pode variar de 30 mm a menos de 1mm, sem incluir o ovipositor, no caso da fêmea (Wharton *et al.* 1997). Os braconídeos são predominantemente endoparasitoides de Lepidoptera, Coleoptera, Diptera e Hemiptera (Aphididae). No entanto, há alguns Braconidae que são ectoparasitoides e atacam hospedeiros protegidos (ou escondidos), como Lepidoptera, Coleoptera, Diptera e larvas de Symphyta (Hymenoptera). Os Braconidae são primariamente parasitoide larval, espécies de várias subfamílias são parasitoides larva-pupa e

poucas espécies são parasitoides ovo-larva. Não há parasitoides de ovos verdadeiros em Braconidae. É raro o parasitismo de adulto e o hiperparasitismo. A classificação das subfamílias ainda é instável, com muitas discussões na literatura, estima-se em torno de 40 subfamílias. Os Braconidae aquáticos conhecidos pertencem a Alysiinae, Braconinae e Opiinae.

## Diapriidae

É cosmopolita e suas espécies podem ser encontradas em áreas úmidas e sombreadas, como florestas e riachos, e, em tais situações, a variedade de táxons pode ser muito diversa. Os adultos são pequenos, medindo de 2 a 3 mm de comprimento. A despeito da sua abundância, poucas espécies tiveram sua biologia estudada, dessa forma, informações sobre a família são muito fragmentadas. São endoparasitoides de larva e pupa de vários Diptera, podendo ser solitários ou gregários. Foram registrados parasitando Hymenoptera (Formicidae; hiperparasitoide de Dryinidae) e Coleoptera. De acordo com Sharkey (2007) e Sharkey *et al*. (2012), Diapriidae é constituída por três subfamílias: Ambositrinae, Belytinae e Diapriinae, sendo que as espécies aquáticas pertencem a essa última subfamília.

## Eulophidae

É uma das famílias com maior número de espécies de Chalcidoidea e, provavelmente, é a mais comumente coletada em todas as regiões geográficas, dentro dessa superfamília. As espécies são de tamanho pequeno a moderadamente grande (0,4 a 6,0 mm de comprimento, raramente maiores do que 3,0 mm). Essa família tem um notável grau de diversidade em sua biologia, sendo a maioria das espécies parasitoide de Lepidoptera, Coleoptera, Diptera e Hymenoptera, no entanto, outras ordens de insetos podem ser utilizadas como hospedeiros. Há também o registro de espécies fitófagas. A maioria dos Eulophidae é parasitoide de hospedeiros que vivem protegidos em tecidos de plantas, como minadores de folhas, brocas de madeiras e galhadores, etc. As espécies desta família podem possuir o hábito solitário ou gregário, serem ectoparasitoides ou endoparasitoide, parasitoides de ovos, larvas e pupas, sendo algumas dessas, hiperparasitoides. Atualmente, são reconhecidas quatro subfamílias, Entedoninae, Euderinae, Eulophinae e Tetrastichinae. As espécies aquáticas conhecidas pertencem a Entedoninae e Tetrastichinae.

## Figitidae

É uma família cosmopolita de Cynipoidea, que abriga muitas espécies de tamanho pequeno a médio, raramente medem acima de 30 mm. As espécies são parasitoides, principalmente, de Diptera embora possam parasitar Neuroptera (Chrysopidae, Hemerobiidae) e Hymenoptera. Algumas espécies são hiperparasitoides e, a maioria é endoparasitoide larva-pupa. São reconhecidas oito subfamília, apenas Eucoilinae abriga espécies associadas ao habitat aquático.

## Mymaridae

É uma família de Chalcidoidea com distribuição mundial, abriga espécies pequenas (geralmente menores que 1 mm). Por exemplo, espécies de *Alaptus* (parasitoides de ovos de Psocoptera) têm aproximadamente 0,18 mm e estão entre os menores insetos do mundo. Praticamente todas as espécies de Mymaridae são endoparasitoides de ovos de insetos, as únicas exceções são duas espécies que parasitam larvas de Eulophidae (Huber *et al*. 2006). Utilizam uma variedade de insetos hospedeiros, incluindo Hemiptera, Psocoptera, Coleoptera, Diptera, Orthoptera e Odonata, entre outros. A monofilia de Mymaridae está bem embasada por evidências morfológicas e moleculares. A classificação em subfamílias tem sido abandonada e os gêneros são agrupados de acordo com o número dos segmentos tarsais (*e.g.*, Munro *et al*. 2011). Várias espécies de *Anagrus*, *Anaphes*, *Caraphractus* e *Polynema* (Mymaridae) têm sido obtidas de ovos de Odonata e, Coleoptera e Hemiptera aquáticos (Bennett 2008).

## Platygastridae

Espécies possuem coloração variável (preta, às vezes, amarela ou bicolor), tamanho pequeno variando de 1 a 3 mm de comprimento, sendo raros os muito pequenos (0,5 mm) ou grandes (10 mm). Os Platygastridae possuem uma notável diversidade de hábitats e hábitos. São predominantemente endoparasitoides de ovos de várias ordens de insetos e de aranhas, podendo também parasitar imaturos de Coccoidea ou Aleyrodidae

(Hemiptera). Com a sinonimia de Scelionidae com Platygastridae (Sharkey 2007), a superfamília Platygastroidea ficou apenas com uma família, com cinco subfamílias: Telenonominae, Teleasinae, Scelioninae, Platygastrinae e Sceliotrachelinae. Os Platygastridae aquáticos conhecidos são parasitoides de ovos de Diptera, Hemiptera e Odonata. Vários gêneros têm sido registrados atacando insetos aquático como *Pseudanteris*, *Thoron*, *Telenomus*, *Thoronella*, *Thoronidea* e *Tiphodytes* (Bennett 2008).

## Trichogrammatidae

Espécies possuem coloração variável (preta, às vezes, amarela ou bicolor), tamanho pequeno variando de 1 a 3 mm de comprimento, sendo raros os muito pequenos (0,5 mm) ou grandes (10 mm). Espécies dessa família são endoparasitoides de ovos de insetos. Dez ordens de insetos são registradas como hospedeira de Trichogrammatidae no Novo Mundo, sendo Hemiptera a com maior número de associações, seguido por Coleoptera e Lepidoptera (Querino *et al*. 2010). Em geral, a biologia dessa família é pobremente conhecida, exceção a *Trichogramma* devido sua importância em programas de controle biológico. Atualmente, são reconhecidas duas subfamílias: Oligositinae e Trichogrammatinae. Os gêneros de Trichogrammatidae com conhecida associação com insetos aquáticos são *Hydrophylita*, *Lathromeroidae*, *Prestwichia* e *Trichogramma*.

## Biologia e distribuição de Hymenoptera aquático

Um grupo pequeno de himenópteros apresenta um ou mais estágio de vida associados ao ambiente aquático. Dessa forma, são considerados aquáticos todos os Hymenoptera parasitoides de invertebrados aquáticos (Bennett 2008).

As vespas aquáticas conhecidas são parasitoides (entomófagos), com exceção de *Anoplius depressipes* Banks (Pompilidae), membro dos Aculeata. Esse predador mergulha na água para caçar aranhas do gênero *Dolomedes* Latreille, 1804 (Pisauridae), que são semi-aquáticas, transportando-as para seu ninho construído nos bancos de areia (Hagen 1996).

Os himenópteros parasitoides aquáticos (Figura 2) procuram o ambiente aquático para ovipor nos estágios imaturos (ovo, larva ou pupa) de seus hospedeiros (Williams e Feltmate 1992). Os táxons mais utilizados como hospedeiros pertencem às ordens Coleoptera, Diptera, Hemiptera, Lepidoptera, Odonata e Megaloptera. Uma vez completado o ciclo biológico, abandonam a água, nadando ou caminhando sobre as plantas aquáticas. A maioria das espécies é endoparasitoide de imaturos alojados nos tecidos de plantas ou outros substratos submersos ou na superfície da água (Querino 2012).

Os estudos sobre a biologia (Querino e Hamada 2009) e taxonomia (Querino e Pinto 2007; Triapitsyn *et al*. 2008) desses himenópteros são recentes na Amazônia.

Há poucos trabalhos sobre Hymenoptera aquáticos no mundo comparativamente às demais ordens de insetos aquáticos. Para a fauna da América do Norte, o trabalho mais completo com informações sobre as relações ecológicas e de distribuição de Hymenoptera aquáticos foi elaborado por Bennett (2008). Para a Europa, Fursov (1985) elaborou uma revisão de Chalcidoidea parasitoides de ovos de insetos aquáticos. Para a região

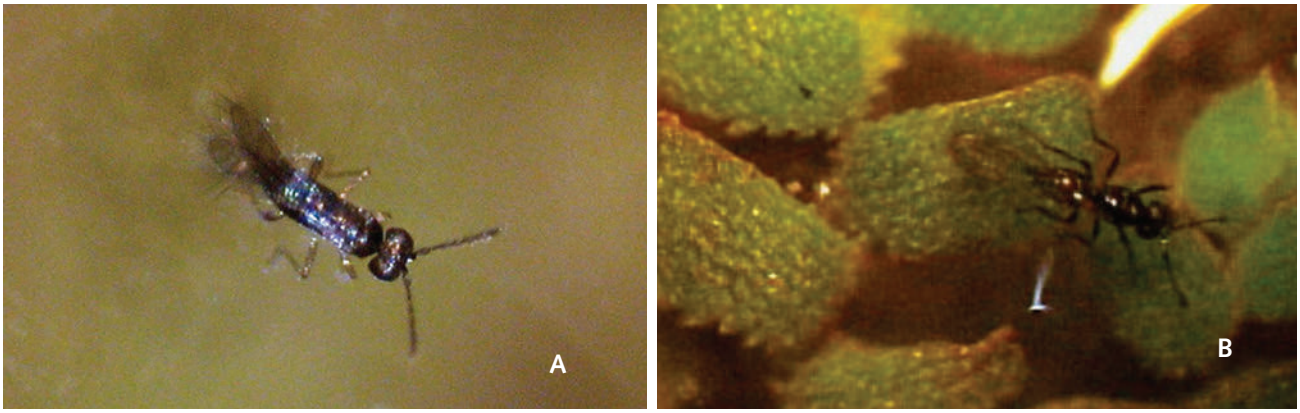



**Figura 2.** Vespa aquática. A. Na superfície da água. B. Sobre macrófita aquática.

Neotropical, não há estudos sobre a distribuição dos himenópteros aquáticos.

No Brasil, a biologia de himenópteros aquáticos foi documentada pela primeira vez por Lima (1960), que relatou três espécies de micro-himenópteros em ovos de *Lestes* (Odonata), inseridos em fragmentos de folhas de lírio do brejo (*Hedychium coronarium*), em Petrópolis, Rio de Janeiro, a saber: *Ametalon lutzi* Lima, 1960 (Eulophidae, Entedontinae), *Hydrophylita lestesi* Lima, 1960 (Trichogrammatidae, Oligositinae) e *Monelata* Forster (Diapriidae). Entretanto, esse último registro é duvidoso pelo fato dos diapriídeos não serem comumente encontrados em ovos.

A maioria dos registros é de parasitoides de ovos. Entre os Chalcidoidea, a biologia de *Caraphractus cintus* Walker (Mymaridae) é, provavelmente, a mais conhecida (Matheson e Crosby 1912). O acasalamento nessa espécie ocorre sob ou na superfície d'água ou sobre plantas aquáticas; a postura é realizada sobre ovos de Dytiscidae (Coleoptera) expostos ou dentro dos tecidos vegetais. Outros calcidóideos com espécies aquáticas pertencem à Eulophidae (em ovos de Coleoptera e Odonata), Pteromalidae (em ovos de Diptera, Coleoptera e Neuroptera) e Trichogrammatidae (em ovos de Diptera, Hemiptera, Megaloptera e Odonata). Os Platygastroidea (Platygastridae) são também parasitoides exclusivos de ovos de espécies de Diptera, Hemiptera, Lepidoptera e Odonata.

Entre os Ichneumonoidea, muitos braconideos aquáticos são endoparasitoides de insetos minadores de folhas e procuram o ambiente aquático na fase adulta para ovipositarem em ovos ou larvas de Ephydridae (Diptera). Os Ichneumonidae aquáticos são endoparasitoides de lagartas (Lepidoptera) minadores de ramos, de pupas de Pyralidae (Lepidoptera) aderidas às rochas e outros atacam pupas de Trichoptera (Hagen 1996).

Os Cynipoidea e os Diaprioidea estão associados às larvas e pupas de insetos aquáticos, principalmente, Diptera.

Atualmente, no Brasil, são conhecidas sete famílias e oito gêneros de Hymenoptera associados com insetos aquáticos (Tabela 1). As interações entre himenópteros aquáticos, insetos hospedeiros e plantas hospedeiras foram observadas para os estados do Amazonas, Rondônia e Rio de Janeiro.

Os parasitoides das famílias Platygastridae e Figitidae têm sido coletados em variados ambientes (igarapés e lagos) na Amazônia brasileira. Entretanto, devido à falta de especialista no grupo, ainda permanecem sem a identificação específica.

## Breve sinopse sobre Hymenoptera aquático no Brasil

1. *Anagrus amazonensis* Triapitsyn, Querino & Feitosa, 2008 (Mymaridae). Foi o primeiro registro de uma espécie dessa família associada a insetos aquáticos no Brasil (Figura 3). Os espécimes foram encontrados parasitando ovos de Zygoptera (Odonata) em folhas de *Rhynchospora pubera* (Vahl) Bockeler (Cyperaceae), em igarapés localizados em áreas de

**Tabela 1.** Famílias e gêneros de Hymenoptera aquáticos e hospedeiros registrados no Brasil.

| Superfamílias | Famílias | Gêneros | Insetos Hospedeiros | Estágios parasitados | Estados | Referências |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Ichneumonoidea | Braconidae | *Chorebus* | Diptera (Ephydridae) | Pupa | AM | Ramalheira *et al.* 2005 |
| Chalcidoidea | Mymaridae | *Anagrus*<br>*Gonatocerus* | Coleoptera<br>Hemiptera<br>Odonata | Ovos | AM | Triapitsyn *et al.* 2008 |
| | Trichogrammatidae | *Hydrophylita*<br>*Pseudoligosita* | Odonata | Ovos<br>Ovos | AM, RJ | Querino e Pinto 2007;<br>Querino e Hamada 2009 |
| | Eulophidae | *Ametalon*<br>*Aprostocetus* | Odonata<br>Coleoptera | Ovos | AM, RO, RJ | Lima 1960;<br>Ramalheira *et al*. 2005 |
| Diaprioidea | Diapriidae | *Trichopria* | Diptera (Syrphidae) | Pupa | AM | - |
| Platygastroidea | Platygastridae | - | Coleoptera<br>Hemiptera<br>Odonata | Ovos<br>Ovos | AM | - |
| Cynipoidea | Figitidae | - | Diptera | Pupa | AM | - |



**Figura 3.** *Anagrus amazonensis* (Hymenoptera, Mymaridae), vista lateral

floresta nos municípios de Presidente Figueiredo e Rio Preto da Eva, Amazonas (Triapitsyn *et al*. 2008).

2. A*metalon lutzi* Costa Lima, 1960 (Eulophidae). Essa espécie foi encontrada parasitando ovos de *Lestes* sp. (Lestidae, Zygoptera, Odonata), inseridos em folhas de *Hedychium cornarium*, já fragmentadas e submersas, em um riacho localizado em Petrópolis, Rio de Janeiro, por Lima (1960). Foi observado, em condições de laboratório, o comportamento de nadar utilizando as asas (Lima 1960).

3. A*prostocetus* sp. (Eulophidae). Os espécimes de *Aprostocetus* (*Ootetrastichus*) (Figura 4) foram obtidos de ovos de Odonata e Coleoptera em várias plantas aquáticas em localidades dos estados do Amazonas e Rondônia. Em ovos de Odonata (Zygoptera) foi observado o hábito predatório desse eulofídeo, uma vez que a sua larva fica alojada abaixo do tecido vegetal alimentando-se dos ovos de Odonata (Figura 5).

4. *Chorebus* sp. (Braconidae). Os primeiros registros de Braconiídeos aquáticos no Brasil foram de *Chorebus* (Figura 6) parasitando pupas de Ephydridae (Diptera) em igarapés da Floresta Amazônica, em Manaus (Ramalheira *et al.* 2005). A ocorrência de Braconidae parasitando pupa de Ephydridae foi relatada por Hagen (1996) e Bennett (2008) na América do Norte.

5. *Hydrophylita bachmanni* De Santis, 1964 (Trichogrammatidae). Foi primeiramente obtida de ovos de uma espécie de Zygoptera (Odonata) em folhas de *Alternanthera philoxeroides* (Mart.) Griseb. (Amaranthaceae) na Argentina por De Santis (1964). No Brasil, foi coletada em ovos de Odonata nas



**Figura 4.** *Aprostocetus* (*Ootetrastichus*) (Hymenoptera, Eulophidae), vista lateral. Foto: Valmir A. Costa.

macrófitas *Thurnia sphaerocephala* (Rudge) Hook e *Urospatha sagittifolia* (Rudge) Schott, em igarapés de terra firme, e *Eichhornia crassipes* (Martius) Solms, em lago de várzea, no estado do Amazonas, sendo o primeiro registro de *H. bachmanni* no País (Figura 7) (Ramalheira *et al.* 2005).

6. *Hydrophylita lestesi* (Costa Lima, 1960) (Trichogrammatidae). Foi coletada em ovos de *Lestes* sp. (Lestidae, Odonata) em folhas de *Hedychium coronarium* em Petrópolis, estado do Rio de Janeiro, por Lima (1960). A literatura indica que todas as espécies de *Hydrophylita* são parasitoides de ovos de Odonata e uma chave para as espécies desse gênero foi publicada por Querino e Pinto (2007).

7. *Hydrophylita neusae* Querino & Pinto 2007 (Trichogrammatidae). É um dos parasitoides aquáticos mais coletados nos igarapés da região amazônica (Figura 8), sobre ovos de Zygoptera (Odonata). Essa espécie usa as pernas e asas para nadar e caminhar entre as folhas, onde localiza as posturas endofíticas de Odonata, em folhas submersas de *T. sphaerocephala* (Querino e Pinto 2007).

8. *Pseudoligosita longifrangiata* Viggiani, 1981 (Trichogrammatidae). Foi encontrada parasitando ovos de *Argia insipida* Hagen in Selys (Odonata, Zygoptera) inseridos em folhas de *Tonina fluviatilis* (Eriocaulacea), no estado do Amazonas. Essa interação foi o primeiro registro do parasitismo de

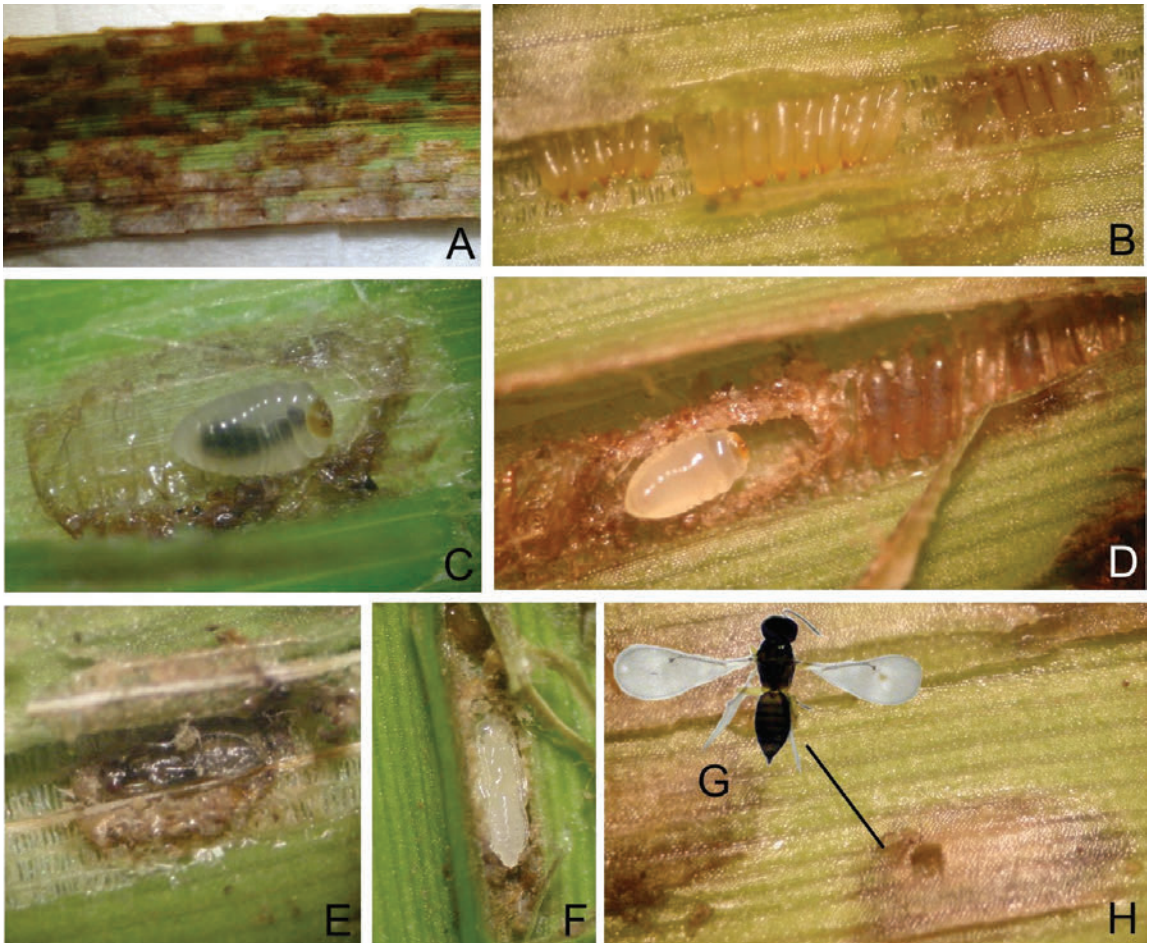



**Figura 5.** Aspectos biológicos de *Aprostocetus* sp. (Hymenoptera, Eulophidae) em ovos de Odonata. A. Postura endofítica de libélula (Odonata, Zygoptera). B. Agrupamento de ovos de libélula sob o tecido foliar. C, D. Larva de *Aprostocetus* sp. E, F. Pupas de *Aprostocetus* sp. G, H. *Aprostocetus* sp. e o orifício de emergência.

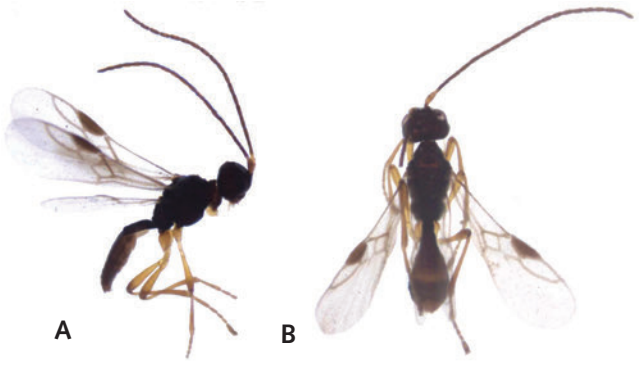



**Figura 6.** *Chorebus* sp. (Hymenoptera, Braconidae). A. Vista lateral. B. Vista dorsal.

ovos de *A. insipida* por *P. longifrangiata* no Brasil (Figura 9) e da ocorrência de *P. longifrangiata* no País (Querino e Hamada 2009). Todos os parasitoides foram coletados somente dos ovos que estavam submersos em área de forte correnteza.



**Figura 7.** *Hydrophylita bachmanni* (Hymenoptera, Trichogrammatidae), vista lateral.



**Figura 8.** *Hydrophylita neusae* (Hymenoptera, Trichogrammatidae), vista lateral.



**Figura 9.** *Pseudoligosita longifrangiata* (Hymenoptera, Trichogrammatidae), vista lateral.

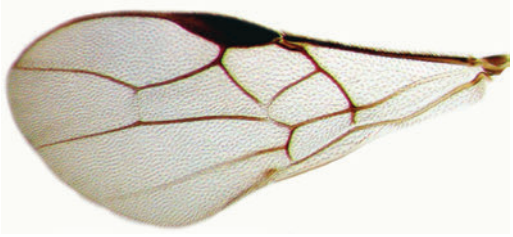
9. *Trichopria longicauda* (Kieffer, 1910) (Diapriidae). Essa espécie foi obtida de pupário de Syrphidae (Diptera) associado ao fitotelma de *Mauritia flexuosa* Linneus f. (buritizeiro), em Manaus, AM, por Ferreira-Klepper (inf. Pes.). Para o Brasil são registradas 11 espécies, seis das quais, descritas por Kieffer (1910), ocorrem no estado do Pará, (Marta Loiácono, inf. pes.) com hospedeiros desconhecidos. Este é o primeiro registro da interação de *T. longicauda* com sirfídeo no Brasil.

## Chave para identificar adultos de famílias e gêneros aquáticos de Hymenoptera

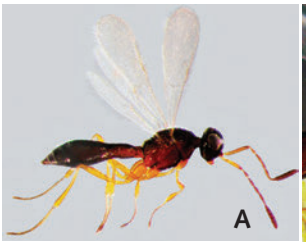
1. Asa anterior com venação muito reduzida, sem qualquer célula fechada, usualmente com venação restrita à margem anterior da asa ou inteiramente ausente ..... 2

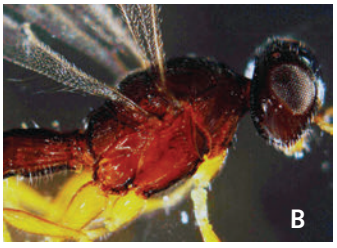


1'. Asa anterior com venação desenvolvida, com uma ou várias células fechadas ..... 8



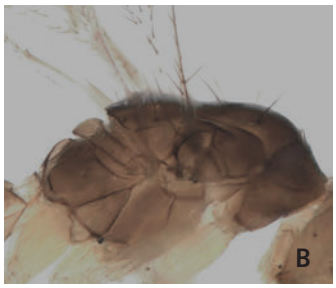
2. Metassoma usualmente achatado dorso-ventralmente (A) e simétrico, frequentemente com carena lateral; ovipositor originando (externamente) do ápice do metassoma; coloração nunca metálica; pronoto, em vista lateral, alcançando a tégula (B) ..... Platygastroidea (Platygastridae)



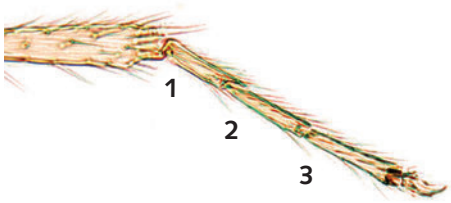



2’. Metassoma usualmente não achatado dorso-ventralmente (A), carena lateral ausente; ovipositor originando-se da superfície ventral do metassoma; coloração algumas vezes metálica; pronoto, em vista lateral, não alcançando a tégula (B) (Chalcidoidea) ..... 3

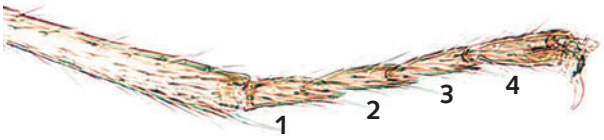


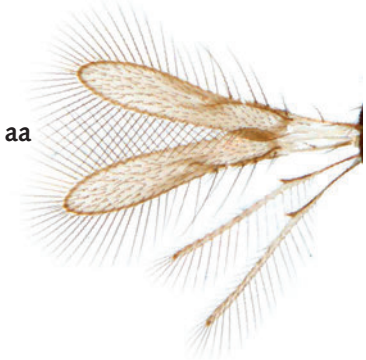

3. Tarsos com três tarsômeros ..... ..... Trichogrammatidae ..... 4



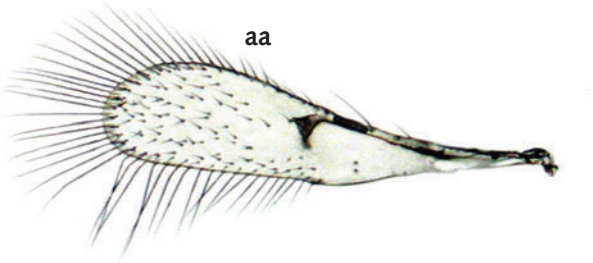

3’. Tarsos com quatro ou cinco tarsômeros ... 5



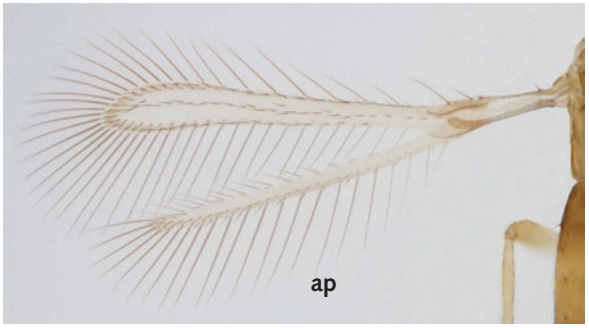

4. Escutelo com no mínimo dois pares de cerdas; lobo mediano do mesoescuto geralmente com dois ou mais pares de cerdas; asa anterior (aa) muito estreita , cinco a dez vezes mais longa do que larga ..... *Hydrophylita*



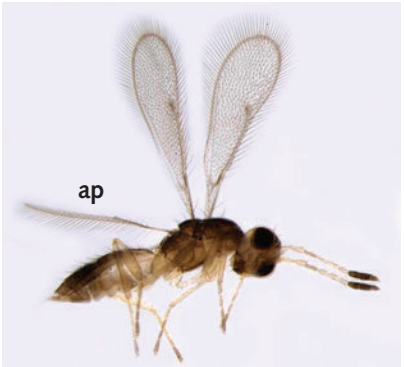

4’. Escutelo e lobo mediano do mesoescuto cada um com um par de cerdas; asa anterior (aa) ampla, com comprimento menor do que cinco vezes a sua largura ..... *Pseudoligosita*




5. Cabeça com linhas escuras em forma de H sobre o vértice e face; tórulos mais próximos da margem dos olhos do que entre eles; asa posterior (ap) pedunculada, com a parte da membrana estreita e asa anterior com venação terminando no terço basal; asa anterior e posterior geralmente com longas cerdas marginais; tarsos com quatro ou cinco tarsômeros ..... Mymaridae ..... 6




5’. Características da cabeça não como acima, sem linhas escuras em forma de H; asa posterior não pedunculada (ap), com a parte da membrana larga, estendendo-se até a base; asa anterior com venação terminando além do terço basal; tarsos com quatro tarsômeros; esporão protibial curto e reto ..... Eulophidae .....7



6. Tarsos com quatro tarsômeros; funículo da fêmea com seis segmentos; metassoma séssil .... ..... *Anagrus*



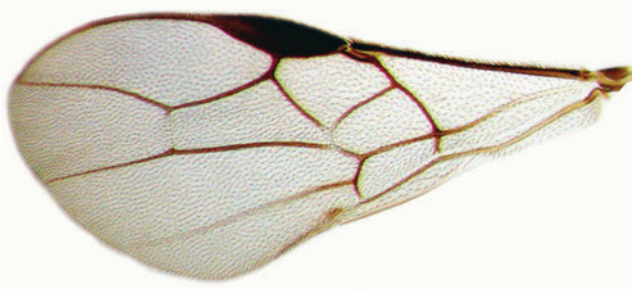
6'. Tarsos com cinco tarsômeros; funículo da fêmea com sete a oito segmentos; metassoma subséssil a peciolado ..... *Gonatocerus*



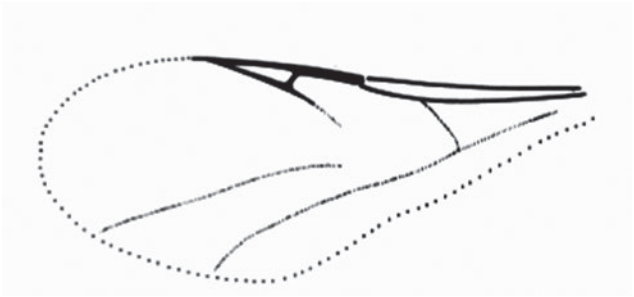
7. Funículo com todos os segmentos mais longos do que largos; messosoma com brilho metálico ... ..... *Aprostocetus* (*Ootetrastichus*)

7'. Funículo com o primeiro segmento mais longo do que os demais; mesossoma castanho-amarelado ..... *Ametalon*

8. Asa anterior sem célula costal distinta ..... 9



8'. Asa anterior com célula costal distinta ..... ..... Diaprioidae (Diapriidae)



9. Asa anterior com venação reduzida, com menos de três células fechadas e uma distinta célula marginal triangular; asa anterior sem pterostigma; mesossoma em perfil com o escutelo quase tão grande quanto o propódeo, frequentemente esculturado; metassoma geralmente comprimido lateralmente ..... Cynipoidea (Figitidae)



9'. Asa anterior com venação bem desenvolvida, com mais de três células fechadas; asa anterior com pterostigma; mesossoma em perfil com o escutelo normal; metasoma não comprimido lateralmente ..... Ichneumonoidea (Braconidae)



## Referências Bibliográficas


Bennett, A.M.R. 2008. Aquatic Hymenoptera. *In*: Merritt, R.W.; Cummins, K.W.; Berg, M.B. *An introduction to the Aquatic Insects of North America*. Kendall-Hunt Publishing Company, Dubuque, 1158p.

De Santis, L. 1964. Un nuevo tricogrammido argentino de biologia acuatica (Insecta Hymenoptera). *Notas de Comision de Investigacion Cientifica*, 2: 3-7.

Fernández, F.; Sharkey, M. J. (eds.). 2006. *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D. C., 2006, 894 p.

Fursov, V.A. 1995. Review of European Chalcidoidea (Hymenoptera) parasitizing the eggs of aquatic insects. *Bulletin of Irish Biogeographical Society*, 18: 2-12.

Gibson, G.A.P.; Huber, J.T.; Woolley, J.B. 1997. *Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, 1997, 794 p.

Goulet, H.; Huber, J.T. 1993. *Hymenoptera of the World: an Identification Guide to Families*. Agriculture Canada, Ottawa, 1993, 668 p. (Available as free downloadable PDF file at www.esc-sec.ca/aafcmono.html)_

Grissell, E.E.; Schauff, M.E. 1990. *A handbook of Neartic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. Entomological Society of Washington (Washington D.C,) Handbook 1:1-85.

Hagen, K.S. 1996. Aquatic Hymenoptera. In: Merritt, R.W.; Cummins, K.W. *An introduction to the aquatic insects of North America*. Kendall/ Hunt Publishing Company, Iowa, 1996. 862p.

Hanson, P.E.; Gauld, I.D. 2006. Hymenoptera de la Región Neotropical. *Memoirs of the American Entomological Institute*, 77, American Entomological Institute. 994p.

Huber, J.T.; Mendel, Z.; Protasov, A.; LaSalle, J. 2006. Two new Australian species of Stethynium (Hymenoptera: Mymaridae), larval parasitoids of *Ophelimus maskelli* (Ashmead) (Hymenoptera: Eulophidae) on Eucalyptus. *Journal of Natural History*, 40: 1909-1921.

Kieffer, J.J. 1910. Proctotrypidae. In André (ed.): *Species des Hymenoptéres d'Europe et d'Algérie*. Vol. 10. Librarie Scientifique, A. Hermann & Fils, Paris, pp. 593-752.

Lima, A. da C. 1960. Sôbre alguns microhimenópteros aquáticos (Chalcidoidea, Eulophidae e Trichogrammatinae). *Arquivos do Instituto Biológico*, 27: 197-200.

Matheson, R.; Crosby, C.R. 1912. Aquatic Hymenoptera in America. *Annals of the Entomological Society of America*, 5: 65-67.

Munro, J.B.; Heraty, J.M.; Burks, R.A.; Hawks, D.; Mottern, J.; Cruaud, A.; Rasplus, Jean-Yves; Jansta, Petr. 2011. A Molecular Phylogeny of the Chalcidoidea (Hymenoptera). *PLoS ONE* , 6 (11) 1-21.

Querino, R.B. 2012. Hymenoptera. In: Hamada, N.; Ferreira-Keppler, R. L. (org.). *Guia ilustrado de insetos aquáticos e semiaquáticos da Reserva Florestal Ducke, Manaus, Amazonas, Brasil*. Editora da Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 2012. 198p.

Querino, R.B.; Hamada, N. 2009. An Aquatic Microhymenopterous Egg-Parasitoid of *Argia insipida* Hagen in Selys (Odonata: Coenagrionidae) and Biological observations in the Central Amazon, Brazil. *Neotropical Entomology* 38: 346-351.

Querino, R.B.; Pinto. J.D. 2007. A new *Hydrophylita* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) from the Neotropics, with a key to species. *Zootaxa*, 1437: 47-54.

Querino, R.B.; Zucchi, R.A.; Pinto, J.D. 2010. Systematics of the Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) with a focus on the genera attacking Lepidoptera. In: Consoli, F. L.; Parra, J.R.P.; Zucchi, R.A. (Org.). *Egg Parasitoids in Agroecosystems with Emphasis on Trichogramma.* 1ed. Springer, New York, 2010, p.191-218.

Ramalheira, C.S.; Hamada, N.; Querino, R.B. 2005. Himenópteros parasitoides de ovos de insetos aquáticos associados a macrófitas de várzea e igarapés na Amazônia Central. Resumo Zoo-21. XIV Jornada de Iniciação Científica. Inpa. Manaus, AM, Brasil.

Sharkey, M.J. 2007. Phylogeny and Classification of Hymenoptera. *Zootaxa*, 1668: 521-548.

Sharkey, M.J.; Carpenter, J.C.; Vilhelmsen, L.; Heraty, J.; Dowling, A., *et al.* 2012. Phylogenetic

relationships among superfamilies of Hymenoptera. *Cladistics*, 28: 80-112.

Triapitsyn, S.V.; Querino, R.B.; Feitosa, M.C.B. 2008. A New Species of *Anagrus* (Hymenoptera: Mymaridae) from Amazonas, Brazil. *Neotropical Entomology*, 37(6): 681-684.

Williams, D.D.; Feltmate, B.W. 1992. *Aquatic Insects*. Wallingford: CAB International, 1992. 358p.

Wharton, R.A.; Marsh, P.M.; Sharkey, M.J. (eds). 1997. *Manual of the New World Genera of the Family Braconidae (Hymenoptera)*. Special Publ. Internatl. Soc. Hymenopterists 1:1-432.

23

# Ordem Trichoptera

(*tricho* = cerda; *pteron* = asa)

Ana Maria Pes[1], Allan P. Moreira Santos[2], Patrik Barcelos-Silva[1], Lucas M. de Camargos[1]

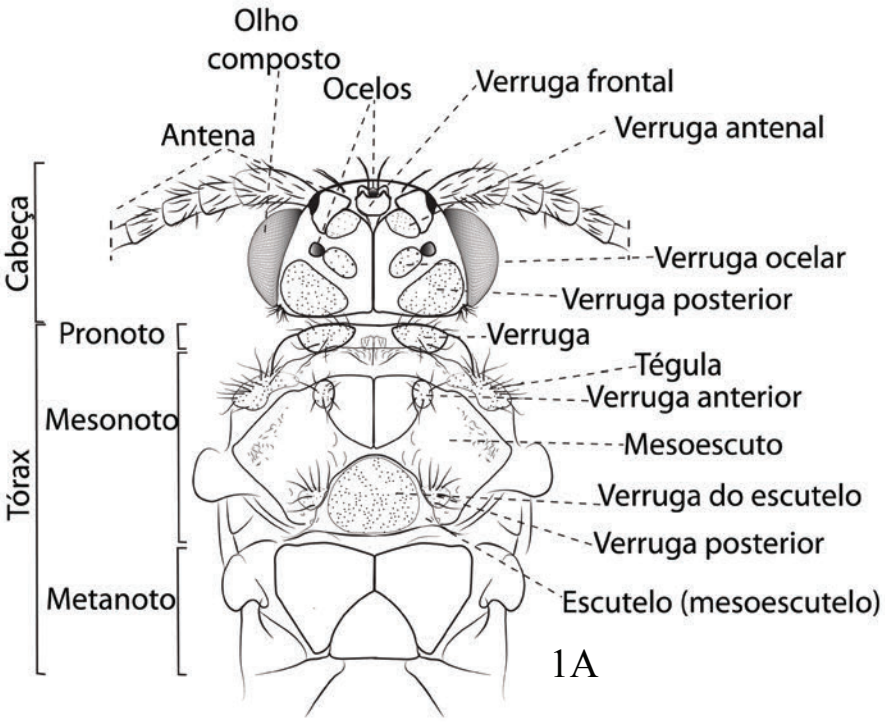
Insetos neópteros de tamanho pequeno a médio (1,5-45 mm). Larvas com corpo cilíndrico, coloração geralmente amarelada a marrom; aparelho bucal do tipo mastigador; brânquias abdominais presentes em algumas famílias; desenvolvimento holometabólico, ovos, larvas e pupas aquáticas; larvas produzem seda e constroem abrigos de diferentes materiais, algumas, só constroem esses abrigos para o casulo pupal. Adultos terrestres, com antenas multiarticuladas, geralmente filiforme e longa. Palpo maxilar com três a cinco artículos e palpo labial com três; lábio e hipofaringe são fusionados formando uma tromba curta, o haustelo. Olhos compostos presentes, ocelos presentes em algumas famílias. Tórax com pronoto pequeno comparado com o pterotórax (meso + metatórax). Mesotórax grande com um mesoescutelo bem evidente e metatórax menos desenvolvido. Dois pares de asas membranosas, sendo o primeiro par maior que o segundo, repousando em forma de telhado sobre o abdômen, recobertos por cerdas e, em alguns grupos, por escamas. Pernas bem desenvolvidas; tarsos pentâmeros, com duas garras apicais. Os adultos de algumas espécies podem apresentar dimorfismo sexual, machos com olhos bem desenvolvidos, palpo maxilar com três a quatro artículos, enquanto as fêmeas possuem cinco.

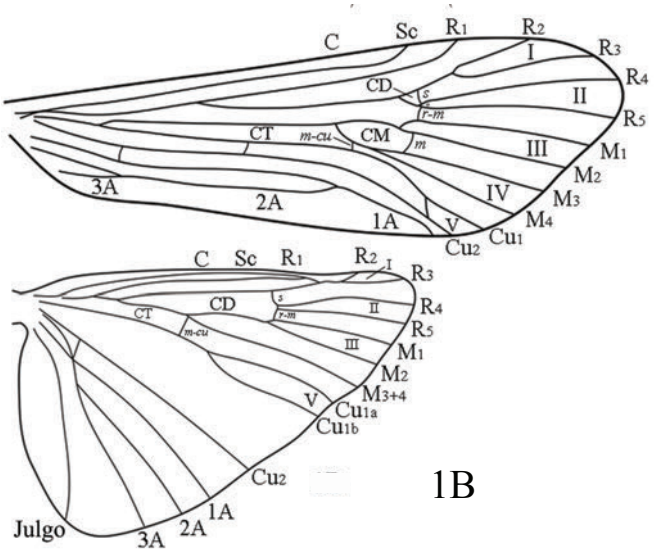
## Anatomia externa

**Adultos**. **Cabeça** com antena filiforme longa, sendo em algumas famílias muito maior do que o corpo. Mandíbulas ausentes ou vestigiais; palpo maxilar com três a cinco artículos (dimorfismo sexual em Helicopsychidae: palpo maxilar do macho com dois artículos e na fêmea com cinco) e palpo labial com três artículos. Lábio e hipofaringe fusionados formando uma tromba curta, o haustelo, o qual é membranoso com pequenos canais que permitem a absorção de fluidos (Figura 1C). Em *Synoestropsis* Ulmer (Hydropsychidae) as peças bucais são atrofiadas. Olhos compostos bem desenvolvidos e, em alguns grupos, os olhos dos machos são maiores que os das fêmeas; ocelos podem estar presentes ou ausentes, em número de dois ou três. Um par de verrugas setais geralmente presente na região posterodorsal da cabeça (Figura 1A). **Tórax**. Pronoto curto quando comparado com o meso- e metanoto, geralmente apresentando um par de verrugas setais ou tubérculos (Figura 1A); mesonoto com o mesoescutelo bem desenvolvido, podendo apresentar verrugas ou pequenas áreas setosas; metanoto, em geral, mais curto que o mesonoto, possuindo metaescutelo distinto (Figura 1A). Asas de forma variável, mas em geral, a asa anterior é mais longa que a posterior, em algumas famílias a posterior pode ser mais larga que a anterior; venação das asas anterior e posterior são similares (Figura 1B), mas variável entre os grupos, podendo ser bastante reduzida em alguns. O nigma, um pequeno ponto córneo e sensorial ocorre na base da forquilha II (ramificação de R4 + R5) da maioria dos grupos, outra estrutura similar pode estar presente na célula tiridial, o tiridio. Em Hydroptilidae as asas são bem estreitas e possuem uma franja de cerdas

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[2] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, UFRJ. Caixa Postal 68044, Rio de Janeiro, RJ, 21941-971, Brasil.



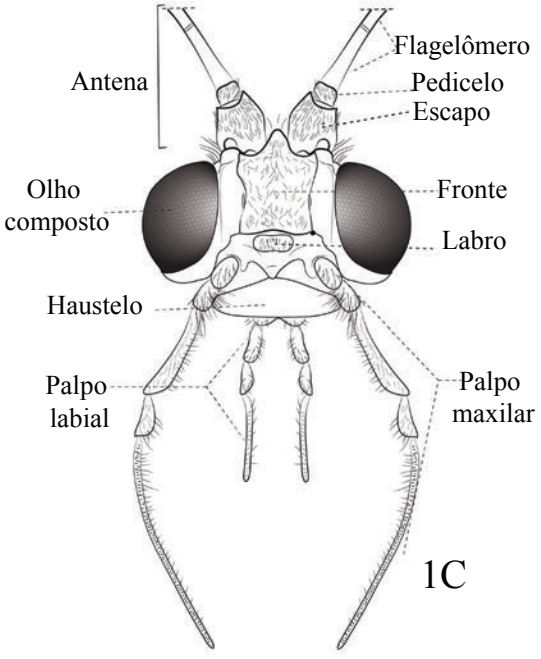




**Figura 1.** Adulto de Trichoptera. A. Cabeça e tórax de Glossosomatidae, vista dorsal. B. Asas de *Macronema* sp., vista frontal. C. Cabeça de *Macronema* sp., vista frontal.

longas na margem posterior. Pernas longas e finas, a posterior um pouco mais longa que a anterior; nas fêmeas de algumas espécies a tíbia e o tarso da perna anterior e mediana ou somente da mediana, podem estar expandidos e achatados, são usados para nadar e realizar a oviposição; tíbias podem apresentar esporões pré-apicais e apicais, com uma fórmula característica para alguns grupos. **Abdômen** com 10 segmentos visíveis, sendo o 9º e 10º modificados nos órgãos de reprodução, o quinto esterno pode apresentar um par de glândulas de feromônio (Ivanov e Melnitsky 2002), em algumas familias os esternos abdominais entre 6 a 9 podem apresentar um processo esclerosado ou projeção usada para comunicação vibratória no substrato (Holzenthal *et al.* 2007).

**Imaturos**. **Ovos** são depositados em conjunto, geralmente envoltos por uma massa gelatinosa (Figuras 2A-D), que pode estar fixa em raízes folhas ou pedras submersas. **Larvas** (Figuras 3A-G) produzem seda em glândulas labiais, utilizada na construção de abrigos fixos ou móveis, que podem conter, também, grãos de areia, folhas, galhos, raízes, algas e espículas de esponja; algumas famílias ou espécies possuem larvas de vida livre, construindo abrigos apenas para empupar. Cabeça, tórax e abdômen são bem distintos. Cabeça esclerosada, com olhos formados por cinco estemas (Figuras 3B-D). Antenas muito curtas, em Leptoceridae e alguns Hydroptilidae são longas e conspícuas. Peças bucais mastigatórias desenvolvidas, com um labro pequeno, um par de mandíbulas robustas, um par de maxilas curtas e um lábio (Figuras 3B-D). Tórax com os segmentos bem destacados: pronoto formado por uma placa esclerosada e dividida por uma sutura mediana longitudinal (Figura 3F), exceto alguns Hydroptilidae, da tribo Leucotrichiini. Meso- e metanoto formados por placas inteiras ou divididas, dependendo da família podem ser completamente membranosos (Figura 3F). Pernas presentes nos três segmentos torácicos e tarsos portando uma garra simples (Figuras 3A, 3E); em alguns grupos, como *Synoestropsis* (Hydropsychidae) e *Atopsyche* Banks (Hydrobiosidae), ambos predadores, a perna anterior é modificada, com tíbia e tarso formando uma pinça; em espécies filtradoras a perna anterior pode apresentar uma escova de cerdas longas. Abdômen é constituído de 10 segmentos membranosos (exceto em alguns Hydroptilidae, os quais apresentam escleritos dorsais), segmentos 9 e 10 podem estar fusionados (Figura 3A). Primeiro segmento com uma verruga dorsal e um par lateral nos representantes de Integripalpia (Figuras 3A, 3F); algumas famílias apresentam filamentos branquiais ventrais, laterais e/ou dorso-laterais, podendo ser simples ou ramificados. Uma linha lateral de pequenas cerdas formando uma franja está presente em quase todas as famílias. Nono segmento geralmente com uma placa esclerosada dorsal (Figura 3G); segmento 10 apresenta um par de falsas pernas anais (podem ser longas ou curtas, pouco destacadas do abdômen) cada uma com uma forte garra apical e com um par de escleritos laterais (Figuras 3A, 3G). **Pupa** exarata (antenas, pernas e asas destacadas e livres do corpo) (Figuras 4A-D). Mandíbulas muito desenvolvidas (Figura 4C), geralmente voltadas para frente e cruzadas entre si. Labro pequeno, geralmente trilobado (Figura 4B). Antena voltada ventralmente ao longo do tórax e abdômen (Figura 4A) ou enrolada na região posterior do abdômen em espécies com antena muito longa. Tórax similar ao dos adultos, pernas torácicas algumas vezes achatadas, com franja de cerdas. Abdômen possui resquícios de brânquias das larvas e uma série de escleritos dorsais com ganchos (Figura 4A). Região posterior pode apresentar um par de processos anais (Figura 4D).

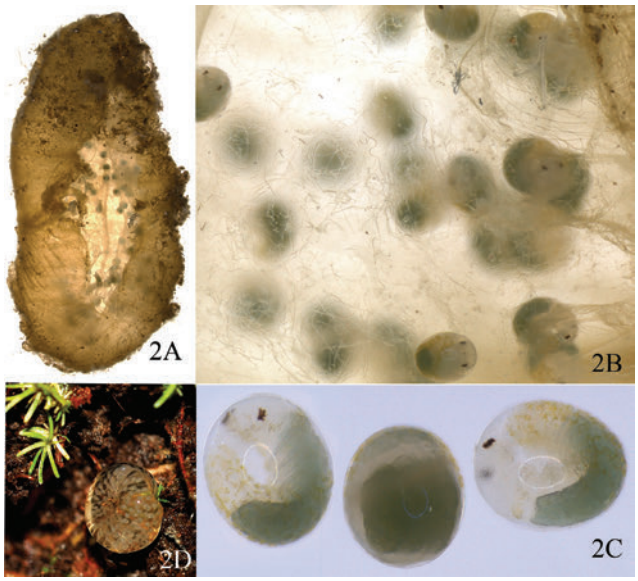



**Figura 2.** A-C. Postura e ovos de *Marilia* sp. (Odontoceridae). D. Postura de *Triplectides egleri* Sattler (Leptoceridae).

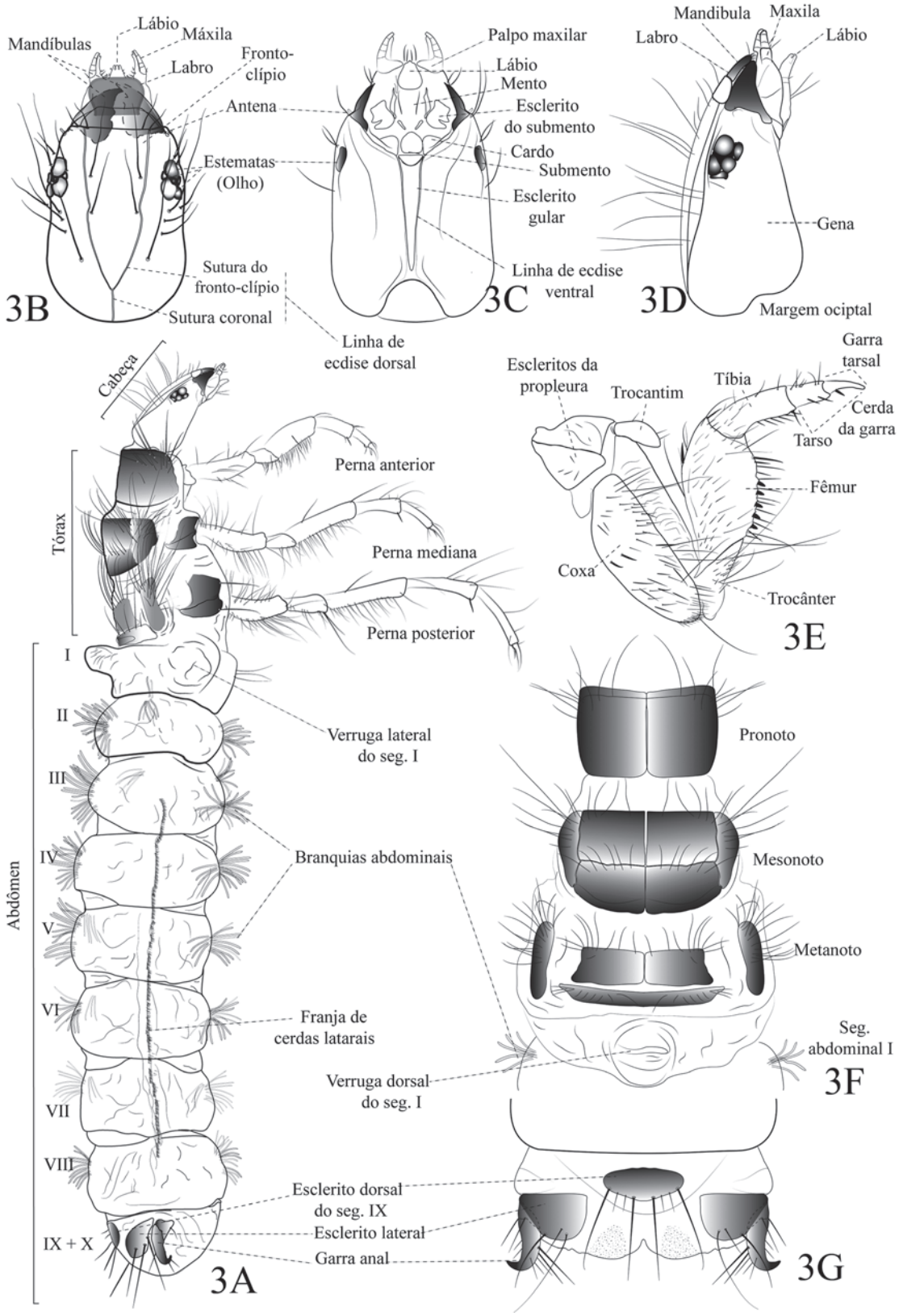



**Figura 3.** Larva de Trichoptera. A. *Marilia* sp. vista lateral. B-D. *Marilia* sp. Cabeça dorsal, ventral e lateral. E. Perna anterior de Macronema sp. F. Tórax e primeiro segmento abdominal de *Marilia* sp. G. Nono segmento abdominal de *Marilia* sp., vista dorsal.

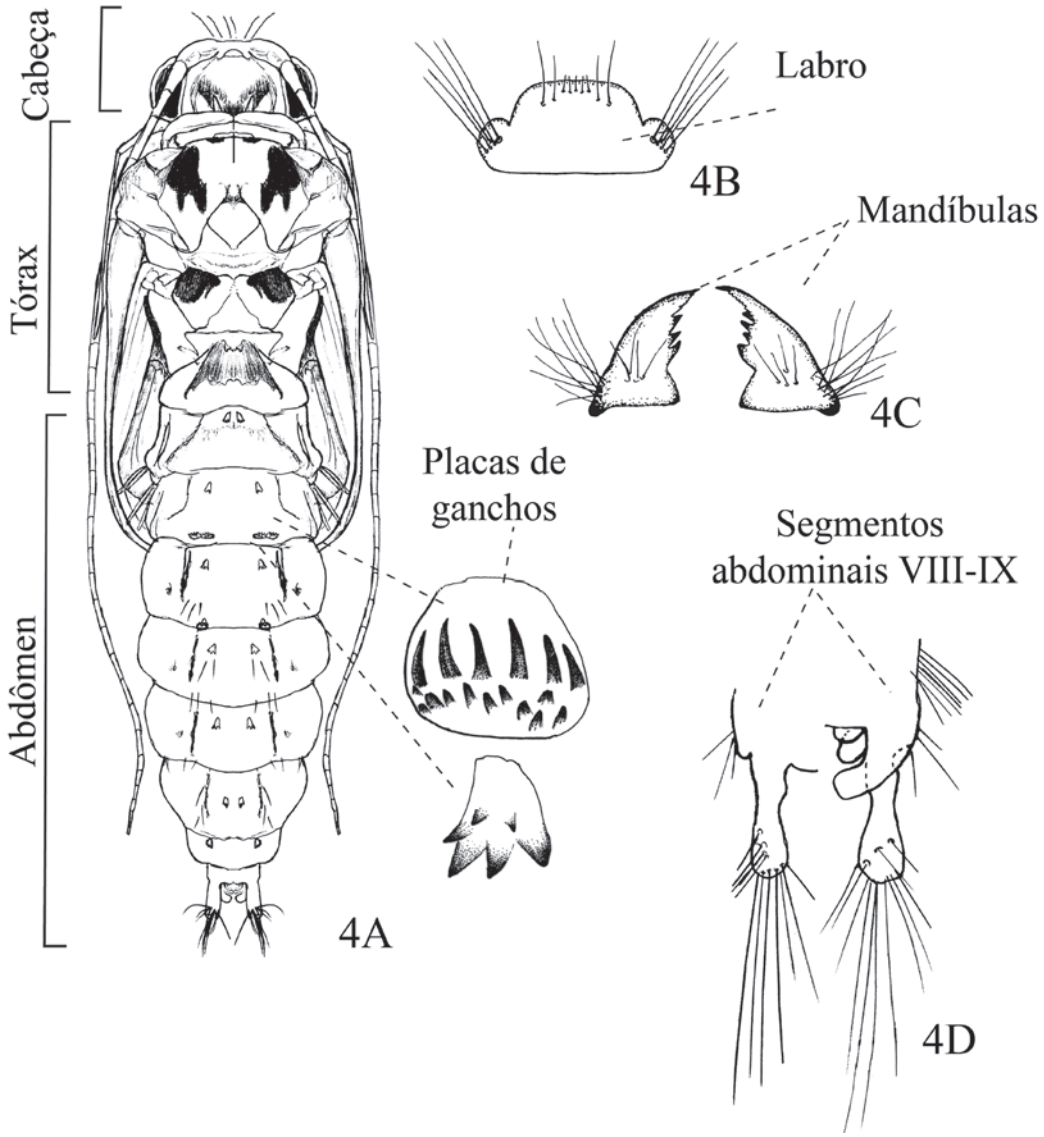



**Figura 4.** Pupa de *Smicridea* (*Smicridea*) *truncata*, Flint. A. Vista dorsal. B. Labro. C. Mandíbulas. D. Segmento VIII e IX, vista ventral e dorsal (Fonte: Pes *et al.* 2008).

A ordem Trichoptera apresenta atualmente 16.267 espécies, destas 795 ocorrem no Brasil e 173 no estado do Amazonas (Morse 2019; Santos *et al.* 2019) (Tabela 1). Trichoptera está dividida em duas ou três subordens de acordo com a classificação seguida. Enquanto a monofilia de Annulipalpia e Integripalpia seja amplamente aceita, o relacionamento das famílias incluídas em Spicipalpia (Glossosomatidae, Hydrobiosidae, Hydroptilidae e Rhyacophilidae) é ainda controverso (Kjer *et al.* 2001a, 2001b). Consideraremos as famílias Glossosomatidae, Hydrobiosidae, Hydroptilidae e Rhyacophilidae sob "Spicipalpia", como na proposta subordinal de Wiggins & Wichard (1989), apenas como uma forma de facilitar a caracterização das mesmas, uma vez que essas quatro famílias apresentam características em comum.

## Subordem Annulipalpia

O nome dessa subordem faz referência ao quinto e último artículo do palpo maxilar dos adultos, o qual tem aspecto anelado devido a uma série de estrias transversais, é flexível e possui pelo menos o dobro do comprimento do artículo anterior na maioria dos representantes. Contudo, a característica mais marcante dessa subordem são as larvas, as quais, desde os estádios iniciais, constroem abrigos tubulares fixos ao substrato, em algumas famílias, acrescentam redes de seda para

**Tabela 1.** Famílias e gêneros de Trichoptera registrados para o estado do Amazonas, incluindo número de espécies para cada gênero registrado no Amazonas, Brasil, região Neotropical e para o mundo (Fonte: Morse 2019; Santos *et al*. 2019).

| Famíllia/ Gênero | Número de espécies | | | |
|---|---|---|---|---|
| | Amazonas (n = 173) | Brasil (n = 795) | Neotropical (n = 3.280) | Mundo (n = 16.548) |
| Calamoceratidae | | | | |
| *Phylloicus* | 5 | 25 | 57 | 57 |
| Ecnomidae | | | | |
| *Austrotinodes* | 2 | 27 | 56 | 70 |
| Glossosomatidae | | | | |
| *Itauara* | 1 | 15 | 22 | 22 |
| *Mortoniella* | 0 | 26 | 97 | 97 |
| *Protoptila* | 9 | 13 | 89 | 102 |
| Helicopsychidae | | | | |
| *Helicopsyche* | 3 | 34 | 123 | 292 |
| Hydrobiosidae | | | | |
| *Atopsyche* | 1 | 27 | 139 | 139 |
| Hydropsychidae | | | | |
| *Blepharopus* | 1 | 1 | 1 | 1 |
| *Leptonema* | 10 | 32 | 125 | 145 |
| *Macronema* | 11 | 19 | 34 | 34 |
| *Macrostemum* | 8 | 17 | 19 | 104 |
| *Plectromacronema* | 1 | 2 | 3 | 3 |
| *Pseudomacronema* | 1 | 1 | 1 | 1 |
| *Smicridea* | 17 | 55 | 239 | 239 |
| *Synoestropsis* | 2 | 6 | 10 | 10 |
| Hydroptilidae | | | | |
| *Alisotrichia* * | 0 | 5 | 58 | 58 |
| *Anchitrichia* * | 0 | 1 | 8 | 8 |
| *Ascotrichia* | 1 | 4 | 4 | 4 |
| *Betrichia* | 2 | 7 | 10 | 10 |
| *Costatrichia* | 2 | 4 | 17 | 17 |
| *Flintiella* | 2 | 8 | 14 | 15 |
| *Hydroptila** | 0 | 5 | 72 | 494 |
| *Leucotrichia* | 1 | 3 | 44 | 45 |
| *Metrichia** | 0 | 21 | 109 | 133 |
| *Neotrichia* | 14 | 26 | 141 | 1 |
| *Ochrotrichia* | 1 | 11 | 159 | 159 |
| *Oxyethira* | 13 | 36 | 94 | 257 |
| *Taraxitrichia* * | 0 | 0 | 1 | 1 |
| Leptoceridae | | | | |
| *Achoropsyche* | 1 | 1 | 1 | 1 |
| *Amazonatolica* | 1 | 1 | 1 | 1 |
| *Nectopsyche* | 2 | 25 | 92 | 103 |
| *Oecetis* | 7 | 20 | 69 | 569 |
| *Triplectides* | 1 | 8 | 18 | 91 |
| Odontoceridae | | | | |
| *Marilia* | 2 | 17 | 45 | 75 |
| Philopotamidae | | | | |
| *Chimarra* | 14 | 53 | 249 | 886 |
| *Wormaldia* | 1 | 1 | 38 | 244 |
| Polycentropodidae | | | | |
| *Cernotina* | 22 | 39 | 69 | 74 |
| *Cyrnellus* | 7 | 8 | 12 | 12 |
| *Nyctyophylax* | 1 | 1 | 5 | 150 |
| *Polyplectropus* | 4 | 31 | 96 | 279 |
| Sericostomatidae | | | | |
| *Notidobiella* | 1 | 2 | 6 | 6 |
| Xiphocentronidae | | | | |
| *Machairocentron* | 1 | 1 | 6 | 6 |
| *Xiphocentron* | 1 | 12 | 47 | 51 |

* registro apenas do gênero para o estado do Amazonas

filtração de partículas (Wiggins 2004). Dez famílias viventes são atribuídas aos Annulipalpia, das quais cinco são registradas para o Brasil e ocorrem no estado do Amazonas.

## Ecnomidae

Com aproximadamente 400 espécies distribuídas em nove gêneros (Johanson e Espeland 2009; Cartwright 2010; Thomson e Holzenthal 2010) esta família é representada no Brasil apenas por *Austrotinodes* Schmid, gênero endêmico da região Neotropical. Duas espécies são registradas para a Amazônia brasileira, *Austrotinodes ariase* Flint & Denning e *A. amazonensis* Flint & Denning (Flint *et al.* 1999; Santos *et al.* 2019).

Os adultos são pequenos, medindo entre 5 e 7 mm de comprimento e com asas variando de marrom-clara a marrom-escura. Ocelos ausentes. O mesoescuto possui um par de verrugas (ou tubérculos) setais bem definidas e o mesoescutelo, um par nas margens laterais. O ovipositor das fêmeas é longo, estreito e rígido.

As larvas de *Austrotinodes* constroem abrigos de seda e sedimento, longo e estreito em uma das extremidades com um funil de seda, é fortemente fixo ao substrato, principalmente em raízes. A coloração dos escleritos da cabeça, pernas e tórax é marrom-clara, o abdômen é quase branco. Cabeça longa, com uma carena na região látero-ventral, plana; olhos pequenos, antena não aparente, peças bucais simples, com mandíbulas longas. Tórax com as três placas notais esclerosadas e todas com linha ecdisial mediana. Os três pares de pernas são similares. O trocantim protorácico tem forma de canaleta, longo e aproximadamente do tamanho da coxa. Abdômen sem brânquias; segmento IX sem placa esclerosada na região dorsal e a falsa perna anal longa, destacada do corpo, com garra com um único dente.

## Hydropsychidae

Essa é uma das maiores famílias em número de espécies, com cerca de 1.500 descritas (Holzenthal *et al.* 2007). Está dividida em cinco subfamílias, das quais quatro apresentam representantes neotropicais (Flint *et al.* 1999, Holzenthal *et al.* 2007), mas apenas duas foram registradas para o Brasil: Macronematinae (incluindo *Blepharopus* Kolenati, *Centromacronema* Ulmer, *Leptonema* Guérin, *Macronema* Pictet, *Macrostemum* Kolenati,

*Plectromacronema* Ulmer, *Pseudomacronema* Ulmer e *Synoestropsis* Ulmer) e Smicrideinae (com *Smicridea* McLachlan).

Quando em repouso, os adultos dessa família permanecem com as asas achatadas sobre o substrato e possuem uma forma quase triangular. São caracterizados por não apresentarem ocelos; pelo quinto artículo do palpo maxilar delgado e alongado (exceto em *Leptonema*, no qual não é muito longo e em *Synoestropsis*, que não possui palpo maxilar distinto) e com estrias transversais conspícuas; o mesoescuto e mesoescutelo não apresentam verrugas, mas podem apresentar manchas, cerdas e/ou escamas coloridas; a coloração das asas é muito variável entre os gêneros, podendo ser importante para auxiliar na identificação das espécies.

Adultos de *Leptonema* têm entre 10 e 30 mm de comprimento, asas com coloração variando desde quase transparente, marrons com máculas claras ou escuras (Flint *et al.* 1987). O quinto artículo dos palpos maxilares não é extremamente alongado como nos outros Hydropsychidae, mas tem cerca de 2 a 3 vezes o comprimento do artículo antecedente. Abdômen possui um par de processos ovais no quinto segmento, os quais são menores nas fêmeas (Flint *et al.* 1987). *Blepharopus*, que é monotípico (*B. diaphanus* Kolenati), com cerca de 20 mm de comprimento, pode ser identificado tanto pela coloração das asas, quase transparentes com muitas linhas e pontos castanho-escuros, quanto pela cabeça, com uma carena longitudinal bem evidente nos machos e menos desenvolvida nas fêmeas.

Adultos de *Macronema*, *Macrostemum*, *Plectromacronema* e *Pseudomacronema* são muito similares e têm comprimento entre 10 e 25 mm; representantes dos dois primeiros gêneros são os que apresentam as colorações mais vivas e marcantes na família. Asa anterior de *Macronema*, geralmente é coberta por cerdas ou escamas brilhantes verdes ou amarelas com faixas brancas, amarelas ou pretas. Em *Macrostemum*, a coloração está principalmente relacionada à pigmentação da membrana das asas, que são transparentes ou amarelas com faixas marrons ou negras, formando diferentes desenhos, distintivos para cada espécie.

*Synoestropsis* tem os maiores espécimes da família, entre 20 e 45 mm de comprimento. Nos adultos, as peças bucais estão completamente atrofiadas e a coloração geral do corpo é amarelo-clara, com algumas espécies apresentando pontos pretos na asa anterior.

Adultos de *Smicridea* são pequenos quando comparados aos de outros gêneros da família, medindo de 5 a 10 mm de comprimento. A coloração é característica: asas pretas a cinzas com bandas brancas ou amarelo-claras com bandas castanho-claras. Além disso, possuem antenas mais curtas que o comprimento das asas.

Larvas de *Leptonema* e *Smicridea* constroem abrigos fixos de fragmentos vegetais e areia com uma rede de captura de alimento. Larvas de *Leptonema* apresentam a coxa do primeiro par de pernas com uma série de espinhos e cerdas característicos de cada espécie e cabeça com estrias na região ventral. Somente as brânquias abdominais ventrais estão presentes, com um talo central grosso e filamentos finos se inserindo uniformemente. Larva de *Smicridea* tem estrias na região ventral da cabeça; brânquias abdominais ventrais com filamentos bifurcando-se a partir da base.

Larvas de *Blepharopus* e *Macrostemum* são muito similares, possuindo a região dorsal da cabeça deprimida, uma carena que se prolonga além da sutura coronal, labro com um par lateral de densas escovas de cerdas longas e finas; região ventral com estrias bem marcadas; tíbia e tarso do primeiro par de pernas com uma densa escova de cerdas, brânquias abdominais ventrais e ventrolaterais com talo central grosso e filamentos finos se inserindo uniformemente em vários eixos. Larvas de *Macrostemum* constroem abrigos elaborados, fixos, semienterrados na areia ou troncos, com duas chaminés em forma de Y em níveis diferentes que permite a entrada e saída de água, com uma rede interna, muito fina.

Larvas de *Synoestropsis*, *Macronema* e *Plectromacronema* constroem abrigos fixos em forma de tubos longos de areia e seda, porém as larvas de *Synoestropsis* são muito ativas e são frequentemente encontradas fora do seu abrigo. Larvas de *Synoestropsis* não apresentam estrias na região ventral da cabeça; brânquias abdominais são ventrais e ventrolaterais com talo central grosso e filamentos finos, se inserindo uniformemente em vários eixos; perna anterior com trocantim grande, subtriangular, terminando em gancho ou com um tufo de cerdas e tíbia e tarso

modificados formando uma pinça rudimentar. Larvas de *Macronema* possuem região ventral da cabeça lisa, sem estrias; perna anterior com uma série de espinhos e cerdas espatuladas no fêmur; brânquias abdominais ventrais com um talo central grosso e várias brânquias muito finas distribuídas de forma uniforme, lembrando uma pena; apresentam o par de falsas pernas anais muito longo e encurvado no centro. Larvas de *Plectromacronema* não apresentam estrias na região ventral da cabeça, as brânquias abdominais são ventrais e ventrolaterais e, têm talo central grosso e filamentos finos se inserindo uniformemente em vários eixos. Segmentos abdominais IV-VIII, com uma linha densa de cerdas escuras muito finas, lateralmente e, ventralmente no VIII; pares de estruturas semicirculares formadas por cerdas e pequenos ganchos escuros ventralmente nos segmentos II-VIII.

Larvas de *Centromacronema* ainda não foram associadas aos seus adultos, no entanto, Flint *et al.* (1999) comentam que segundo Bueno-Soria (informação pessoal) a larva descrita por Roback (1966) como Hydropsychidae sp. 4 seria a larva desse gênero. Esta é similar à larva de *Macronema*, porém apresenta estrias na região ventral da cabeça e o trocantim da perna anterior é bífido.

A larva de *Pseudomacronema* também não é descrita e pouco se conhece sobre biologia das espécies desse gênero.

## Philopotamidae

Tem cerca de 1.000 espécies e distribuição mundial, no Brasil ocorrem os seguintes gêneros: *Chimarra* Stephens (Chimarrinae), *Alterosa* Blahnik e *Wormaldia* McLachlan (Philopotaminae). *Alterosa* é endêmico das regiões Sul e Sudeste do Brasil. *Chimarra*, tem quase 600 espécies descritas, é um dos maiores da ordem. Os representantes neotropicais de *Chimarra* estão atualmente divididos em quatro subgêneros: *C.* (*Chimarra*), *C.* (*Chimarrita*), *C.* (*Curgia*) e *C.* (*Otarrha*) (Blahnik 1997, 1998, 2002; Flint 1998), todos registrados para o Amazonas. Apenas uma espécie de *Wormaldia* foi registrada para o Brasil, *W. planae* Ross & King, com ocorrência para o Amazonas, próximo à fronteira com a Venezuela (Flint 1971).

Os Philopotamidae ocorrentes na Amazônia são relativamente pequenos, com tamanho entre 7 e 12 mm e normalmente apresentam coloração uniforme, desde amarelo pálido a marrom-escuro, mas algumas espécies podem apresentar manchas nas asas anteriores com cerdas brancas ou douradas (Flint 1998; Santos e Nessimian 2009). Os ocelos estão presentes, o mesoescuto não apresenta verrugas setais, mas há uma grande área setal mediana no mesoescutelo.

Larvas de Philopotamidae são encontradas em rios e igarapés com correnteza moderada ou forte, geralmente em substrato de folhiço e raízes. Elas constroem abrigos tubulares de seda, dentro dos quais está inserida uma rede (Wiggins 1996, 2004). A larva apresenta apenas a cabeça e o pronoto esclerosados, com uma faixa enegrecida conspícua na margem posterior do pronoto e abdômen sem brânquias (Wiggins 2004). Diferente das outras famílias, o labro das larvas de Philopotamidae é membranoso, com a forma de um "T" quando estendido, mas pode estar retraído dentro da cápsula cefálica (Wiggins 2004; Pes *et al.* 2005). Diferenças sutis são encontradas entre larvas dos gêneros *Chimarra* e *Wormaldia*, como o comprimento da cabeça e a posição de determinadas cerdas cefálicas, mas há poucos trabalhos com associação entre estágios imaturo e adulto de Philopotamidae. Na chave de Pes *et al.* (2005) larvas de *Wormaldia* são descritas como sem reentrância na margem do frontoclipeo, no entanto, após associação dessa larva com seu adulto, por meio de criação em condições de laboratório, verificou se que larvas com essa característica pertenciam à *C.* (*Chimarrita*) *simpliciforma* Flint (em preparação). A larva de *Alterosa* não é conhecida.

## Polycentropodidae

Tem ampla distribuição geográfica com mais de 600 espécies (Holzenthal *et al.* 2007), no Brasil cinco gêneros foram registrados, quatro deles no Amazonas: *Cernotina* Ross, *Cyrnellus* Banks, *Nyctiophylax* Brauer e *Polyplectropus* Ulmer. *Cernotina* é especialmente diverso na região Amazônica, tem 22 espécies registradas para o Amazonas entre as 74 conhecidas para o gênero (Santos *et al.* 2019).

Os adultos têm entre 5 e 10 mm de comprimento. As asas possuem coloração castanho-clara ou um tom acinzentado com pontos mais claros. Não possuem ocelos; palpo maxilar com o terceiro artículo inserido na região mediana do segundo

artículo. Antena curta, geralmente quase do mesmo comprimento da asa anterior. Mesoescuto apresenta um par de verrugas setais ovais bem definidas e o mesoescutelo uma verruga única.

As larvas costumam ser abundantes em áreas de várzea e igapó, mas podem ser encontradas em baixa densidade em igarapés. São similares às larvas de Philopotamidae, mas o labro é esclerosado e o trocantim protorácico é proeminente e pontiagudo (Wiggins 2004). As larvas também constroem abrigos tubulares fixos e podem ser tanto filtradoras (*Cyrnellus*), como predadoras (*Cernotina* e *Nyctiophilax*) (Wiggins 1996). Em estudos filogenéticos recentes, a única espécie de *Nyctiophylax* na região Neotropical, *N. neotropicalis* Flint, não agrupou no mesmo clado das espécies de outras regiões, indicando que possivelmente pertença a outro gênero de Polycentropodidae (Chamorro e Holzenthal 2011; Johanson *et al.* 2012).

## Xiphocentronidae

Com distribuição mundial, tem cerca de 140 espécies (Holzenthal *et al.* 2007). Dos sete gêneros incluídos em Xiphocentronidae, três ocorrem na região Neotropical: *Cnodocentron* Schmid, *Machairocentron* Schmid e *Xiphocentron* Brauer, somente os dois últimos são registrados no Brasil. Doze espécies de *Xiphocentron* são registradas para o Brasil e uma de *Machairocentron* (Pes *et al.* 2019) (Tabela 1).

Os adultos são pequenos e alongados, medindo entre 5 e 7 mm de comprimento. Asas são longas e estreitas e a coloração é totalmente marrom ou preta em *Xiphocentron* e preta com duas manchas brancas em *Machairocentron*. Não apresentam ocelos e a antena é mais curta que a asa anterior. O mesoescuto tem uma área quadrangular característica delimitada por suturas e o mesoescutelo é triangular na região anterior. Fêmeas foram observadas ovipondo em musgos às margens de cursos d'água em locais sombreados (Pes *et al.* 2013).

Larvas dos dois gêneros são muito similares (Pes *et al.* 2013), cabeça e pronoto esclerosados. Os três pares de pernas são curtos, com a tíbia e o tarso fusionados em um único artículo; mesopleura bem desenvolvida; palpos maxilares bem desenvolvidos com o lábio projetado entre eles.

## Subordem Integripalpia

As espécies deste grupo possuem o quinto artículo de forma simples ou inteiro, característica que confere o nome à subordem, integra = inteiro, completo e palpus- palpo. Inclui cerca de 30 famílias, as quais são divididas entre duas infraordens (Frania e Wiggins 1997). As larvas constroem abrigos tubulares portáteis desde os estádios iniciais. Embora sigam o padrão tubular de seus abrigos de seda, há uma grande variação de tamanho, espessura e tipo de material aderido, existindo abrigos puramente de seda, outros com pequenos grãos de pedra ou areia, pedaços de troncos ou folhas. A forma de construção dos abrigos de alguns tricópteros em algumas regiões do Brasil tem resultado em nomes populares como "joão-pedreiro" (Nessimian inf. pessoal), pelo fato das larvas colarem pequenos grãos de areia com seda.

No Brasil, são registradas oito famílias de Integripalpia: Calamoceratidae, Helicopsychidae, Leptoceridae, Odontoceridae e Sericostomatidae, Anomalopsychidae, Atriplectididae e Limnephilidae. As três últimas famílias citadas não ocorrem no estado do Amazonas.

## Calamoceratidae

É cosmopolita, com quase 200 espécies descritas, representada na região Neotropical por *Banyallarga* Navás e *Phylloicus* Müller, apenas o último com ocorrência no Brasil. *Phylloicus* foi revisado recentemente (Prather 2003) com 22 espécies registradas para o Brasil, cinco ocorrem no Amazonas.

Os adultos são de porte médio a grande, entre 15 e 20 mm de comprimento. Não possuem ocelos e a antena é quase duas vezes mais longa que a asa anterior. O mesoescuto não apresenta verrugas setais, mas tem pontos de inserção de cerdas conspícuos, o mesoescutelo é pequeno (ocupa aproximadamente um terço do mesoescuto), sem verrugas setais. As asas são triangulares e largas, quando em repouso são mantidas junto ao corpo. A coloração em geral é marrom-escura ou preta, mas algumas espécies apresentam manchas brancas ou douradas (Prather 2003).

Larvas constroem abrigos conspícuos formados por fragmentos de folhas fixados com seda. Apresentam o corpo levemente achatado

dorsoventralmente. Cabeça escura, antena conspícua, peças bucais simples, labro com aproximadamente 16 cerdas longas dispostas em uma fileira transversal e as mandíbulas curtas. O primeiro par de pernas é curto e forte, o segundo e o terceiro pares são de tamanho e forma similares, estreitos e longos (duas vezes mais longos que o primeiro). Pronoto formado por placa esclerosada com uma projeção longa e pontiaguda na margem anterolateral; mesonoto formado por uma placa pouco esclerosada e o metatonoto é totalmente membranoso. Abdômen com um par de verrugas ventrolaterais com pequenas espículas, e com brânquias laterodorsais e ventrais do segundo ao sétimo segmentos. Falsa perna anal é curta, aderida ao corpo, com garra simples.

## Helicopsychidae

É cosmopolita, tem cerca de 250 espécies (Holzenthal *et al.* 2007) em dois gêneros: *Helicopsyche* Siebold, com ampla distribuição e o gênero monotípico *Rakiura* McFarlane, restrito à Nova Zelândia. Vários outros gêneros anteriormente reconhecidos na família foram considerados como subgêneros de *Helicopsyche* por Johanson (1998). No Brasil ocorrem 34 espécies, das quais, três foram registradas no estado do Amazonas (Santos *et al.* 2019).

Adultos de *Helicopsyche* são pequenos, 5 a 7 mm de comprimento, com coloração castanha, podendo apresentar reflexos dourados. A cabeça tem um par de verrugas setais grandes na região posterior e não tem ocelos. Há dimorfismo sexual com relação ao palpo maxilar, o qual possui dois ou três artículos nos machos e cinco nas fêmeas. Um par de verrugas setais no mesoescuto e um par no mesoescutelo estão presentes. Asas são triangulares. Machos de algumas espécies podem apresentar um pequeno processo em forma de espinho projetado posteriormente na região mediana do esterno VI (Johanson e Holzenthal 2004), reticulações também podem estar presentes em alguns esternos abdominais.

Larvas constroem abrigos portáteis em forma de caracol, confeccionados com grãos de areia e seda. Por essa característica, no passado, algumas espécies foram descritas como se fossem moluscos, gastrópodes. Coloração da cabeça, pernas e escleritos amarela e do abdômen, amarelo-clara, quase branca. Cabeça pequena, carena é visível na região ocular, antena não aparente, peças bucais simples com mandíbulas curtas. Primeiro par de pernas é um pouco mais curto e largo que o segundo e o terceiro. Pronoto formado por uma placa esclerosada, o mesonoto possui uma placa cobrindo mais da metade do noto, com a linha ecdisial mediana marcada, o metanoto possui apenas pequenos escleritos. O abdômen é espiralado, segmentos II a IV com brânquias dorsais e IX sem placa esclerosada dorsal. Falsa perna anal curta, aderida ao corpo, com a garra portando um pente de dentes acessórios.

## Leptoceridae

É a segunda maior família da ordem em número de espécies, cerca de 1.800, distribuídas em todas as regiões zoogeográficas (Holzenthal *et al.* 2007). Dos 47 gêneros, nove ocorrem no Brasil e apenas cinco com 13 espécies são registradas para o estado do Amazonas (Santos *et al.* 2019).

A diversidade de formas é grande nos diferentes gêneros dessa família, o comprimento do corpo varia de 5 a 20 mm. Em geral, apresentam corpo longo e estreito com antena muito longa, podendo alcançar quatro vezes o comprimeno corporal. Com exceção de *Amazonatolica hamadae* Holzenthal & Pes, que possui o palpo maxilar com três artículos, os demais gêneros têm cinco artículos. Ocelos são ausentes em todos os gêneros. Mesoescuto é grande com bandas de cerdas longitudinais ou agrupadas na região anterior, algumas espécies apresentam ainda pontuações de inserção das cerdas; o mesoescutelo é pequeno (cerca de um quarto do tamanho do mesoescuto), com um par de verrugas setais. A coloração é extremamente variável, desde tons de amarelo a marrom, até alguns com cerdas ou escamas brilhantes e/ou iridescentes nas asas, em cores como azul, verde e amarelo (particularmente no gênero *Nectopsyche*). O abdômen geralmente apresenta os segmentos levemente mais longos que largos.

Larvas constroem os mais variados tipos de abrigos tubulares portáteis, tanto de seda pura quanto associada com partículas minerais ou vegetais. As larvas do gênero *Triplectides* são conhecidas por usarem pequenos gravetos que são escavados pela própria larva como abrigos, no entanto, podem utilizar abrigos vazios abandonados por larvas de outros tricópteros. Antena é conspícua, quando comparadas às

antenas de outras larvas da ordem. O pro- e o mesonoto são quase que totalmente esclerosados, metanoto com escleritos de tamanhos variáveis dentro da família. O primeiro par de pernas é o mais curto, o terceiro par é mais longo que primeiro e, caracteristicamente, projetam-se para fora do abrigo, por cima da cabeça da larva. Primeiro segmento abdominal tem uma verruga dorsal e um par lateral. Brânquias filamentosas estão presentes no abdômen. Falsa perna anal curta, aderida ao corpo e com uma garra simples, ou com dentes acessórios.

## Odontoceridae

Tem pouco mais de 100 espécies distribuídas pelo mundo (Holzenthal *et al.* 2007). No Brasil ocorrem três gêneros, dois deles monotípicos e com ocorrência restrita à região Sudeste: *Anastomoneura* Huamantinco & Nessimian e *Barypenthus* Burmeister. O terceiro gênero, *Marilia* Müller, tem ampla distribuição no Brasil, incluindo o Estado do Amazonas.

Adultos de *Marilia* têm entre 10 e 20 mm; coloração cinza a marrom e pontuações pretas, quando em repouso, as asas ficam parcialmente enroladas, conferindo uma aparência cilíndrica ao animal. Não apresentam ocelos. Antena longa e fina, com o escapo alongado. Os olhos dos machos são grandes, quase se tocam na parte superior da cabeça, enquanto nas fêmeas os olhos são menores, resultando em uma distância interocular grande. O mesoescuto possui um par de verrugas setais na região mediana e uma depressão próxima que pode ser confundida com uma verruga. A linha mediana do mesoescuto é completa.

Larvas são onívoras, mas as de 4º e 5º estádios são consideradas predadoras. São muito conspícuas por construírem abrigos tubulares feitas com grãos de areia colados com seda. Pronoto e mesonoto são completamente esclerosados, com a linha ecdisial mediana marcada; metanoto coberto por escleritos menores; os três pares de pernas têm tamanho e forma similares. O primeiro segmento abdominal tem três verrugas, uma dorsal e um par lateral; abdômen com algumas brânquias. A falsa perna anal é curta com garra simples.

## Sericostomatidae

Tem cerca de 100 espécies distribuídas em quase todas as regiões zoogeográficas (Holzenthal *et al.* 2007). Embora a família seja amplamente distribuída, os gêneros geralmente apresentam distribuição mais restrita. Na região Neotropical há cinco gêneros e 16 espécies endêmicas da região Chilena (Flint *et al.* 1999). No Brasil, ocorrem os gêneros *Grumicha* Müller, o qual é monotípico e ocorre nas regiões Sul e Sudeste e *Notidobiella* Schmid, com duas espécies, sendo uma registrada para o Amazonas (Holzenthal e Blahnik 2010).

Os adultos têm entre 7 e 12 mm de comprimento; coloração uniforme, castanho-escura. Cabeça com duas verrugas grandes na região posterior. A antena é mais curta que a asa anterior e, o escapo é globoso. Não apresentam ocelos; os olhos possuem cerdas curtas entre os omatídeos. Palpo maxilar têm cinco artículos na fêmea e quatro no macho. Asa anterior triangular, coberta por muitas cerdas. Mesoescuto com um par de verrugas setais triangulares e o mesoescutelo com um par de verrugas setais ovais.

Larvas de *Grumicha* constroem casulos com seda, já os abrigos de *Notidobiella* são construídos por grãos de areia e seda. Larvas de *Notidobiella* caracterizam-se por apresentarem antena inconspícua, garra da falsa perna anal com um dente acessório; primeiro par de pernas curto e achatado com trocantim longo em forma de foice e pronoto com projeção na margem anterior.

## Subordem "Spicipalpia"

Inclui cinco famílias de posicionamento filogenético incerto: Glossosomatidae, Hydrobiosidae, Hydroptilidae, Ptilocolepidae e Rhyacophilidae (Holzenthal *et al.* 2007). Essas famílias apresentam como característica marcante o fato de construírem abrigo que esta relacionada particularmente ao período pupal ou que foi derivado do abrigo pupal (Wiggins 2004). Embora construam casa desde os estádios iniciais, as larvas de Glossosomatidae diferem das de Integripalpia por construírem uma casa a cada muda (Wiggins 1996, 2004). Entre os Hydrobiosidae e Rhyacophilidae, as larvas são livres, construindo um abrigo fixo apenas no período imediatamente anterior à pupação. Larvas de Hydroptilidae e Ptilocolepidae geralmente constroem algum tipo de casa, portátil ou fixa, no último estádio larval.

Diferente das duas subordens anteriores, que são consistentemente recuperadas como monofiléticas, Spicipalpia tem sido recuperada

como para- ou polifilético em análises recentes, seja com dados morfológicos e/ ou moleculares (Kjer *et al.* 2001a, 2002; Malm *et al.* 2013). Nesse mesmo sentido, o posicionamento dessas famílias incluídas em "Spicipalpia" dentro da ordem é também variável em diferentes análises. Considerando os trabalhos de Kjer *et al.* (2001b, 2002) usando morfologia e genes mitocondriais e nucleares, as famílias de "Spicipalpia" aparecem mais relacionadas à Integripalpia. Porém, Malm *et al.* (2013) forneceram uma análise baseada em dados moleculares que recuperou as famílias de "Spicipalpia"em uma posição mais basal em relação à toda a ordem.

No Brasil e no Amazonas são registradas três das cinco famílias de "Spicipalpia", as quais são listadas a seguir, acompanhadas de um breve comentário acerca dos seus representantes.

## Glossosomatidae

De distribuição mundial, tem cerca de 650 espécies (Holzenthal *et al.* 2007). No Brasil ocorrem os seguintes gêneros: *Canoptila* Mosely, *Itauara* Müller, *Mortoniella* Ulmer, *Protoptila* Banks e *Tolhuaca* Schmid, todos pertencentes à Protoptilinae. No Amazonas, são registrados três gêneros: *Itauara* (com uma espécie), *Protoptila*, (com nove espécies) e *Mortoniella* (Pes *et al.* 2005).

Os adultos das espécies que ocorrem na Amazônia são pequenos, com 2 a 5 mm de comprimento. As asas são escuras, quase pretas, com listras transversais brancas na região mediana e, em algumas espécies, na margem distal. Cabeça com antena grossa, geralmente mais curta que a asa anterior e ocelos presentes. Palpo maxilar penta articulado, o segundo globoso. Mesoescuto com a região anterior com área triangular delimitada por suturas e um par de verrugas setais pequenas na margem anterior; mesoescutelo é bem definido, com um par de verrugas setais na porção externa mediana. Abdômen geralmente compacto, com segmentos mais curtos que longos.

Larvas constroem abrigos de grãos de areia em formato de casco de tartaruga, com duas aberturas ventrais e, em alguns gêneros, apresentam aberturas dorsais em forma de chaminé. Coloração da cabeça, pernas e escleritos é amarela e do abdômen amarelo-clara, quase branca. Cabeça e olhos pequenos; antena não aparente e peças bucais simples, com mandíbulas curtas. Todos os pares de pernas com tamanhos similares. Pronoto esclerosado, mesonoto com três escleritos e o metanoto com dois pequenos escleritos quase transparentes. Abdômen sem brânquias, segmento IX possui uma placa esclerosada na região dorsal. Falsa perna anal curta, aderida ao corpo, garra complexa com processos e dentes acessórios.

## Hydrobiosidae

Tem cerca de 400 espécies, com ocorrência em quase todas as regiões do mundo (Holzenthal *et al.* 2007). Na região Neotropical tem 22 gêneros, mas apenas *Atopsyche* Banks ocorre no Brasil, sendo os outros restritos para a região chilena (Flint *et al.* 1999). *Atopsyche* é o maior gênero da família, com 139 espécies descritas, 27 ocorrem no Brasil e uma no Amazonas (Santos *et al.* 2019)

Os adultos têm entre 10 a 15 mm de comprimento, coloração cinza-escura a marrom com manchas mais claras nas asas anteriores. Cabeça apresenta ocelos, antena possui quase o comprimento da asa anterior. Segmentos abdominais VI e VII apresentam projeções ventrais agudas em ambos os sexos.

As larvas não constroem casa ou abrigo, exceto para empupar. Coloração da cabeça, pernas e escleritos é amarela com manchas marrons. Cabeça é longa e estreita, antena não aparente e peças bucais simples, com mandíbulas longas. Primeiro par de pernas é robusto e modificado, com a tíbia e o tarso formando uma pinça. Pernas mediana e posterior sem modificações e similares. Pronoto apresenta uma placa completamente esclerosada; o meso- e o metanoto são totalmente membranosos. Abdômen não apresenta brânquias; segmento abdominal IX com uma placa esclerosada na região dorsal; falsa perna anal é longa, destacada do corpo, com garra simples.

## Hydroptilidae

É a família mais diversa da ordem, com mais de 2.000 espécies descritas de todas as regiões zoogeográficas (Holzenthal *et al.* 2007). Duas subfamílias foram reconhecidas pela classificação de Marshall (1979): Ptilocolepinae, com dois gêneros e cerca de 20 espécies restritas às regiões Holártica e Oriental, e Hydroptilinae, com cerca de 70 gêneros. Contudo, Malicky (2001, 2005) considerou as duas como famílias distintas. Dessa forma, as seis tribos consideradas por Marshall

(1979) em Hydroptilidae, tem agora status de subfamília: Hydroptilinae, Leucotrichiinae, Neotrichiinae, Ochrotrichiinae, Orthotrichiinae e Stactobiinae, das quais apenas a penúltima não tem registro para o Brasil. Ao todo, são 13 gêneros e 36 espécies no Amazonas, mas vários gêneros são conhecidos apenas pelos seus estágios imaturos (Pes 2005).

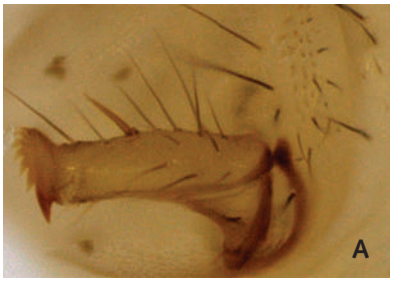
Os adultos dessa família estão entre os menores Trichoptera, medindo de 1,5 a 8,0 mm de comprimento. A coloração do corpo varia de marrom-clara a marrom-escura, mas alguns grupos podem apresentar manchas esverdeadas, brancas ou amareladas na asa anterior e na cabeça. Os ocelos podem estar presentes ou ausentes, em algumas espécies, os machos possuem dois e as fêmeas três. A antena, no geral, não é maior que a asa anterior e pode ser muito modificada nos machos de algumas espécies, com os artículos basais extremamente expandidos (Leucotrichiinae). A cabeça também pode apresentar modificações, como placas dorsais na cabeça de alguns machos de *Hydroptila* Dalman que se abrem expondo uma estrutura ramificada, aparentemente com função olfatória. O mesoescuto não apresenta verrugas setais e, como característica marcante para a família, o mesoescutelo tem uma forma triangular, com a margem posterior cortada verticalmente. As asas são longas e muito estreitas apicalmente, apresentando uma franja de cerdas longas na margem posterior. Essas asas podem também apresentar algumas modificações, como cerdas grossas e em forma de escama, veias infladas ou dobras da membrana alar.

Abrigos das larvas são extremamente variáveis, há casas fixas e portáteis e mesmo espécies que não constroem qualquer casa ou abrigo. O abrigo só é construído no último estádio. Do primeiro ao quarto estádio, as larvas dos diferentes gêneros são similares, com cabeça pequena, três notos torácicos esclerosados, semelhante a pequenas larvas de Coleoptera. Com a passagem para o quinto estádio, ocorre uma drástica transformação morfológica (heteromorfose ou hipermetamorfose), adquirindo a forma típica de um Trichoptera, às vezes, com a expansão de alguns segmentos abdominais e construção do abrigo. Os abrigos podem ser tubulares, constituídos de grãos de areia ou outros materiais. Também há abrigos com duas valvas de seda e material vegetal. Abdômen sem brânquias. Escleritos podem estar presentes nos segmentos abdominais tanto dorsal como lateral de alguns gêneros. Segmento abdominal IX com esclerito dorsal sempre presente. Falsa perna anal geralmente curta, com uma garra simples.

Recomendações para examinar larvas de Trichoptera: para observar larvas muito pequenas é necessário utilizar o microscópio óptico. A larva pode ser colocada em uma lâmina escavada com uma solução de álcool gel e glicerina (± 50% de cada), coloque um papel por baixo da lâmina e utilize uma fonte de iluminação externa, tal como utilizado em um estereomicroscópio. Não identifique as larvas pelo abrigo, algumas espécies utilizam o abrigo de outras espécies, ou têm abrigos similares como *Marilia* e *Oecetis*, *Nectopsyche* e *Phylloicus*.

## Chave para identificar larvas das famílias e alguns gêneros de Trichoptera ocorrentes no Brasil

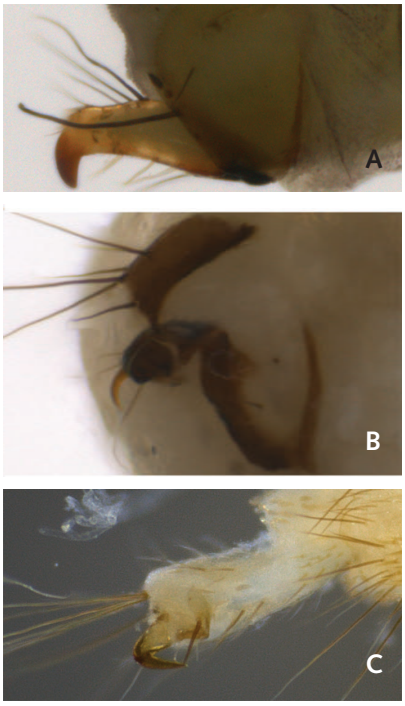
1. Larva com garra da falsa perna anal em forma de pente (A, B) ..... 2



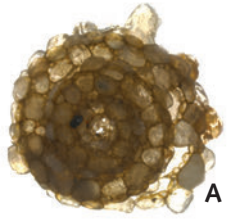




1'. Larva com a garra da falsa perna anal não em forma de pente (A-C); se apresentar garra da falsa perna anal em forma de pente, somente o pronoto apresenta placa esclerosada ..... 3




2. Larva com abrigo móvel de areia helicoidal (em forma de um caracol) (A); abdômen encurvado (B); cabeça pequena subtriangular (C) ..... Helicopsychidae



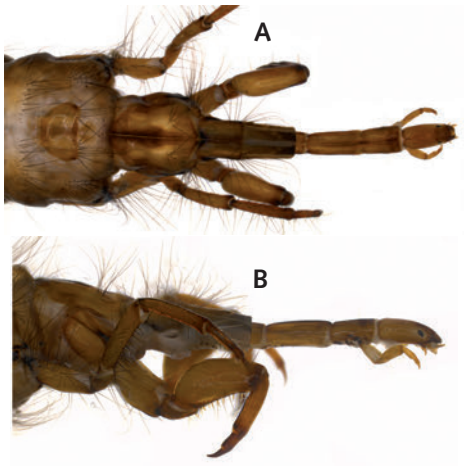




2'. Abrigo reto construído de grãos de areia (A); abdômen não encurvado; cabeça arredondada (B) ..... Anomalopsychidae (região Sudeste)




3. Mesonoto modificado, muito mais longo que largo, retrátil; segundo par de pernas com o fêmur dilatado (A, B) ..... .... Atriplectididae (região Sudeste, áreas de altitude)




3'. Mesonoto, não modificado, não retrátil, segundo par de pernas com o fêmur, não dilatado ..... 4

4. Dorso do tórax recoberto com três placas inteiras esclerosadas (A, B) (em alguns casos a placa do metanoto não é bem visível) (C) ..... 5










4’. Somente pronoto com placa inteira esclerosada (A), metanoto e mesonoto podem ser membranosos ou apresentarem placas subdivididas (B, C) ..... 7










5. Abdômen com brânquias ventrais e ventrolaterais (A, B); larva com 7 até 20 mm de comprimento ..... Hydropsychidae







5’. Abdômen sem brânquias (A, B); larva pequena com comprimento entre 1,5 a 15 mm ..... 6







6. Larva com o trocantim longo, mais longo que a coxa da perna anterior, em forma de caneleta falsa perna anal longa ..... Ecnomidae .... *Austrotinodes*

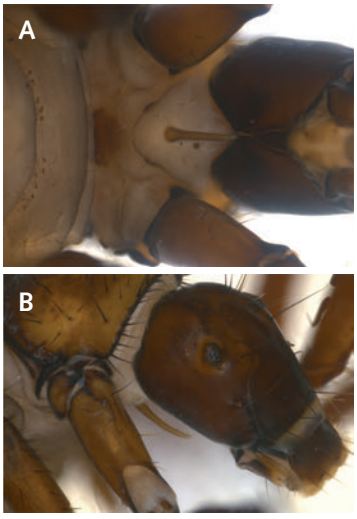


6’. Larva com o trocantim curto, geralmente truncado ou pontiagudo, falsa perna anal curta (A, B) (larvas de 1º ao 4º estádio de alguns gêneros, são achatadas e com escleritos

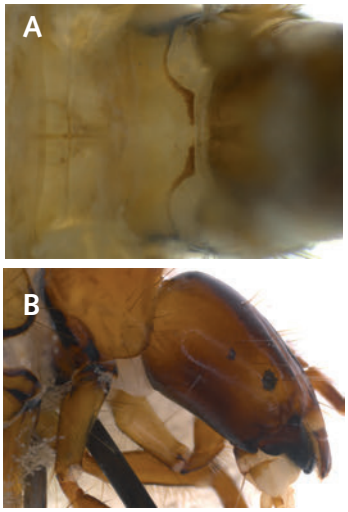
dorsais no abdômen, parecem larvas de Coleoptera (C)) ..... Hydroptilidae



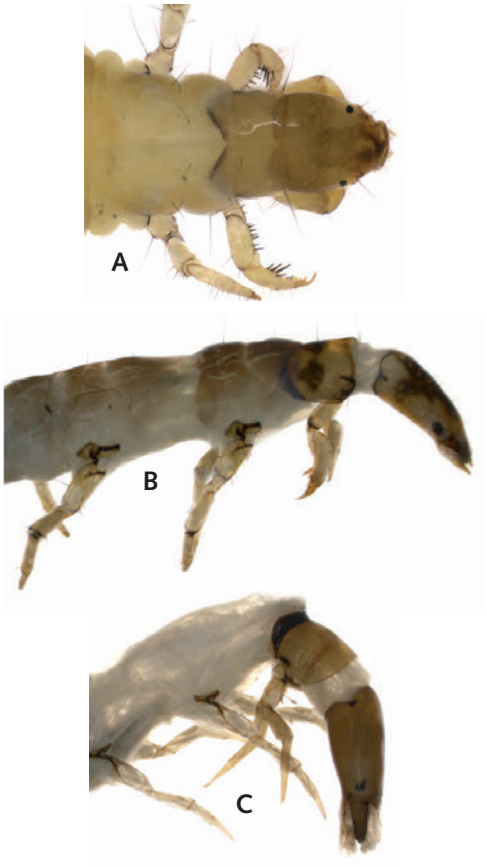

7. Proesterno com um corno (processo) longo e curvo na região mediana (A, B) ..... ..... Limnephilidae ..... *Antarctoecia*




7'. Prosterno sem um corno como acima (A, B) ..... 8



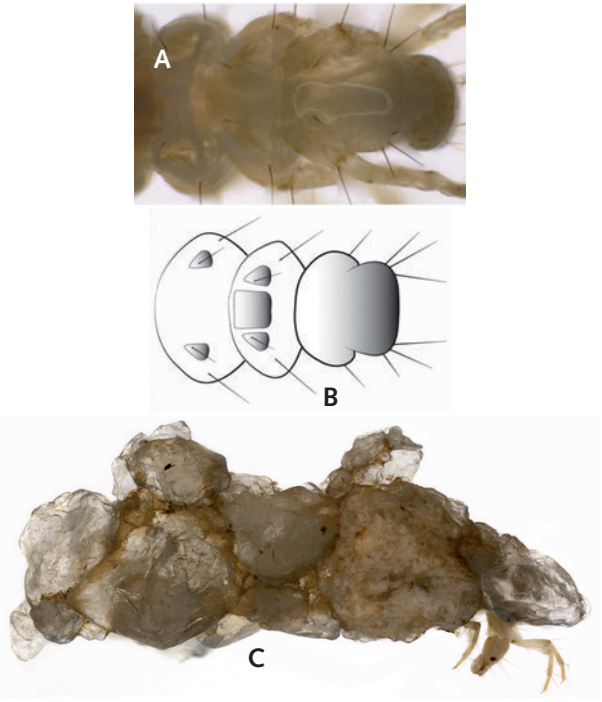

8. Mesonoto e metanoto membranosos (A-C) ..... 13



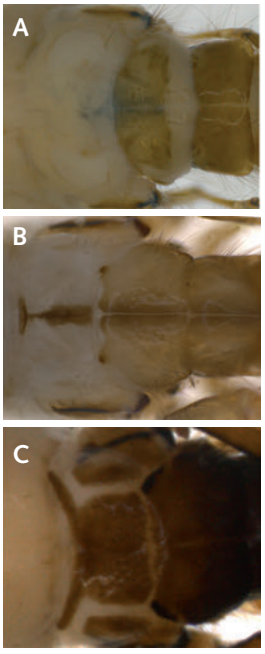
8’. Mesonoto com placas; metanoto pode ser membranoso ou apresentar placas subdivididas (A-C) ..... 9



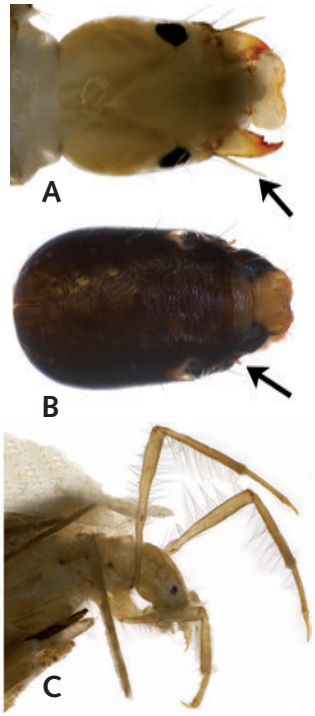

9. Mesonoto com três pequenas placas esclerosadas que não recobrem mais da metade do noto (algumas vezes são pouco pigmentadas) (A, B); abrigo de grãos de areia com duas aberturas ventrais, com formato semelhante a casco de tartaruga (C) ..... Glossosomatidae



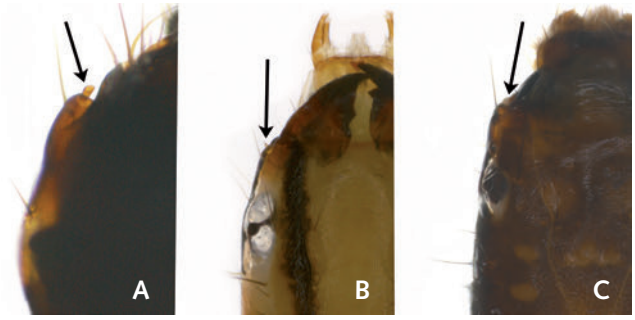

9’. Mesonoto com placas esclerosadas recobrindo mais da metade do noto (A, B) ..... 10




10. Antena longa, pelo menos 3x mais longa que larga (A, B); terceiro par de pernas longo, (geralmente) se projetando dorsalmente sobre os outros e a cabeça (C); abrigos de areia, raízes, seda, folhas ..... Leptoceridae



10’. Antena não visível, ou se visível não tão longa (A-C); terceiro par de pernas não tão longo como acima ..... 11




11. Pronoto com uma projeção anterior longa e pontiaguda que se projeta sobre a cabeça (A); larva achatada dorso-ventralmente; abrigo de fragmentos de folhas sobrepostas (B) ..... ..... Calamoceratidae ..... *Phylloicus*

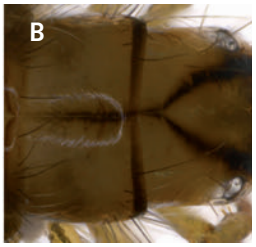




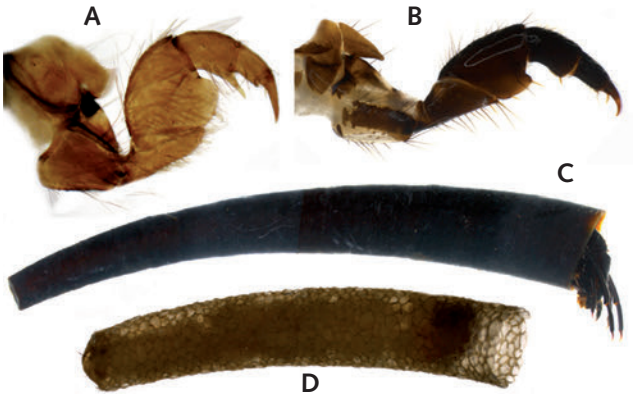


11’. Pronoto sem projeção como acima (A-B); larva com o corpo cilíndrico; abrigos de seda ou grãos de areia ..... 12

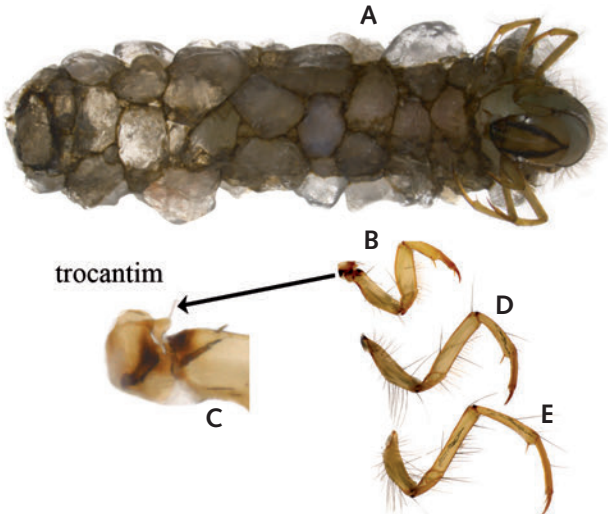


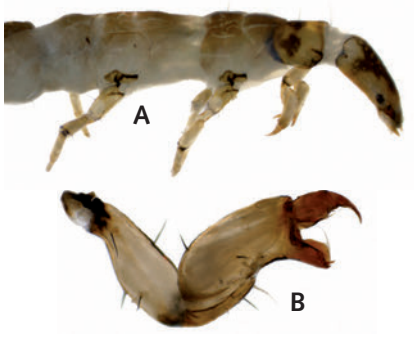

12. Primeiro par de pernas com o trocânter e fêmur largos, achatados (A, B); trocantim triangular ou longo e curvo (A, B); abrigo construído de seda (C) ou grãos de areia (D) ..... Sericostomatidae



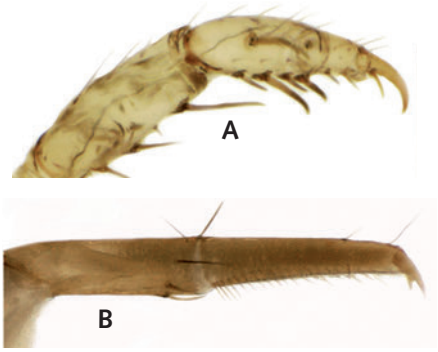

12’. Primeiro par de pernas não achatado, similar ao segundo e terceiro par (B-E); trocantim muito pequeno ou não aparente (C); abrigos de grãos de areia (A) ..... Odontoceridae




13. Garra do primeiro par de pernas com a tíbia modificada, formado com o tarso uma pinca (B); larva de vida livre sem abrigo ..... ..... Hydrobiosidae ..... *Atopsyche*



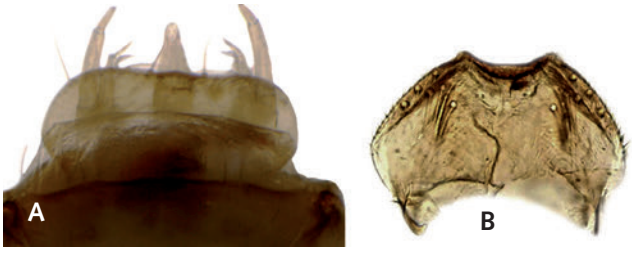
13’. Garra do primeiro par de pernas com a tíbia não modificada (não formando pinça) (A, B); larva de geralmente com abrigo de seda ou areia ..... 14



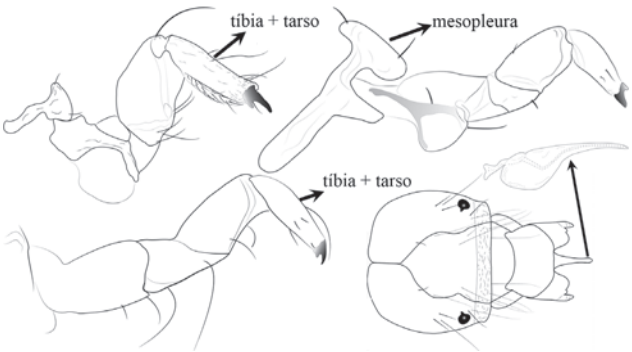

14. Labro membranoso em formato de T .... ..... Philopotamidae



14’. Labro esclerosado e com outra forma, não em formato T (A, B) ..... 15




15. Tíbia e tarso fusionados em todas as pernas (A-C); trocantim triangular e curto (A); mesopleura expandida anteriormente formando um processo lobado (B); lábio tubular (D, E); abrigo longo de seda, areia e sedimento ..... Xiphocentronidae ... *Machairocentron/Xiphocentron*

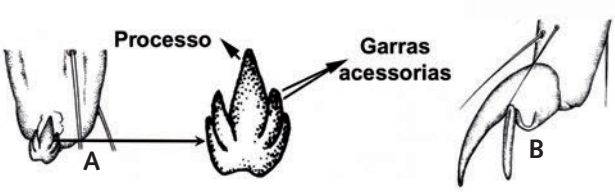


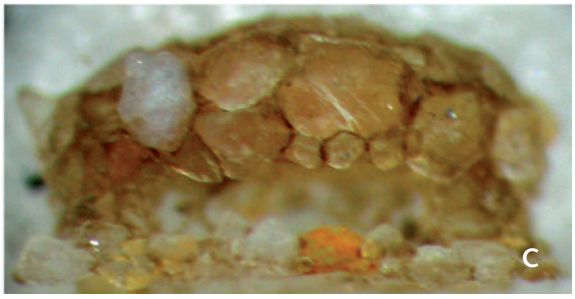

15’. Tíbia e tarso não fusionados (A-C); trocantim tubular longo e pontiagudo (A); mesopleura não modificada como acima, lábio normal; abrigo de outra forma ..... Polycentropodidae




## Chave para identificar larvas dos gêneros de Glossosomatidae da região Amazônica

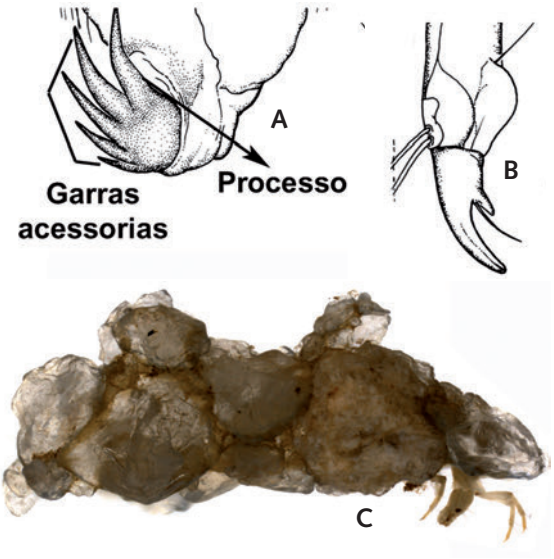
1. Garra da falsa perna anal composta por 1 processo mediano e 2 pares de garras acessórias (A); garras tarsais com cerda articulada longa e grossa (B); abrigo geralmente arredondado, com uma aba lateral (C) ..... *Mortoniella*



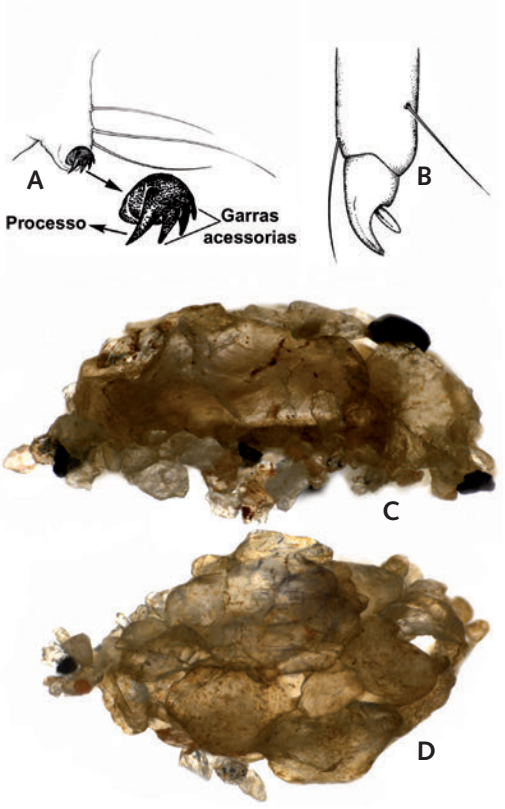




1’. Garra da falsa perna anal composta de 1 processo e 3 ou 4 garras acessórias A, C); cerda das garras tarsais não articulada (B) ..... 2

2. Garra da falsa perna anal com 1 processo e 4 garras acessórias (A); seta das garras tarsais longa e fina (B); casa de grãos de areia grossos com duas aberturas dorsais em forma de chaminé (C) ..... *Protoptila*

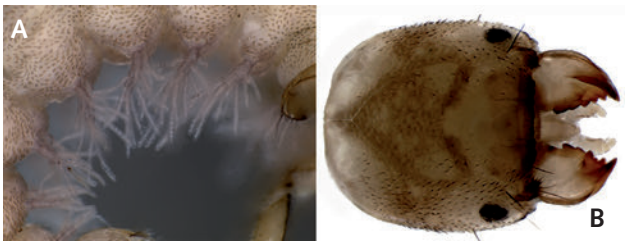



2'. Garra da falsa perna anal com 1 processo e 3 garras acessórias (A); seta da garra tarsal curta e grossa (B), abrigo com grãos de areia grossa sem chaminé (C-D) ..... *Itauara*

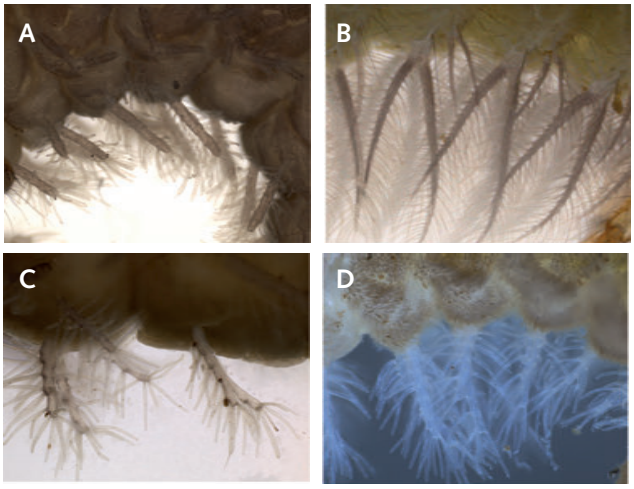



## Chave para identificar larvas dos gêneros e subgêneros de Hydropsychidae ocorrentes no Brasil

1. Brânquias abdominais ramificando-se na base, com poucos filamentos curtos, não uniformes (A); cabeça geralmente arredondada (B) ..... *Smicridea* ... 2




1'. Brânquias abdominais não se ramificando na base, com haste central grossa e filamentos finos dispostos uniformemente, forma da cabeça variável (A-D) ..... 3



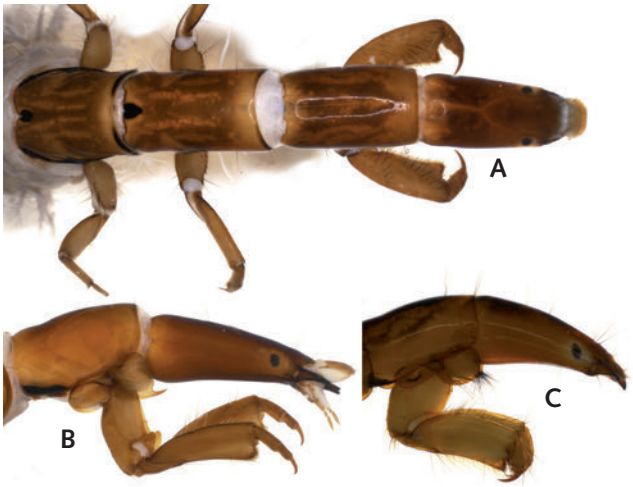

2. Esclerito ventral do segmento abdominal VIII formado por placa única ..... ..... *Smicridea (Smicridea)*



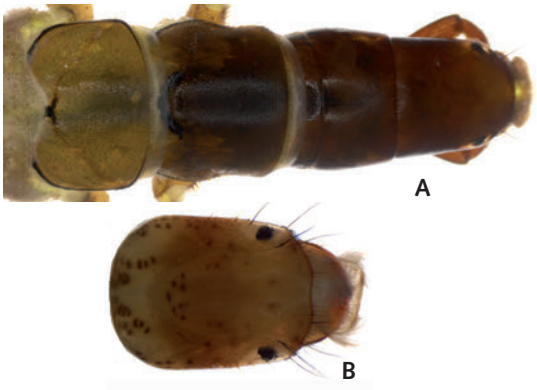
2’. Esclerito ventral do segmento abdominal VIII formado por duas placas ..... ..... *Smicridea (Rhyacophylax)*



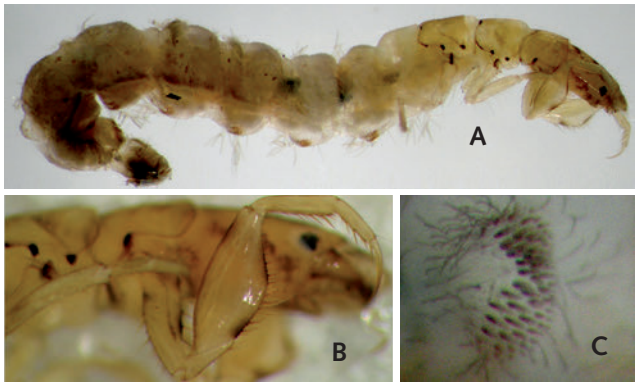
3. Cabeça e tórax pelo menos duas vezes mais longos que largos (A-C); trocantim da perna anterior largo e achatado, o ápice em forma de gancho (C) ou com um tufo de cerdas (B); fêmur largo e truncado apicalmente, formando com a tíbia uma estrutura preênsil (B, C) ..... *Synoestropsis*




3’. Cabeça e tórax tão largos quanto longos (se mais longos, a largura não ultrapassando o dobro do comprimento) (A, B); trocantim de outra forma geralmente curto e triangular, fêmur e tíbia não formam estrutura preênsil ... 4




4. Perna anterior longa, tão longa quanto a mediana e posterior (A, B); abdômen com pares de estrutura semicirculares de ganchos ventrais nos segmentos 2 a 8 (C) ..... *Plectromacronema*




4’. Perna anterior mais curta que a mediana e posterior; abdômen sem pares de estruturas semicirculares de ganchos nos segmentos 2 a 8 ..... 5

5. Falsa perna anal longa e fina, dobrada na porção mediana ..... 6



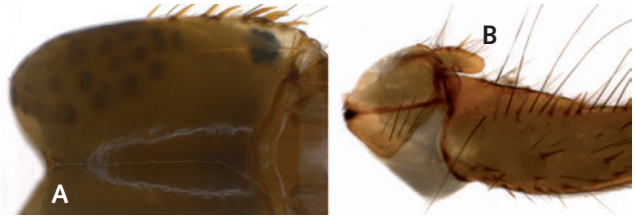
5’ Falsa perna anal curta, geralmente grossa, sem dobra na porção mediana ..... 7



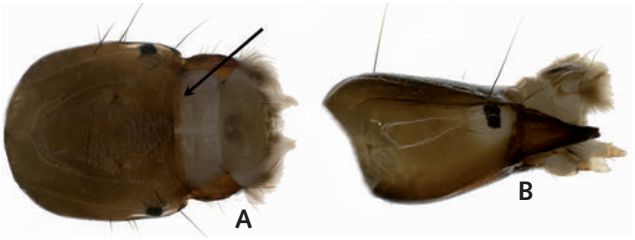
6. Região ventral da cabeça com estrutura de estridulação (A); trocantim bífido em forma de anzol (B) .....*Centromacronema*



6.’ Região ventral da cabeça, lisa, sem estrutura de estridulação (A); trocantim simples, truncado (B) ..... *Macronema*



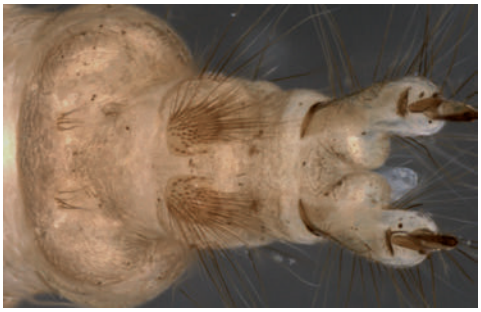

7. Cabeça achatada dorsalmente delimitada por uma carena (geralmente quadrada ou arredondada) (A, B); par de escleritos na base do labro (A) ..... 8




7’. Cabeça não achatada dorsalmente (geralmente retangular); par de escleritos na base do labro ausente ..... *Leptonema*



8. Par de escleritos ventral do IX segmento abdominal formado por duas placas grandes (ocupando quase a metade de segmento) com cerdas curtas e muitas cerdas longas ..... *Macrostemum*



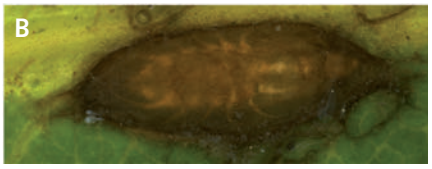
8’. Par de escleritos ventral do IX segmento abdominal formado por duas placas pequenas (ocupando menos da metade de segmento) com cerdas curtas e somente quatro cerdas longas ..... *Blepharopus*

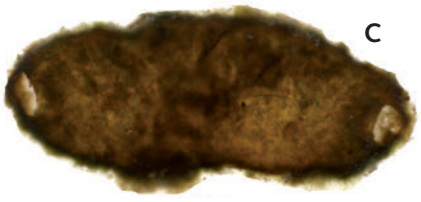


## Chave para identificar larvas dos gêneros de Hydroptilidae ocorrentes no Brasil

1. Larva achatada dorsoventralmente ou com segmentos abdominais I-IV mais estreitos que os demais (A); abrigo de seda achatado aderido a folhas (B) e rochas (C) ou em forma de tubo alongado preso às rochas por uma haste (D) ..... 2



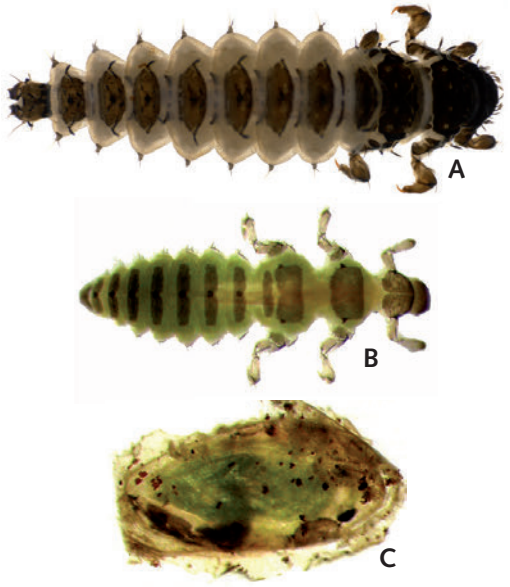






1’. Larva não achatada dorsoventralmente (A-C); abrigo bivalve de seda ou arredondado de areia, ou sedimento, algas, espículas de esponja ..... 7



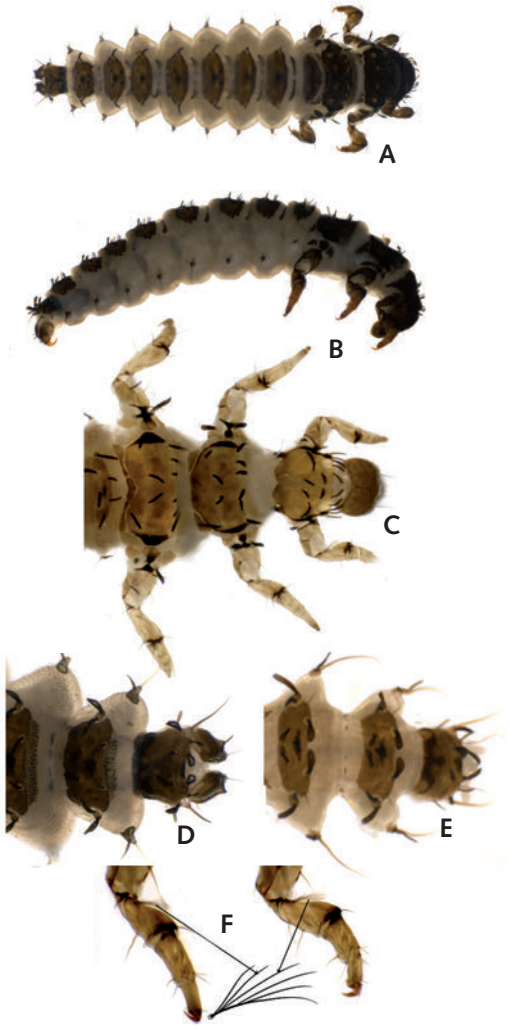

2. Segmentos abdominais, aproximadamente da mesma largura (A, B); larva não constrói abrigo; abrigo da pupa bivalve, de seda transparente aderido ao substrato (C) (geralmente raízes, mas podem estar fixas em rochas) ..... 3




2’. Segmentos abdominais diferenciados, com os segmentos I a V longos e estreitos e os demais expandidos; abrigos de seda aderido, geralmente, a rocha ou vegetação ..... 4



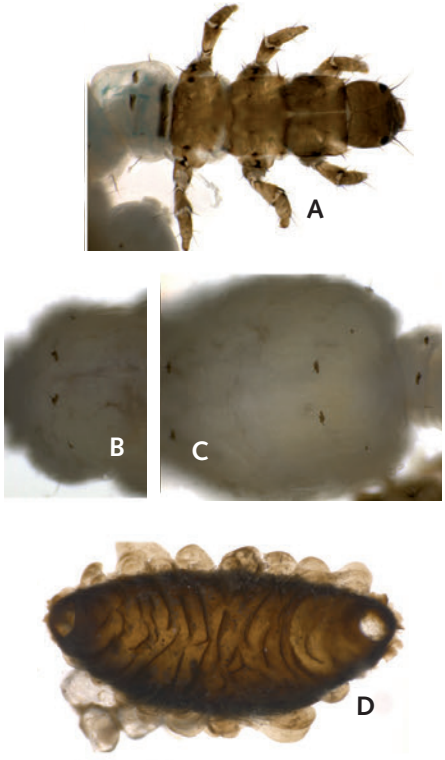
3. Tórax e abdômen com cerdas espatuladas alargadas e escuras (A-E); margem dorsal de cada fêmur com uma cerda pectinada (F); protuberâncias cônicas nas laterais do abdômen com duas cerdas longas e escuras (A, B, D, E); abrigo da pupa de seda densa e escura, preso a rochas ..... *Cerasmatrichia*



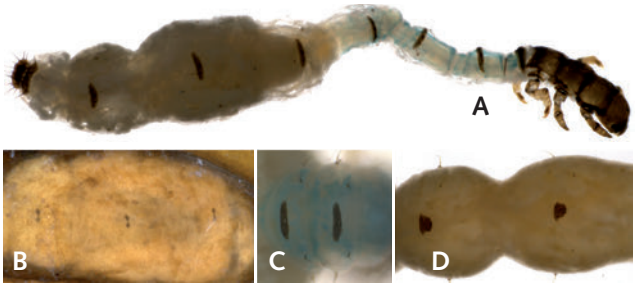
3'. Tórax e abdômen sem cerdas espatuladas (A); fêmur sem cerdas pectinadas; abrigo da pupa de seda fina e clara, preso a raizes (B) ..... *Alisotrichia*



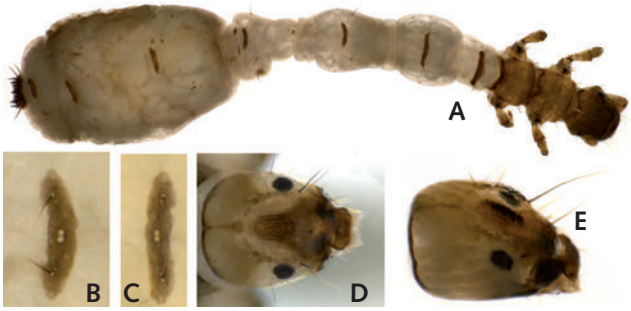

4. Somente segmento abdominal I com placa inteira (A); segmentos abdominais II-VII, sem placa dorsais, somente dois pequenos escleritos laterodorsais (A-C); abrigo elíptico de seda, liso ou com membranas (D) ..... *Betrichia*




4'. Todos os segmentos abdominais com placa dorsal central (não dividida) (A-D) ..... 5




5. Placas dorsais com duas lacunas circulares centrais (A, B, C); cabeça com um tubérculo mediano proeminente formado por papilas arredondadas (D, E); abrigo elíptico com bordas marcadas ..... *Abtrichia*



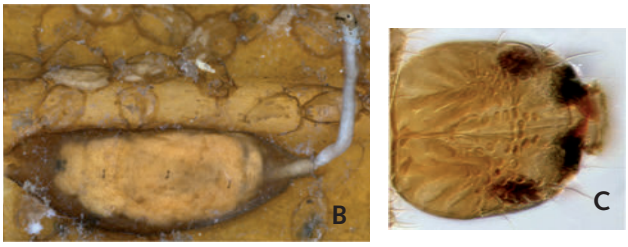

5'. Placas dorsais sem lacuna circular central, cabeça sem tubérculo proeminente, papilas se presentes dispersas pela cabeça, não formado um tubérculo ..... 6

6. Abrigo cilíndrico, fixado as rochas somente por uma haste fina com pé de fixação (F) (no inicio da construção do abrigo ele pode não apresentar a haste); segmentos abdominais I-VII com esclerito com formas de meia lua ou sino com manchas (A-E); cabeça sem papilas ..... *Anchitrichia*



6'. Abrigo elíptico, fixado pela porção ventral as rochas (A) ou a superfície de folhas submersas (B); segmentos abdominais I-VII com escleritos largos ou estreitos com coloração uniforme, sem manchas; cabeça com muitas papilas arredondadas (C) ..... *Leucotrichia*

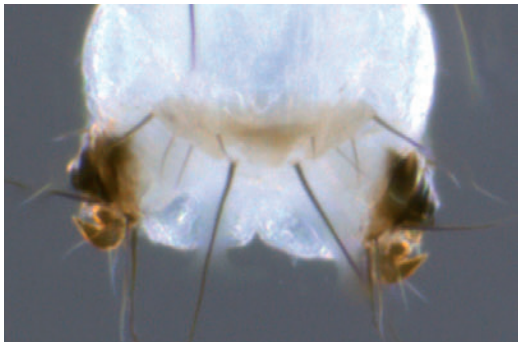



7. Falsa perna anal, livre, destacando-se do abdômen (A, B) ..... 8

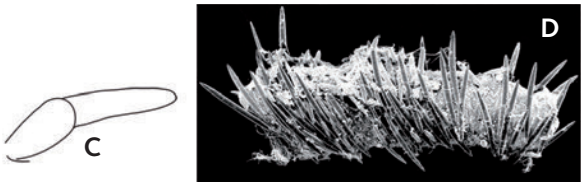



7'. Falsa perna anal não livre, não destacada do abdômen ..... 9



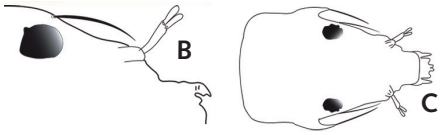
8. Cabeça longa e afilada, quatro vezes mais longa que larga, tubular (A, B); segundo artículo da antena simples (C); placas torácicas com cerdas robustas (A); primeiro tergito abdominal com pequenos escleritos com cerdas grossas (A); abrigo construído com espículas de esponja (D) ..... *Taraxitrichia*




8'. Cabeça não tão longa e afilada como acima, algumas podem apresentar uma projeção lateral (aurícula) (B, C); segundo articulo da antena bifurcado (B); abrigo de grãos de areia, sedimento, algas (A) e mesmo espículas de esponjas (Rio Negro) ..... *Neotrichia*



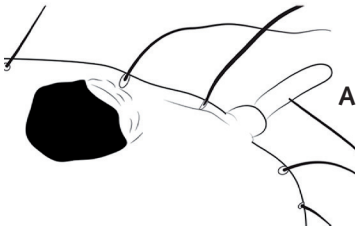

9. Perna anterior mais curta que as pernas mediana e posterior ..... 10



9‘. Perna anterior aproximadamente do mesmo comprimento que as pernas mediana e posterior ..... 11



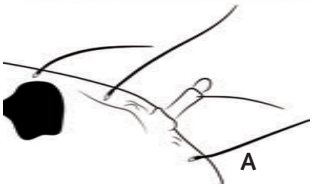
10. Antena com uma longa cerda mediana no segundo artículo (A); abrigo de seda transparente, com abertura estreitada anteriormente como um gargalo de garrafa (B, C) ..... *Oxyethira*





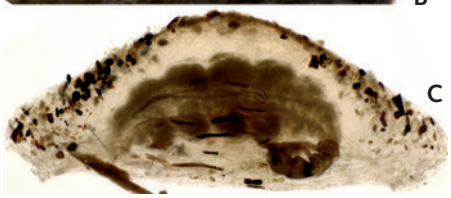


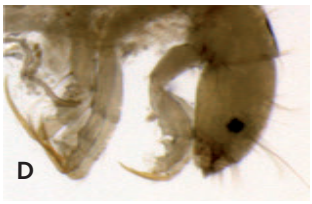
10’. Antena com uma cerda média na base do segundo artículo (A); abrigo de seda transparente bivalve, de varias formas (B, C), algumas espécies apresentam as garras tarsais muito longas (D) ..... *Flintiella*



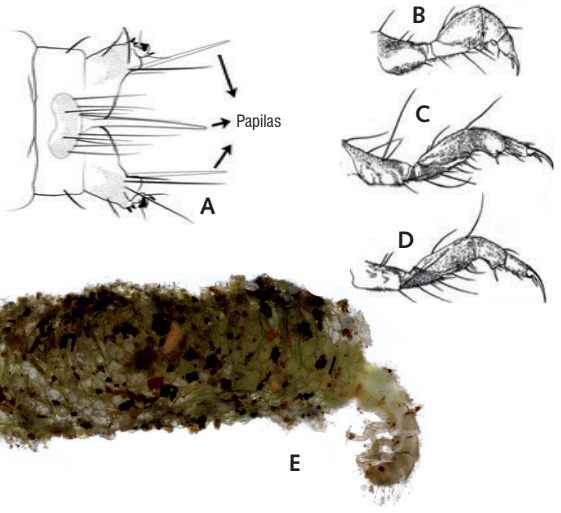






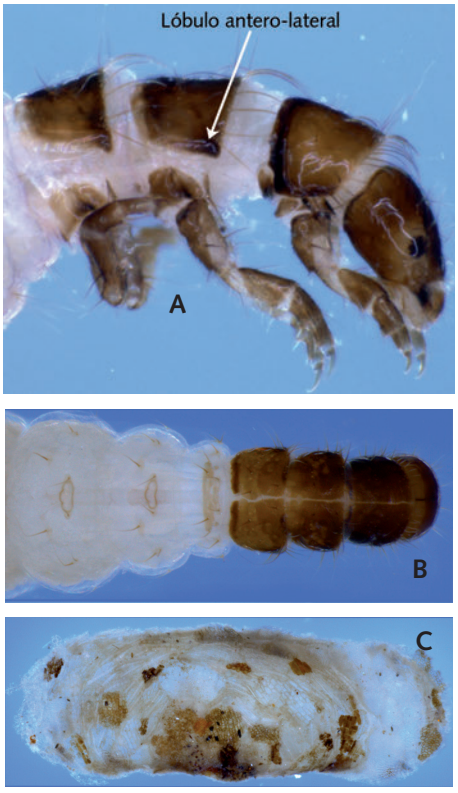




11. Segmento abdominal IX com uma papila longa na base do esclerito dorsal e uma na base de cada esclerito da garra anal (A); pernas recobertas por muitas cerdas curtas (B–D); garras tarsais de todas as pernas com uma cerda grossa na base (B-D); abrigo bivalve de areia e algas ou areia e seda (E) ..... *Hydroptila*



11'. Segmento abdominal IX sem papila na base do esclerito da falsa perna anal (pode apresentar uma papila no esclerito dorsal do IX segmento abdominal); pernas não recobertas por muitas cerdas curtas ..... 12

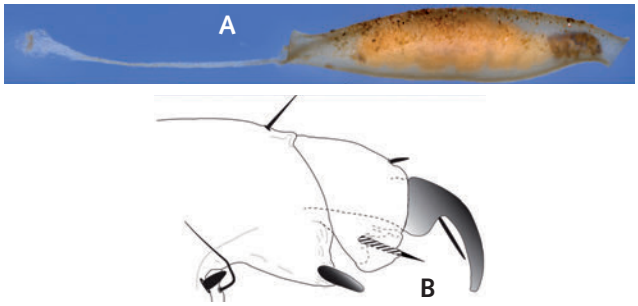
12. Meso- e metanoto com um pronunciado lóbulo anterolateral (A); "orifícios" dorsais, com a margem ondulada, nos segmentos abdominais II a VII (B); abrigo bivalve de seda e fragmentos vegetais (C) ou de seda e algas ..... *Ochrotrichia*



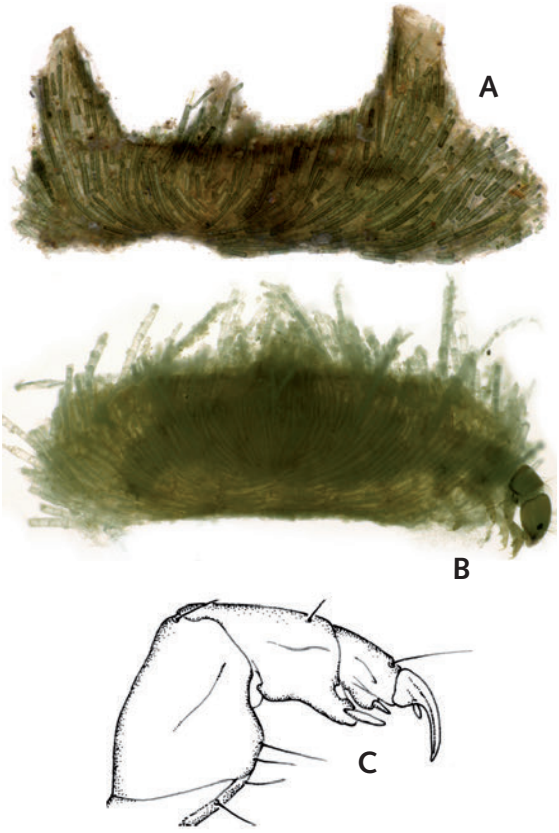

12'. Meso- e metanoto sem lóbulo anterolateral; "orifícios" dorsais, com a margem arredondada nos segmentos abdominais II a VII; abrigo bivalve de seda e algas ..... 13



13. Abrigo de seda em forma de torpedo, fixado às rochas por uma haste fina, com aberturas de bordas reforçadas na região anterior e posterior (A); tarso do primeiro par de pernas com cerda inserida em uma expansão do tarsômero e cerda da garra tarsal longa e fina (B); ..... *Rhyacopsyche*



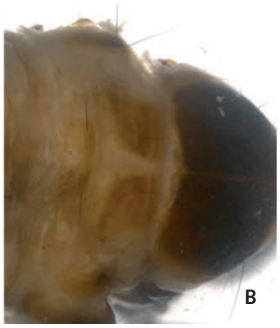

13'. Abrigo bivalve de seda e algas, com chaminé (A) ou sem (B) ou somente de grãos de areia; tarso do primeiro par de pernas com cerda inserida em tarsômero simples e cerda da garra curta e grossa (C); ..... *Metrichia*

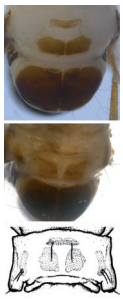


## Chave para identificar larva dos gêneros de Leptoceridae ocorrentes no Brasil

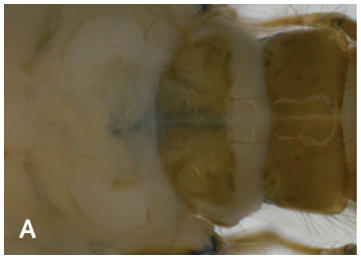
1. Metanoto com três (A), quatro (B) ou cinco (C) escleritos ..... 2




1'. Metanoto membranoso (A), com dois pequenos escleritos ou com um esclerito grande (B, C) (algumas vezes pouco visível (B)) ..... 3

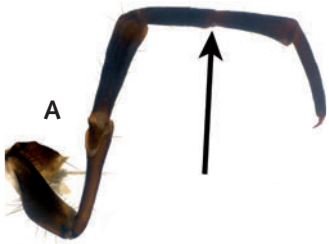


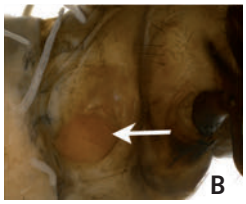







2. Tíbia da perna posterior dividida em duas partes (A); tubérculo lateral sub-retangular, sem esclerito basal (B); abrigo confeccionado de graveto oco (C), (larvas podem ocupar abrigos abandonados de *Marilia* (D), *Grumicha*, *Amazonatolica*, perna de insetos e camarões) ..... *Triplectides*










2'. Tíbia da perna posterior inteira (não dividida) (A); tubérculo lateral arredondado com um longo esclerito basal (B); abrigo confeccionado com fragmentos vegetais arranjados em espiral (C) ..... *Notalina*

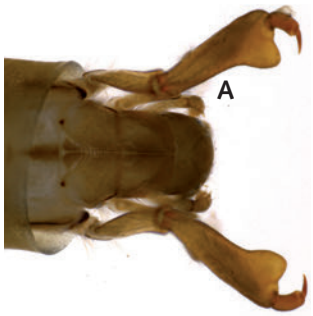








3. Perna posterior robusta, triangular e achatada (A, B) ..... 4



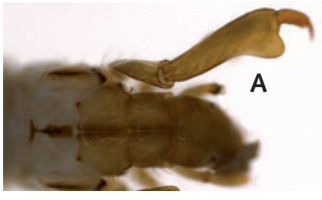




3'. Perna posterior longa e fina, geralmente com muitas cerdas longas e finas ..... 6



4. Escleritos do metanoto pouco pigmentados (A); tíbia da perna posterior expandida, triangular, com uma expansão na margem apical externa (A); abrigo de seda transparente (B) ..... ..... *Amazonatolica hamadae* Holzenthal & Pes



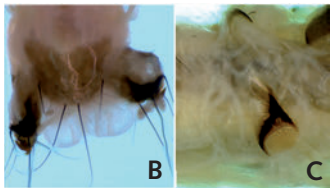




4'. Escleritos do metanoto muito pigmentados; tíbia da perna posterior cilíndrica ou levemente achatada não triangular como acima ..... 5

5. Esclerito dorsal do metanoto mais longo que largo (A); esclerito dorsal do IX segmento estreito e longo (B); presença de um esclerito dorsal no primeiro segmento abdominal (A); verrugas laterais do I segmento grandes, estendendo-se dorsalmente (C); abrigo de grãos de areia (D) ..... *Atanatolica*



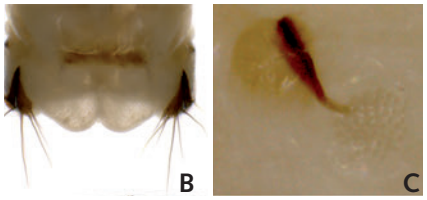







5'. Esclerito dorsal do metanoto aproximadamente da mesma largura que o cumprimento (A); esclerito dorsal do IX segmento largo e curto (B); primeiro segmento abdominal sem esclerito dorsal (A); verruga lateral do primeiro segmento abdominal pequena, não se expandindo dorsalmente (C); abrigo de seda, escuro (D) ..... *Grumichella*

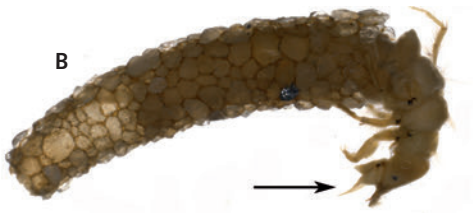


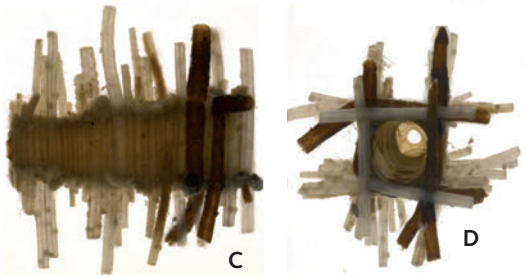






6. Metanoto totalmente membranoso (A); palpo maxilar longo, se estendendo além do labro (B); abrigo de areia (B) ou de pequenos fragmentos vegetais sobrepostos de forma quadrangular (C, D), ou de sedimento agregado com seda ..... *Oecetis*

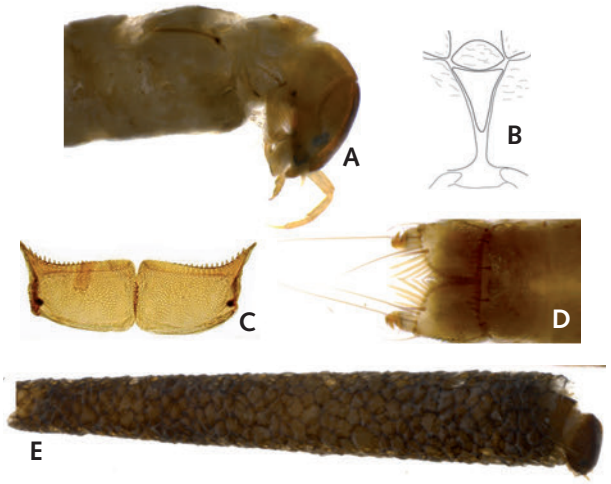


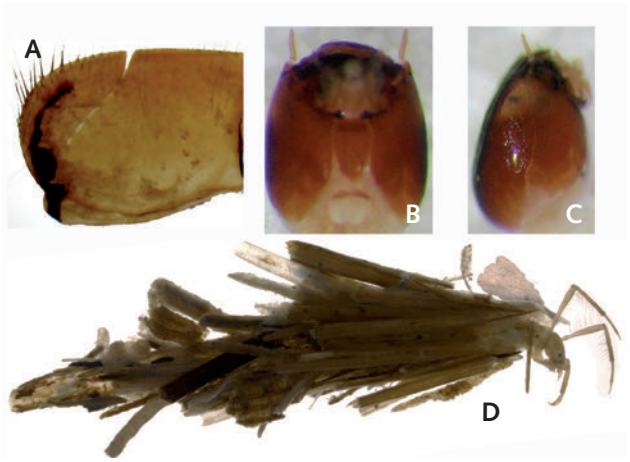




6'. Metanoto com dois pequenos escleritos ou manchas com cerdas; palpo maxilar curto; abrigos de fragmentos vegetais com diferentes arranjos ou grãos de areia ..... 7

7. Cabeça dorsalmente com carena, sem sutura lateral na gena (A); esclerito gular pequeno e triangular (B); cada lado do esclerito dorsal do pronoto inteiro com uma projeção anterolateral pontiaguda (C); escleritos dorsais do segmento abdominal IX e da garra anal com uma coroa de espinhos, longos e fortes, na margem posterior (D); abrigo frágil de areia muito fina (E) ..... Gênero A

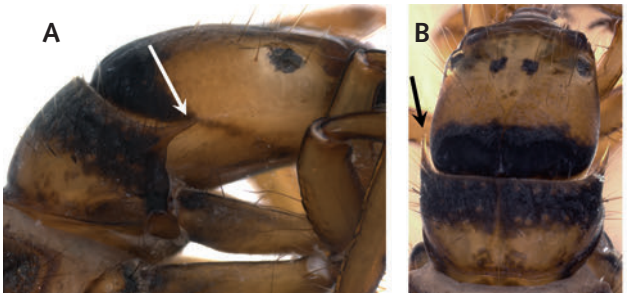



7.' Cabeça geralmente sem carena dorsal e gena com uma sutura lateral (B); esclerito gular grande de forma trapezoidal dividido a gena ventralmente (C); cada lado do esclerito dorsal do pronoto com uma sutura sublateral e margem apical arredondada (A); esclerito dorsal do segmento abdominal IX e da garra com cerdas longas e finas (não formam uma coroa de espinhos); abrigo de diferentes materiais, como areia, raízes, fragmentos de folhas (D) ..... *Nectopsyche*

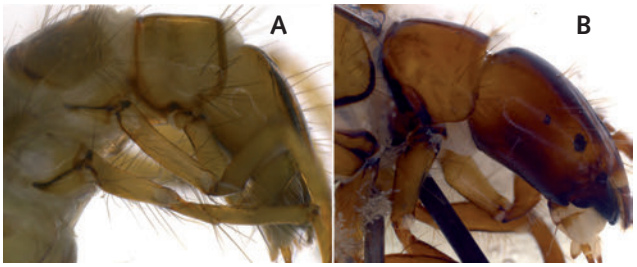



## Chave para identificar larvas dos gêneros de Odontoceridae ocorrentes no Brasil

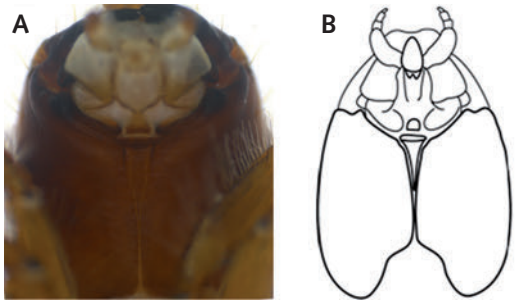
1. Esclerito do pronoto com projeção anterolateral pontiaguda (A, B); larva grande, com mais de 20 mm de comprimento ..... *Barypenthus*



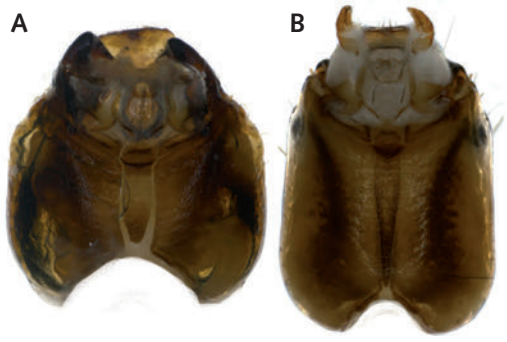

1'. Ângulo anterior do esclerito do pronoto sem projeção anterolateral, larva pequena, com menos de 20 mm de comprimento ..... 2



2. Esclerito gular se estendendo até a metade da cabeça, não separando a gena (A, B) ... *Anastomoneura*




2'. Esclerito gular se estendendo por toda a cabeça, separando totalmente a gena (A, B) .... *Marilia*

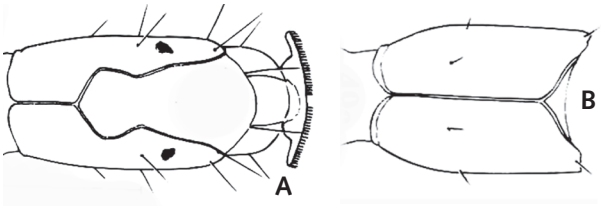



## Chave para identificar larvas dos subgêneros de Philopotamidae ocorrentes no Brasil.

1. Margem anterior do frontoclípeo apresentando reentrância irregular (A); cabeça com um par de setas pequenas e escuras, localizadas na metade anterior da região ventral ..... ... *Chimarra (Curgia)/C. (Chimarra)/C. (Otarrha)*



1'. Margem anterior do frontoclípeo sem reentrância (A); cabeça com um par de setas pequenas e escuras localizadas na metade posterior da região ventral (B) ..... *Chimarra (Chimarrita)*

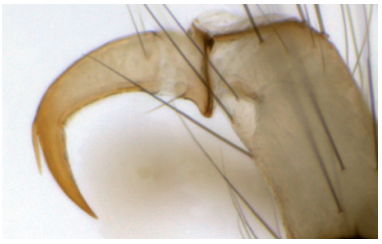



## Chave para identificar larvas dos gêneros de Polycentropodidae ocorrentes no Brasil.

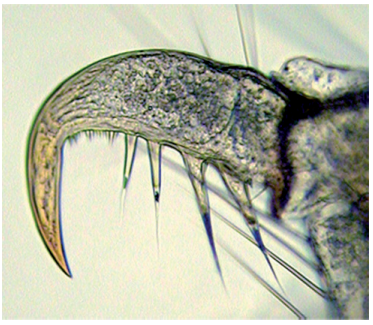
1. Garra anal com dentes ou espinhos longos na margem interna ..... 2



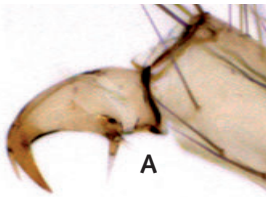
1'. Garra anal lisa, sem dentes pode apresentar a margem levemente serrilhada ..... 3

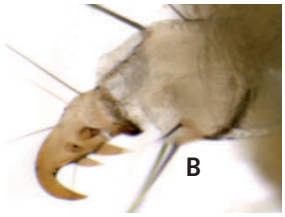


2. Garra anal com um pente de dentes tão longos quanto a largura garra na região côncava; larva geralmente coletada fora do abrigo ..... *Polyplectropus*



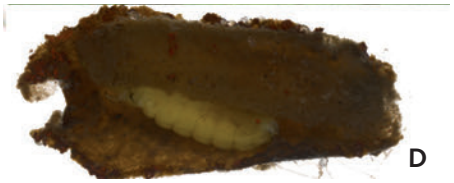
2’. Garra anal dois ou quatro espinhos basais na margem interna (A, B); abrigo de seda e sedimento preso a folhas (C) ou seda preso a rochas (D) ..... *Nyctiophylax*










3. Placa dorsal da falsa perna anal (entre a garra e o esclerito lateral) com duas faixas escuras que se tocam na região mediana formando um “X” ..... 4



3’. Placa dorsal da falsa perna anal (entre a garra e o esclerito lateral) com duas faixas escuras que não se tocam na região mediana; margem interna da garra anal levemente serrilhada ou lisa ..... *Cyrnellus*



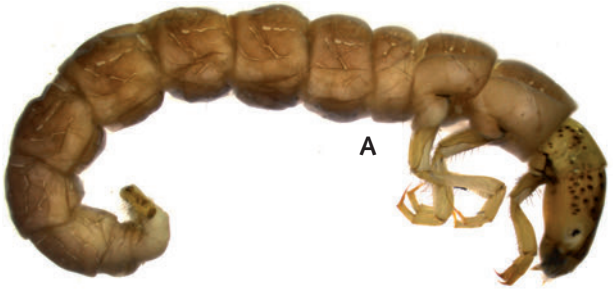
4. Marcas de inserções musculares do esclerito do pronoto e da cabeça, marrom-claras (A, B); larva pequena em torno de 0,7 cm ..... *Cernotina*







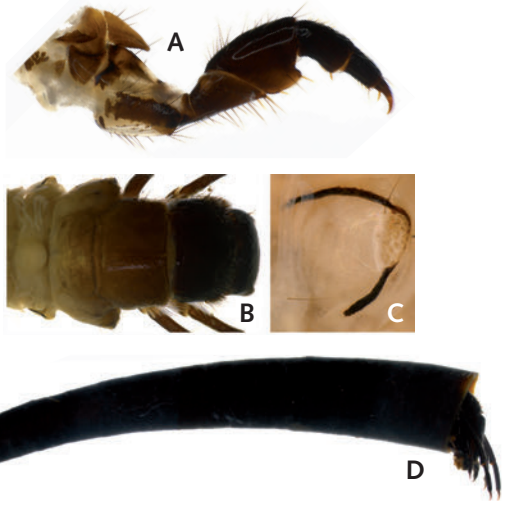
4’. Marcas de inserções musculares do esclerito do pronoto e da cabeça, marrom-escuras (A, B); larva grande maior que 1,5 cm ..... *Polycentropus*



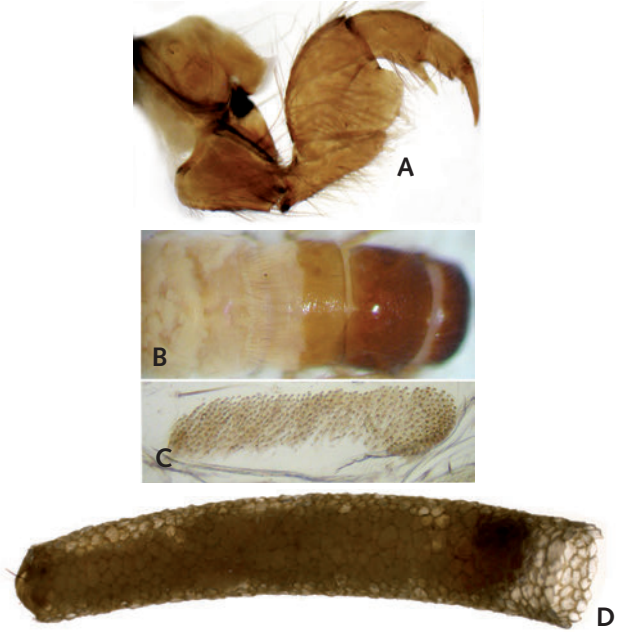



## Chave para identificar larvas dos gêneros de Sericostomatidae ocorrentes no Brasil

1. Trocantim da perna anterior triangular e pontiagudo (A); verruga lateral do primeiro segmento abdominal proeminente pequena e delimitada por dois escleritos longos e escuros (B, C); esclerito dorsal do metanoto escuro bem visível (B); abrigo construído de seda escura (D) ..... *Grumicha*




1'. Trocantim da perna anterior largo, ápice encurvado (A); verruga lateral do primeiro segmento abdominal não proeminente, sem escleritos (B, C); esclerito dorsal do metanoto claro (pouco visível) (B); abrigo construído de grãos de areia (D) ..... *Notidobiella*

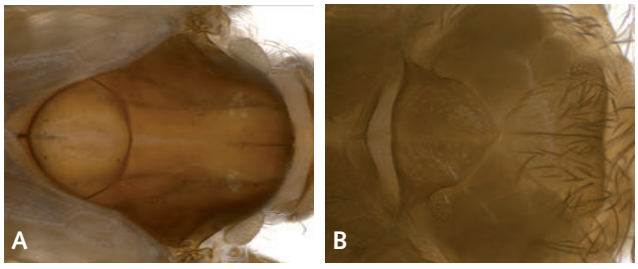



## Chave para identificar adultos de famílias de Trichoptera (Insecta) ocorrentes no Brasil (adaptada de Pes e Hamada (2010)

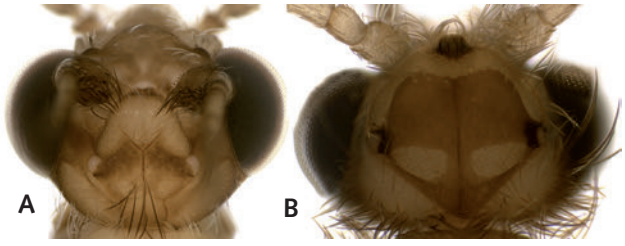
1. Margem posterior do escutelo triangular (A); asas longas, pontiagudas apicalmente; asa posterior com franja de cerdas longas (B) ..... Hydroptilidae



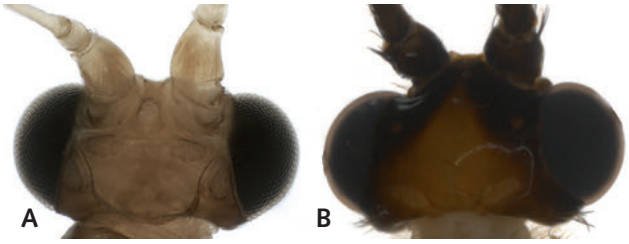

1'. Margem posterior do escutelo não triangular (A, B); asas de outra forma; asa posterior sem franja de cerdas longas, se as cerdas forem longas não mais que a largura da asa ..... 2




2. Região dorsal da cabeça com três ocelos formando um triângulo (A, B) ..... 3



2’. Região dorsal da cabeça sem ocelo se apresentar ocelos, não forma um triângulo (A, B) ..... 7



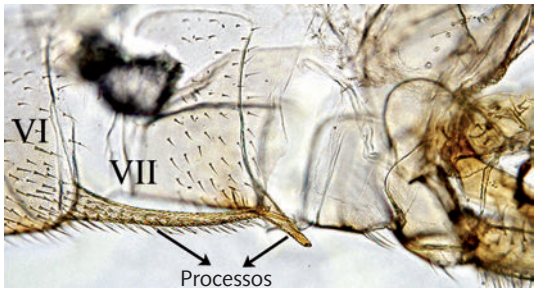

3. Último artículo do palpo maxilar com aproximadamente o dobro do comprimento do quarto artículo; segundo artículo com um tufo de cerdas rígidas na região apical da margem interna ..... Philopotamidae



3’. Último artículo do palpo maxilar similar aos outros; segundo artículo sem tufo de cerdas na região apical da margem interna (pode apresentar cerdas, mas não em tufo) ..... 4

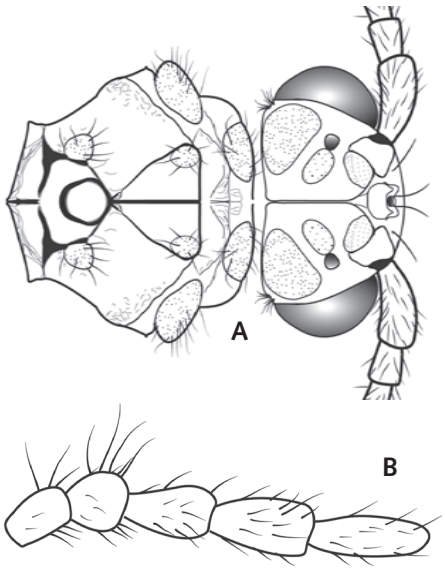


4. Segmentos abdominais cinco e seis com longos processos ventrais ..... Hydrobiosidade




4’. Segmentos abdominais cinco e seis sem processos ventrais ..... 5

5. Cabeça com verruga setal posterior grande e subtriangular (A); palpo maxilar com cinco artículos (em ambos os sexos) com o segundo artículo globoso (B) ..... Glossosomatidae




5’. Cabeça com verruga setal posterior alongada ou pequena e oval; palpo maxilar com dimorfismo sexual e palpo maxilar com o segundo artículo retangular ou quadrado ..... 6

6. Cabeça com duas verrugas setais posteriores longas e estreitas (elípticas); palpo maxilar no macho com quatro artículos e cindo na fêmea; verruga setal do mesoescutelo redonda, ocupando todo o mesoescutelo .....*Antipodoeciidae*

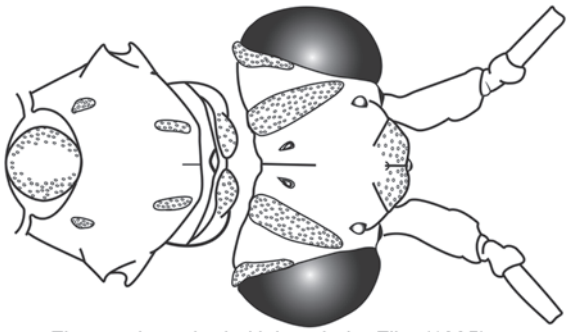
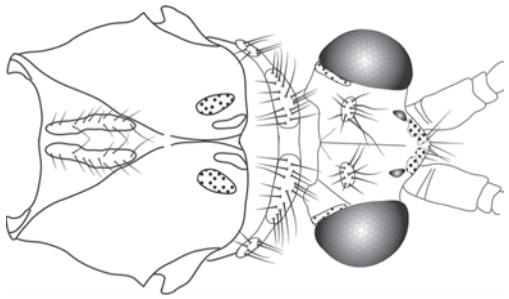
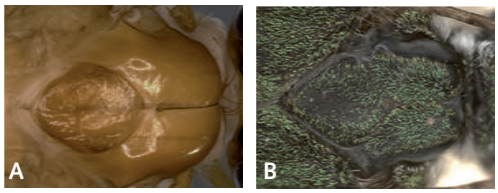


Figura adaptada de Holzenthal e Flint (1995)

6’. Cabeça com duas verrugas setais posteriores pequenas e ovais; palpo maxilar no macho com três artículos e cinco na fêmea; um par de verruga setal no mesoescutelo, longas com as bordas irregulares, ocupando cerca de metade do mesoescutelo ..... Limnephilidae



7. Mesoescutelo grande ocupando quase a metade do mesoescuto (A, B), ou cerca de 1/3 (C), último artículo do palpo maxilar maior que os anteriores e com estrias (E), em *Leptonema* o quinto artículo pode não ser tão longo (D), ou peças bucais atrofiadas ..... Hydropsychidae

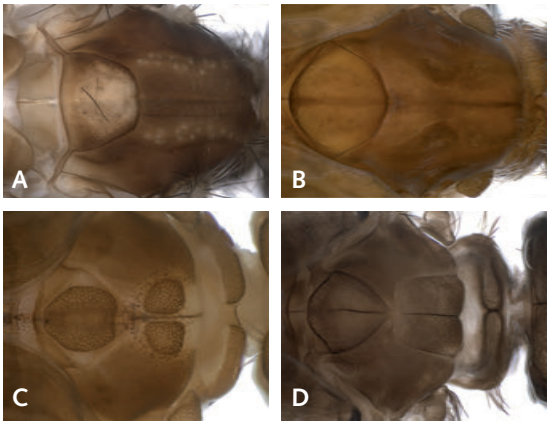




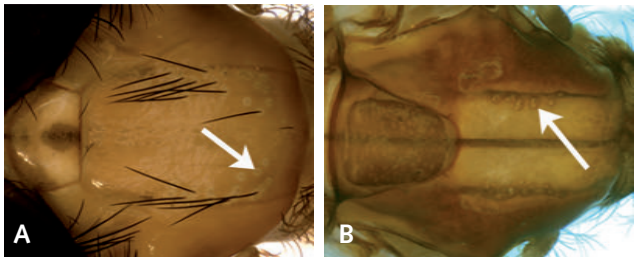


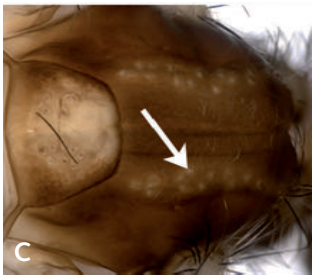



7'. Mesoescutelo pequeno ocupando de menos de 1/3 a 1/4 do mesoescuto (A-D); palpo maxilar de outra forma ..... 8

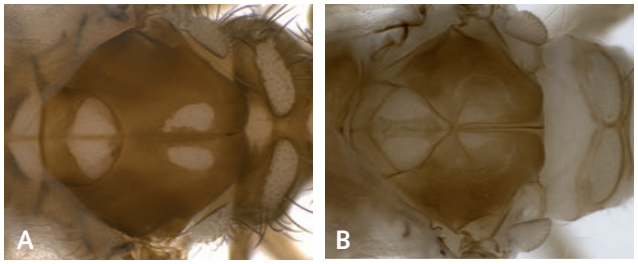


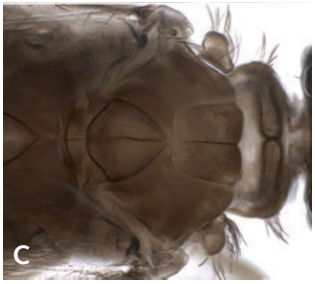

8. Verrugas de cerdas do mesoescuto dispersas (A) ou em fileiras (B, C) ..... 9



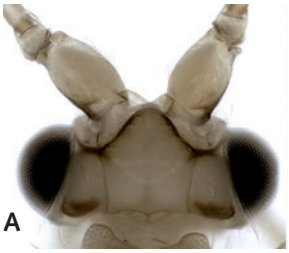



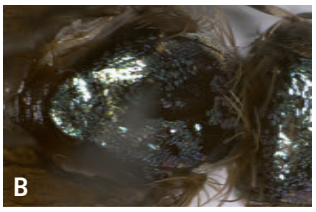

8' Verrugas de cerdas do mesoescuto, em pares e de forma oval (A) triangular (B), arredonda, retangular (C) ou em depressões ..... 11

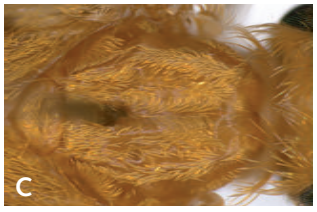


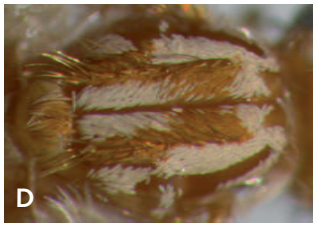



9. Cabeça com verruga de cerdas dorsal grande (A); escapo longo, aproximadamente do comprimento da cabeça (A); asas e tórax de algumas espécies dos gêneros *Nectopsyche* e *Oecetis* recobertas por escamas coloridas e metálicas (B-D) ..... Leptoceridae




9'. Cabeça com verruga de cerdas dorsal pequena; escapo curto ou não tão longo quanto o comprimento da cabeça (A-C) ..... 10

10. Mesoescutelo mais longo que largo (região posterior alargada) ..... Atriplectididae



10'. Mesoescutelo mais curto que largo (região posterior similar a anterior) ..... Calamoceratidae



11. Mesoescuto com verrugas de cerdas anteriores retangulares definidas por suturas ocupando quase metade do mesoescuto (A); asas geralmente negras, podem apresentar manchas brancas (B) ..... Xiphocentronidae

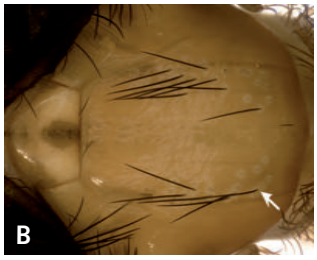






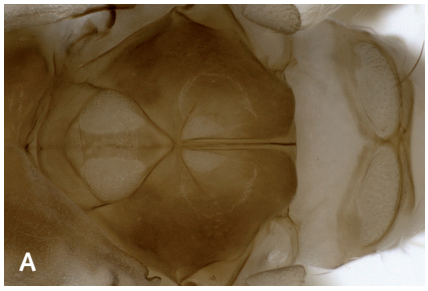
11' Mesoescuto com verrugas de cerdas de outra forma (A-C); asas geralmente marrons ou cinza ..... 12






12. Verruga do mesoescuto pequena e triangular (A); olho com cerdas entre os omatídios (B) ..... Sericostomatidae

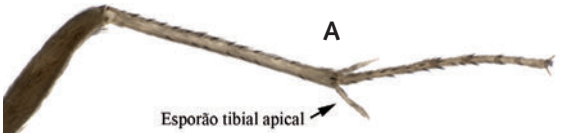






12' Verruga setal do mesoescuto de outra forma; sem cerdas entre os omatídios ..... 13

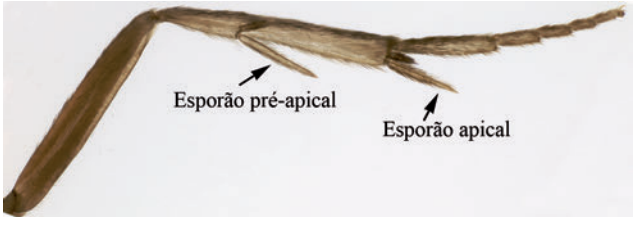
13. Tíbia do par de pernas mediano sem esporões pré-apicais (A); segundo e terceiro artículos abdominais ventrais reticulado (B) ..... Helicopsychidae







13' Tíbia do par de pernas mediano com esporões pré-apicais; abdômen ventral sem reticulações ..... 14



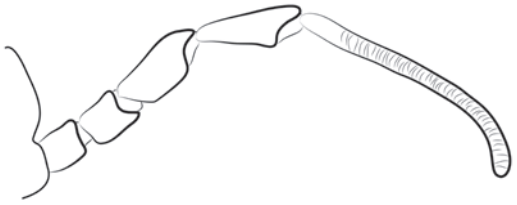

14. Inserção do terceiro artículo do palpo maxilar antes da extremidade apical do segundo artículo ..... Polycentropodidae



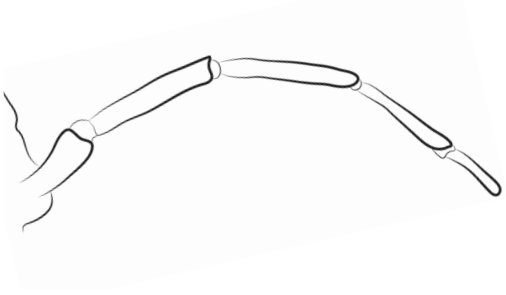
14'. Inserção do terceiro artículo do palpo maxilar na extremidade apical do segundo artículo ..... 15



15. Último artículo do palpo maxilar cerca de três vezes mais longo que o anterior e reticulado .... Ecnomidae

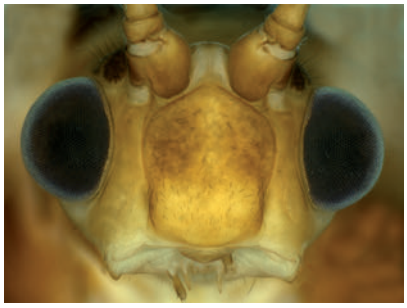


15'. Último artículo do palpo maxilar mais curto ou do mesmo tamanho que o anterior e, liso, sem reticulações ..... Odontoceridae



## Chave para identificar adultos dos gêneros e alguns subgêneros de Hydropsychidae do Brasil

1. Palpos maxilar e labial atrofiados ... *Synoestropsis*



1'. Palpos maxilar e labial bem desenvolvidos ..... 2



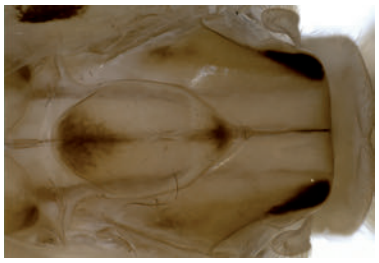
2. Antena geralmente mais curta que asa anterior (A); são pequenos em relação aos outros gêneros, comprimento da asa anterior raramente superior a 5 mm; mesoescutelo pequeno ..... *Smicridea* .... 3



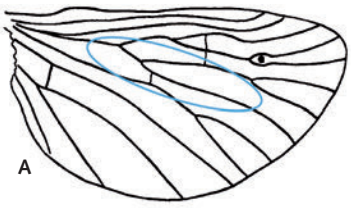




2'. Antena 2 ou 3 vezes mais longa que o comprimento da asa anterior; são grandes para Trichoptera, comprimento da asa anterior geralmente superior a 7 mm; escutelo grande ..... 4



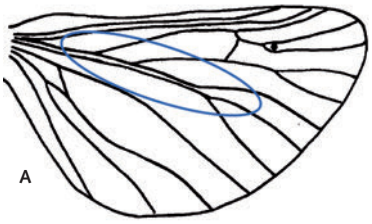
3. Asa posterior com a porção basal do sistema rádio-mediano bem separado da Cu1 (A); dois pares de glândulas reversíveis nos segmentos abdominais seis e sete (B); sem processos glandulares externos ..... *Smicridea* (*Smicridea*)

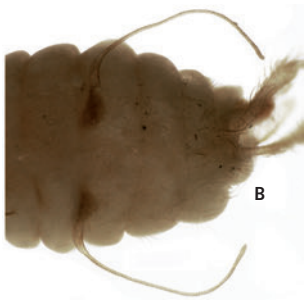






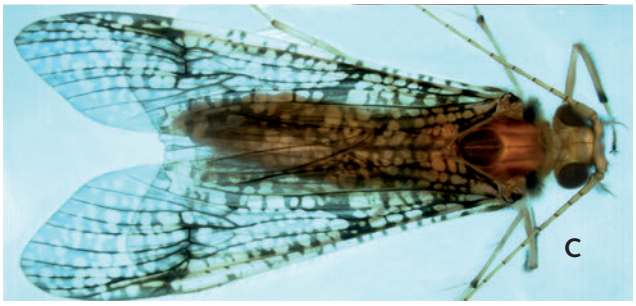
3'. Asa posterior com a porção basal do sistema radio-mediano próximo a Cu1 (A); sem glândulas reversíveis nos segmentos abdominais seis e sete; par de longos processos glandulares ventral externo no segmento cinco (B) ..... *Smicridea* (*Rhyacophylax*)



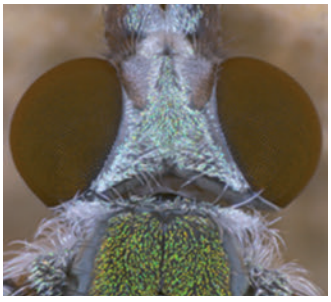



4. Região dorsal da cabeça com uma carena longitudinal (A) (apenas nas femeas a porção posterior reduzida (B)); corpo do macho densamente coberto de cerdas finas (incluindo os palpos maxilar e labial) (C) ..... *Blepharopus*

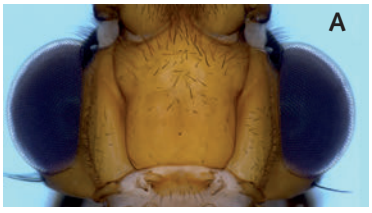


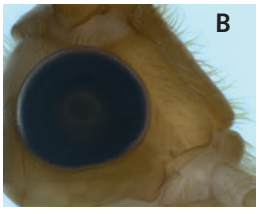




4'. Cabeça dorsal lisa, sem carena, corpo dos machos geralmente com poucas cerdas finas ..... 5



5. Fronte pouco proeminente, com sulcos lateriais bem evidentes (A-C); terceiro artículo do palpo maxilar mais longo que o primeiro, segundo e quarto, quinto articulo muito longo (pelo menos duas vezes que a soma dos quatro primeiros) (C) ..... 6







5'. Fronte, geralmente, proemininte e sulco lateral não tão evidente (A–C); palpo maxilar não como acima, o quinto artículo geralmente 1 e ½ mais longo que os anteriores (D, E) ..... 7

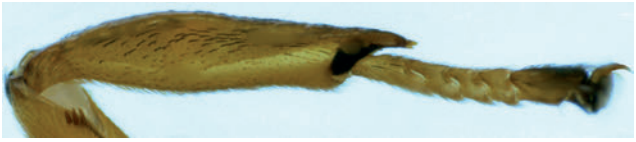









6. Ápice da face externa da tíbia da perna anterior com um processo longo e pontiagudo ... *Centromacronema*



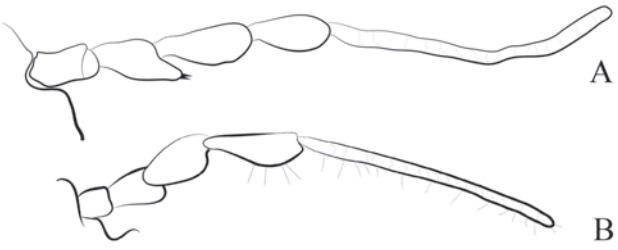
6' Ápice da face externa da tíbia anterior sem processo longo ..... *Macronema*



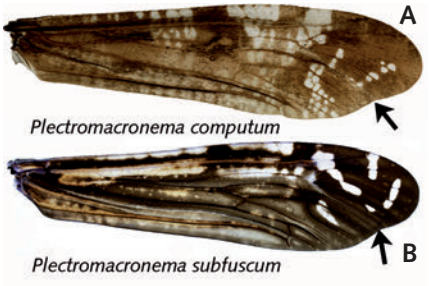
7. Palpo maxilar com o segundo artículo tão longo quanto ou mais curto que o terceiro (A, B) ..... 8

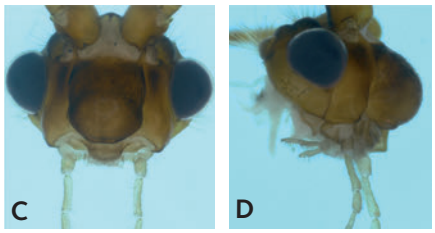



7'. Palpo maxilar com o segundo artículo tão longo quanto ou mais curto que o segundo (A, B) ..... 9



8. Asa anterior com a região apical estreita pouco mais larga que a região basal, com uma reentrância no apice da veia M1 (A, B); asas escuras com manchas brancas (A, B); fronte muito dilatada formando um domo proeminiente (C, D) ..... *Plectromacronema*




8'. Asa anterior com a região apical larga, duas vezes mais larga que a base e sem envaginação no apice da veia M1 (A); asas geralmente claras, com pequenas manchas brancas, ou marrons ou totalmente hialina (B); fronte não muito dilatada ..... *Leptonema*




9. Asa anterior com coloração amarelo com marrom a totalmente preto (ou totalmente transparente) (A); segundo articulo do palpo maxilar com uma projeção na margem interna (B)..... *Macrostemum*

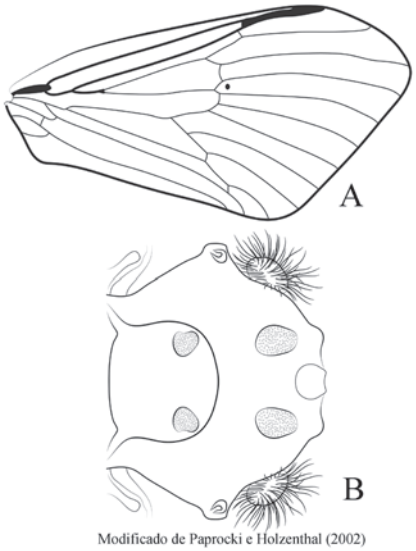



9'. Asa anterior com coloração clara com manchas marrom claras (A); segundo articulo do palpo maxilar sem projeção na margem interna (B)..... *Pseudomacronema*



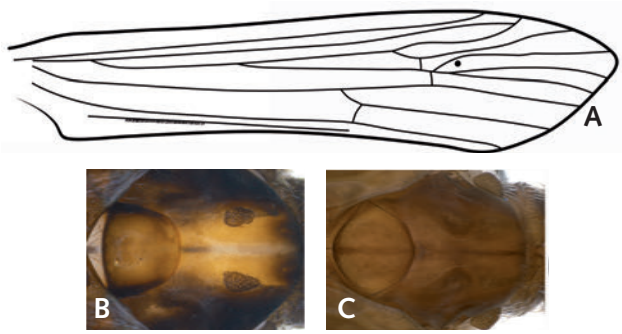

## Chave para identificar adultos de gêneros de Odontoceridae do Brasil (Elaborada por Lucas Marques de Camargos)

1. Asa anterior quase tão larga quanto longa (A); com um par de verrugas de cerdas no mesoescutelo (B) ..... *Barypenthus*

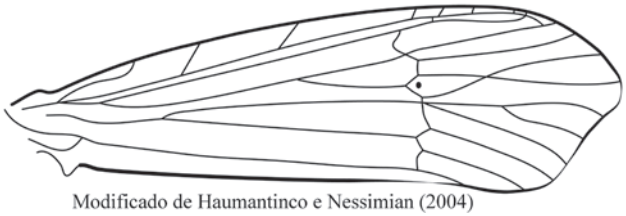



Modificado de Paprocki e Holzenthal (2002)

1'. Asa anterior mais longa que larga (A); sem par de verrugas de cerdas no mesoescutelo (B, C) ..... 2

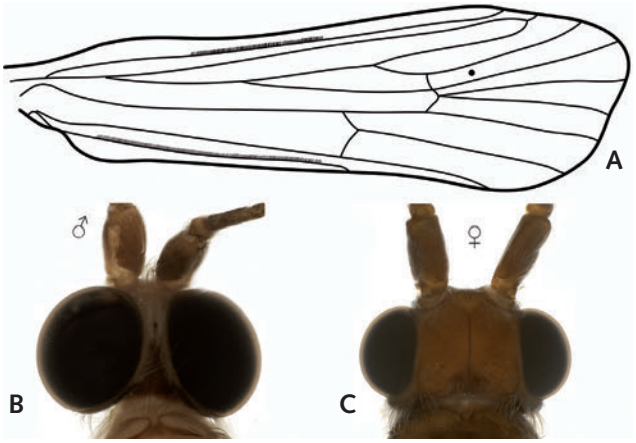



2. Asa anterior com anastomose nas veias R4 e R5; sem dimorfismo sexual quanto ao tamanho dos olhos ..... *Anastomoneura*



Modificado de Haumantinco e Nessimian (2004)

2' Asa anterior sem anastomose nas veias R4 e R5 (A); com dimorfismo sexual, olhos dos machos bem desenvolvidos (B, C) ..... *Marilia*




## Referências Bibliográficas


Barcelos-Silva, P.; Pes, A.M.; Andrade-Souza, V.; Desidério, G.R. 2019. The larva of the Neotropical caddisfly genus *Centromacronema* Ulmer, 1905 (Trichoptera: Hydropsychidae). *Zoosymposia*, 14:204-210.

Blahnik, R.J. 1997. Sistematics of *Chimarrita*, a new subgenus of *Chimarra* (Trichoptera: Philopotamidae). *Systematic Entomology*, 22: 199-243.

Blahnik, R.J. 1998. A revision of the Neotropical species of the genus *Chimarra*, subgenus *Chimarra* (Trichoptera: Philopotamidae). *Memoirs of the American Entomological Institute*, 59: 2-318.

Blahnik, R.J. 2002. Systematics of *Otarrha*, a new Neotropical subgenus of *Chimarra* (Trichoptera: Philopotamidae). *Systematic Entomology*, 27: 65-130.

Camargos, L.M. de. 2012. *Diversidade e distribuição de Odontoceridae (Insecta, Trichoptera) no Brasil.* Dissertação de mestrado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Amazonas, xvii - 102p.

Cartwright, D.I. 2010. Descriptions of 2 new genera and 13 new species of caddisflies from Australia (Trichoptera: Ecnomidae). *Zootaxa*, 2415: 1-21.

Flint, O.S. 1971. Studies of Neotropical Caddisflies, XII: Rhyacophilidae, Glossosomatidae, Phliopotamidae, and Psychomyiidae from the Amazon Basin (Trichoptera). *Amazoniana*, 3(1): 1-67.

Flint, O.S. 1998. Studies of Neotropical Caddisflies, LIII: A Taxonomic Revision of the Subgenus *Curgia* of the Genus *Chimarra* (Trichoptera: Philopotamidae). *Smithsonian Contribution to Zoology*, 594: 1-131.

Flint, O.S.; Holzenthal, R.W.; Harris, S.C. 1999. *Catalog of the Neotropical Caddisflies (Insecta: Trichoptera)*. Colombus, Ohio Biological Survey. iv + 239p.

Flint, O.S.; McAlpine, F.; Ross, H.H. 1987. A Revision of the Genus *Leptonema* Guerin (Trichoptera: Hydropsychidae: Macronematinae). *Smithsonian Contribution to Zoology*, 450: 1-193.

Frania, H.E.; Wiggins, G.B. 1997. *Analysis of morphological and behavioural evidence for the phylogeny and higher classification of Trichoptera*. Royal Ontario Museum, Life Sciences Contributions, 160p.

Holzenthal, R.W.; Blahnik, R.J. 2010. Systematics of the Neotropical caddisfly genus *Notidobiella* Schmid (Trichoptera, Sericostomatidae), with the description of 3 new species. *ZooKeys*, 71: 23-47.

Holzenthal, R.W.; Blahnik, R.J.; Prather, A.L.; Kjer, K.M. 2007. Order Trichoptera Kirby, 1813 (Insecta), Caddisflies. *Zootaxa*, 1668: 639-698.

Huamantinco, A.A., Nessimian, J.L. 2004. A new Neotropical genus and species of Odontocerinae (Trichoptera: Odontoceridae) from southeastern Brazil. *Aquatic Insects*, 26(3-4): 281-288.

Ivanov, V.D.; Melnitsky, S.I. 2002. Structure of pheromone glands in Trichoptera. *In*: Mey, W. (Ed.) *Proceedings of the Tenth International Symposium on Trichoptera, Potsdan, Germany, 2000.* Deutsches Entomologisches Institut, Nova Supplementa Entomologica, 15: 17-28.

Johanson, K.A. 1998. Phylogenetic and Biogeografic analysis of the family Helicopsychidae (Insecta: Trichoptera). *Entomologica Scandinavica* Supplement, 53: 1-172.

Johanson, K.A.; Espeland, M. 2009. Phylogeny of the Ecnomidae (Insecta: Trichoptera). *Cladistics*, 25, 1-13.

Johanson, K.A.; Holzenthal, R.W. 2004. Thirteen new species and new distribution records of *Helicopsyche* (Feropsyche) Johanson from Venezuela (Trichoptera: Helicopsychidae). *Zootaxa*, 711: 1-40.

Johanson, K.A.; Malm, T.; Espeland, M.; Weingartner, E. 2012. Phylogeny of the Polycentropodidae (Insecta: Trichoptera) based on protein-coding genes reveal non-monophyletic genera. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 65: 126-135.

Kjer, K.M.; Blahnik, R.J.; Holzenthal, R.W. 2001a. Phylogeny of Caddisflies (Insecta: Trichoptera). *Zoologica Scripta*, 31: 83-91.

Kjer, K.M.; Blahnik, R.J.; Holzenthal, R.W. 2001b. Phylogeny of Trichoptera (Caddisflies): characterization of signal and noise within multiple datasets. *Systematic Biology*, 50: 781-816.

Malicky, H. 2001. Notes on the taxonomy of *Rhadicoleptus*, *Ptilocolepus* and *Pseudoneureclipsis*. *Braueria*. 28: 19-20.

Malicky, H. 2005. Ein kommentiertes Verzeichnis der Köcherfliegen (Trichoptera) Europas und des Mediterrangebiets. *Linzer Biologische Beiträge*, 37: 533-596.

Malm, T.; Johanson, K.A.; Wahlberg, N. 2013. The evolutionary history of Trichoptera (Insecta): A case of successful adaptation to life in freshwater. S*ystematic Entomology*, 38: 1-15.

Marshall, J.E. 1979. A review of the genera of the Hydroptilidae (Trichoptera). *Bulletin of British Museum* (Natural History), 39(3): 135-239.

Morse, J.C., 2019. *Trichoptera World Checklist*. (Ed.). (http://entweb.clemson.edu/database/trichopt/index.htm) (Acesso em 19/09/2019).

Paprocki, H., Holzenthal, R.W. 2002. A review of Brazilian genus *Barypenthus* Burmeister (Trichoptera: Odontoceridae). *Proceedings of the 10th International Symposium on Trichoptera.* Nova Supplementa Entomologica, 15: 223-230.

Pes, A.M.O. 2005. *Taxonomia, estrutura e riqueza das comunidades de larvas e pupas de Trichoptera (Insecta), em igarapés na Amazônia Central.* Tese de doutorado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Manaus, Amazonas. 180p.

Pes, A.M.O.; Hamada, N. 2010. Chave para Identificação de Famílias de Trichoptera (Insecta) da Amazônia Central. In: Castellón-Bermúdez, E. G.; Ronchi-Teles, B.; Ale-Rocha, R. (Ed.). *Entomologia na Amazônia Brasileira*, editora INPA, Manaus, 317-334 p.

Pes, A.M.O.; Hamada, N.; Nessimian, J.L. 2005. Chave de identificação para famílias e gêneros de Trichoptera (Insecta) da Amazônia Central, Brasil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 49 (2): 181-204.

Pes, A.M.O.; Hamada, N.; Soares, C.C. 2008. Description of the last-instar larva and pupa and the bionomics of *Smicridea* (*Smicridea*) *truncata* Flint (Trichoptera: Hydropsychidae) in Central Amazonia, Brazil. *Zootaxa*, 1732(4): 64-70.

Pes, A.M.; Hamada, N.; Nessimian, J.L.; Soares, C.C. 2013. Two new species of Xiphocentronidae (Trichoptera) and their bionomics in Central Amazonia, Brazil. *Zootaxa*, 3636(4): 561-574.

Prather, A.L. 2003. Revision of the Neotropical caddisfly genus *Phylloicus* (Trichoptera: Calamoceratidae). *Zootaxa*, 275: 1-214.

Roback, S.S. 1966. The Caterwood Foundation Peruvian-Amazon Expedition, XI - the Trichoptera larvae and pupae. *Monographs of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 14: 235-303.

Santos, A.P.M.; Nessimian, J.L. 2009. New species and records of *Chimarra* Stephens (Trichoptera, Philopotamidae) from Central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 53(1): 23-25.

Santos, A.P.M.; Dumas, LL.; Henriques-Oliveira, A.L.; Souza, W.R.M.; Camargos, L.M.; Calor, A.R., Pes, A.M.O.; *Trichoptera in Catálogo Taxonômico da Fauna do Brasil.* PNUD. Available in: < http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/faunadobrasil/278 > . (Access 19.09.2019).

Thomson, R.E.; Holzenthal, R. W. 2010. New Neotropical species of the genus Austrotinodes Schmid (Trichoptera: Ecnomidae). *Zootaxa*, 2437: 38-50.

Wiggins, G.B. 1996. *Larvae of the North American Caddisfly (Trichoptera)*. 2nd. Ed. Toronto: University of Toronto Press Incorporated. 457 p.

Wiggins, G.B. 2004. *Caddisflies: The underwater architects*. Toronto: University of Toronto Press Incorporated. 292p.

24

# Ordem Lepidoptera

(*lepidos* = escama; *pteron* = asa)

Jorge Luiz Nessimian[1], Elidiomar Ribeiro Da-Silva[2], Luci Boa Nova Coelho[1]

**Diagnose**. Insetos neópteros, holometábolos de tamanho pequeno a grande (com envergadura das asas entre 3 mm e 25 cm), com dois pares de asas cobertas por escamas largas e sobrepostas, com variados padrões de colorido. As antenas são multiarticuladas e têm formas variadas, podendo ser filiformes, pectinadas ou capitadas. Na maior parte das espécies, o aparelho bucal dos adultos é do tipo sugador-maxilar, formando uma espirotromba. As larvas são do tipo eruciforme (lagartas) e, na maioria, fitófagas, sendo, algumas espécies, de grande importância econômica. As pupas são, na maioria, do tipo obtecta e sem mandíbulas funcionais.

## Anatomia externa

**Adultos** (Figuras 1A-D). **Cabeça** (Figura 2A) hipognata. Olhos bem desenvolvidos. Ocelos, quando presentes, somente dois, localizados acima dos olhos. Alguns grupos podem apresentar um par de órgãos sensoriais, as *chaetosemata*, localizadas atrás dos olhos. Antenas multiarticuladas, podendo ser filiformes, pectinadas, lameladas, etc. O escapo antenal pode portar um tufo de escamas que cobre parcialmente o olho (casquete ocular) ou uma fileira de escamas piliformes (pecten). O aparelho bucal é do tipo sugador-maxilar. O labro é pequeno e triangular ou representado por uma estreita placa transversal. As mandíbulas são rudimentares ou ausentes. As maxilas são alongadas (gálea) e se justapõem para formar a espirotromba. Palpos maxilares podem estar desenvolvidos. O lábio é reduzido, mas apresenta palpos conspícuos e densamente revestidos de escamas. **Tórax**. Protórax pequeno, pronoto com um par de placas dorsais móveis, as patágias. Mesotórax bem desenvolvido, mesonoto dividido em um pré-escudo estreito, um escudo convexo e um escutelo. Um par de placas móveis, as tégulas, localiza-se sobre a base das asas. Metatórax pouco desenvolvido, apresentando lateralmente, em alguns grupos (Noctuidae), um par de órgãos timpânicos. Pernas apresentando coxa longa e livre, fêmur relativamente robusto, tíbias finas, com esporões geralmente longos, sendo um par mediano e outro apical. Fórmula tibial variando de 0-2-4 a 0-2-2. Tarsos pentâmeros com duas garras. Asas (Figuras 2B,C) membranosas, recobertas com escamas, variando em forma, as anteriores maiores que as posteriores. A venação nos grupos mais basais da ordem assemelha-se à de tricópteros, havendo uma tendência à fusão e redução de veias. Na maioria dos grupos a asa geralmente apresenta uma ampla célula discal, limitada pelas veias Radial (anteriormente), Cubital anterior (posteriormente) e transversais (distalmente). Da célula discal partem em direção às margens da asa, os

[1] Laboratório de Entomologia, Departamento de Zoologia, Instituto de Biologia, UFRJ. Caixa Postal 68044, Rio de Janeiro, RJ, 21941-971, Brasil.

[2] Laboratório de Entomologia Urbana e Cultural, Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Universidade Federal do Estado do Rio de Janeiro. Avenida Pasteur 458, Urca, CEP 22290-240,Rio de Janeiro, RJ, Brasil.

ramos da Radial, da Média e da Cubital. Alguns grupos podem apresentar a venação bastante reduzida e há também formas braquípteras (Nielsen e Common 1991). O acoplamento das asas se dá de vários modos, mas na maioria dos lepidópteros, é feito pelo frênulo, que consiste de uma cerda robusta (ou um conjunto de 2 ou 3 cerdas) situada na base da margem anterior da asa posterior e que se prende ao retináculo, um tufo de cerdas, escamas ou saliências na asa anterior. **Abdômen**. Geralmente cilíndrico, com 11 segmentos (10 discerníveis), sem cercos, podendo apresentar um par de órgãos timpânicos na base (*e.g.*, Geometridae, Pyraloidea) (Costa Lima 1945; Nielsen e Common 1991). O primeiro urômero é reduzido, com o esternito não desenvolvido ou ausente. Os segmentos terminais (oitavo, nono e décimo) correspondem à genitália. As estruturas da genitália, tanto masculina (Figura 2D) quanto feminina (Figura 2E) são de grande importância na taxonomia. De maneira simplificada, na genitália do macho, vários processos pareados podem originar-se nos tergitos do nono e do décimo urômeros. Parte do décimo tergito pode formar, posteriormente, o unco, um processo geralmente simples e unciforme, que recobre o tubo anal. Sob esse último, há uma estrutura esclerosada, o gnato, relacionado ao nono urômero. Ventralmente, o nono esternito apresenta uma invaginação, o saco. A extremidade posterior do abdômen é fechada por uma membrana (diafragma), que pode apresentar algumas partes esclerosadas. O edeago é invaginado, formando um tubo interno (o endofalo ou vesica), o qual é evertido através do diafragma

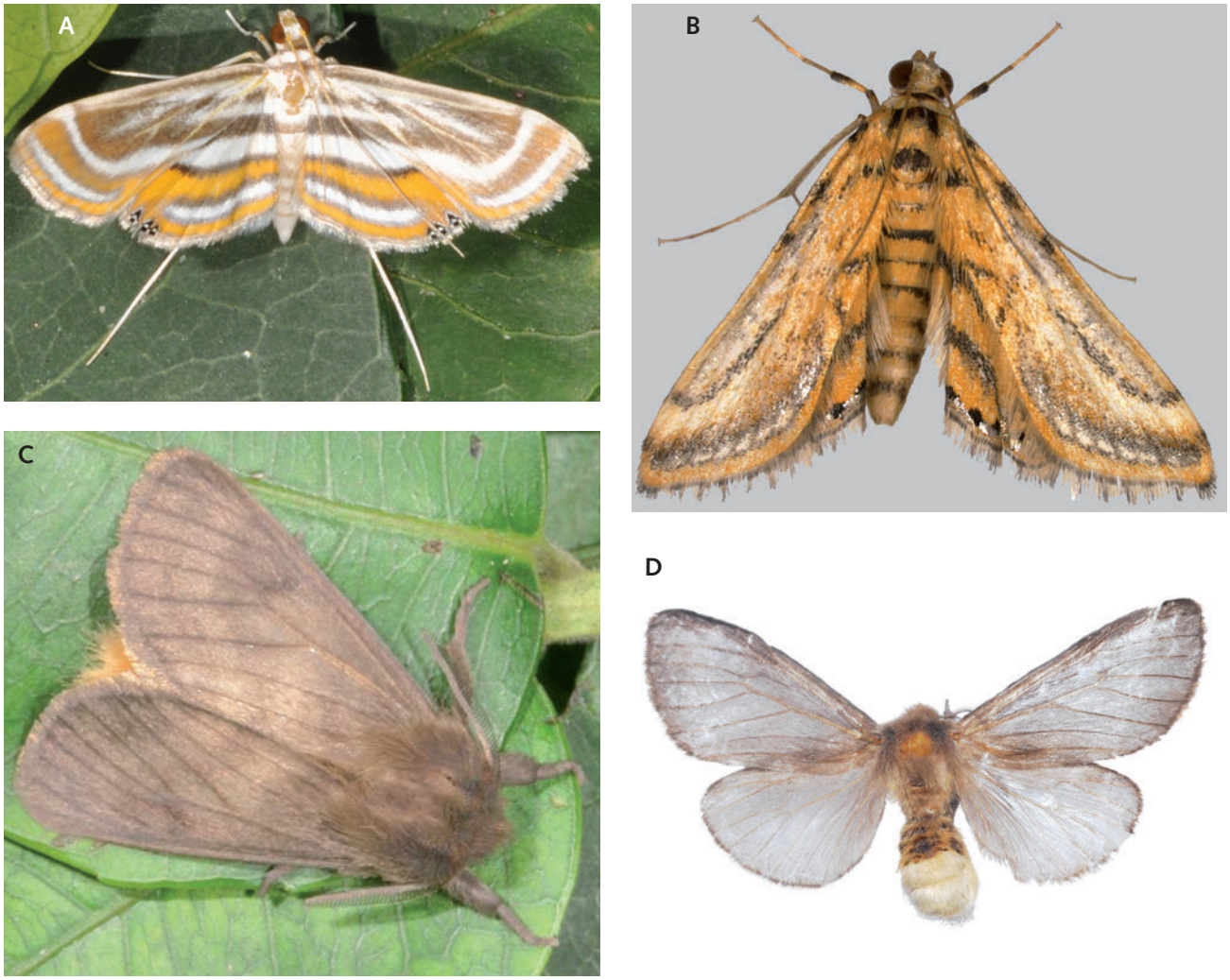



**Figura 1.** Adulto de Lepidoptera. A. Argyractini (Crambidae: Acentropinae). B. Nymphulini (Crambidae: Acentropinae). C, D. *Paracles laboulbeni* (Bar, 1873) (Erebidae, Arctiinae). Fotos: Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos (INPA).

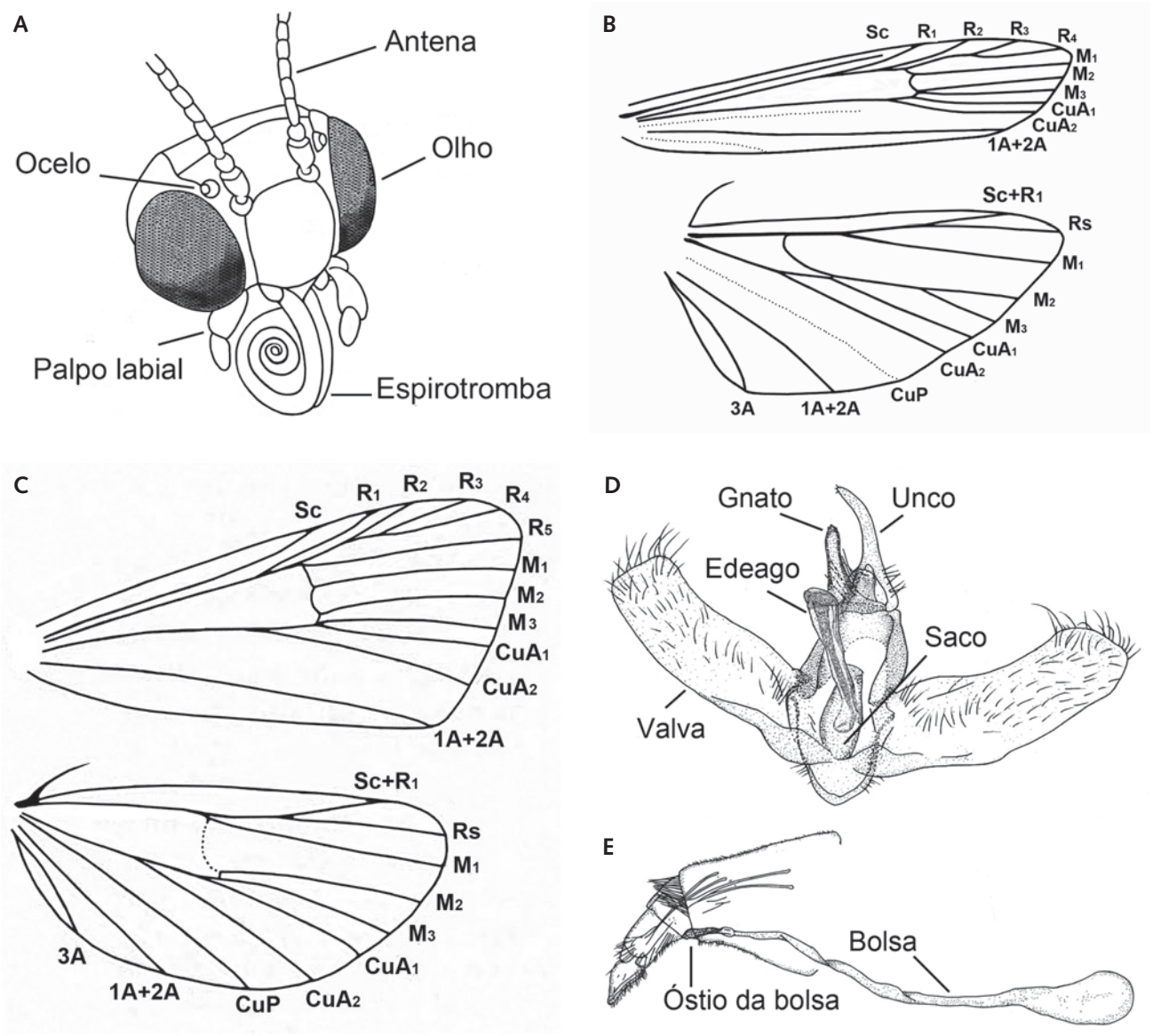



**Figura 2.** Adulto de Lepidoptera. A. Cabeça (desenho esquemático). B. Asas anterior (acima) e posterior de Pyralidae, com as nervuras denominadas. C. Asas anterior (acima) e posterior de Crambidae, com as nervuras denominadas. D. Genitália masculina de *Parapoynx* sp. (Crambidae: Acentropinae: Nymphulini). E. Genitália feminina de *Parapoynx* sp. (Crambidae: Acentropinae: Nymphulini). Figuras adaptadas de Da-Silva e Nessimian (1990).

durante a cópula. Um par de valvas de formas variadas, articuladas ao nono urômero, ladeia o edeago. A genitália feminina é mais simples. A abertura genital localiza-se nos segmentos fusionados 9-11, na extremidade posterior do abdômen, sendo ladeada por um par de papilas, as quais podem ser esclerosadas e modificadas para oviposição. A abertura genital leva a uma bolsa copulatória e a uma espermateca. Em alguns grupos há somente uma abertura que serve tanto para a cópula como para a oviposição. Em outros, há uma abertura adicional no oitavo urômero, para a cópula (óstio da bolsa).

## Imaturos

**Ovos** (Figura 3) de lepidópteros variam de esféricos a elípticos simétricos ou podem apresentar-se um tanto deprimidos e assimétricos. Geralmente apresentam esculturação característica. São depositados em conjunto ou isoladamente, no caso de espécies aquáticas, sobre ou dentro de plantas (folhas, flores), pedras, troncos, etc., podendo ser recobertos por cerdas.

**Larva** (Figuras 4A-D) do tipo eruciforme (lagarta), apresentando cabeça esclerosada, hipognata ou prognata, no caso de larvas

mineiras; estemas, aparelho bucal mastigador, pernas torácicas desenvolvidas e falsas pernas no abdômen, nos segmentos 3-6 e 10. Os espiráculos são funcionais no protórax e nos segmentos abdominais 1-8.

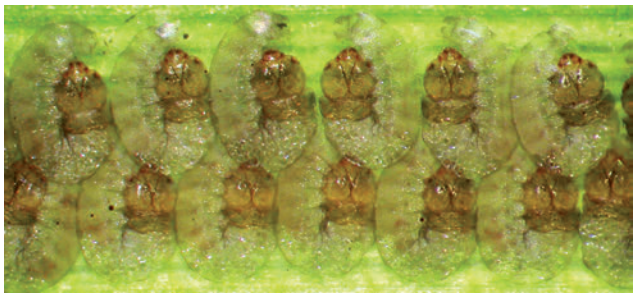


**Figura 3.** Ovos de Acentropinae (Crambidae). Foto: Laboratório de Citotaxonomia e Insetos aquáticos (INPA).

**Cabeça** (Figura 5A) bem desenvolvida, bastante esclerosada, apresentando cerdas e puncturas por toda a superfície, uma sutura epicranial em forma de Y invertido, cujos ramos laterais delimitam o frontoclípeo e o anteclípeo, ao qual se articula o labro. Lateralmente, há uma série de até sete, geralmente seis, estemas (olhos simples) arranjados em arco. Adiante dos estemas estão as antenas, reduzidas, com três artículos. O aparelho bucal é do tipo mastigador. As mandíbulas (Figuras




**Figura 4.** Larva de Lepidoptera. A. *Parapoynx* sp. (Crambidae: Acentropinae: Nymphulini). B. *Elophila* sp. (Crambidae: Acentropinae: Nymphulini). C. *Paracles laboulbeni* (Bar, 1873) (Erebidae, Arctiinae). D. Detalhe das cerdas hidrófugas da larva de *P. laboulbeni*. Fotos: A, B - Laboratório de Entomologia (UFRJ) ; C, D - Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos (INPA).

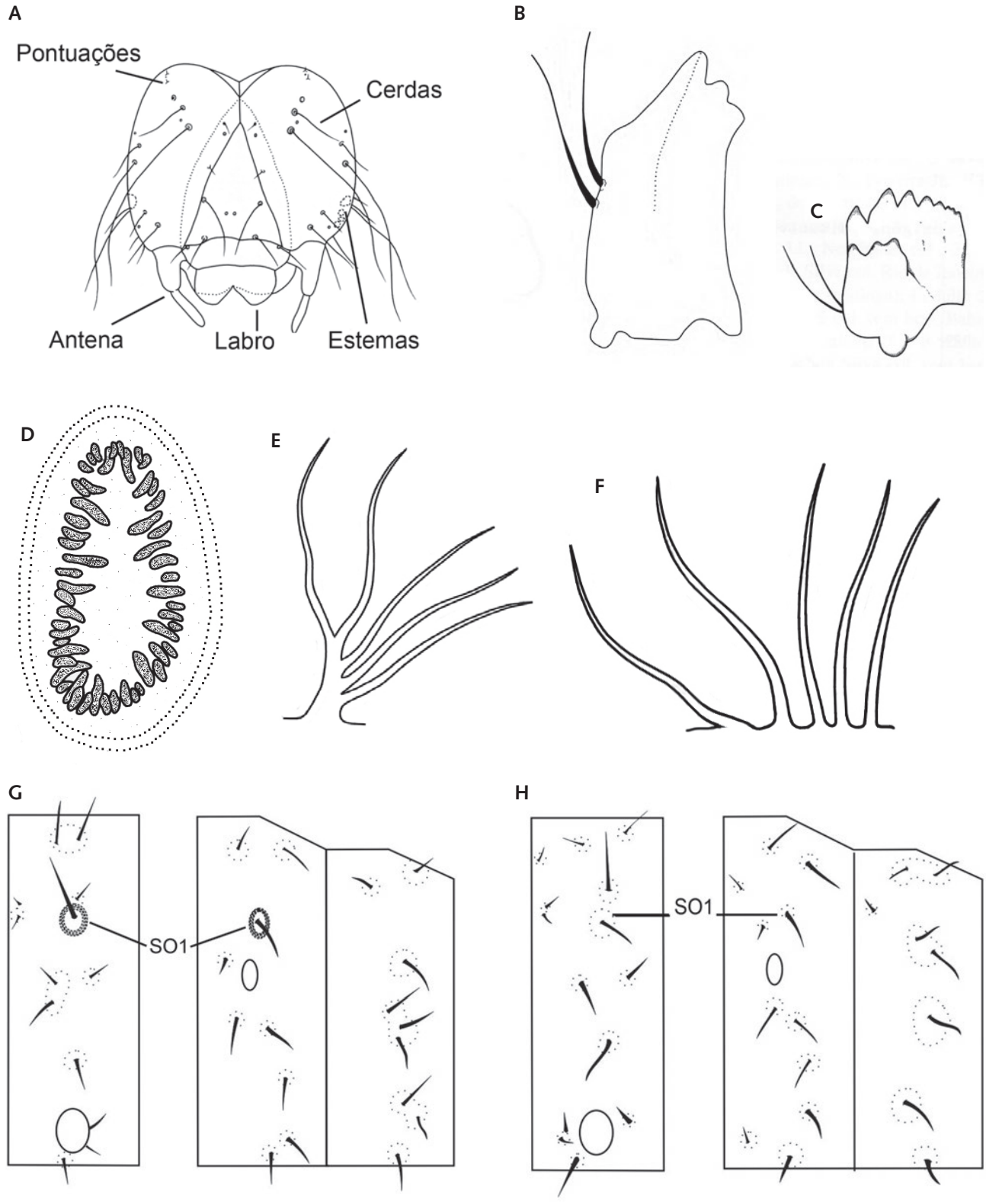



**Figura 5.** Estruturas morfológicas de larva de Lepidoptera. A. Cabeça de *Parapoynx* sp. (Crambidae: Acentropinae: Nymphulini) . B Mandíbula de Argyractini (Crambidae: Acentropinae). C; Mandíbula de Nymphulini (Crambidae: Acentropinae. D. Ganchos da falsa perna abdominal de Nymphulinae (Crambidae: Acentropinae). E. Traqueobrânquia ramificada de *Parapoynx* sp. F. Traqueobrânquias filamentosas de Argyractini (Crambidae: Acentropinae). G. Esquema da quetotaxia (da esquerda para a direita: mesotórax / segmento abdominais IX-X) de Pyralidae. H. Esquema da quetotaxia (da esquerda para a direita: mesotórax / segmento abdominais IX-X) de Crambidae. A, C, D: adaptada de Nessimian e Da-Silva (1994).B: adaptada de Romero e Navarro (2009).

5B, C) são robustas, com dentes desenvolvidos para cortar e triturar. As maxilas não têm a gálea desenvolvida, mas apresentam cardo e estipe diferenciados e um palpo pequeno com três artículos. O lábio apresenta premento, mento e submento distintos e um par de pequenos palpos laterais com dois artículos. No premento localiza-se o orifício pelo qual é expelida a seda (fiandeira) produzida pelas glândulas labiais.

**Tórax**. Os três segmentos torácicos apresentam-se bem desenvolvidos, cada um portando um par de pernas com cinco artículos e uma garra tarsal simples. Em algumas espécies as pernas podem estar reduzidas. O protórax apresenta geralmente uma placa tergal esclerosada, o escudo protorácico, e um par de espiráculos funcionais. Brânquias podem estar presentes no meso e no metatórax.

**Abdômen**. É constituído por 11 segmentos, sendo os três últimos fusionados (segmento anal), o qual pode apresentar uma placa dorsal esclerosada (placa supra-anal). Espiráculos funcionais podem ocorrer nos segmentos 1-8. Geralmente, falsas-pernas abdominais estão presentes nos segmentos 3-6 (falsas-pernas ventrais) e 10 (falsas-pernas anais). A extremidade das falsas-pernas apresenta-se geralmente escavada, funcionando como ventosa e porta pequenos ganchos, cuja forma e arranjo têm importância taxonômica. Os ganchos podem possuir o mesmo tamanho (uniordinais) ou apresentarem-se de dois ou três comprimentos alternados (bi ou tri-ordinais) (5D). Podem estar arranjados formando um círculo ou elipse, completos ou não e em uma ou mais séries. Podem também estar arranjados em bandas transversais ou séries longitudinais. Em alguns grupos, as falsas-pernas podem estar reduzidas em número e tamanho ou ausentes. Brânquias filamentosas podem estar presentes nos segmentos abdominais 1-8 (Figuras 5E, F).

As larvas podem apresentar o corpo glabro ou com conspícuas cerdas e espinhos, formando grupos e tufos. Algumas vezes as cerdas podem ser hidrófugas e importantes na respiração sob a água (Costa Lima 1950; Adis 1983). A quetotaxia (o arranjo de cerdas e pontuações) (Figuras 5G, H) da cabeça e do corpo é de grande importância na taxonomia. As cerdas podem ser primárias (geralmente nomeadas) ou secundárias. Cerdas e pontuações primárias estão presentes desde o primeiro estádio larval, sendo constantes em número e posição. Algumas cerdas sub-primárias, também de posicionamento constante, ocorrem a partir do segundo estádio. Cerdas secundárias ocorrem com distribuição generalizada. Normalmente, as cerdas estão assentadas sobre uma papila ou uma área pigmentada e esclerosada (pináculo), ou ainda, presa (uma ou várias) a um tubérculo (Lange 1996).

**Pupa** (Figura 6). É do tipo obtecta, com os apêndices unidos ao corpo, podendo estar ou não encerrada em um casulo pupal. Em várias formas aquáticas, as aberturas dos espiráculos dos segmentos abdominais 3 e 4 apresentam-se bastante aumentadas (Da-Silva e Nessimian 1991; Nessimian e Da-Silva 1994) e o cremáster (ápice do último segmento abdominal) é unciforme (possibilitando a ancoragem da larva no casulo de seda (Lange 1996).

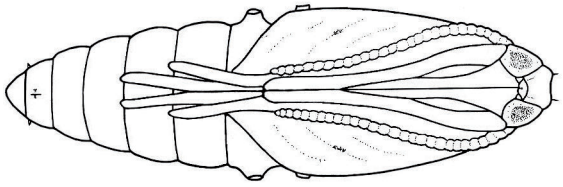


**Figura 6.** Pupa de *Parapoynx* sp.(Crambidae: Acentropinae: Nymphulini). Adaptada de Nessimian e Da Silva (1994).

## Famílias

Segunda maior ordem dentre todos os insetos, Lepidoptera é composta por cerca de 160.000 espécies descritas, distribuídas em 15.578 gêneros (Van Nieukerken *et al.* 2011). Grupo primariamente terrestre, a existência de formas perfeitamente adaptadas aos ambientes aquáticos causa surpresa até mesmo para muitos estudiosos de limnologia ou mesmo entomologia aquática (Mey e Speidel 2008).

O fato é que, embora a ordem Lepidoptera não seja normalmente considerada entre os mais destacados habitantes de ecossistemas dulçaquícolas, algumas espécies têm formas imaturas se desenvolvendo na água, com graus variáveis de adaptação. Recentemente, atenção vem sendo voltada a determinadas espécies que se desenvolvem em plantas aquáticas, não só pelo dano potencial causado àquelas com interesse agrícola, como também em termos de medida de controle à proliferação de hidrófitas daninhas (Romero e Navarro 2009).

A classificação aqui adotada segue Solis (1999), Van Nieukerken *et al.* (2011) e Duarte *et al.* (2013). São apresentadas aqui oito famílias de lepidópteros com representantes aquáticos, sendo que a grande maioria das espécies pertence à família Crambidae. A biologia de poucas espécies é conhecida (Mey e Speidel 2008).

## Nepticulidae (Figuras 7A, B)

Tem cerca de 800 espécies e inclui alguns dos menores Lepidoptera conhecidos. Os adultos são diurnos e as larvas são minadoras de folhas e talos de plantas, formando galerias retilíneas. A pupação ocorre fora da mina, geralmente em um casulo oval de seda. Na América do Sul são poucas as espécies conhecidas dessa família relacionadas com plantas aquáticas. *Stigmella guittonae* (Bourquin, 1961) mina folhas da hidrófita *Ludwigia longifolia* DC. (H. Hara) (Oenotheraceae) na Argentina. Há também registro de duas espécies não identificadas em alagados de altitude na Bolívia (Romero e Navarro 2009). *Stigmella* Schrank, 1802 tem registros também no Brasil (estado do Rio Grande do Sul) (Santos *et al.* 2007, 2008), no Chile, na Colômbia, no Equador e no Peru (Puplesis e Robinson 2000; Vargas 2011), mas plantas hospedeiras conhecidas são terrestres. De qualquer modo, é bastante possível a ocorrência de formas aquáticas dessa família na Amazônia brasileira.

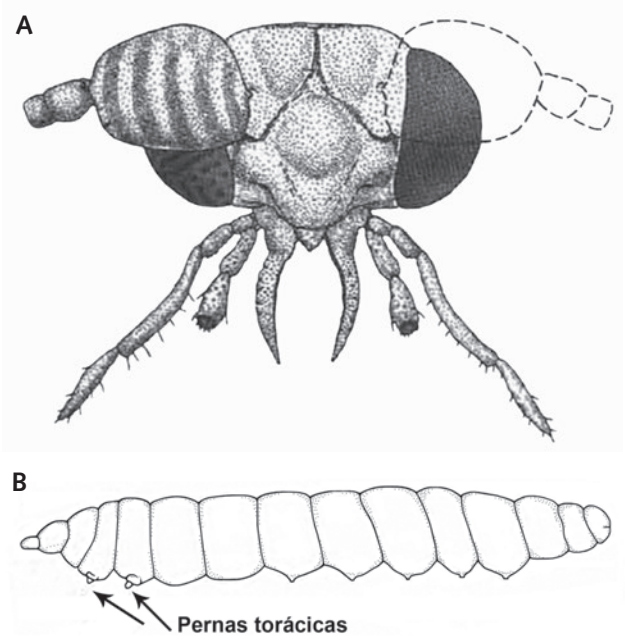



**Figura 7.** A. Cabeça (vista frontal) de um adulto de Nepticulidae (paquete e base da antena esquerda, suprimidos) (adaptada de Romero e Navarro 2009). B. Larva de Nepticulidae.

## Coleophoridae (Figura 8)

Tem cerca de 1.400 espécies, de pequeno a médio porte. Algumas espécies têm larvas semi-aquáticas, que habitam a vegetação marginal emergente e apresentam hábito minador ou perfurador. Fazem abrigos de seda e matéria vegetal, fixados à planta hospedeira (Romero e Navarro 2009). Na América do Sul há registros do gênero *Coleophora* Hübner, 1822, na Argentina (associado a plantas aquáticas), no Chile (Landry 1994), Paraguai, Colômbia e Peru (Vives Moreno 1988). No Brasil, há uma espécie do gênero com registro para o estado do Pará, *C. lepyropis* Meyrick, 1921 (Vives Moreno 1988), mas não há informações com relação à associação com ambientes aquáticos.

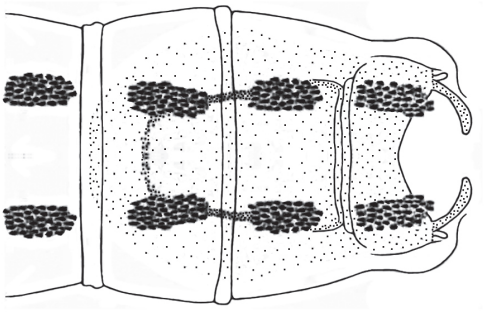


**Figura 8.** Tergitos abdominais de Coleophoridae (adaptado de Romero e Navarro 2009).

## Tortricidae

Grupo grande e diversificado, com mais de 10.000 espécies descritas, sendo pouco mais de 500 registradas no Brasil. As larvas são conhecidas pelo hábito de enrolar folhas da planta hospedeira para abrigar-se, mas há também indutoras de galhas, brocas de caules, raízes e frutos, além de predadoras de sementes, antófagas, etc. (Horak 1998). Algumas espécies dos gêneros *Bactra* Stephens, 1834 e *Archips* Hübner, 1822 estão relacionadas a plantas aquáticas dos gêneros *Cyperus*, *Scirpus* (Cyperaceae) e *Typha* (Typhaceae) (Lange 1996; Horak 1998; Gilligan *et al.* 2012). Apesar de haver registros no Brasil de espécies desses dois gêneros, faltam informações acerca de suas relações com ambientes aquáticos.

## Cosmopterigidae

Tem distribuição mundial e mais de 1.600 espécies descritas. As larvas são minadoras de folhas ou brocas de talos e raízes. Na Argentina

ocorre a espécie *Mompha orfilai* Bourquin, 1962, minadora em folhas de *Ludwigia longifolia* (Romero e Navarro 2009).

## Noctuidae

Uma das maiores famílias de Lepidoptera, mas com pouquíssimos representantes aquáticos na América do Sul. Um dos gêneros aquáticos da família, *Nonagria* Ochsenheimer, 1816, tem duas espécies registradas para o Equador. Em geral as larvas mais jovens minam as folhas e perfuram os talos, afetando a planta hospedeira. Espécies de *Bellura* Walker, 1865 têm sido amplamente utilizadas no controle de aguapé [*Eichornia crassipes* (Mart.) Solms. (Pontederiaceae)] (Center *et al.* 1999; Center e Hill 2002; Romero e Navarro 2009).

## Erebidae (Figuras 1C, D, 4C, D)

Esta família é a segunda maior da superfamília Noctuoidea, com mais de 24.000 espécies, e contém a subfamíla Arctiinae (anteriormente Arctiidae), com cerca de 11.000 espécies de médio a grande porte (van Nieukerken et al. 2011, Ferro et al. 2012).

Até o presente, quatro espécies dessa subfamília apresentam hábitos aquáticos: *Paracles laboulbeni* (Bar, 1873), *P. kaglesi* (Rothschild, 1910), *P. azollae* (Berg, 1877) e *P. burmeisteri* (Berg, 1877) (Mey e Speidel, 2008; Meneses *et al.* 2013). As duas primeiras espécies têm registro no Brasil, sendo *P. laboulbeni* com ocorrência na Amazônia. As lagartas alimentam-se em hidrófitas subemergidas em ambientes mais represados (Adis 1983; Meneses *et al.* 2013). Não apresentam traqueobrânquias e a respiração é realizada mediante um plastrão, formado por cerdas hidrófugas (Adis 1983; Mey e Speidel 2008).

## Pyralidae (Figuras 2B, 5G)

Tem cerca de 5.000 espécies descritas, sendo poucas as espécies sul-americanas com hábitos aquáticos. Na Argentina *Arcola malloi* (Pastrana, 1961) é eficiente controladora da hidrófita *Alternanthera philoxeroides* Mart. (Amaranthaceae), que obstrui canais em diversos países. Outras espécies que também controlam tal hidrófita são *Neohelvibotys pelotasalis* (Capps, 1967) e *Nomophila indistinctalis* (Walker, 1863), presentes no Uruguai e no Brasil (Romero e Navarro 2009).

## Crambidae

(Figuras 1A, B, 2C-E, 3, 4A, B, 5A-F, 5H, 6, 9)

Tem ampla distribuição, 15 subfamílias e mais de 600 espécies descritas. Na América do Sul estão presentes as subfamílias Schoenobiinae, Crambinae, Pyraustinae e Acentropinae (Romero e Navarro 2009). De Pyraustinae destacam-se como exemplos de espécies aquáticas *Samea multiplicalis* Guenée, 1854 (Região Neotropical) e *Niphograpta albiguttalis* Warren, 1889 (Região Neotropical). Acentropinae (incluindo Nymphulinae) constitui o principal grupo de Lepidoptera aquáticos. Amplamente distribuída na América do Sul (Klima 1937; Lange 1956), apresenta na região 233 espécies, distribuídas em 22 gêneros. No Brasil estão registrados 13 gêneros e cerca de 50 espécies (Romero e Navarro 2009).

Os adultos são pequenos, em geral não excedendo 20 a 30 mm de envergadura alar, e se caracterizam por apresentarem padrões de coloração distintos, com predomínio de tons castanhos, amarelos e dourados, com manchas negras e áreas prateadas.

As larvas se caracterizam por apresentarem os ganchos das falsas pernas dispostos em elipse. As espécies aquáticas são divididas em duas tribos: Nymphulini e Argyractini.

As larvas de Nymphulini estão geralmente associadas a ambientes lênticos ou a áreas marginais de rios, sempre relacionadas a hidrófitas, das quais elas se alimentam e retiram material para a elaboração de casulos (Figura 9).

Podem apresentar traqueobrânquias ramificadas. Algumas informações sobre a biologia do grupo podem ser observadas em Da-Silva e Nessimian (1990, 1991) e Nessimian e Da-Silva (1994). Para o presente trabalho foram estudados exemplares de *Parapoynx* Hübner, 1825.

As larvas de Argyractini apresentam traqueobrânquias filamentosas, estando presentes em ambientes de água mais rápida. Muitas vivem sobre rochas, usando casulos de seda como abrigo, embora algumas utilizem material vegetal na elaboração dos casulos. Destacamos, aqui, o gênero *Petrophila* Guilding, 1830, amplamente distribuído na América do Sul.

## Lepidópteros aquáticos da Amazônia

Excluindo-se as famílias Nepticulidae, Coleophoridae, Cosmopterygidae e Tortricidae, há 237 registros de espécies com ocorrência na Região Neotropical, sendo 66 no Brasil, a maioria pertencente à família Crambidae (Guennée 1854; Walker 1859; Warren 1889; Hampson 1906, 1917; Shaus 1906, 1924; Klima 1937; Lange 1956, Nuss *et al*. 2003-2011). A Amazônia conta com 19 registros, da maior parte dos quais não há qualquer informação acerca das formas imaturas e da biologia (Tabela 1).

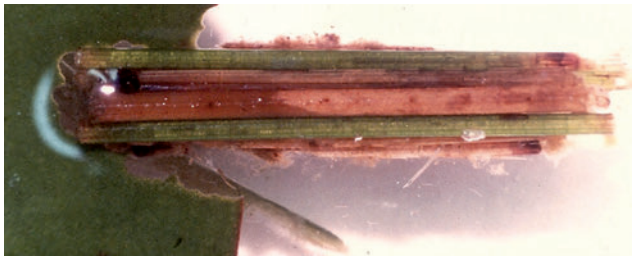


**Figura 9.** Casulo larval de *Parapoynx* sp. (Crambidae: Acentropinae: Nymphulini) (Foto: Laboratório de Entomologia (UFRJ).

**Tabela 1.** Número de espécies registradas na Região Neotropical, no Brasil e na Amazônia brasileira e de gêneros com representantes aquáticos das famílias Crambidae, Pyralidae e Noctuidae.

| Família | Gênero | Região Neotropical | Brasil | Amazônia |
|---|---|---|---|---|
| Crambidae | *Argyractis* | 12 | 8 | 2 |
| | *Argyractoides* | 12 | 1 | |
| | *Aulacodes* | 35 | 17 | 7 |
| | *Chrysendeton* | 16 | 3 | |
| | *Cryptocosma* | 1 | 1 | 1 |
| | *Elophila** | 6 | 2 | 1 |
| | *Giorgia* | 1 | | |
| | *Neargyractis* | 7 | 1 | |
| | *Nymphulodes* | 1 | 1 | |
| | *Oligostigma* | 7 | 6 | 1 |
| | *Oligostigmoides* | 5 | 1 | |
| | *Oxyelophila* | 7 | 1 | |
| | *Parapoynx* | 13 | 2 | |
| | *Petrophila* | 82 | 17 | 5 |
| | *Pseudlithosia* | 1 | | |
| | *Synclitodes* | 1 | | |
| | *Usingeriessa* | 10 | | |
| | *Samea* | 1 | 1 | |
| | *Niphograpta* | 1 | 1 | 1 |
| Pyralidae | *Arcola* | 1 | | |
| | *Neohelvibotys* | 5 | 1 | |
| | *Nomophila* | 6 | 1 | ? |
| Noctuidae | *Nonagria* | 2 | 0 | 0 |
| | *Bellura* | 2 | 0 | 0 |
| Erebidae | *Paracles* | 4 | 2 | 1 |

* Inclui *Synclita*.

## Chave para identificar larvas de famílias e alguns gêneros aquáticos e semiaquáticos de Lepidoptera (adaptada de Romero e Navarro 2009)

1. Pernas torácicas reduzidas a pequenas projeções carnosas (Figura 7B); falsas pernas presentes nos segmentos abdominais 2 a 7; ganchos das falsas pernas ausentes; espécies pequenas e minadoras ..... Nepticulidae

1'. Pernas torácicas articuladas; ganchos das falsas pernas presentes ..... 2

2. Tórax e abdômen com traqueobrânquias (Figura 4A) ..... Crambidae (em parte) ..... 3

2'. Tórax e abdômen sem traqueobrânquias (Figura 4B) ..... 4

3. Cabeça achatada dorsoventralmente, prognata; tórax e abdômen com numerosas traqueobrânquias filamentosas (Figura 5F); mandíbulas proeminentes, dentes dispostos em forma plana (Figura 5B), adaptadas para raspar algas e diatomáceas em rochas de rios, riachos e lagos ..... *Petrophila*

3'. Cabeça redonda, hipognata ou às vezes prognata; tórax e abdômen com traqueobrânquias ramificadas (Figura 5E); mandíbulas pequenas, dentes dispostos em forma semicircular (Figura 5C), consomem plantas aquáticas superiores ou perifíton a elas associadas ..... *Parapoynx*

4. Larvas construtoras de abrigos portáteis .... 5

4'. Larvas sem abrigos portáteis; brocas, minadoras, desfolhadoras; algumas usam material vegetal para construir refúgios (aderidas ao substrato, não transportáveis) ..... 6

5. Falsas pernas abdominais com ganchos em banda transversal unisserial; segmentos torácicos com placas dorsais bem desenvolvidas ..... Coleophoridae

5'. Falsas pernas abdominais com ganchos em bandas transversais bisseriais (como na Figura 5D); segmentos torácicos sem placas dorsais, normalmente associados a lagos e brejos ..... Crambidae (em parte) ..... *Elophila*

6. Segmento terminal do abdômen com furca anal; consomem folhas e brotos de plantas aquáticas ..... Tortricidae

6'. Segmento terminal do abdômen sem furca anal ..... 7

7. Metatórax com a distância entre as coxas maior do que duas vezes a sua largura ..... Cosmopterigidae

7'. Metatórax com a distância entre as coxas menor do que duas vezes a sua largura .... 8

8. Corpo com verrugas proeminentes (porções elevadas da cutícula que portam tufos de cerdas longas) (Figuras 4C, D) ..... Erebidae ..... *Paracles*

8'. Corpo sem verrugas proeminentes ..... 9

9. Larvas grandes, chegando a 50-70 mm de comprimento; ganchos das falsas pernas uniordinais ..... Noctuidae (em parte)

9'. Larvas pequenas, menos de 20 mm de comprimento; ganchos das falsas pernas bi ou triordinais ..... 10

10. Cerda subdorsal 1 (SO1) no segmento abdominal 8 com anel esclerosado; três cerdas no grupo lateral (L) do segmento abdominal 9; cerda SO1 do mesotórax com anel esclerosado (Figura 5G) ..... Pyralidae

10'. Seta SO1 no segmento abdominal 8 sem anel esclerosado; uma cerda no grupo L do segmento abdominal 9; cerda SO1 do mesotórax sem anel esclerosado (Figura 5H) ..... Crambidae (em parte)

## Chave para identificar adultos de famílias aquáticas e semiaquáticas de Lepidoptera (adaptada de Romero e Navarro 2009)

1. Espirotromba curta, rudimentar ou ausente ... 2

1'. Espirotromba bem desenvolvida (Figura 2A) .... 4

2. Espécies muito pequenas (menos que 3 mm de comprimento); projeção arredondada (paquete) cobrindo o olho e a base da antena (Figura 7A); cabeça com conspícuas escamas pilosas eretas ..... Nepticulidae

2'. Espécies de comprimento acima de 3 mm; cabeça sem projeções nem escamas pilosas eretas ..... 3

3. Asas pontiagudas, com franja longa; asa anterior com coloração metálica brilhante; tergitos abdominais sem espinhos .... Cosmopterigidae

3'. Asa anterior acuminada, asa posterior lanceolada; asa anterior de cores opacas; tergitos abdominais I-VII com agrupamentos espinhosos pares (Figura 8) .... Coleophoridae

4. Espécies grandes, envergadura alar entre 35-115 mm ..... 5

4'. Espécies pequenas, envergadura alar com menos de 30 mm..... Noctuidae

5. Veia M2 da asa posterior originando-se no terço inferior da célula discal. Cua aparentando ter quatro ramos ..... Erebidae

5'. Veia M2 da asa posterior vestigial ou ausente. CuA aparentando ter três ramos .. ..... Noctuidae

6. Asas anteriores com a margem externa quadrada ..... Tortricidae

6'. Asas anteriores sem margem externa quadrada, com ápice projetado e curvado internamente até o corpo ..... 6

7. Frênulo com uma cerda em ambos os sexos; palpos labiais ascendentes, sexualmente dimórficos e bem desenvolvidos; nervura R da asa anterior com 4 ramos (R5 ausente) (Figura 2B) ..... Pyralidae

7'. Frênulo com uma cerda no macho e várias cerdas nas fêmeas; palpos labiais ascendentes ou retos (direcionados para frente); nervura R da asa anterior com 5 ramos (R5 presente) (Figura 2C) ..... Crambidae

## Referências Bibliográficas


Adis, J. 1983. Eco-entomological observations from the Amazon IV. Occurrence and feeding habits of the aquatic caterpillar *Palustra laboulbeni* Bar, 1873 (Lepidoptera: Arctiidae) in the vicinity of Manaus, Brazil. *Acta Amazonica*, 13: 31-36.

Center, T.D.; Dray J.R., F.A.; Jubinsky, G.P.; Grodowitz, M.J. 1999. *Insects and Other Arthropods That Feed on Aquatic and Wetland Plants.* U.S. Department of Agriculture, Agricultural Research Service, Technical Bulletin No. 1870, 200p.

Center, D.; Hill, M.P. 2002. Field efficacy and predicted host range of the pickerelweed borer, *Bellura densa*, a potential biological control agent of water hyacinth. *BioControl* , 47: 231-243

Costa Lima, A.M. DA. 1945. *Insetos do Brasil.* Lepidoptera 1ª Parte, 5. Rio de Janeiro, Esc. Nac. Agron., 379p.

Costa Lima, A.M. DA. 1950. *Insetos do Brasil.* Lepidoptera 2ª Parte, 6. Rio de Janeiro, Esc. Nac. Agron., 420p.

Da-Silva, E.R.; Nessimian, J.L. 1990. A new species of the genus *Parapoynx* Hübner, 1826 (Lepidoptera: Pyralidae: Nymphulinae) from Rio de Janeiro State, Brazil. *Revista Brasileira de Biologia*, 50: 491-495.

Da-Silva, E.R.; Nessimian, J.L. 1991. Descrição das formas imaturas de *Synclita gurgitalis* Lederer, 1863 (Lepidoptera: Pyralidae: Nymphulinae), com notas biológicas. *Revista Brasileira de Biologia,* 51: 153-158.

Duarte, M.; Marconato, G.; Specht, A.; Casagrande, M.M., 2013. Lepidoptera. Pp. 625-682 *In*: Rafael, J.A.; Melo, G.A.R.; Carvalho, C.J.B.; Casari, S.A.; Constantino, R. (ed.) *Insetos do Brasil – Diversidade e Taxonomia*. Holos Editora, Ribeirão Preto.

Ferro, V.G.; Resende, I.M.H.; Duarte, M. 2012. Mariposas Arctiinae (Lepidoptera: Erebidae) do estado de Santa Catarina, Brasil. Biota Neotropica, 12 (4): 1-15.

Gilligan, T.M.; Baixeras, J.; Brown, J.W.; Tuck, K.R. 2012. *T@RTS: Online World Catalogue of the Tortricidae (Ver. 2.0)*. http://www.tortricid.net/catalogue.asp.

Guenée, M.A. 1854. Deltoides et Pyralites. Pp. 1–448 *In*: Boisduval, J.B.A.D de; Guenée, M.A. *Histoire Naturelle des Insectes*. Species Général des Lépidoptères 8 8, Roret, Paris.

Hampson, G.F. 1906. Descriptions of new Pyralidae of the subfamilies Hydrocampinae and Scopariinae. *Annals and Magazine of Natural History, including Zoology, Botany and Geology, London* (ser. 7), 18: 373-393, 455-472.

Hampson, G.F. 1917. Descriptions of new Pyralidae of the subfamilies Hydrocampinae, Scoparianae. *Annals and Magazine of Natural History, including Zoology, Botany and Geology, London* (ser. 8), 19: 361-376, 457-473.

Horak, M. 1998. The Tortricoidea. pp. 199-215. *In* Kristensen, N. P. (ed.), *Handbook of Zoology, Lepidoptera, Moths and Butterflies*, Vol 1: Evolution, Systematics, and Biogeography. Walter de Gruyter, Berlin, New York.

Klima, A. 1937. Pyralididae: subfam. Scopariinae et Nymphulinae. *Lepidopterous Catalogus,* 84: 1-226.

Landry, J.F. 1994. Two new species of metallic-green *Coleophora* Hübner (Lepidoptera: Coleophoridae) from the Neartic Region, and first records of *C. mayrella* (Hübner) from South America. *Canadian Entomologist*, 126: 1185-1191.

Lange, W.H. 1956. Aquatic Lepidoptera. *In*: Usinger, R.L. (Ed.) *Aquatic insects of California*. University of California Press, Berkeley and Los Angeles, pp. 271 - 292.

Lange, W.H. 1996. Aquatic and semiaquatic Lepidoptera. pp. 387-398 *in* Merritt, R.W.; Cummins, K.W. (eds). *An introduction to the aquatic insects of North America***.** Kendall/Hunt Publishing Company, 3th edition.

Meneses, A.R.; Bevilaqua, M.V.O.; Hamada, N.; Querino, R.B. 2013. The aquatic habit and host plants of *Paracles klagesi* (Rothschild) (Lepidoptera, Erebidae, Arctiinae) in Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 57 (3): 350-352.

Mey, W.; Speidel, W. 2008 . Global diversity of butterflies (Lepidoptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 521-528.

Nessimian, J.L.; Da-Silva, E.R. 1994. Descrição das formas imaturas de *Parapoynx restingalis* Da-Silva e Nessimian, 1990 (Pyralidae: Nymphulinae), com notas biológicas. *Revista Brasileira de Biologia*, 54: 600-610.

Nielsen, E.S.; Common, I.F.B. 1991. Lepidoptera. p p. 817-915 *in* I. Naumann, D.; Carne, P.B.; Lawrence, J.F.; Nielsen, E.S.; Spradberry, J.P.; Taylor, R.W.; Whitten, M.J.; Littlejohn, M.J. (eds.) *The Insects of Australia*: A Textbook for Students and Research Workers. Vol. I and II. Second Edition. Carlton, Victoria, Melbourne University Press.

Nuss, M.; Landry, B.; Vegliante, F.; Tränkner, A.; Mally, R.; Hayden, J.; Segerer, A.; Li, H.; Schouten, R.; Solis, M.A.; Trofimova, T.; De Prins, J.; Speidel, W. 2003-2011: Global Information System on Pyraloidea. *www.pyraloidea.org.*

Puplesis, R.K.; Robinson, G.S. 2000. A review of the Central and South American Nepticulidae (Lepidoptera) with special reference to Belize. *Bulletin of the Natural History Museum London. Entomology*, 69: 3-114.

Romero, F.; Navarro, F., 2009. Lepidoptera. *In*: Dominguez, E.; Fernandez, H.R. (Ed.) *Macroinvertebrados bentónicos sudamericanos. Sistematica y biología*. Fundación Miguel Lillo, Tucuman, Argentina, p. 309-340.

Santos, J.P.; Dal Soglio, F.K.; Redaelli, L.R.; Costa, V.A.; Foelkel, E. 2007. Parasitóides de lepidópteros minadores presentes em plantas de

crescimento espontâneo em pomar orgânico de citros em Montenegro – RS. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 29: 80-84.

Santos, J.P.; Redaelli, L.R.; Dal Soglio, F.K. 2008. Plantas hospedeiras de lepidópteros minadores em pomar de citros em Montenegro-RS. *Revista Brasileira de Fruticultura,* 30: 255-258.

Schaus, W. 1906. Descriptions of new South American moths. *Proceedings of the United States National Museum*, Washington, 30: 85-141.

Schaus, W. 1924. New species of Pyralidae of the subfamily Nymphulinae from tropical America (Lepid.). *Proceedings of the Entomological Society of Washington,* 26: 93-130.

Solis, M.A. 1999. Nymphulinae Duponchel, [1845] (Insecta, Lepidoptera): proposed precedence over Acentropinae Stephens, 1835. *Bulletin of Zoological Nomenclature,* 56: 31-33.

Van Nieukerken, E.J.; Kaila, L.; Kitching, I.J.; Kristensen, N.P.; Lees, D.C.; Minet, J.; Mitter, C.; mutanen, M.; Regier, J.C.; Simonsen, T.J.; Wahlberg, N.; Yen, S.H.; Zahiri, R.; Adamski, D.; Baixeras, J.; Bartsch, D.; Bengtsson, B.A.; Brown, J.W.; Bucheli, S.R.; Davis, D.R.; De Prins, J.; De Prins, W.; Epstein, M.E.; Gentilipoole, P.; Gielis, C.; Hättenschwiler, P.; Hausmann, A.; Holloway, J.D.; Kallies, A.; Karsholt, O.; Kawahara, A.Y.; koster, S.J.C.; Kozlov, M.V.; Lafontaine, J.D.; Lamas, G.; Landry, J.F.; Lee, S.; Nuss, M.; Park, K.T.; Penz, C.; Rota, A.; Schintlmeister, A.; Schmidt, B.C.; Sohn, J.C.; Solis, M.A.; Tarmann, G.M.; Warren, A.D.; Weller, S.; Yakovlev, R.V.; Zolotuhin, V.V., Zwick, A. 2011. Order Lepidoptera Linnaeus, 1758. *In*: Zhang, Z.-Q. (Ed.) Animal biodiversity: An outline of higherlevel classification and survey of taxonomic richness. *Zootaxa*, 3148: 1-237.

Vargas, H.A. 2011. *Stigmella epicosma* (Meyrick) (Lepidoptera: Nepticulidae): First distribution records from Chile and first host plant record. *Neotropical Entomology*, 40: 152-153.

Vives Moreno, A.V. 1988. *Catálogo mundial sistemático y de distribución de la familia Coleophoridae Hübner [1825] (Insecta: Lepidoptera)*. Madrid: Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Boletin de Sanidad Vegetal, fuera de serie n. 12, 196p.

Walker, F. 1859. Pyralides. *List of the Specimens of Lepidopterous Insects in the Collection of the British Museum,* London, 19: 799-1036.

Warren, W. 1889. On the Pyralidina collected in 1874 and 1875 by Dr. J. W. H. Trail in the basin of the Amazons. *Transactions of the Entomological Society of London*, 1889: 227-295.

25

# Ordem Diptera

(*di* = duas; *pteron* = asa)

Luiz Carlos de Pinho[1], Mateus Pepinelli[2]

**Diagnose**. Dentre os imaturos de insetos aquáticos, as larvas de dípteros são facilmente reconhecíveis pela completa ausência de apêndices torácicos articulados (pernas). Larvas ápodas também ocorrem em outras ordens, tais como Siphonaptera e alguns Hymenoptera e Coleoptera, mas quase nenhuma destas habita ambiente aquático ou semiaquático. Os adultos da ordem Diptera (moscas, mosquitos e afins) se diferenciam dos demais insetos pela redução das asas posteriores em halteres, característica que dá nome ao grupo, "duas asas", já que somente as asas anteriores são evidentes.

## Anatomia externa

**Larvas.** A forma do corpo é muito variada, desde fusiforme (*e.g.*, Tabanidae, Dolichopodidae), subcilíndrico (*e.g.*, Chironomidae, Empididae), até algumas vezes afilado anteriormente (*e.g.*, Muscidae, Phoridae) ou fortemente achatados dorsoventralmente (*e.g.*, Stratiomyidae). Outros, como Culicidae, Chaoboridae e Corethrellidae têm a região torácica dilatada, enquanto os Simuliidae têm o abdômen desta forma (Teskey 1981).

O padrão mais comum de segmentação do corpo é o de 12 segmentos reconhecíveis, sendo 3 torácicos e 9 abdominais. As variações a esse plano básico são inúmeras. Nas larvas de moscas, por exemplo, frequentemente são reconhecíveis apenas 11; em Blephariceridae, em que o corpo é dividido em seis divisões, a primeira corresponde a todo o tórax e ao primeiro segmento abdominal. Da mesma forma, pseudossegmentações também ocorrem, como em Psychodidae, no qual cada segmento tem duas ou três subdivisões (Teskey 1981; Courtney e Merritt 2008). A cápsula cefálica varia desde completa, esclerosada e exposta, com peças bucais mordedoras e mastigadoras, a reduzida em diversos graus, parcial ou totalmente inserida no tórax, com peças bucais modificadas para picar e raspar (Teskey 1981; Guimarães e Amorim 2006). Três categorias ilustram bem estes padrões:

**Larvas eucefálicas.** Apresentam cápsula cefálica bem desenvolvida e esclerosada, totalmente exposta (com exceção de Tipulidae, que a cabeça é inserida no tórax e algumas vezes reduzida; e de Blephariceridae, que apresenta redução da região dorsal da cápsula cefálica), com mandíbulas operando num plano horizontal ou oblíquo (Figuras 3, 6, 11 e 14).

**Larvas hemicefálicas.** Apresentam a cabeça mais ou menos reduzida e incompleta posteriormente e parcialmente retraída no tórax, com mandíbulas ou ganchos bucais em forma de foice operando num plano vertical (Figuras 23 e 24).

[1] Departamento de Ecologia e Zoologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Campus Trindade CEP 88040-900 Florianópolis, SC, Brasil.

[2] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

**Larvas acefálicas.** Apresentam redução adicional e retração quase total da cápsula cefálica no tórax, modificada em um chamado esqueleto cefalofaringeano internalizado, do qual somente as mandíbulas, em forma de foice e verticais, ficam expostas (Figuras 29, 33 e 35).

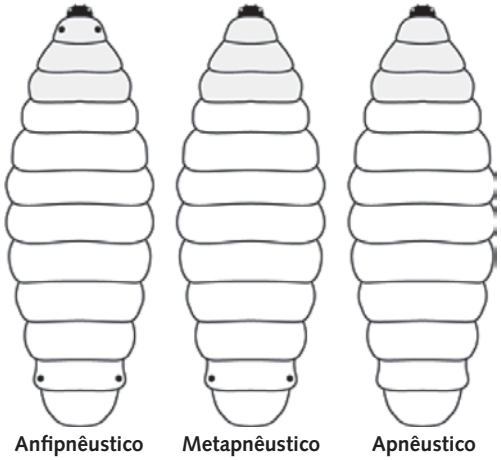
Apêndices torácicos verdadeiros, ou seja, pernas articuladas são completamente ausentes em todas as larvas de Diptera. A locomoção pode ser feita através de falsas-pernas, projeções carnosas variadas, comumente portando cerdas ou espinhos, presentes nas regiões anterior e posterior da larva (Figuras 13, 14 e 16) ou através de saliências locomotoras, geralmente em maior número que as falsas-pernas e presentes nas regiões intersegmentais ventrais (Figuras 27 e 28). Estas saliências funcionam como pontos de apoio que, com movimentos peristálticos do corpo, permitem o deslocamento da larva. As mandíbulas podem auxiliar neste processo, como ponto de ancoragem adicional (Teskey 1981).

De acordo com o número e posição dos orifícios respiratórios (espiráculos), as larvas de dípteros aquáticos podem ser (Figura 1):

**Metapnêusticas.** Com espiráculos somente na região posterior do corpo. Exemplos: Culicidae, Tabanidae, alguns Muscidae.

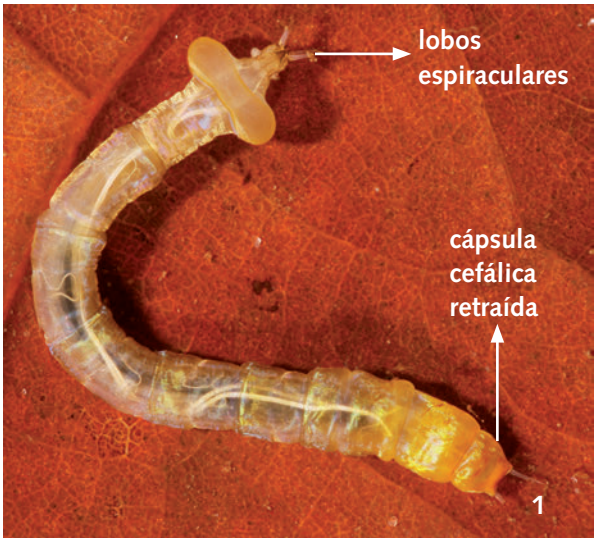
**Anfipnêusticas.** Com espiráculos no primeiro segmento do tórax e na região posterior do corpo. Exemplos: Psychodidae, Syrphidae, alguns Muscidae.

**Apnêusticas.** Espiráculos ausentes. Neste caso, as trocas gasosas são realizadas por todo o tegumento ou em regiões especializadas deste, denominadas genericamente como brânquias. Exemplos: Chironomidae, Simuliidae, Blephariceridae. ‘




A chave a seguir é modificada de Pinho (2008), que por sua vez é baseada na de Courtney e Merritt (2008), adequando-a aos grupos encontrados na região amazônica, seja na descrição dos passos da chave quanto na inserção de fotos que os ilustrem.

A ordem Diptera tem aproximadamente 15.3000 espécies formalmente descritas mundialmente, distribuídas em mais de 180 famílias (Brown 2009). Vinte famílias possuem larvas que habitam uma ampla variedade de ambientes aquáticos na Amazônia (Tabela 1).



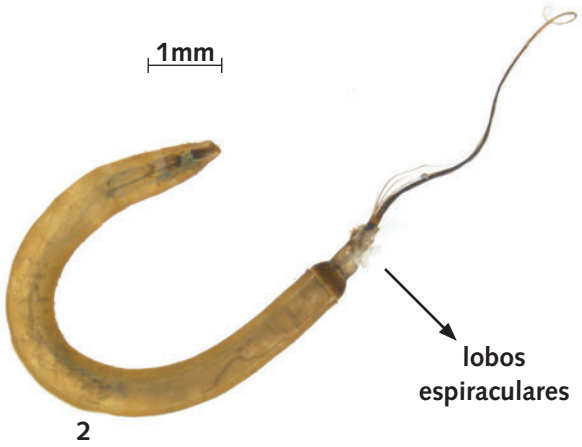



**Tabela 1.** Sumário das famílias de dípteros aquáticos que ocorrem na região amazônica, hábitats e grupos tróficos das larvas (Fonte: Courtney e Merritt 2008).

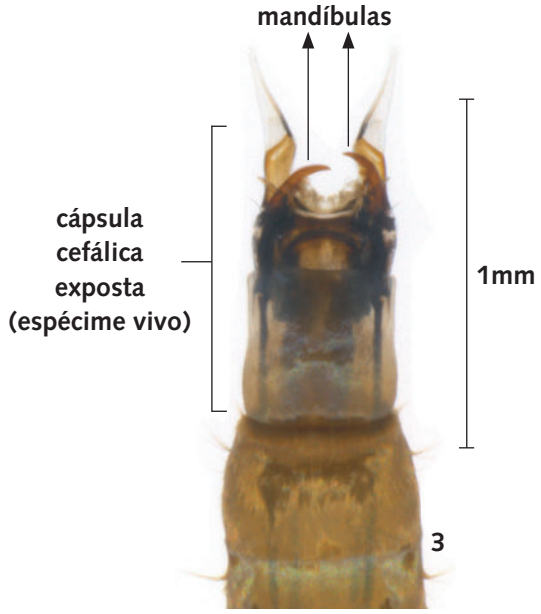
| Famílias | Hábitat | Grupo trófico |
|---|---|---|
| Blephariceridae | Ambientes lóticos. Larvas e pupas vivem aderidas em substrato rochoso em cachoeiras e áreas de corredeiras | Raspador |
| Ceratopogonidae | Ampla variedade de ambientes lóticos e lênticos. Exemplos: córregos, fitotelmos, margem de lagos e reservatórios, etc | Predomínio de predadores, coletores-juntadores e raspadores |
| Chaoboridae | Predominantemente lênticos (margens e áreas profundas) e alguns grupos ocorrem em ambientes lóticos (remansos) | Predador |
| Chironomidae | Ampla variedade de ambientes lóticos e lênticos. Exemplos: córregos, fitotelmos, margem de lagos e reservatórios, etc | Predador, minador, coletor, raspador, filtrador |
| Corethrellidae | Ambiente lêntico | Predador |
| Culicidae | Predominantemente lêntico | Coletor-juntador, coletor-filtrador, predador |
| Dixidae | Predominantemente lótico. Alguns grupos ocorrem nas margens de ambientes lóticos | Coletor-filtrador, coletor-juntador |
| Dolichopodidae | Predominantemente lêntico e margens de ambiente lóticos (semi-aquáticos) | Predomínio de predadores, alguns grupos são coletores-juntadores |
| Empididae | Predominantemente lótico (detritos) e margens de ambinte lênticos | Predador |
| Ephydridae | Predominantemente lêntico (margem e plantas aquáticas) | Prodomínio de coletores-juntadores, alguns grupos minadores, raspadores e predadores |
| Muscidae | Predominantemente lêntico, podendo ocorrer também em fitotelmos e ambientes lóticos | Predador |
| Phoridae | Lótico e lêntico | Coletor-juntador, predador |
| Psychodidae | Predominantemente lóticos. Alguns grupos ocorrem nas margens de ambientes lóticos em áreas com acumulo de detritos | Coletor-juntador |
| Sarcophagidae | Semi-aquáticos, fitotelmos | Coletor-juntador, predadores |
| Sciomyzidae | Predominantemente lêntico | Predador; alguns grupos são parasitas de gastrópodes |
| Simuliidae | Ambientes lóticos; vivem aderidos à substratos vegetais e rochosos em áreas de corredeiras | Filtrador |
| Stratiomyidae | Predominantemente lêntico (margem) | Coletor-juntador |
| Syrphidae | Lêntico e lótico (margem), fitotelmos | Coletor-juntador, predador |
| Tabanidae | Predominantemente lótico (remanso) e lêntico (margem, sedimento e detritos). Alguns grupos vivem em ambientes úmidos | Predador |
| Tipulidae | Lêntico (margem) e lótico (detrito) | Predominantemente fragmentadores, detritívoros, coletores-juntadores |

## Chave para identificar larvas das famílias de Diptera que ocorrem em ambientes aquáticos da Amazônia

1. Mandíbulas se movendo uma contra a outra em um plano oblíquo ou horizontal (Figura 3). Cápsula cefálica completa e totalmente exposta (exceto retrátil e algumas vezes reduzida em Tipulidae) ... 2

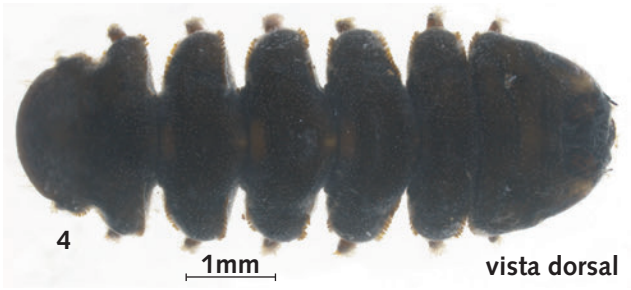
1'. Mandíbulas movendo-se paralelamente em um plano vertical (Figuras 23, 24, 33). Cápsula cefálica variavelmente reduzida na porção posterior, parcial ou quase toda retraída no tórax (Figuras 23, 24, 29, 33, 35) ..... 12

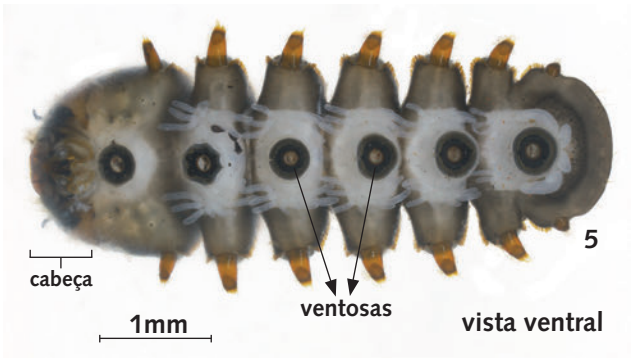
2. Cápsula cefálica parcial ou totalmente retraída no tórax (Figuras 1-3); quando observado espécime vivo, vê-se que esta é retrátil. Espiráculos posteriores frequentemente rodeados por um a três pares de lobos variavelmente franjados ... Tipulidae




2'. Cápsula cefálica totalmente exposta (Figuras 6, 11, 13), exceto reduzida dorsalmente em Blephariceridae (Figura 4). Espiráculos posteriores normalmente sem lobos franjados circundantes ... 3

3. Cabeça não distintamente separada do tórax, reduzida na região dorsal. Corpo dividido em seis divisões maiores, a primeira compreendendo a cabeça, tórax e primeiro segmento abdominal. Cada uma destas divisões com uma ventosa ventral (Figura 5) ..... Blephariceridae



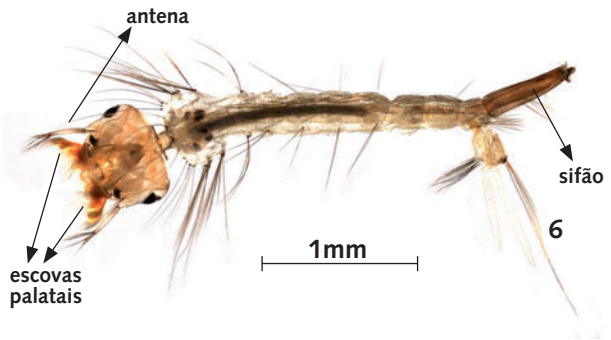

3'. Cabeça distintamente separada do tórax. Ventosas ventrais ausentes ..... 4

4. Tórax com os três segmentos fusionados e mais largo que os segmentos abdominais (Figuras 6, 7 e 10). Segmentos torácicos e abdominais com proeminentes tufos laterais de longas cerdas (Figuras 6, 10), e/ou segmento terminal com cerdas dispostas como um leque (Figura 7) ..... 5

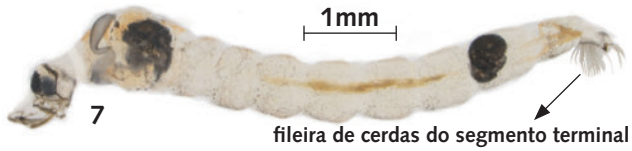
4'. Tórax com os três segmentos individualmente reconhecíveis e de mesma largura, raramente mais largo, que o abdômen. Cerdas nos segmentos torácicos e abdominais não dispostas em tufo e leque anal de cerdas ausente (Figuras 11, 14, 15) .... 7

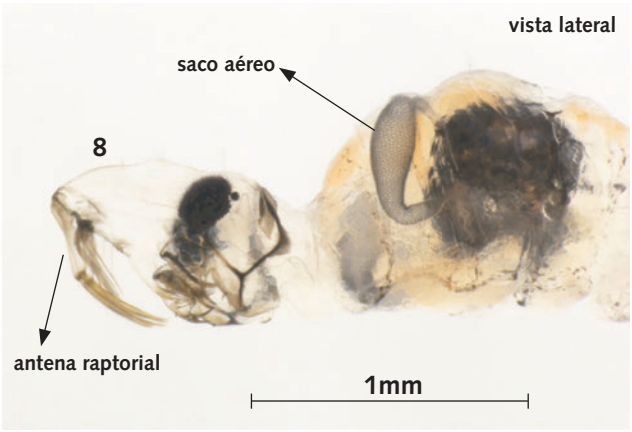
5. Antenas raptoriais, com longas cerdas apicais (Figura 8). Escovas palatais ausentes. Sifão respiratório ausente ..... 6

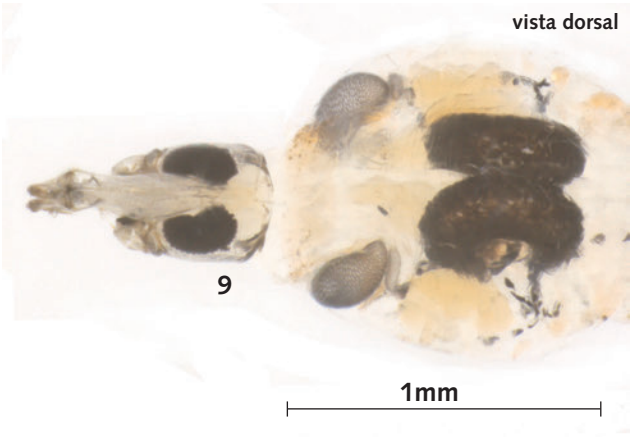
5'. Antenas não raptoriais, geralmente com cerdas apicais curtas. Conspícuas escovas palatais em cada lado do labro (Figura 8). Sifão respiratório presente ou ausente ..... Culicidae



6. Cabeça sem fileira transversa de cerdas espiniformes. Segmento terminal com fileira de cerdas dispostas como um leque (Figura 7). Saco aéreo torácico presente ou ausente ..... Chaoboridae



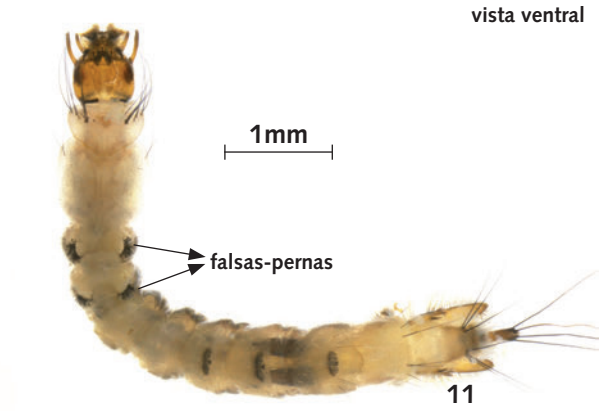



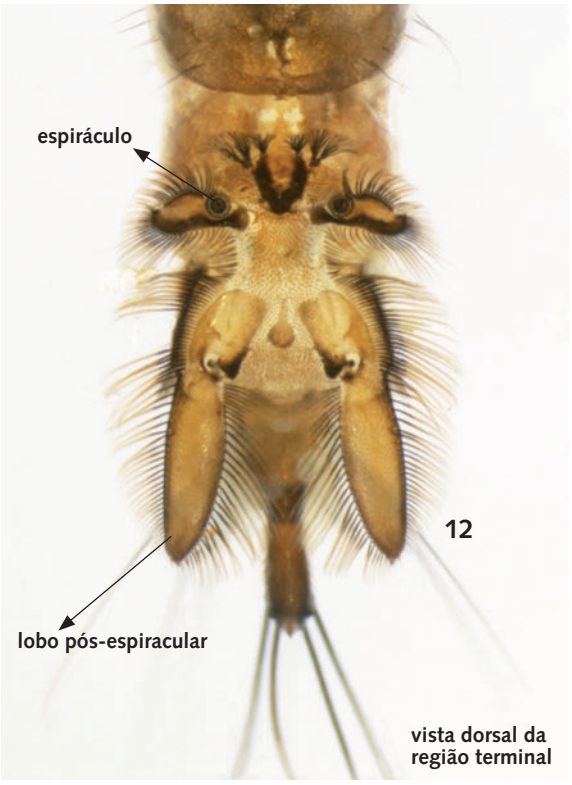




6'. Fileira transversa de cerdas espiniformes presentes em cada lado da cabeça. Segmento terminal com um tufo ventral de cerdas longas. Saco aéreo torácico ausente ..... Corethrellidae




7. Falsas-pernas presentes no primeiro e, frequentemente, segundo segmentos abdominais (Figura 11). Região posterior do abdômen com dois lobos pós-espiraculares achatados e franjados (Figura 12) ..... Dixidae



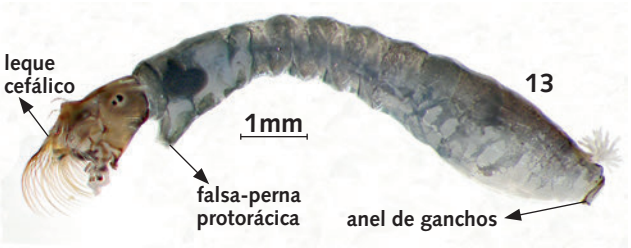




7'. Primeiro e segundo segmentos abdominais sem falsas-pernas. Região posterior do abdômen sem lobos pós-espiraculares franjados ..... 8

8. Protórax com falsas-pernas (Figuras 13, 14, 16) ... 9

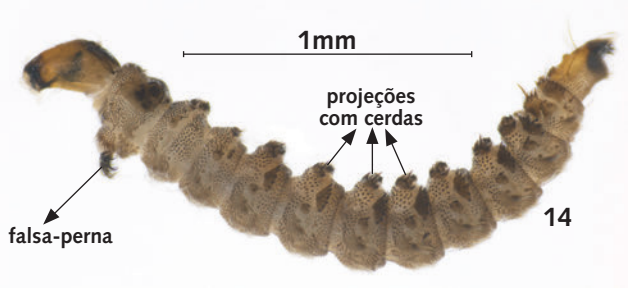
8'. Protórax sem falsas-pernas (Figuras 17, 20) ... 11

9. Cápsula cefálica com um par de leques bem desenvolvidos. Segmentos abdominais 5-8 mais volumosos que os demais. Segmento posterior terminando em um anel de ganchos (Figura 13) ..... Simuliidae

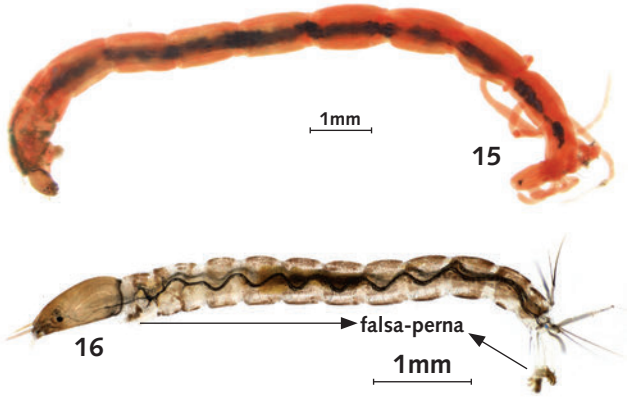



9'. Cápsula cefálica sem tais leques. Segmentos abdominais posteriores tão volumosos quanto os anteriores. Anel terminal de ganchos ausente ..... 10

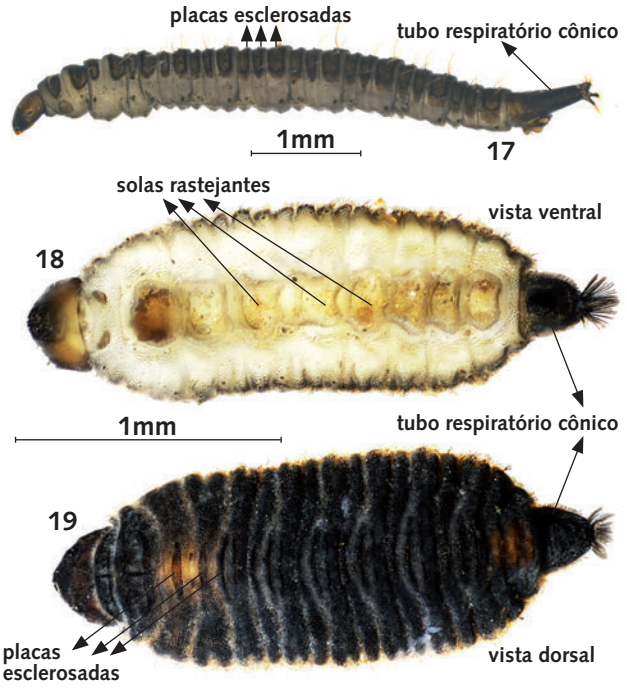
10. Segmentos torácicos e abdominais com projeções de tamanho variado com cerdas apicais (Figura 14) ..... Ceratopogonidae



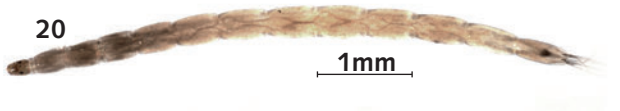

10'. Segmentos torácicos e abdominais sem tais projeções (Figuras 15, 16) ..... Chironomidae




11. Cada um dos segmentos torácicos e abdominais com até três placas esclerosadas dorsais (Figuras 17, 19); Tegumento marrom-acinzentado, com numerosas manchas escuras. Espiráculos posteriores no ápice de um tubo respiratório cônico, relativamente curto. Algumas vezes um solado semelhante a ventosas presente ventralmente ..... Psychodidae



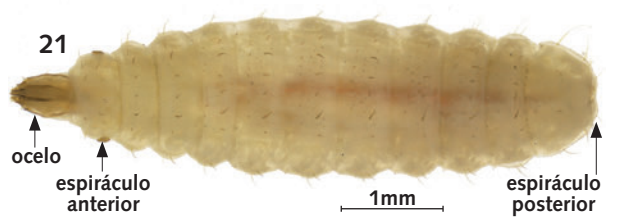

11'. Segmentos torácicos e abdominais sem placas esclerosadas dorsais. Tegumento esbranquiçado. Tubo respiratório cônico ausente. Solado rastejante ventral ausente (Figura 20) ..... Ceratopogonidae




12. Partes esclerosadas da cápsula cefálica expostas anteriormente (Figuras 21, 22, 24). Se muito reduzida, com finos bastões tentoriais e metacefálicos internamente (Figura 23) ..... 13

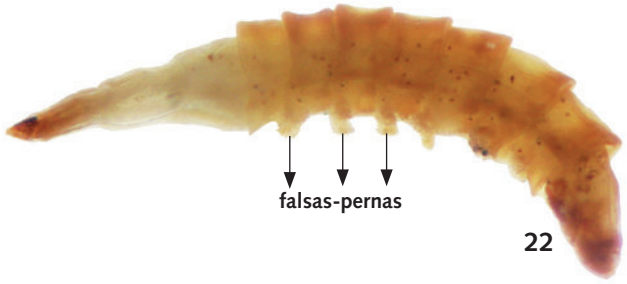
12'. Partes esclerosadas da cápsula cefálica ausentes. Cabeça reduzida a um esqueleto cefalofaringeano interno, com somente os ganchos bucais expostos exteriormente (Figuras 34, 35, 39) ..... 17

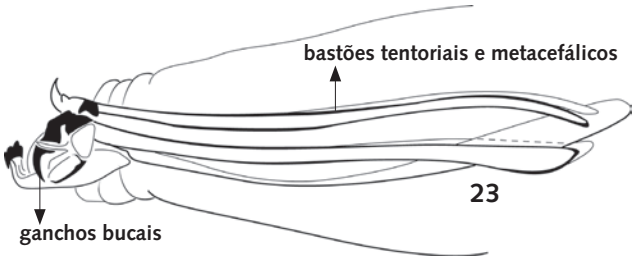
13. Larva fortemente achatada. Tegumento enrijecido e granulado. Normalmente com distintos ocelos lateralmente (Figura 21) ..... Stratiomyidae




13'. Larva cilíndrica ou levemente achatada. Tegumento não granulado. ocelos ausentes ..... 14

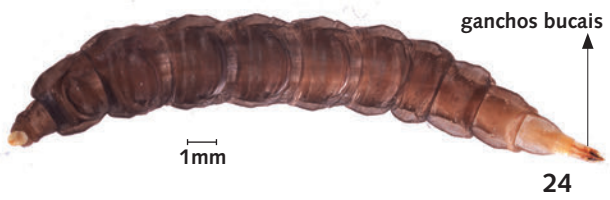
14. Falsas-pernas abdominais presentes (Figura 22) ..... Empididae

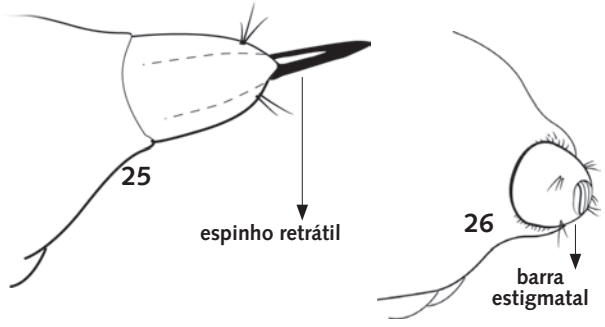



14'. Falsas-pernas abdominais ausentes (Figuras 27, 28) ..... 15

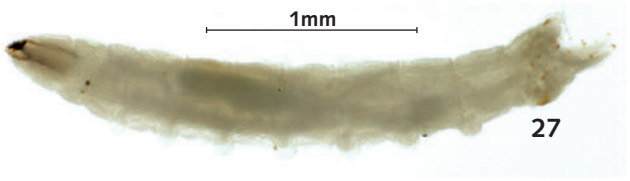
15. Espiráculos posteriores abrindo-se em uma linha vertical (Figura 26) ou em um espinho retrátil, lateralmente comprimido (Figura 25). Segmentos abdominais providos de 3-4 pares de saliências locomotoras intersegmentais não estriadas ..... Tabanidae




15'. Espiráculos posteriores, quando presentes, não encontrados em projeção arredondada ou espinho retrátil. Segmentos abdominais providos de saliências locomotoras ventrais estriadas longitudinalmente (Figuras 27, 28) ..... 16

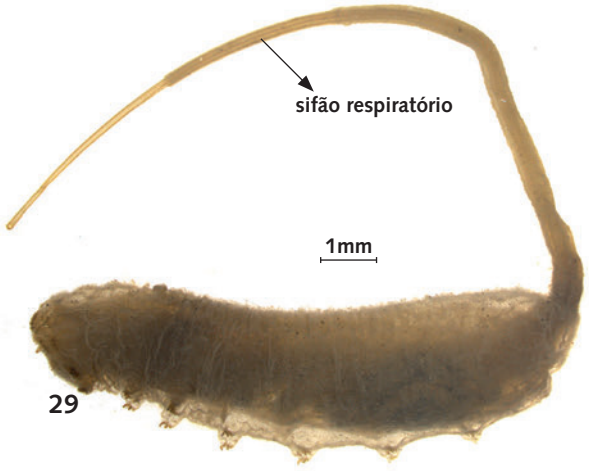
16. Espiráculos posteriores na base de dois dos quatro lobos terminais (Figura 27) ... Dolichopodidae




16'. Segmento posterior com somente um lobo simples abaixo dos espiráculos (Figura 28) ..... Empididae




17. Placas espiraculares posteriores fundidas, no ápice de um tubo respiratório telescópico (Figuras 29, 30) ..... Syrphidae

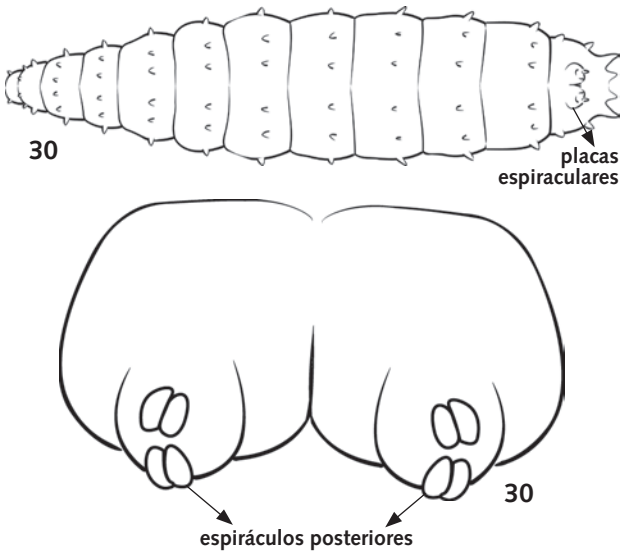






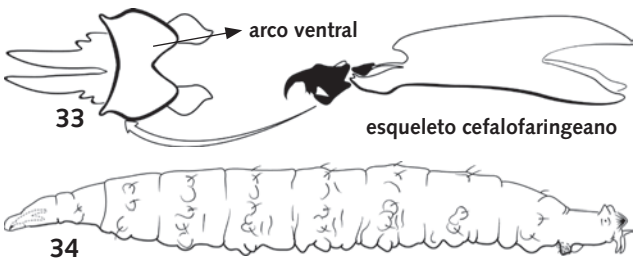
17'. Placas espiraculares posteriores sempre distintamente separadas (Figuras 32, 36, 38), seja no ápice de um tubo respiratório telescópico ou não ... 18

18. Corpo frequentemente achatado dorsoventralmente, portando uma série de espículas ou tubérculos (Figura 31). Espiráculos posteriores localizados no ápice de duas elevações arredondadas, cada uma portando duas aberturas dispostas longitudinalmente (Figura 32) ... Phoridae



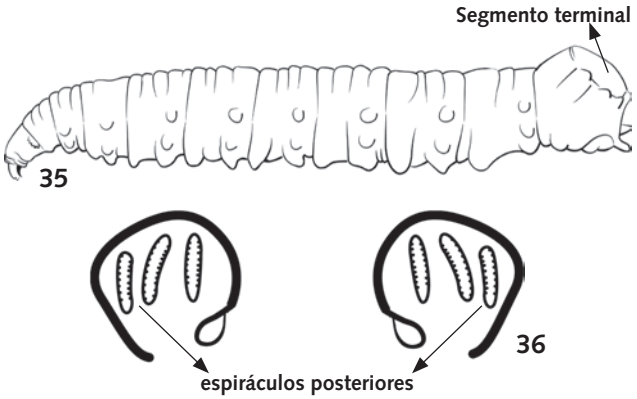

18'. Corpo frequentemente cilíndrico e sem espículas e tubérculos. Espiráculos posteriores não dispostos longitudinalmente no ápice de elevações arredondadas ..... 19

19. Corpo extensivamente coberto de cerdas curtas e finas. Segmento posterior frequentemente longo e estreito, porção terminal com pequenas projeções ao redor dos espiráculos (Figura 34). Esqueleto cefalofaringeano com um arco ventral esclerosado (Figura 33) ..... Sciomyzidae



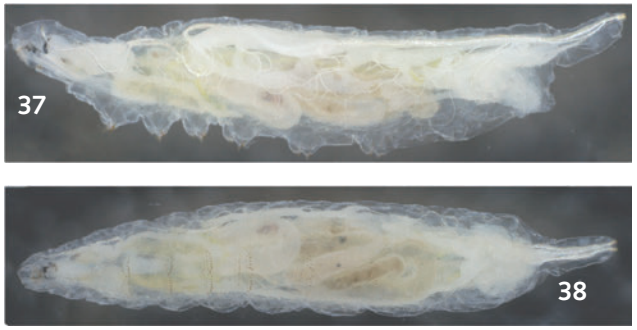

19'. Corpo não coberto por cerdas finas e curtas; se presentes, então os espiráculos se localizam em duas projeções tubulares curtas ou em um sifão respiratório (Figura 37). Esqueleto cefalofaringeano sem arco ventral ..... 20

20. Espiráculos posteriores frequentemente localizados no fundo de uma depressão no segmento terminal (Figura 35). Aberturas do espiráculo dispostas em sentido mais ou menos vertical (Figura 36) ..... Sarcophagidae




20' Espiráculos posteriores bem expostos, não localizados em uma ampla cavidade espiracular. Aberturas do espiráculo dispostas em sentido mais ou menos horizontal ..... 21

21. Segmento terminal estreitado, frequentemente terminando em um sifão respiratório retrátil (Figuras 37, 38). Tegumento dos segmentos abdominais posteriores cobertos com cerdas, ou tubérculos com cerdas presentes em alguns segmentos ... Ephydridae




21'. Segmento terminal truncado, com no máximo um sifão curto ou proeminências dorsais com espiráculos; tegumento com cerdas restritas às áreas intersegmentais. Tubérculos com cerdas, se presentes, restritos ao segmento terminal (Figura 39) ..... Muscidae



## Referências Bibliográficas


Brown, B.V. 2009. Capítulo 1. Introduction. *In* B.V. Brown *et al. Manual of Central American Diptera*. Volume I. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada, 714p.

Courtney, G.W.; Merritt, R.W. 2008. Capítulo 22. Aquatic Diptera. Part one. Larvae of aquatic Diptera, pp. 687-722. *In* Merritt, R.W.; Cummins, K.W.; Berg, M.B. (eds.). *An Introduction to the Aquatic Insects of North America*. 4ª edição. Kendall/Hunt Publishing Co. Dubuque, Iowa, 1158p.

Guimarães, J.H.; Amorim, D.S. 2006. Capítulo 14. Diptera. pp. 147-160. *In:* Costa, C.; Ide, S.; Simonka. C.E. (eds.). *Insetos Imaturos Metamorfose e Identificação*. Holos Editora. Ribeirão Preto, SP, 249p.

Pinho, L.C. 2008. Diptera. *In*: Guia *on-line*: Identificação de larvas de Insetos Aquáticos do estado de São Paulo. Froehlich, C.G. (org.). Disponível em: http://sites.ffclrp.usp.br/aguadoce/guiaonline.

Teskey, H.J. 1981. Capítulo 3. Morphology and terminology Larvae, pp.65-68. *In:* McAlpine, J.F.; Peterson, B.V.; Shewell, G.E.; Teskey, H.J.; Vocheroth, J.R.; Wood, D.M. (coords.). *Manual of Nearctic Diptera*, Vol. 1. Res. Branch, Agric. Can. Monogr. 27, Ottawa, 674p.

26

# Ordem Diptera
# Família Chiromidae
# Guia de identificação de larvas

Susana Trivinho-Strixino

## Apresentação

Tornar o reconhecimento das formas imaturas de uma das famílias de insetos mais abundante e diversa dos sistemas aquáticos continentais acessível aos pesquisadores em Ecologia Aquática e técnicos em Avaliações e Monitoramento Ambiental tem sido uma das preocupações do Laboratório de Ecologia de Insetos Aquáticos da UFSCar. O presente capítulo é uma versão revisada do livro publicado pela Universidade Federal de São Carlos em 2011 (Trivinho-Strixino 2011) e, do Guia de identificação de larvas de Chironomidae (Trivinho-Strixino e Strixino, 1995). É ampliado o número de gêneros e morfótipos bem como sua abrangência, restrita anteriormente ao estado de São Paulo, para outras regiões do Brasil.

O presente capítulo, longe de ser considerado completo, abrange aproximadamente 181 morfótipos reunidos em 92 gêneros das subfamílias Podonominae (1), Telmatogetoninae (2), Tanypodinae (23), Orthocladiinae (21) e Chironominae (45) colecionados pelo autor e provenientes de coletas em várias localidades do estado de São Paulo e de doações de exemplares colecionados por diferentes pesquisadores. Neste contexto, agradeço aos vários estudantes e estagiários que por aqui passaram, deixando material de várias outras localidades e estados brasileiros, como Amazonas, Rio de Janeiro, Paraná, Santa Catarina, Mato Grosso, Mato Grosso Sul, Minas Gerais, Acre e Goiás.

Agradeço em particular ao Dr. Luiz Carlos Pinho da Universidade Federal de Santa Catarina que fez a revisão do texto.

[1] U Departamento de Hidrobiologia, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, Rodovia Washington Luís (SP-310) Km 235, CEP 13565-905 São Carlos, SP, Brasil.

## Introdução

A família Chironomidae, reunindo 11 subfamílias, compreende um total de 355 gêneros (Ashe *et al.* 1987) e estimativas grosseiras elevam o número de espécies para as cifras de 10.000 a 20.000 (Coffman 1995); segundo Ferrington (2008), são relatadas mais de 4000 espécies com larvas vivendo na água doce. A região Neotropical contribui com 109 gêneros (Ashe *et al. op. cit.*) e estimativas de 1500 espécies (Fittkau e Reiss 1979); no Brasil são registradas aproximadamente 379 espécies (Mendes e Pinho 2013).

Seus representantes formam um dos mais importantes grupos de insetos aquáticos, participando significativamente da composição faunística dos mais variados biótopos lacustres e fluviais onde, geralmente, ocorrem em elevadas densidades numéricas na condição de larvas. Sua participação, embora menos considerável, estende-se ao litoral rochoso marinho e ao ambiente edáfico (particularmente restritos à liteira do solo).

Nos ambiente dulciaquícolas (rios, riachos, nascentes, lagos, lagoas, reservatórios e brejos) as larvas colonizam, basicamente, o sedimento e a vegetação aquática, mostrando uma ampla faixa de condições nas quais podem viver o que reflete a elevada capacidade adaptativa do grupo. Diante disso, alguns gêneros ou espécies são considerados indicadores de condições ambientais particulares e a proporção que mantem na comunidade pode ser usada em estudos de avaliação e monitoramento ambiental.

A despeito de sua reconhecida importância ecológica, a taxonomia de Chironomidae no Brasil, embora tenha crescido significativamente nos últimos anos, ainda pode ser considerada pouco abrangente, principalmente no que diz respeito às formas imaturas. Aliada à complexidade taxonômica que a família apresenta, devemos reconhecer que a identificação mais acurada das formas imaturas (larvas e pupas) só é possível através de criações em laboratório para o estabelecimento da devida associação entre os imaturos e os adultos machos que são as formas utilizadas para definir precisamente as espécies.

Este Guia apresenta a diagnose de 92 gêneros das subfamílias Podonominae (1), Telmatogetoninae (2), Tanypodinae (23), Orthocladiinae (21) e Chironominae (45), com ilustrações de aproximadamente 181 morfótipos. Muitos táxons aqui apresentados ainda não foram registrados para o Brasil pelo desconhecimento das formas adultas essenciais para a correta identificação. Outros, de identidade duvidosa, são apresentados seguidos de ponto de interrogação (?), principalmente os morfótipos do complexo *Harnischia*.

Embora existam outros Manuais de Identificação (*e.g.*, Epler 2001; Wiederholm 1983) que poderão eventualmente suprir as deficiências deste Guia, recomendamos, porém a utilização dos mesmos com o devido cuidado, por se tratar de guias elaborados com representantes da fauna de outras regiões Zoogeográficas. Sugerimos que ao utilizar essas chaves seja verificado se os gêneros identificados pelas referidas chaves ocorrem na região Neotropical. Para isso é interessante que se recorram às listagens de táxons da região Neotropical (Spies e Reiss 1996) e ao site sobre Chironomidae do Brasil elaborado por Mendes e Pinho (2013).

## Aspectos gerais da biologia e ecologia

Os insetos constituem um grupo dentro do Filo dos Artrópodos que poderíamos considerar no topo do processo evolutivo da linha dos Protostômios Celomados. Foi o grupo que desenvolveu melhores adaptações para viver no ambiente terrestre (desenvolvimento de uma armadura externa impermeável – o exoesqueleto, que evita processos de perda de água para o ambiente; desenvolvimento de um sistema respiratório característico para o ambiente aéreo – traquéias, que constituem uma rede de canais internos que levam diretamente o ar para o interior do corpo; desenvolvimento de asas que possibilitaram a exploração de outros ambientes.

A despeito de todas essas adaptações ao ambiente terrestre, muitos grupos de insetos retornaram para a água, em várias ocasiões, no curso de sua evolução. Assim, entre as várias ordens de insetos, pode-se dizer que 10 apresentam formas verdadeiramente aquáticas e várias outras são semi-aquáticas.

A ecologia dos insetos aquáticos está intimamente relacionada com as adaptações destes ao ambiente aquático, uma vez que, como animais primariamente terrestres, tiveram que desenvolver adaptações diversas, cuja qualidade os tornou mais ou menos aptos a explorar diferentes hábitats aquáticos. A despeito de seu grande

número e da enorme diversidade, os insetos aquáticos são secundária e incompletamente adaptados à vida aquática. Entre as diversas adaptações que permitiram a vida dos insetos no ambiente aquático, as mais importantes são aquelas relacionadas com a respiração, locomoção, osmo-regulação, alimentação e ciclo de vida.

Dentro desse contexto adaptativo é que se inserem os Diptera, grupo altamente heterogêneo, com a maioria de suas espécies terrestres. Todavia, as formas imaturas de algumas famílias deste grupo podem ser predominantes na maioria dos hábitats aquáticos de água doce. Aproximadamente a metade dos insetos aquáticos pertence à ordem Diptera. Destes, a família Chironomidae (Quironomídeos) é a que predomina. Estimativas grosseiras calculam em aproximadamente 20.000 espécies no mundo. Trata-se de um grupo, que embora numeroso em quase todos ambientes aquáticos, é ainda pouco estudado e conhecido no Brasil. Embora sejam numerosos os trabalhos que mencionem o grupo dentro do contexto ecológico, principalmente aqueles referentes à ecologia de comunidades macrobentônicas, pouco se conhece sobre a sua taxonomia, uma vez que quase sempre são analisados em nível de família e/ou gênero, pois são identificados através de suas larvas.

A principal dificuldade taxonômica reside num fato histórico que até hoje persiste. Qual seja, a taxonomia dos Chironomidae seguiu duas linhas distintas, uma considerando as características das larvas e outra considerando a morfologia de adultos machos. Hoje se reconhece a necessidade de análise de todas as fases (larvas, pupas e adultos) para se proceder a uma boa identificação. Por causa disso, a maioria das espécies que se conhece no Brasil foi identificada apenas em sua fase adulta. Portanto, os trabalhos de ecologia aquática com larvas restringem-se a identificações, quando muito, ao nível de gênero. A região do Brasil um pouco melhor conhecida é a Amazônia, onde nas décadas de 60/70 pesquisadores alemães realizaram estudos intensivos com o grupo. Todavia, a maioria desses trabalhos taxonômicos refere-se a adultos machos. Nos últimos anos tem surgido numerosos trabalhos taxonômicos do grupo em outras regiões do Brasil, porém ainda há uma grande deficiência no conhecimento das formas imaturas.

As larvas de Chironomidae habitam todos os tipos de ambientes aquáticos, desde lagos, lagoas, pântanos, rios, córregos, nascentes, até águas oceânicas. Muitas espécies são também comuns no ambiente terrestre, ou habitam locais com condições ambientais extremas, como fontes termais, fitotelmata, etc. É também o grupo de insetos predominante na região Ártica. A ampla distribuição e a supremacia numérica deste grupo devem-se, principalmente, às adaptações desenvolvidas por suas larvas, as quais permitiram explorar e colonizar ambientes que nenhum outro inseto foi capaz.

A principal adaptação do grupo está relacionada com sua respiração. Enquanto muitos insetos aquáticos são imperfeitamente adaptados à água, em termos de respiração (os chamados "falsos aquáticos" que respiram o oxigênio atmosférico, e fazem constantes visitas à superfície, ou ainda, "verdadeiros aquáticos" com brânquias traqueais externas cuja eficiência está quase sempre limitada a águas ricas em oxigênio, córregos ou margens de lagos), as larvas de Chironomidae são apnêusticas e capazes de respirar o oxigênio dissolvido na água através da superfície do corpo. Expansões na extremidade posterior das larvas também contribuem para a obtenção do oxigênio dissolvido. Além desses processos, a hemoglobina no fluido corpóreo de espécies vermelhas participa da respiração das larvas. A cor da hemoglobina larval varia de acordo com a quantidade de oxigênio do meio. Em larvas de *Chironomus*, somente aquelas formas que vivem nos sedimentos eutróficos, têm cor vermelha mais intensa. A mesma característica pode ser observada também em outros gêneros, como *Polypedilum*, *Goeldichironomus*, *Fissimentum*, etc. As larvas de *Chironomus plumosus* e algumas outras espécies podem sobreviver por tempo considerável em um meio quase completamente anóxico. Seu sangue, graças à hemoglobina que contém, é capaz de armazenar uma maior quantidade de oxigênio do que se o gás estivesse somente dissolvido na hemolinfa. Evidentemente a hemoglobina é capaz de concentrar oxigênio do ambiente, capacitando a larva a sobreviver durante condições desfavoráveis.

É universalmente reconhecido que a concentração de oxigênio do ambiente constitui um fator importante na determinação do limite de distribuição de Chironomidae nos lagos. O oxigênio é, sem dúvida, um fator essencial para a existência

das larvas e serviu de base para tipologia dos lagos temperados europeus (eutróficos, oligotróficos, distróficos). É justamente nessa capacidade desenvolvida por alguns quironomídeos em viver em ambientes com pouco O2, ou em águas poluídas, que os torna de interesse para os ecologistas – a utilização de larvas como indicadoras das condições ambientais. Há espécies altamente tolerantes, como por exemplo, as do gênero *Chironomus*, e outras espécies altamente sensíveis a mudanças ambientais. Algumas espécies são capazes de entrar num processo de anaerobiose passiva (redução da atividade metabólica) quando as condições ambientais se tornam muito severas.

Com relação à locomoção na água pode-se dizer que as larvas de Chironomidae apresentam baixa eficiência hidrodinâmica para a natação. Com exceção de Tanypodinae que são mais ativas e capazes de nadar com melhor eficiência, a maioria dos Chironomidae é construtora de tubos que eles raramente ou nunca abandonam. Tais tubos são construídos com o auxílio da seda produzida pelas glândulas salivares, que é agregada com partículas de detritos do meio. Através de constante ondulação do corpo, no interior do tubo, a larva mantém uma constante renovação da água para trocas gasosas e para alimentação. Algumas espécies que transportam tubos apresentam, também, abas laterais do corpo para fixação no seu interior. Suas larvas possuem pseudópodos posteriores relativamente mais curtos, quando comparados com os de espécies livres. Em Tanytarsini, os pseudópodos são curtos com garras arranjadas em forma de ferradura, que servem para prender a larva no interior do tubo. As espécies tubícolas (Figura 1)impulsionam a extremidade anterior do corpo para fora do tubo, enquanto se alimentam, mas não deixam totalmente o tubo.

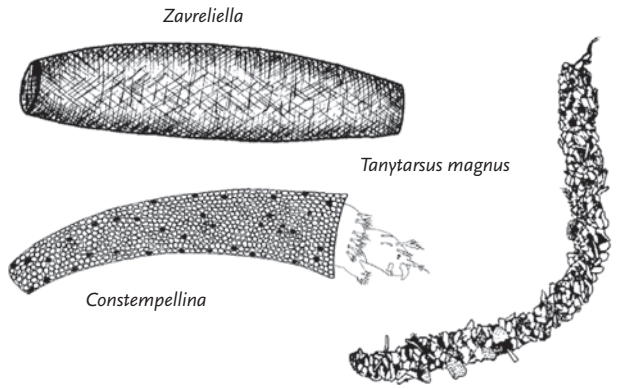



**Figura 1.** Gêneros de Chironomidae com larvas tubícolas.

Este tipo relativamente restrito de mobilidade cria uma demanda para elongação dos órgãos sensoriais tácteis - as antenas (Figura 2). As antenas de espécies tubícolas especializadas (Tanytarsini) e de algumas outras formas são longas e emergem de longos processos tubulares - os tubérculos antenais, também denominados pedestais. Em algumas espécies os órgãos de Lauterborn estão localizados nas extremidades de longos pecíolos e podem ser bastante largos.

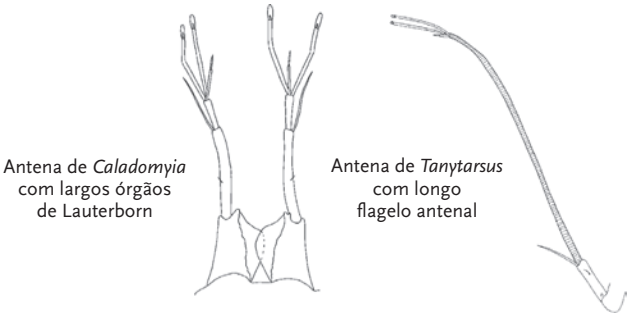



**Figura 2.** Antenas de larvas de Chironomidae.

Muitas das peculiaridades morfológicas observadas nas larvas de Chironomidae refletem adaptações às condições externas. Deste modo, para certos grupos ecológicos é possível relacionar suas peculiaridades morfológicas a fatores ambientais específicos.

Por exemplo, espécies psamoreobiontes que habitam meios em que falta estabilidade e sujeitos a constantes mudanças, apresentam forma do corpo altamente flexível, com redução do seu diâmetro, e provido com estruturas sensoriais bem desenvolvidas. Outras adaptações de espécies desse grupo são: formas mais delgadas, às vezes, com segmentos subdivididos, pseudópodos posteriores reduzidos, cabeça fina e longa, palpos maxilares longos com numerosos órgãos sensoriais, antenas longas e subdivididas. Exemplos destas adaptações podem ser observados em larvas de algumas espécies de *Polypedilum, Nilothauma* e *Pelomus*.

A maioria das larvas minadoras é adaptada a uma existência livre, com hábito minador facultativo, e, portanto, sem adaptações evidentes para isso. Algumas espécies, porém, são exclusivamente minadoras, e minam o interior de Porifera e de Polyzoa de água doce (*e.g., Demeijeria* e *Xenochironomus*). Outras minam folhas e pecíolos de plantas aquáticas achatadas (*Cricotopus*), ou substratos duros, como madeira submersa (*Stenochironomus*). Nestes observam-se nítidas modificações estruturais do corpo.

As larvas de *Stenochironomus* e *Xestochironomus* (Figura 3) apresentam a cabeça em forma de cunha, com mandíbulas e mento muito fortes; a forma do corpo também é modificada, com o primeiro segmento torácico fortemente inflado e mais largo do que a cabeça e o resto do corpo. Os dois segmentos torácicos seguintes vão gradualmente se estreitando posteriormente, mas são altamente musculosos. O abdômen é mais estreito do que o tórax e sua musculatura é fracamente desenvolvida. Os segmentos torácicos fortes e musculosos são comprimidos através da parede do tubo, e servem de "pivô" para a cabeça durante o processo de perfuração da madeira; o abdômen é simplesmente puxado para frente.

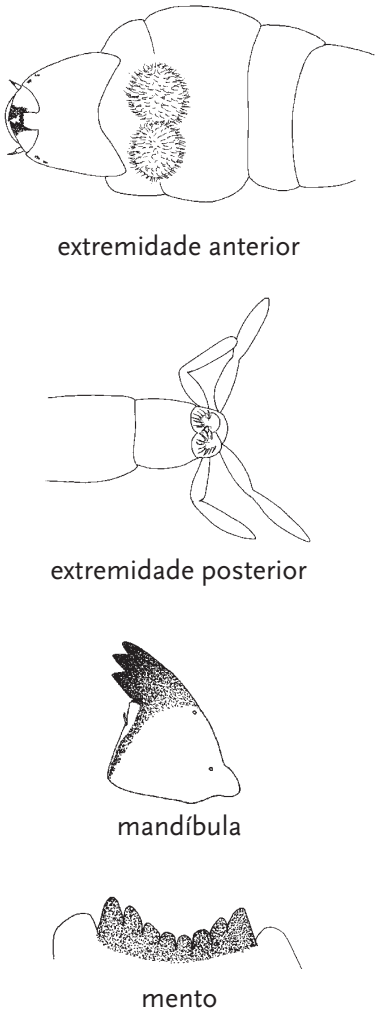



**Figura 3.** Adaptações morfológicas de uma larva xilófaga (*Xestochironomus*).

A maioria das larvas de Chironomidae é, porém, raspadora ou coletora de detritos, em especial aquelas construtoras de tubos. As coletoras podem ser filtradoras ou roçadoras (pegadoras). Através de ondulações do corpo no interior do tubo, a água juntamente com partículas orgânicas, é forçada a passar pelo interior do tubo. As larvas tecem uma rede que retém as partículas. De tempos em tempos, a larva muda de posição e cria uma contracorrente para desobstruir o casulo e, então ingere a teia junto com os detritos aderidos.

Mecanismo mais elaborado é observado em algumas larvas de Tanytarsini. Por exemplo, em *Rheotanytarsus*, gênero característico de águas correntes, cujos casulos são dotados de hastes, onde a larva tece a rede (Figura 4).

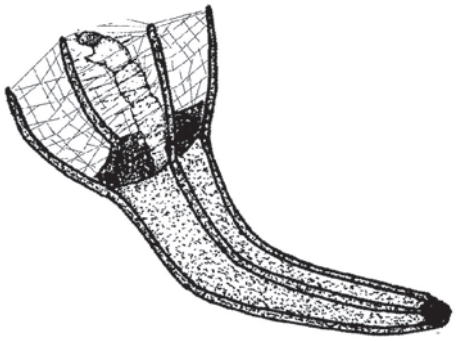


**Figura 4.** Casulo e larva de *Rheotanytarsus*.

De tempos em tempos a rede é comida, e outra é construída. Observa-se nas espécies deste gênero uma atitude passiva para a tomada de alimento, pois o fluxo de água do rio dispensa as ondulações do corpo.

A predominância de detritos na dieta alimentar da maioria das larvas de Chironomidae as torna muito importantes dentro dos sistemas aquáticos, pois são os principais conversores de matéria morta de baixo valor energético, em proteína viva que pode ser melhor aproveitada por outros níveis tróficos, como por exemplo, os peixes. Mesmo as larvas de Tanypodinae, subfamília tida como predadora, em determinadas situações podem se alimentar de detritos.

### Ciclo de vida

Com relação ao ciclo de vida, pode-se dizer que o fato de um organismo ser obrigado a utilizar dois ambientes para completar seu ciclo deve resultar em padrões fisiológicos e comportamentais bem característicos. Esta problemática não é exclusiva dos quironomídeos, mas da maioria dos insetos aquáticos, com exceção de Coleoptera e de Hemiptera que podem viver na água na forma adulta (Figura 5).

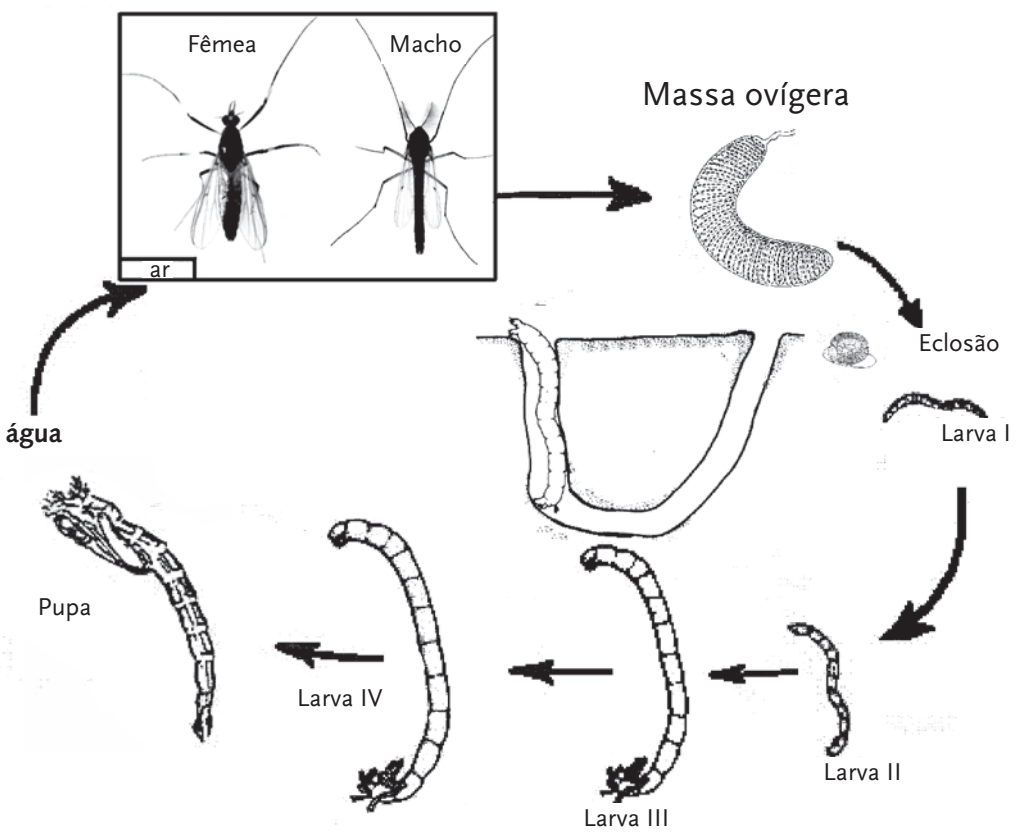



**Figura 5.** Esquema das fases terrestre (adultos) e aquática (larvas e pupa) de um Chironomidae.

Em Chironomidae, o ciclo inicia com a deposição dos ovos na água pelas fêmeas fertilizadas pelos machos, após vôos de acasalamento. Os adultos vivem poucos dias, e na maioria dos casos, não se alimentam. Os ovos são depositados em massas gelatinosas que em contato com a água se expandem e adquirem diferentes formas de acordo com o táxon (Figura 6). Normalmente as fêmeas realizam uma única postura, porém de acordo com a estrutura dos ovaríolos, outras massas ovígeras menores podem ocorrer. Os ovaríolos iniciam seu amadurecimento ainda na larva de 4º estádio e, quando emergem as fêmeas, os ovócitos podem estar quase maduros. Algumas espécies que habitam ambientes instáveis, como por exemplo, zonas intertidais, podem apresentar os ovócitos já maduros, quando emergem as fêmeas. As massas ovígeras podem ser cilíndricas, esféricas, em fita, etc. No interior da gelatina o ovo inicia seu desenvolvimento embrionário que dura aproximadamente 40 horas (Figura 7).

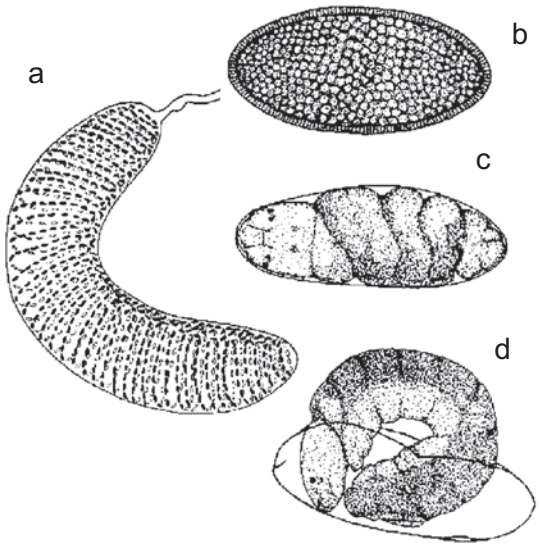



**Figura 6.** a. Massa ovígera de *Chironomus sancticaroli*; b. ovo com 12 horas, c. ovo com 35 horas; d. lárvula rompendo o córion durante eclosão.

As larvas passam por quatro estádios antes de se transformar em pupas (Figura 8). Além de pequenas modificações morfológicas, é possível diferenciar os vários estádios pelo tamanho da cabeça, ou por outras estruturas cefálicas. O crescimento segue uma curva logística e é temperatura dependente. A fase larval dura desde poucos dias (7 dias em *Apedilum elachistus*), até semanas (*Chironomus*, *Goeldichironomus*); nas regiões frias pode durar um ano ou mais (Figura 9). As pupas têm vida efêmera emergindo em poucos segundos, quando vêm à superfície da água. Nesta fase é que são mais vulneráveis à predação (são muito comuns no trato digestivo de peixes).

Estudos autoecológicos têm demonstrado o papel do alimento e da temperatura na sobrevivência e na reprodução de algumas espécies. Pouco alimento reduz a sobrevivência e produz fêmeas adultas menores e menos fecundas. Baixas temperaturas também reduzem a sobrevivência, porém produzem fêmeas maiores e mais fecundas. O balanço entre quantidade adequada de alimento e temperaturas ótimas resulta num potencial reprodutivo mais elevado. Estudos dessa natureza são importantes para viabilizar o cultivo intensivo de larvas que podem ser usadas como complemento alimentar para peixes, ou para estudos de bioensaios sobre toxicidade.

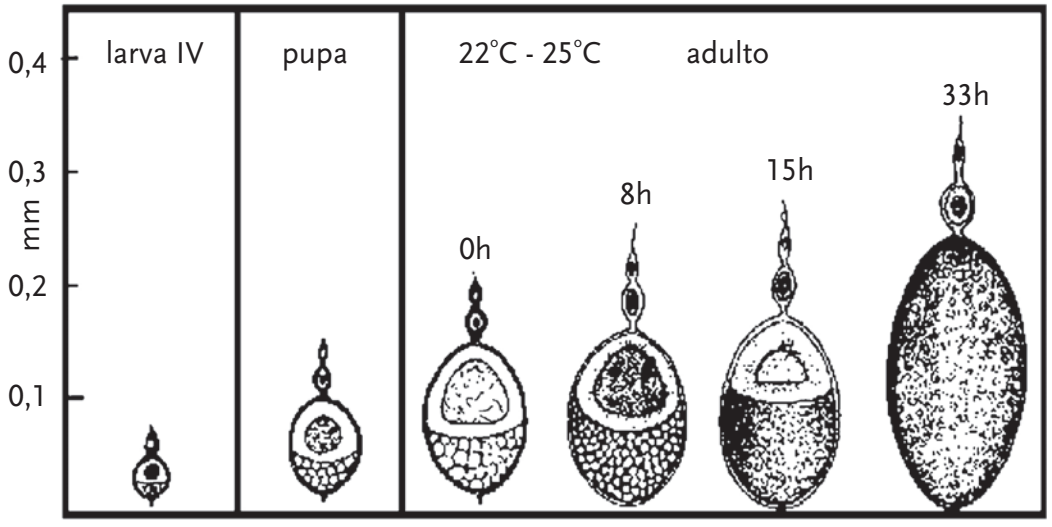



**Figura 7.** Estados de maturação do ovaríolo de *Chironomus sancticaroli* nos estágios de larva IV, pupa e fêmea adulta com diferentes idades (horas após emergência).

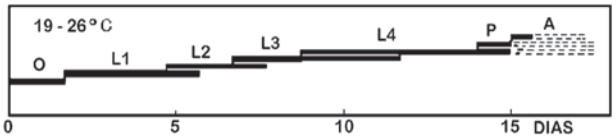



**Figura 8.** Duração em dias dos quatro estádios larvais e início da emergência de *Chironomus sancticaroli* em condições de laboratório.

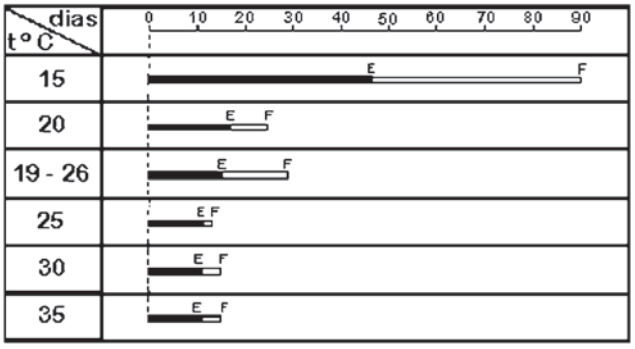



**Figura 9.** Duração em dias da fase aquática (em preto) e da emergência (em branco) de *Chironomus sancticaroli* em diferentes temperaturas.

## Morfologia externa das larvas de Chironomidae

As larvas de Chironomidae possuem uma cabeça bem desenvolvida, não retrátil, com peças bucais mastigadoras. O corpo consiste de 13 segmentos (3 torácicos e 10 abdominais); o primeiro segmento torácico e o último segmento abdominal carregam ventralmente pares de pseudópodos dotados de numerosas garras (Figura 10). Estas auxiliam na locomoção, na alimentação e na fixação da larva no interior do casulo; em alguns grupos de águas correntes, as garras são particularmente mais fortes e auxiliam na fixação da larva à rocha. Variações na extensão, fusão, ou redução destes segmentos e pseudópodos podem ser observadas em diferentes formas.

No último segmento abdominal (Figura 11) estão localizadas dorsalmente duas projeções tubulares denominadas procercos, contendo tufos de cerdas nas suas extremidades. Entre os pseudópodos posteriores estão localizadas expansões, os chamados túbulos anais, em geral 2 pares, que podem ser bastantes proeminentes em algumas formas. Túbulos adicionais podem ocorrer no abdômen de alguns gêneros.

Os túbulos anais e abdominais, segundo alguns autores, serviriam para aumentar a capacidade de trocas gasosas pela superfície do corpo. Alguns gêneros, como *Chironomus*, e outros, predominantes em águas pobres em $O_2$, possuem esses túbulos bastante longos. A despeito da presença destes túbulos, a maioria dos especialistas considera que o grau de desenvolvimento dos mesmos, independe da concentração de $O_2$ do ambiente. Tem sido demonstrado que as larvas são capazes de absorver água através desses túbulos anais e assim, regular a pressão osmótica de seus tecidos. Os túbulos, segundo esses estudos, teriam a função de regulação osmótica. Coincidentemente, em locais onde ocorre déficit de $O_2$, são comuns as larvas de espécies com túbulos acessórios abdominais extremamente longos.

A cabeça está embutida numa cápsula quitinosa cuja porção anterior apresenta as peças bucais. Esta, em geral, se posiciona em linha com o eixo longitudinal do corpo, ligeiramente inclinada para baixo. A forma geral da cabeça é ovóide; nas formas carnívoras (Tanypodinae) a cabeça pode ser relativamente mais estreita na fronte onde as mandíbulas estão inseridas. Nas formas psamobiontes (*e.g.*, *Nilothauma*,

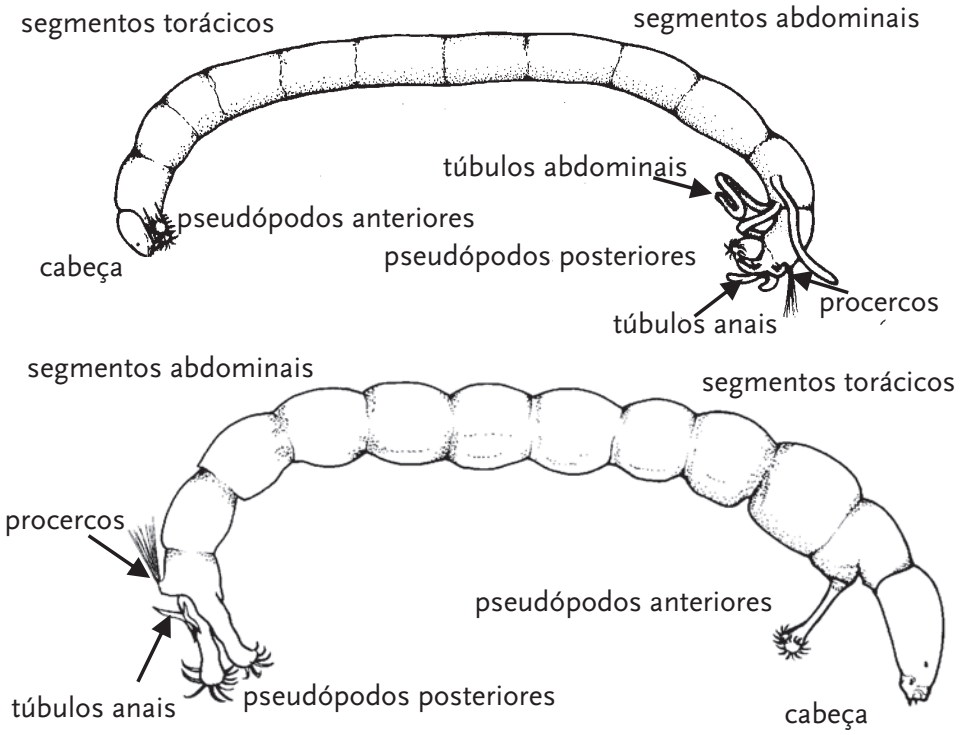



**Figura 10.** Aspecto da cápsula cefálica e do corpo de uma larva de Chironominae e de Tanypodinae.

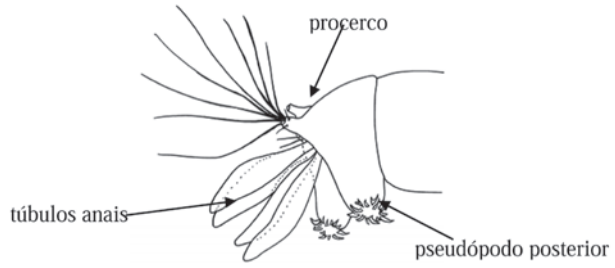



**Figura 11.** Região posterior do abdômen de uma larva de Chironomidae.

*Fissimentum*) a cabeça pode ser fortemente alongada e fina, e às vezes assume a forma tubular. Em *Stenochironomus*, gênero minador de madeira, a cabeça é achatada dorsoventralmente e se expande na extremidade anterior, de forma que a base de suas maciças mandíbulas é bastante larga. Os olhos estão localizados lateralmente e podem ser duplos ou simples.

A cabeça é composta de vários escleritos. Ao redor dos escleritos há várias suturas que correspondem às junções entre os escleritos. Em algumas larvas os escleritos se fundem, e, assim as suturas não são visíveis. A parte superior da cabeça é formada pelo esclerito frontal (apótoma frontal), em geral, com forma de lança com a parte afilada dirigida posteriormente e com 2 pares de setas na extremidade anterior (Figura 12). Lateral e ventralmente a cabeça é formada pelos escleritos genais. Na superfície ventral (Figuras 13, 14), juntando as genas, está o esclerito gular, que se conecta e se funde ao submento anteriormente; este sempre carrega setas gulares. Todos estes escleritos, junto com o submento são fundidos numa única unidade sem qualquer sutura. A extremidade anterior do esclerito genal é espessada e serve como base por onde emergem as mandíbulas e as maxilas. O ângulo antero-dorsal dos escleritos genais possuem duas aberturas circulares, cada uma circundada por um anel esclerosado e uma fina membrana quitinosa por onde as antenas emergem. Esta membrana é, quase sempre, ligeiramente elevada para formar uma protuberância arredondada. Em muitas formas, esta é fortemente elevada e cresce para fora numa estrutura tubular denominada pedicelo ou tubérculo antenal (comum em muitos Tanytarsini), que pode apresentar na extremidade interna distal, projeções ou processos palmados (*e.g.*, *Stempellina*). A margem posterior da cabeça se abre numa abertura occipital ao redor da qual está o esclerito occipital, separado dos escleritos genais pela sutura occipital e delimitado dorsalmente pela sutura coronal. O esclerito occipital é, em geral, mais esclerosado e se assemelha a um colar mais escuro. Em algumas larvas este pode ser bem largo como em *Fissimentum* e *Goeldichironomus*. O clípeo está situado na frente do apótoma frontal e, em geral, recobre o labro, tem a forma trapezoidal ou arredondada, e carrega 1 par de setas. O clípeo, juntamente com o apótoma frontal, e suas setas normalmente distribuídas ocorre na maioria dos Orthocladiinae e em alguns Chironominae. Em Tanypodinae, tanto o clípeo como o labro são reduzidos e tem a forma de uma estreita armadura na fronte do apótoma frontal. Em Chironomidae há grande diversidade de formas e desenvolvimento do clípeo. Em alguns a sutura é claramente definida enquanto em outras pode desaparecer formando um único esclerito, denominado apótoma frontoclipeal (*e.g.*, *Phaenopsectra*).

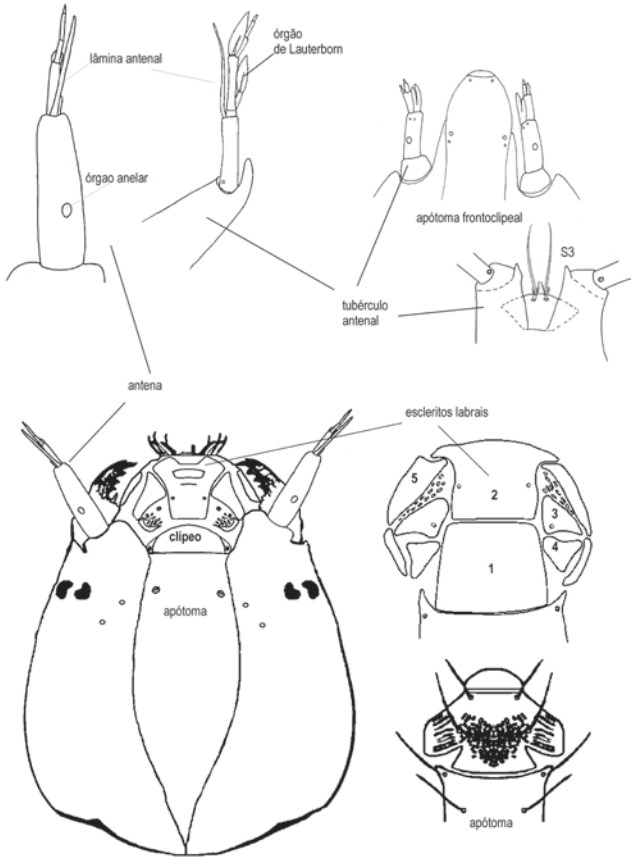



**Figura 12.** Vista dorsal da cápsula cefálica da larva de Chironominae.

A antena de Chironomidae consiste, em geral, de 5 segmentos. O primeiro é chamado segmento basal e os demais formam o flagelo antenal. Em

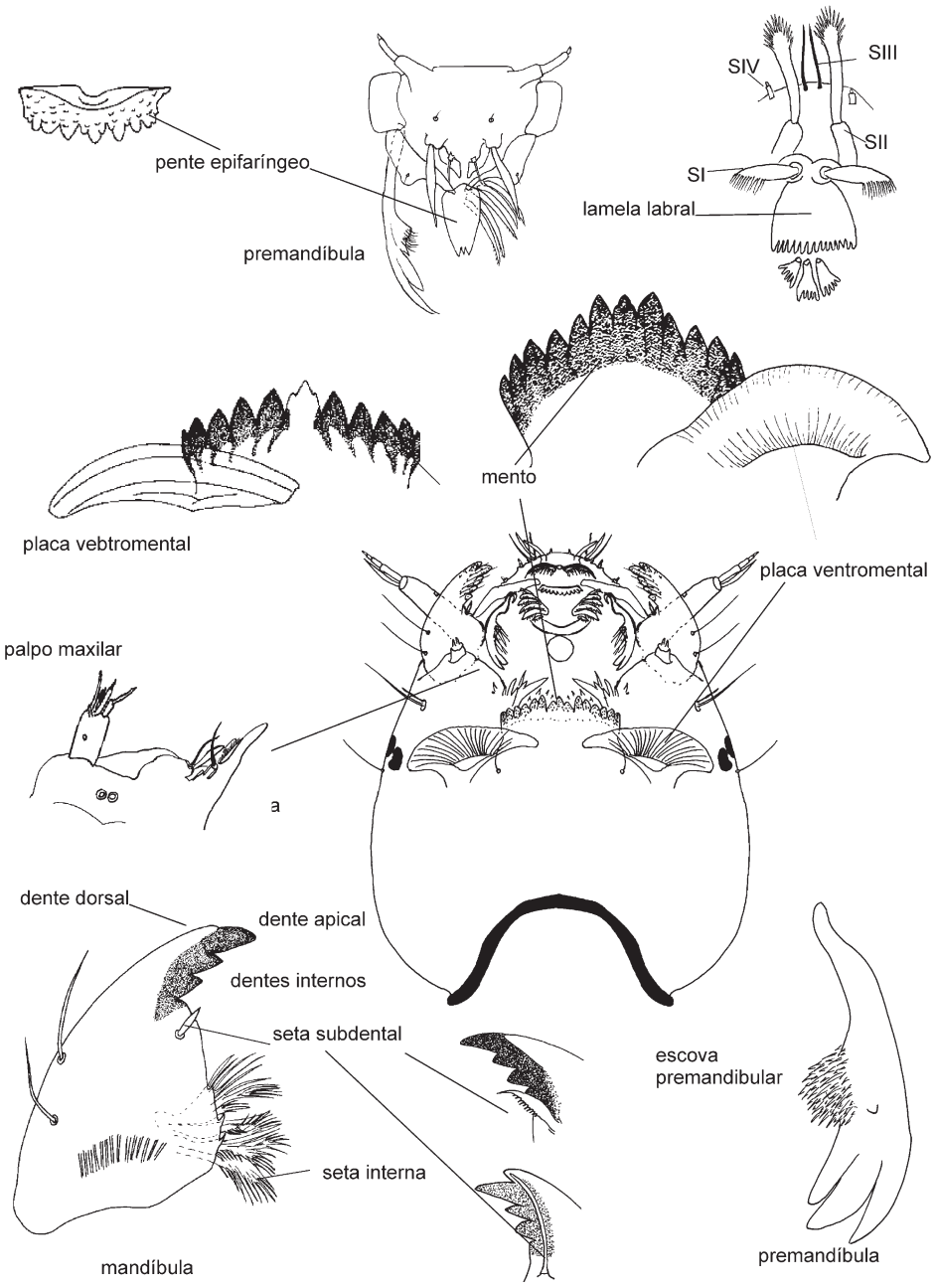



**Figura 13.** Vista ventral da cápsula cefálica da larva de Chironominae.

quase todas as larvas, o segmento basal é mais forte e mais longo que o flagelo antenal. Nas larvas mais jovens o segmento basal é relativamente menor do que nos estágios mais velhos. Na identificação das larvas, o tamanho do segmento basal em relação ao flagelo é, em geral, de valor diagnóstico importante (razão antenal-AR). Essa relação (AR) pode mudar com o estádio larval, somente tendo valor diagnóstico no último estádio (4º instar). Na superfície lateral do segmento basal, dirigido para o centro da cabeça há um ou mais órgãos anelares, cuja função não é bem conhecida. Neste segmento basal também ocorre uma seta simples, localizada mais ou menos na metade do segmento, que é particularmente desenvolvida nos Tanytarsini. Em outros grupos é quase rudimentar e passa mais ou menos despercebida.

A porção distal do segmento basal da antena carrega a lâmina antenal. Esta, normalmente não se estende além do flagelo antenal. Na extremidade distal do segundo segmento antenal há, em geral, dois órgãos de Lauterborn, que ocorrem lado a

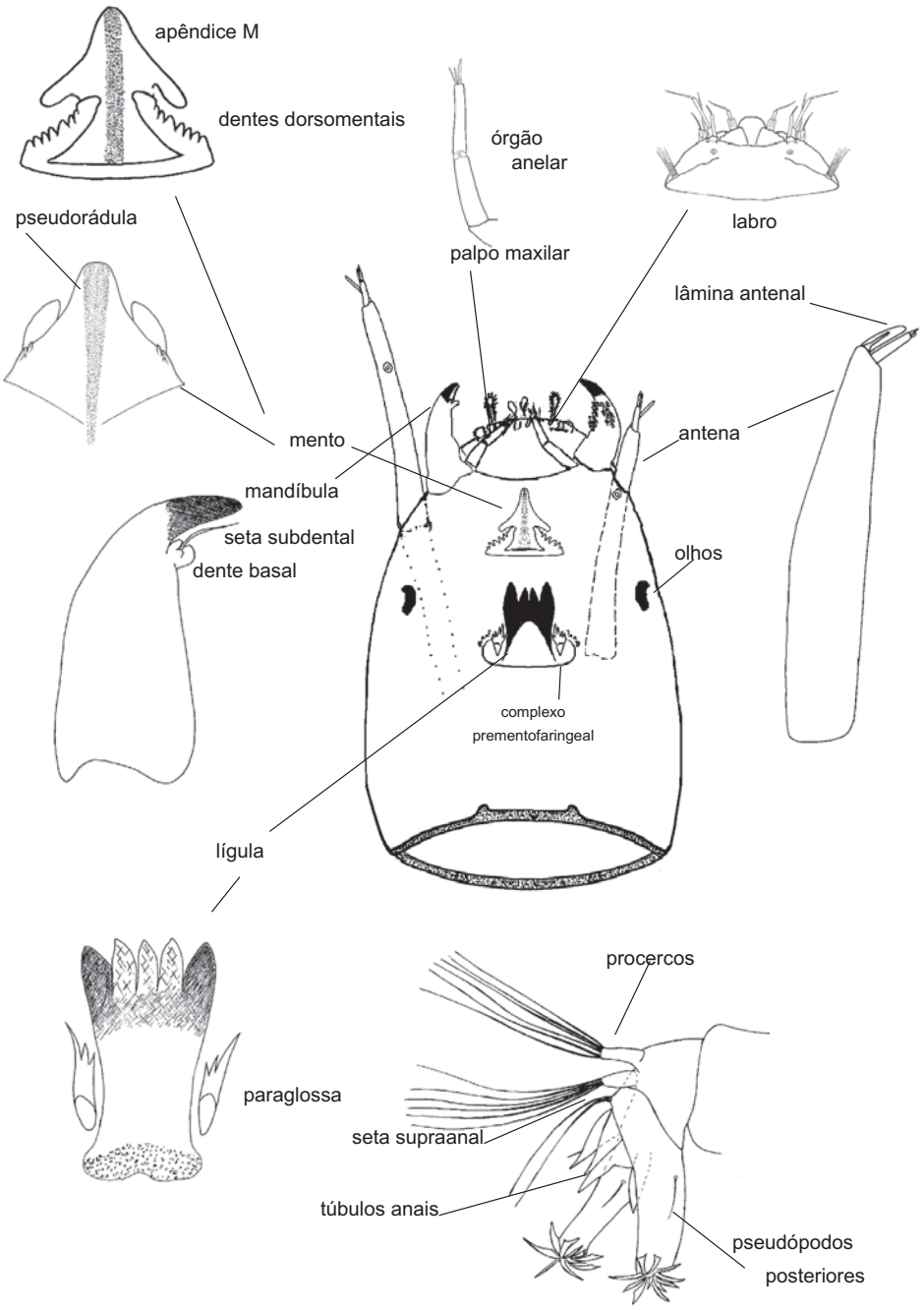



**Figura 14.** Vista ventral da cápsula cefálica e da região terminal do abdômen de uma larva de Tanypodinae.

lado. O órgão de Lauterborn consiste de uma estrutura central baciliforme, terminando num delgado filamento envolvido por delicadas lamelas quitinosas.

As antenas das larvas de Tanypodinae se prendem na cápsula cefálica de maneira totalmente diferente. A cabeça possui 2 canais alongados, dentro dos quais as antenas podem se retrair, pela contração de músculos especiais. As larvas desta subfamília não são tubícolas e se movimentam sobre as superfícies, nadam ativamente e apresentam a forma do corpo mais adaptada para locomoção e natação. A cabeça é mais alongada e as antenas recolhidas no interior dessa bainha conferem às larvas desta subfamília uma estrutura hidrodinâmica mais compatível, permitindo-lhes uma locomoção (natação) muito mais eficiente. Além disso, seus pseudópodos anteriores e posteriores são, em geral, mais longos. As larvas são consideradas por muitos autores como

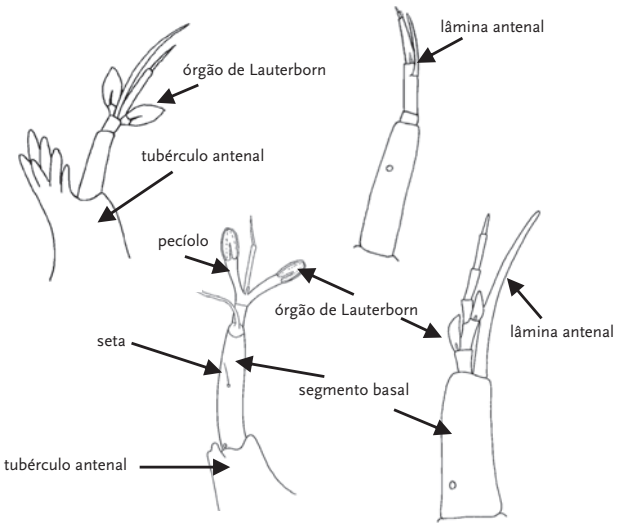



**Figura 15.** Alguns tipos de antena de Chironominae.

predadoras, embora muitas sejam capazes de se alimentar de algas e detritos. O formato da cabeça e as peças bucais são totalmente modificados para a alimentação de grandes partículas, ou de presas. Os olhos, normalmente constituídos por dois pares na maioria dos representantes da família Chironomidae, tendem a se fundir numa só estrutura, garantindo melhor eficiência visual.

A abertura oral da cápsula cefálica está rodeada pelas estruturas denominadas trofos. Abaixo do clípeo está o labro, que é uma extensão do apótoma frontal, contendo as setas labrais SI, SII, SIII, SIVA e SIVB, a lamela labral e o pente epifaríngeo; ao lado deste estão as premandíbulas. Variações nas características destas estruturas são, em geral, de grande valor diagnóstico. Por exemplo, as setas podem ser simples, bífidas ou palmadas ou pectinadas; o pente epifaríngeo pode ser simples, denteado ou dividido em ramos; as premandíbulas podem estar ausentes (Tanypodinae, Podonominae), podem ser uni ou multidenteadas, com ou sem escova premandibular, etc. Nas margens anteriores das genas estão as maxilas que são estruturas fixas e as mandíbulas móveis. As mandíbulas são bem desenvolvidas e articuladas com a margem anterior da gena. Normalmente são denteadas, com um dente apical, um dente externo dorsal (ausente em algumas larvas) e dentes internos em número variável (2 a 4); o pente mandibular, a seta subdental e a seta interna são outras estruturas presentes nas mandíbulas.

A parte inferior da abertura oral é delimitada por um lábio reduzido no qual está preso o mento denteado e as placas ventromentais, que podem ser estriadas (Chironominae), ausentes ou reduzidas. O mento nas larvas de Tanypodinae é diferente e apresenta um largo e membranoso apêndice M, com rugosidade mediana denominada pseudorádula; os dentes dorsomentais podem estar presentes ou não. O formato do mento, das placas ventromentais e dos dentes dorsomentais são características de grande valor diagnóstico.

No interior da cápsula cefálica, atrás do mento está situado o complexo prementofaringeal. Este é característico nos Tanypodinae onde se localiza a principal estrutura do aparelho alimentar formada pela lígula e pelas paralígulas (Figura 16A). Em *Podonomus* (Podonominae) este complexo prementofaringeal também apresenta estrutura característica, com numerosos lobos (lobos prementais multilobados) que se projetam atrás do mento (Figura 16B).

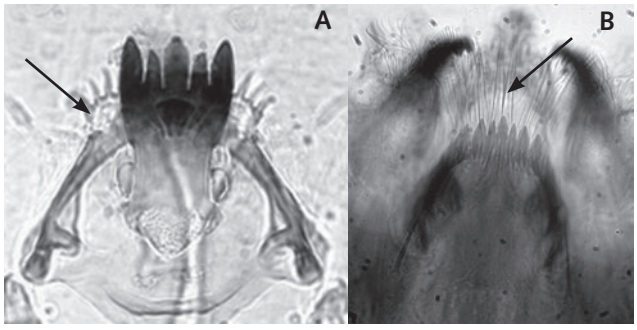



**Figura 16.** Complexo prementofaringeal de A. *Labrundinia*. B. *Podonomus*.

## Métodos de preservação das larvas e de montagem em lâminas

Uma identificação acurada depende da visualização das diferentes estruturas existentes na cápsula cefálica e ao longo do corpo. Para tal, faz-se necessária uma boa fixação dos exemplares, adicionando, usualmente, etanol 70%, solução na qual podem permanecer preservadas até a preparação das montagens em lâminas de microscopia. Exemplares fixados em solução de formol devem preferencialmente ser transferidos para o etanol. Da mesma forma, exemplares corados com Rosa de Bengala (método utilizado para facilitar a triagem) devem ser descorados antes de serem montados em lâmina. A coloração avermelhada dificulta a visualização de algumas

estruturas cefálicas. Para isso é só despejar sobre o exemplar algumas gotas de álcool acidulado e esperar pela descoloração, que se processa em poucos minutos. Depois é só transferir os exemplares para o etanol a 70% e confeccionar a lâmina. A imersão das larvas em água morna, antes da fixação, também é recomendada para o relaxamento das peças bucais (Pinder, 1983).

Existem várias técnicas recomendadas por diferentes autores (*e.g.*, Pinder, 1983; Epler, 2001) que permitem a preparação de lâminas permanentes ou temporárias. Quase todas exigem, contudo, tempo considerável e envolvem a utilização de solução de KOH a 10% para clareamento e sucessivos banhos em etanol e xilol antes da montagem em Bálsamo do Canadá. Outro meio de montagem para confecções de lâminas permanentes de Chironomidae é o Euparal, onde as larvas passam previamente pelo etanol absoluto.

O procedimento adotado, há anos, no Laboratório de Ecologia de Insetos Aquáticos, permite uma rápida preparação de lâminas semi-permanentes, dispensando o método rotineiro de desidratação e montagem. Os resultados são bons e facilitam estudos que exigem a identificação de muitas larvas.

Inicialmente, antes de proceder-se à fixação dos exemplares em álcool, registrar a coloração das larvas ainda vivas. Se os exemplares já estiverem corados, recomenda-se a sua descoloração com álcool acidulado. Em seguida, depositar 2 gotas do meio Hoyer, separadamente, sobre a lâmina e transferir o exemplar para uma delas; com o auxílio de estiletes, destacar a cápsula cefálica do resto do corpo, que será em seguida, transferido para outra gota; orientar a cabeça da larva com a superfície ventral voltada para cima e cobrir com lamínula, pressionando-a levemente, para melhor exposição das peças bucais; proceder da mesma maneira com o resto da larva na oura gota, mantendo o cuidado de expô-la lateralmente ou com a superfície ventral para cima. É recomendado que antes deste procedimento de montagem da lâmina, se observe o exemplar ainda na lupa, para verificar se o abdômen apresenta túbulos e processos; estes podem ficar pouco visíveis nas preparações microscópicas. A lâmina assim preparada deve ser etiquetada ou codificada corretamente, com informações sobre local de coleta, data, coletor, etc. e colocada em estufa a 35°C por aproximadamente uma semana. Estas preparações podem permanecer em boas condições por vários anos, cobrindo-se as bordas da lamínula com esmalte incolor para unhas. No caso de exemplares se destinarem para coleção, a recuperação das lâminas, quando muito velhas, é possível mergulhando-se a lâmina numa placa de Petri com água e deixando em descanso até que a lamínula se solte. Com cuidado se transfere o corpo e a cabeça da larva para outra gota de Hoyer e cobre-se com nova lamínula.

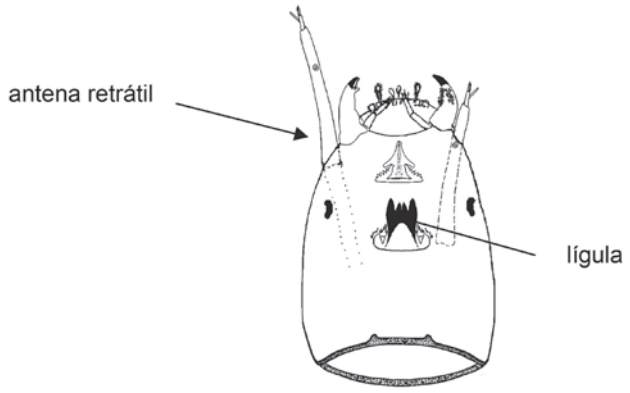
**Meio de Hoyer**

Goma arábica (em pó).....30g
Hidrato de Cloral.....200g
Glicerina.....20ml
Água destilada.....50ml

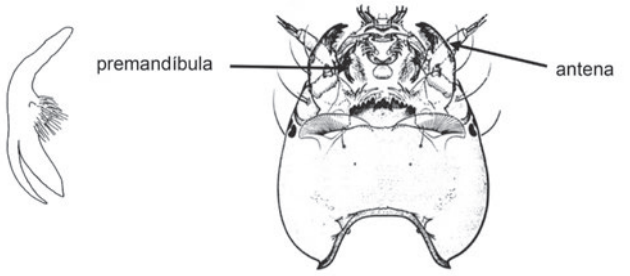
Procedimento: adicionar a goma arábica à água destilada e deixar dissolver (no mínimo por 24 horas). Acrescentar o hidrato de cloral e deixar a solução em repouso até que se complete a dissolução. Acrescentar a glicerina e filtrar em algodão de vidro. Se necessário (preparação turva), repetir a filtração.

## Chave para identificar larvas das subfamílias de Chironomidae ocorrentes no Brasil

1. Antena retrátil dentro da cabeça; lígula presente ..... Tanypodinae




1'. Antena não retrátil na cabeça; lígula ausente ... 2




2. Premandíbula ausente ..... Podonominae

2'. Premandíbula presente ..... 3

3. Placas ventromentais presentes e estriadas ..... ..... Chironominae (em parte)



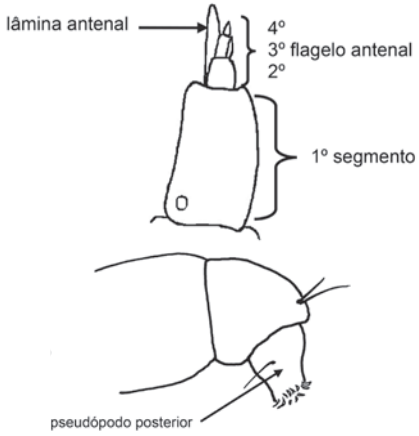

3'. Placas ventromentais presentes ou ausentes; se presente não estriadas ..... 4

4. Placas ventromentais fundidas à maxila e sem estriação; mento côncavo; larva com cabeça achatada dorsoventralmente ..... Chironominae (em parte)

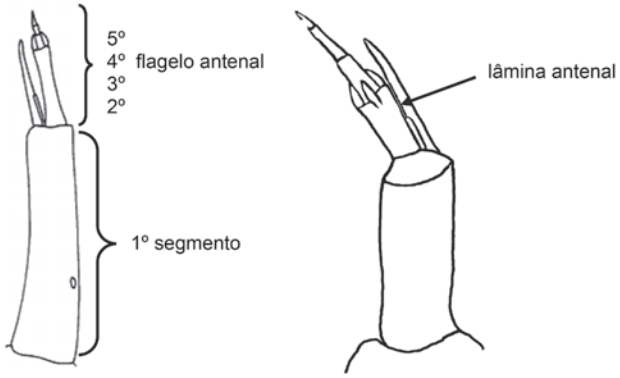



4'. Placas ventromentais e mento não como acima larvas ..... 5

5. Exclusivamente marinhos; antena curta, 4-segmentada; premento com apêndice M fortemente dividido em finos ramos; procercos e túbulos anais ausentes ..... Telmatogetoninae




5. Antena, em geral, com mais de 4 segmentos; premento variável, nunca com apêndice M dividido em finos ramos ..... Orthocladiinae



# Subfamília Podonominae

## Thienemann,1937



Podonominae só recentemente foi registrada para o Brasil, com a descrição de uma única espécie *Podonomus pepinellii* Roque & Trivinho-Strixino, 2004, coletada em córregos de montanha na região da Serra da Mantiqueira, na divisa entre os estados de São Paulo e Minas Gerais.

Muitas das informações encontradas na literatura sobre a morfologia das larvas de Podonominae não se aplicam ao gênero *Podonomus*, não conhecido na região Holártica.

As larvas de *P. pepinellii* (Figura 17) apresentam coloração castanha escura, cabeça triangular, antenas curtas, com 4 segmentos, fortemente esclerosadas; mandíbulas longas e encurvadas, com 7 dentes internos; mento com 15 dentes; abdômen e procercos escuros e fortes garras nos pseudópodos anteriores e posteriores.

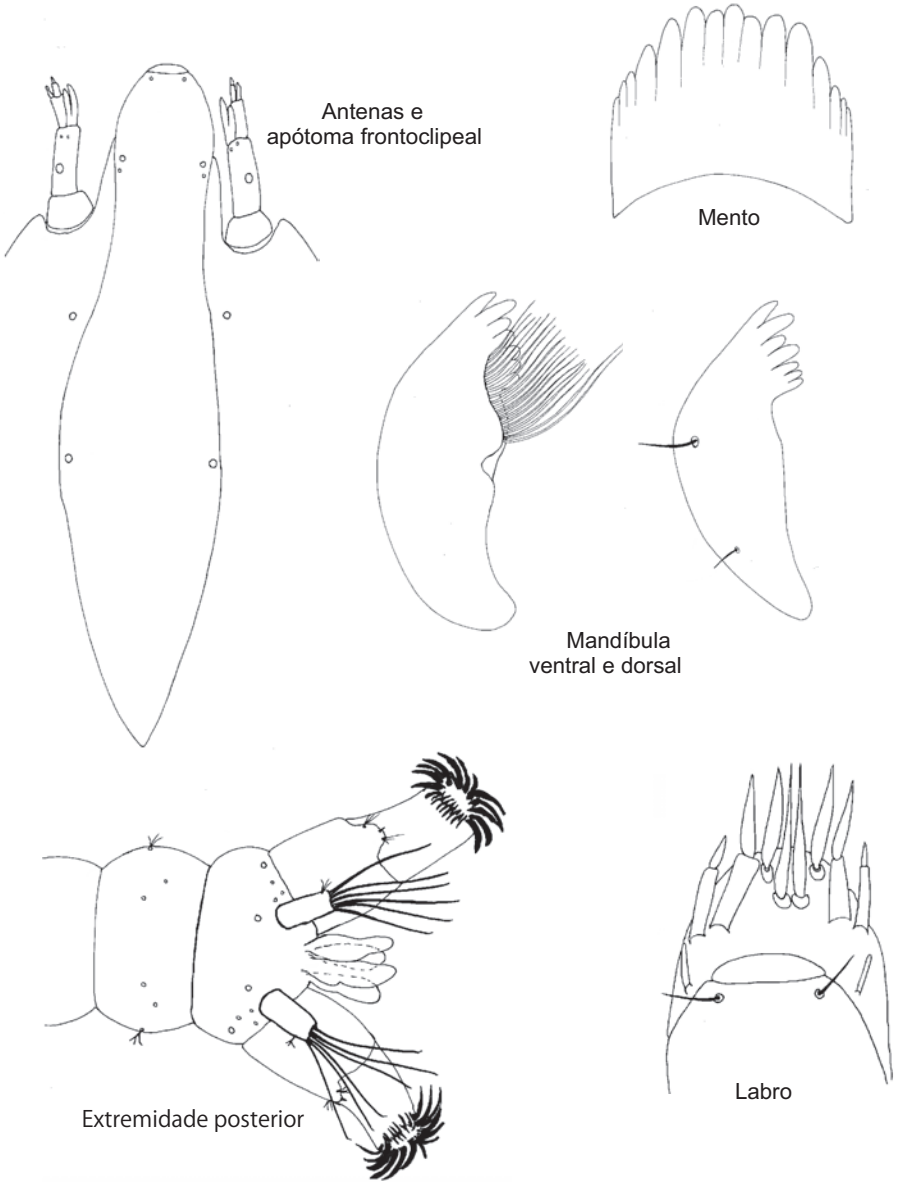



**Figura 17.** Estruturas cápsula cefálica e do corpo da larva de *Podonomus pepinelli* Roque & Trivinho-Strixino, 2004.

# Subfamília Telmatogetoninae

## Brundin, 1966



As larvas são exclusivamente marinhas, vivendo nas zonas entre marés, associadas a bancos de algas. São altamente adaptadas a este tipo de ambiente instável e frequentemente apresentam ciclos de vida curtos e regulados pelas marés.

As larvas dos dois gêneros encontrados no litoral brasileiro (*Telmatogeton* Schiner, 1866 e *Thalassomya* Schiner, 1856) se caracterizam pela ausência de placas ventromentais, antenas curtas, com 4 segmentos, premento com apêndice M fortemente dividido em finos ramos e procercos e túbulos anais ausentes. As principais características diferenciais das larvas dos dois gêneros são: premandíbula, com 3 dentes arredondados apicalmente em *Telmatogeton* (Figura 18) e simples em *Thalassomya* (Figura 19); presença de escleritos labrais anteriores ao apótoma em *Telmatogeton* ausentes em *Thalassomya*.

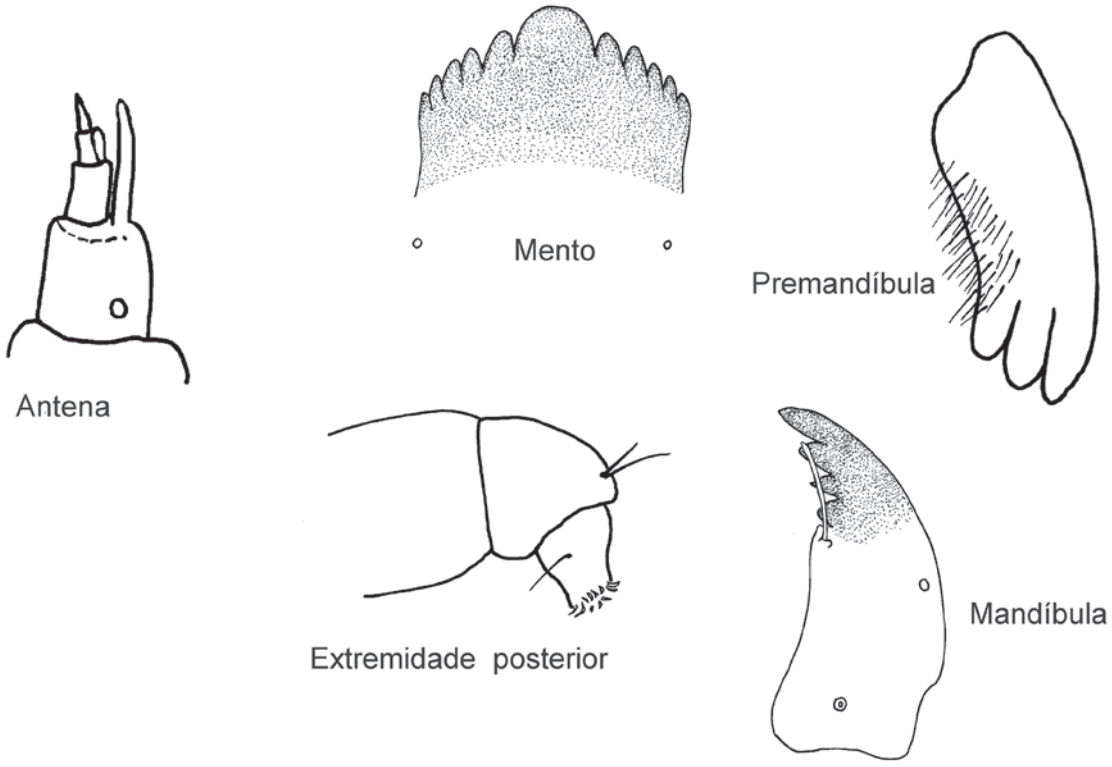



**Figura 18.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Telmatogeton* Schiner, 1866.

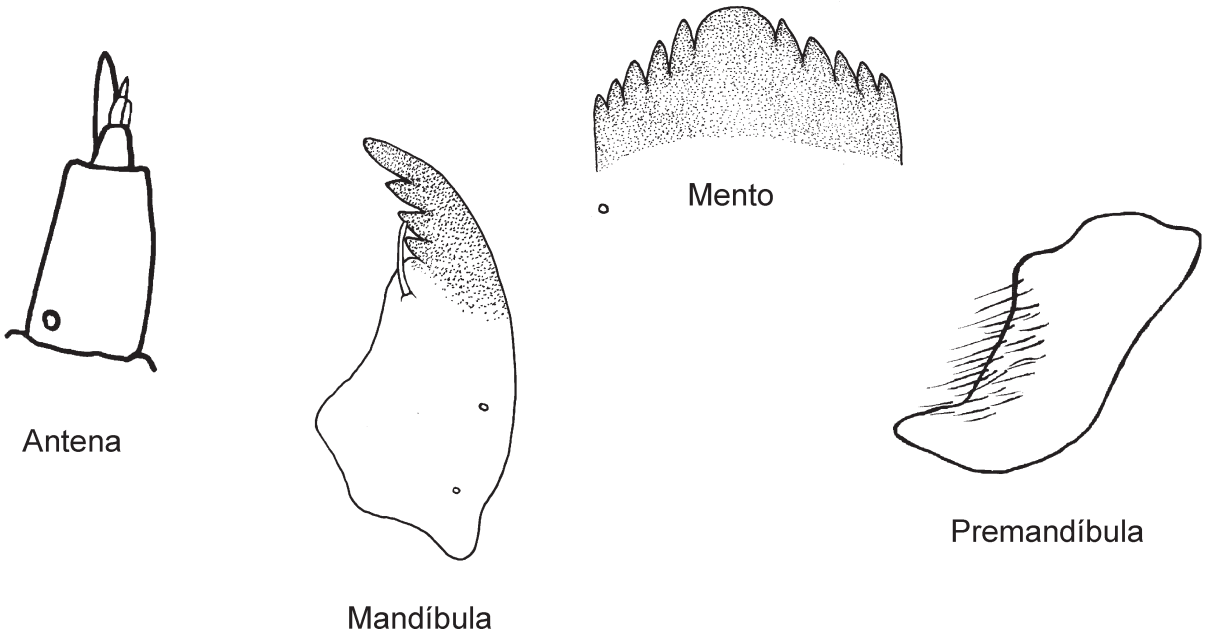



**Figura 19.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Thalassomya* Schiner, 1856.

# Subfamília Chironominae

## Maquart, 1838



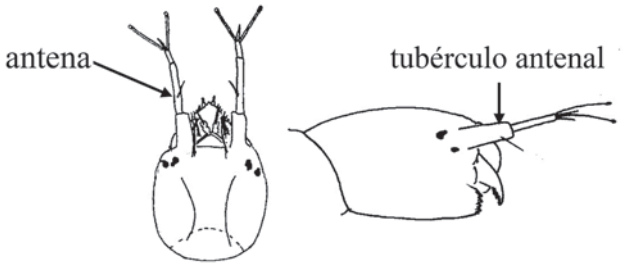
As larvas dessa subfamília são, em geral, vermelhas, esverdeadas ou esbranquiçadas. O tamanho varia de poucos milímetros, como algumas larvas de *Stempellina*, a centímetros como algumas espécies de *Chironomus*. Quase todas constroem tubos sobre ou no interior do sedimento; outras constroem casulos transportáveis ou vivem no interior de tecidos vegetais. A maioria das espécies é detritívora, embora algumas possam ser carnívoras ou herbívoras. As espécies do complexo *Harnischia* não constroem tubos (são livres) e podem ser carnívoras.

A cápsula cefálica é, quase sempre, bem desenvolvida e dorsalmente apresenta ao lado do apótoma frontal ou frontoclipeal um par de ocelos dispostos perpendicularmente ao eixo do corpo. As antenas são não retráteis e dotadas de 5 a 7 segmentos, podendo ser sésseis, isto é montadas em curtos tubérculos (Chironomini, Pseudochironomini) ou em proeminentes tubérculos (Tanytarsini). Apresentam o mento bem desenvolvido, formado por uma placa geralmente provida de numerosos dentes (dorsomento) e um par de placas ventromentais, em geral, fortemente estriadas (placas labiais). As mandíbulas são em geral fortes, apresentando dentes apicais e internos. O palpo maxilar é em geral curto, exceto em alguns representantes do complexo *Harnischia*. O tórax apresenta poucos pelos e pouco se diferencia dos demais segmentos do corpo, exceto pelo seu alargamento na fase de pré-pupa. Apresentam 1 par de longos procercos posteriores dotados de numerosas setas, localizados no último segmento abdominal. Os pseudópodos anteriores e posteriores, em geral curtos, são dotados de garras simples ou denteadas (alguns Tanytarsini). Além dos 2 pares de túbulos anais, comumente em forma de "salsicha", podem apresentar túbulos abdominais adicionais.

A subfamília está dividida em três tribos: Chironomini (a mais comum, e em geral mais numerosa), Tanytarsini e Pseudochironomini.

## Chave para identificar larvas de gêneros e morfótipos de Chironominae

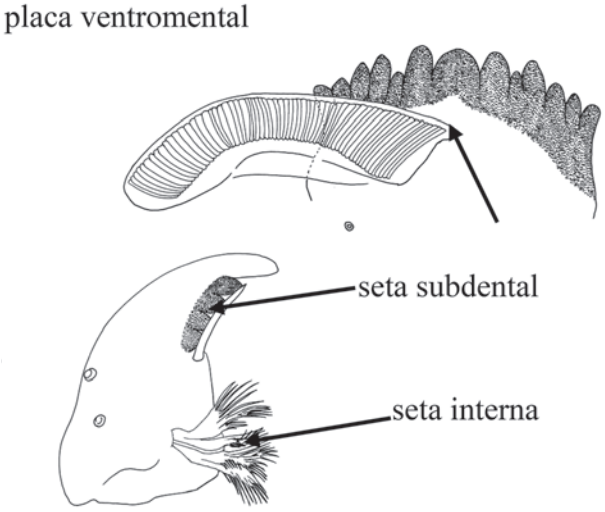
1. Antena montada em proeminente tubérculo; placas ventromentais usualmente se tocando na linha mediana (exceto *Stempellina, Constempellina* e *Stempellinella*).....Tanytarsini .....3



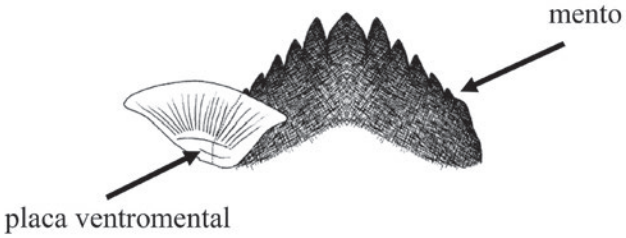

1'. Antena não montada em tubérculo proeminente; placas ventromentais separadas ou se tocando na linha mediana ..... 2

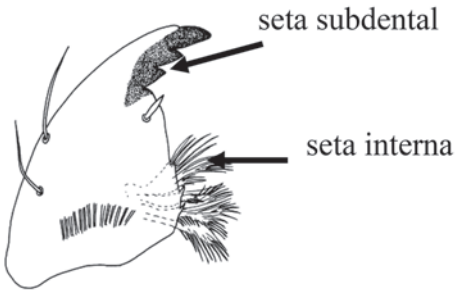



2. Placas ventromentais delgadas e retas, se tocando na linha mediana; seta subdental inserida no lado dorsal da mandíbula (mesmo lado da seta interna).....10

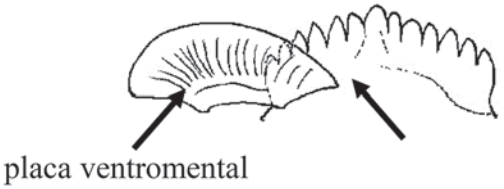


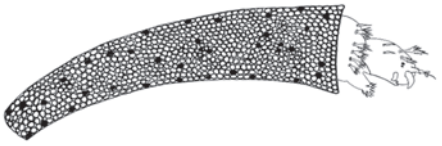

2'. Placas ventromentais com formas variadas, geralmente bem separadas da linha mediana; seta subdental inserida no lado ventral da mandíbula (do lado oposto à seta interna....Chironomini....12



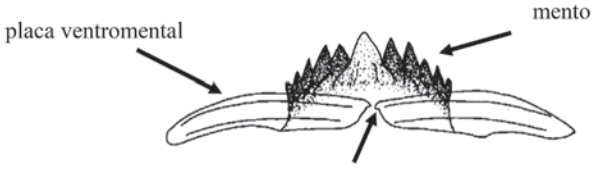




3. Placas ventromentais curtas e separadas; órgãos de Lauterborn não peciolados; larvas construtoras de tubos arenosos.....4

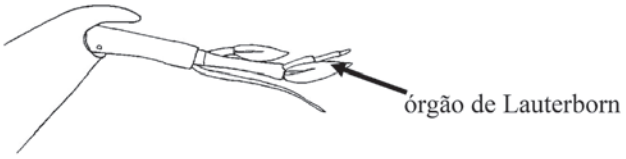


3'. Placas ventromentais longas, se tocando ou quase se tocando na linha mediana; órgãos de Lauterborn peciolados.....6

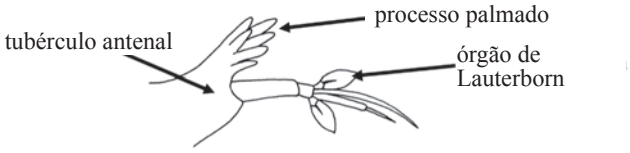



4. Órgãos de Lauterborn alternados, de um lado na metade de A2 e do outro, no ápice de A2 .... ..... *Stempellinella*

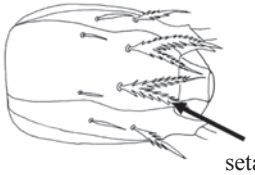


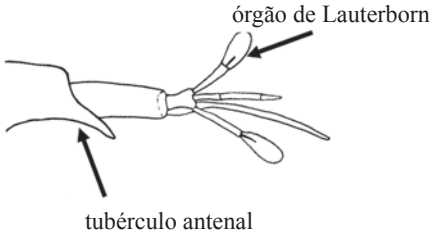
4'. Órgãos de Lauterborn no ápice de A2....5

5. Tubérculo antenal com processo palmado; com setas frontoclipeais bífidas.....*Stempellina*

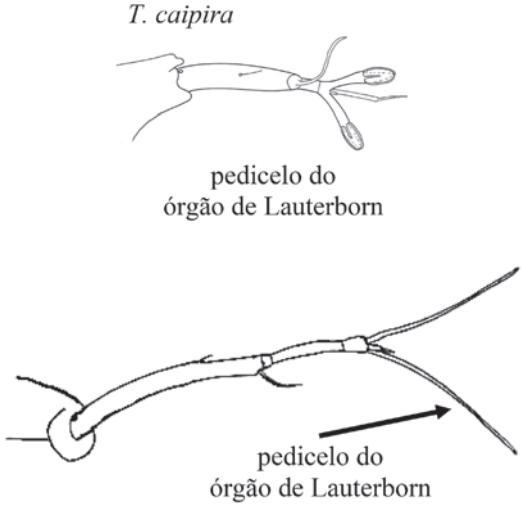



5'. Tubérculo antenal simples, sem processo palmado; setas frontoclipeais plumosas....*Constempellina*



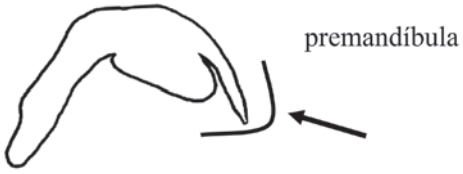




6. Órgão de Lauterborn com longos e finos pedicelos, em geral pouco esclerosados, ultrapassando flagelo antenal (exceto *T. caipira*).....*Tanytarsus*

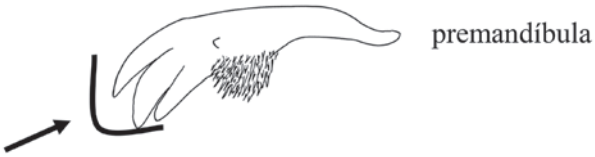



6'. Órgão de Lauterborn, em geral, com pedicelos mais curtos; podendo ou não ultrapassar flagelo antenal...7

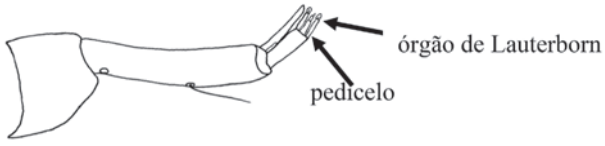
7. Órgãos de Lauterborn pequenos, disposto no ápice de finos pecíolos pouco esclerosados; premandíbula com 2 dentes.....8



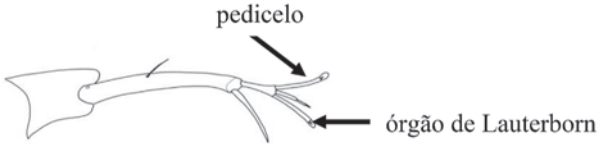

7'. Órgãos de Lauterborn largos, dispostos no ápice de pedicelos curtis ou longos; premandíbula com 3 ou mais dentes.....9



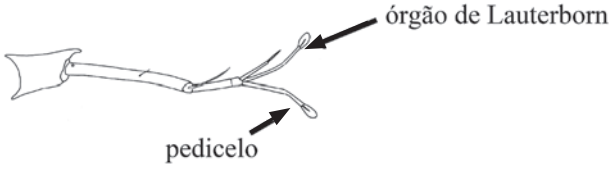

8. Órgão de Lauterborn com pedicelos menores que flagelo antena.....*Rheotanytarsus*



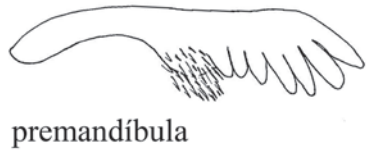

8'. Órgão de Lauterborn com pedicelos maiores que flagelo antenal.....*Paratanytarsus* (em parte)

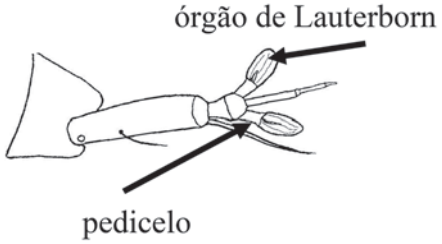



9. Pedicelos em geral largos e longos, com metade proximal mais esclerosada ou anelada; premandíbula com 3 dentes apicais ..... *Caladomyia*

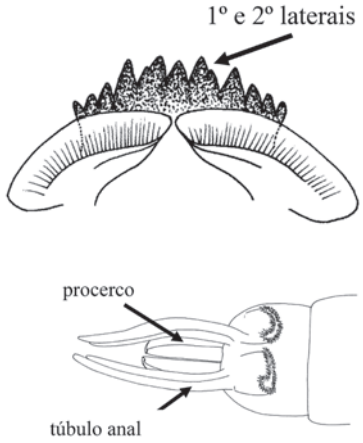


9'. Pedicelos curtos, pouco esclerosados; segmento antenal 2 curto, em forma de cunha; premandíbula com mais de 3 dentes apicais.....*Cladotanytarsus*



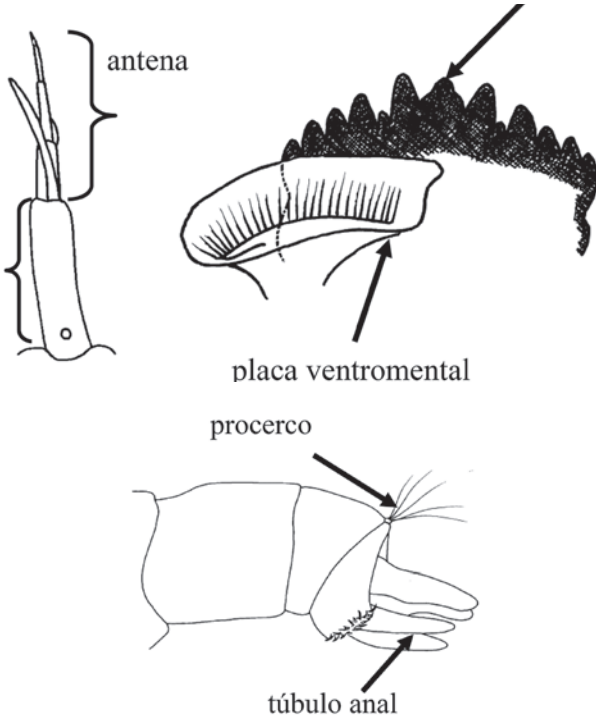




10. Mento com 1º e 2º dentes laterais fundidos; túbulos anais muito longos; procercos com poucas cerdas.....*Manoa*

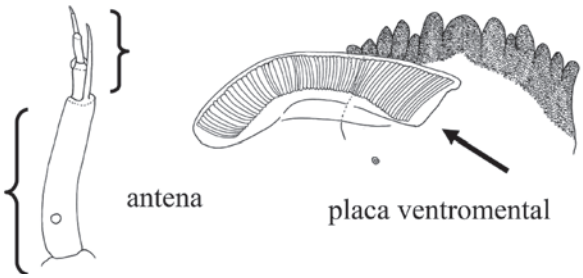


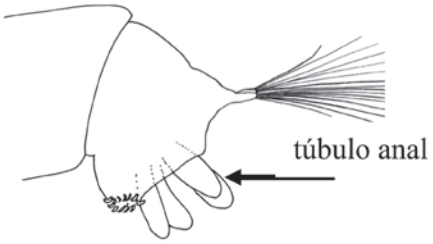

10'. Mento não como acima; em geral, com 2º dente lateral menor que 1º e 3º laterais; túbulos anais e procercos não como acima.....11

11. Mento com dente mediano suturado ou parcialmente suturado; segmento antenal basal relativamente curto (AR ≤ 1,0); túbulos anais longos e retos.....*Pseudochironomus*

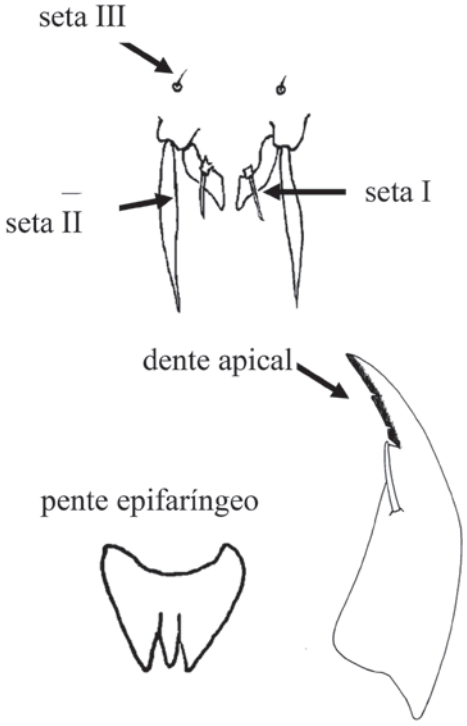



11'. Mento com dente mediano não suturado; segmento antenal basal maior que flagelo (AR > 1,0); túbulos anais não tão longos..... *Riethia*

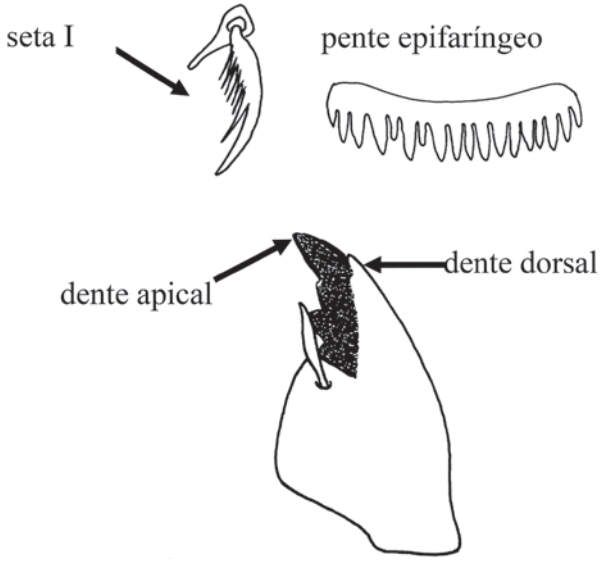


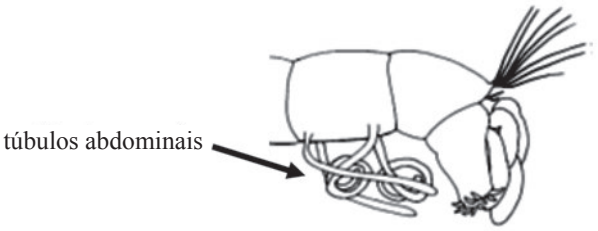
12. SI e SII simples, em geral em forma de lâmina; pente epifaríngeo em forma de escama ou de placa suturada; mandíbula sem dente dorsal.....complexo *Harnischia*.....42



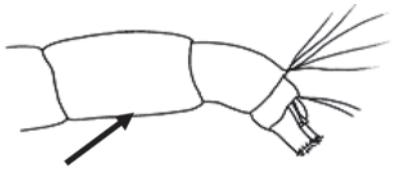

12'. SI plumosa ou franjada; SII nunca em forma de lâmina; pente epifaríngeo formado por uma placa denteada ou por 3 placas denteadas; mandíbula com ou sem dente dorsal.....13



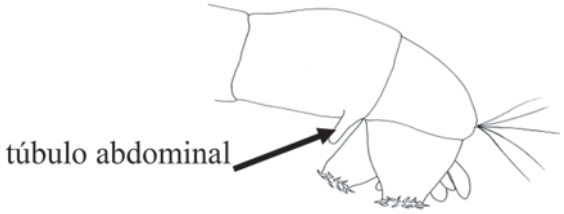

13. Larvas com 1 ou 2 pares de túbulos no 8º segmento abdominal.....14




13'. Larvas sem túbulos no 8º segmento abdominal .....16



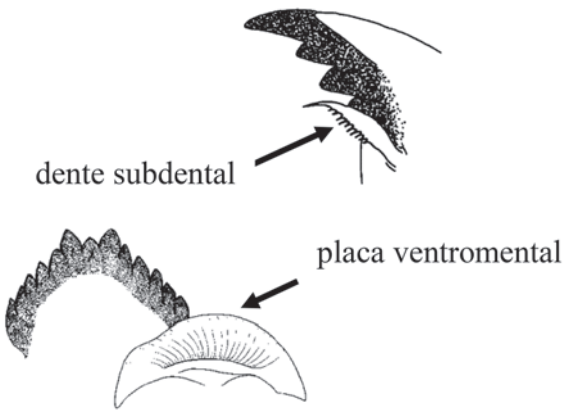
14. Com 1 par de túbulos no 8º segmento abdominal.....*Dicrotendipes* (em parte)



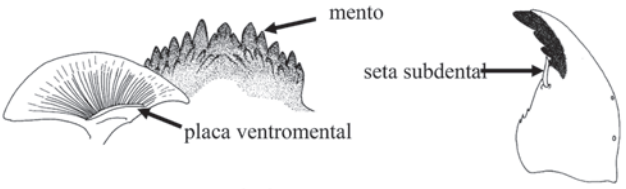

14'. Com 2 pares de túbulos .....15




15. Placas ventromentais longas e encurvadas, quase se tocando na linha mediana; seta subdental da mandíbula com margem interna denteada.....*Goeldichironomus* (em parte)



15'. Placas ventromentais não tão longas e separadas da linha mediana; seta subdental da mandíbula com margem interna lisa.....*Chironomus* (em parte)



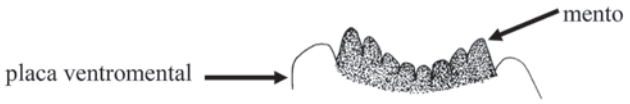

16. Mento com número par de dentes .....17

16'. Mento com número ímpar de dentes.....29

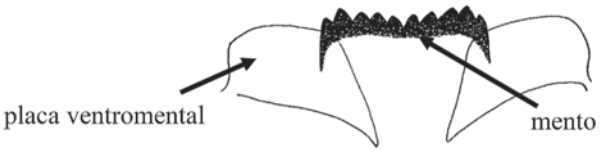
17. Mento côncavo com 8 ou 10 dentes escuros; placas ventromentais trapezóides com estriação indistinta; mandíbulas curtas e robustas; larvas minadoras.....18

17'. Com outras combinações de caracteres.....19

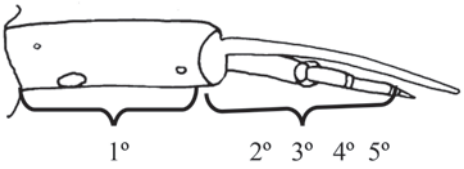
18. Mento côncavo com 8 dentes ... *Xestochironomus*



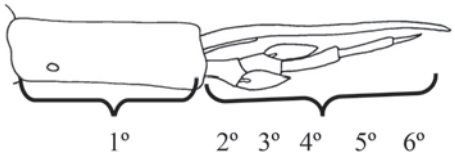

18'. Mento côncavo com 10 dentes ..... ..... *Stenochironomus*



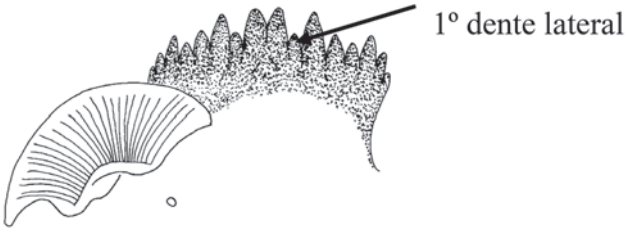

19. Antena com 5 segmentos.....20



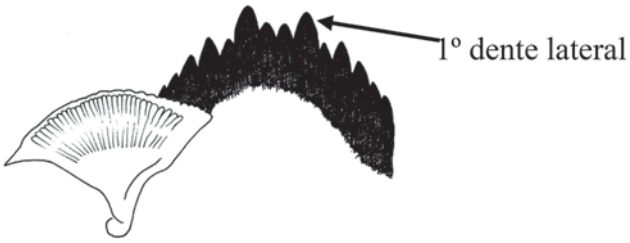

19'. Antena com 6 segmentos.....24




20. Mento com 14 ou 16 dentes; dentes medianos maiores ou do mesmo tamanho que 1os laterais.....21



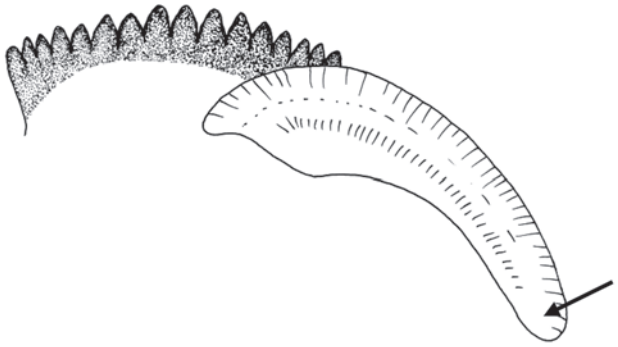

20'. Mento com 14 ou 16 dentes; dentes medianos menores que 1os laterais.....23



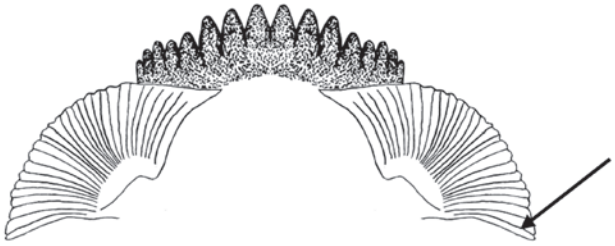

21. Mento com dentes medianos maiores que 1os laterais.....*Polypedilum* (em parte)

21'. Mento com dentes medianos do mesmo tamanho que 1os laterais.....22

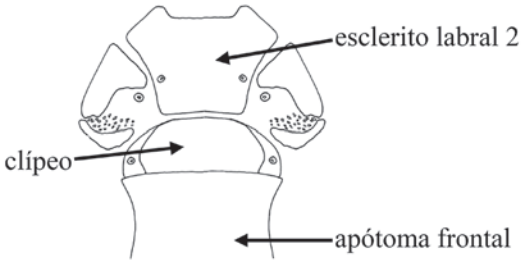
22. Placa ventromental longa, com margem externa arredondada.....*Asheum*



22'. Placa ventromental curta com margem externa ponteaguda.....*Polypedilum* (em parte)



23. Clípeo separado do apótoma frontal por uma limha da mesma largura; esclerito labral 1 ausente.....*Endotribelos* (em parte)




23'. Apótoma frontoclipeal e esclerito labral 2 presentes; esclerito labral 1 ausente ..... ..... *Phaenopsectra*

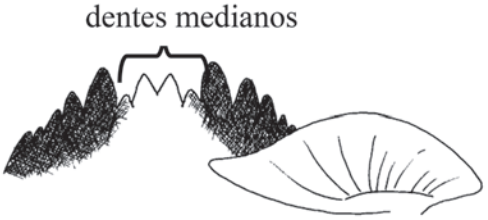



24. Dentes medianos do mento mais claros que laterais; órgãos de Lauterborn alternados, no ápice de a2 e de a3 ..... 25

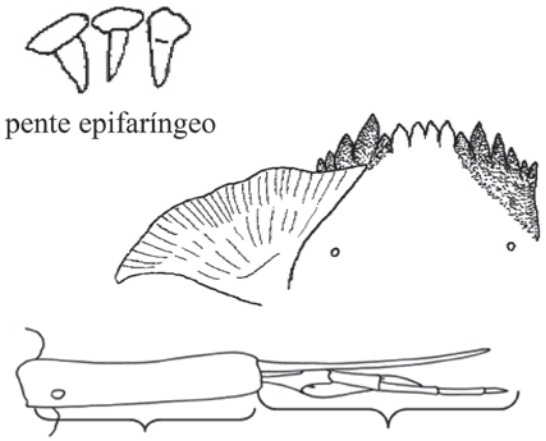
24'. Mento com todos dentes igualmente coloridos; órgãos de Lauterborn não dispostos como acima ..... 28

25. Mento com 2 dentes medianos mais claros ..... 27

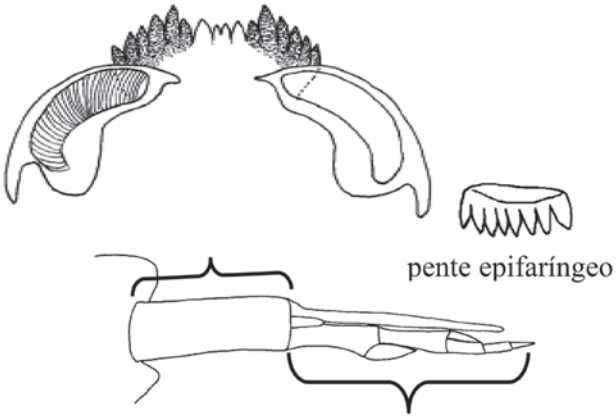
25'. Mento com 4 dentes medianos mais claros ..... 26




26. Segmento basal da antena do mesmo tamanho ou ligeiramente mais curto que flagelo antenal; dentes medianos do mento mais longos que 1os laterais; pente epifaríngeo formado por 3 placas distintas (denteadas ou lisas).....*Paratendipes*



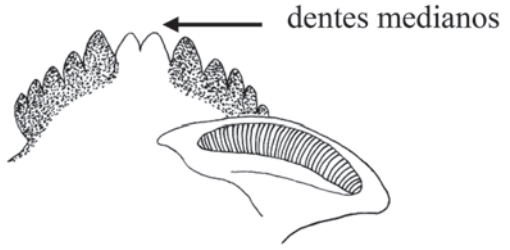

26'. Segmento basal da antena mais curto que flagelo antenal; dentes medianos do mento mais curtos ou do mesmo tamanho que 1os laterais; pente epifaríngeo formada por uma placa denteada ..... prox. *Paratendipes*



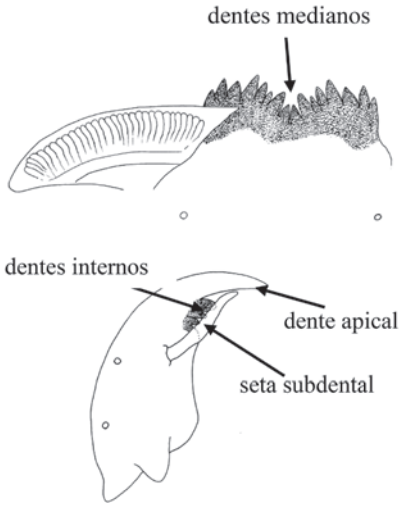

27. Placas ventromentais trapezoidais; 1os dentes laterais do mento maiores que medianos e fundidos aos 2os laterais.....*Oukuriella* (em parte)



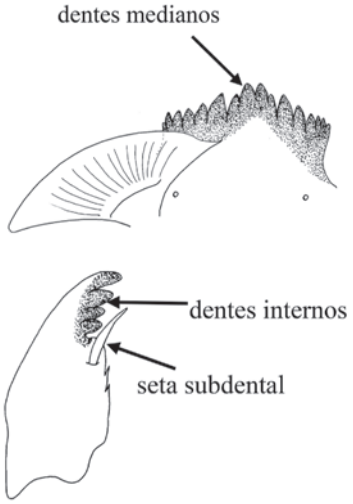
27'. Placas ventromentais não como acima; dentes medianos do mento ligeiramente menores que 1os laterais..... *Apedilum*




28. Cabeça com uma larga margem occipital escura dando a impressão de um largo "colarinho"; mento com dentes medianos, em geral, mais afundados; mandíbula sem dente dorsal, dente apical claro e dentes internos claros ou escuros; seta subdental larga.....*Fissimentum*




28'. Cabeça sem tal "colarinho"; dentes medianos do mento maiores que laterais.....*Stictochironomus* (?)



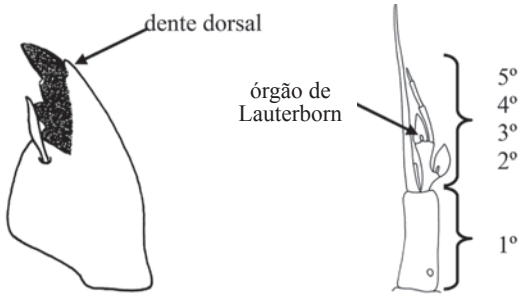

29. Mento com 1 dente mediano mais claro.....30

29'. Mento com todos os dentes iqualmente escuros ou claros .....32

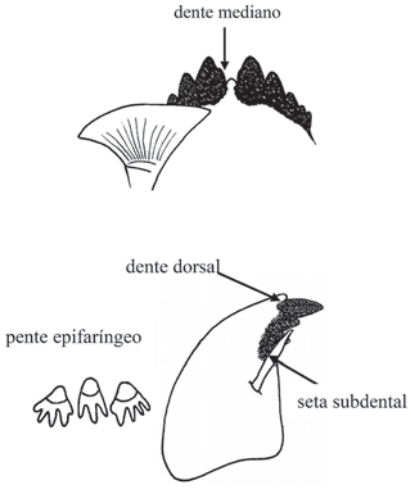
30. Dente mediano largo em forma de cúpula; mandíbula sem dente dorsal; antena curta com 6 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 e a3.....*Paralauterborniella*



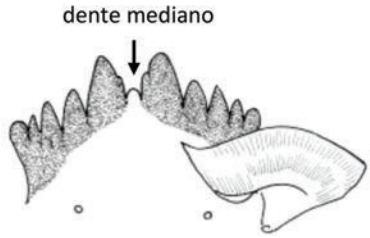

30'. Dente mediano menor que laterais; mandíbula com dente dorsal; antena com 5, 6 ou 7 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados em segmentos distintos ou em diferente partes de a2.....31

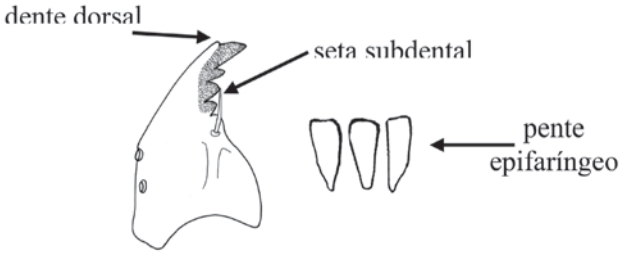



31. Antena com 5, 6 ou 7 segmentos; dente dorsal da mandíbula duplo; seta subdental larga e forte; pente epifaríngeo formado por três placas denteadas distalmente.....*Beardius*



31'. Antena com 6 segmentos; mandíbula não como acima; pente epifaríngeo formado por três placas simples.....*Oukuriella* (em parte)

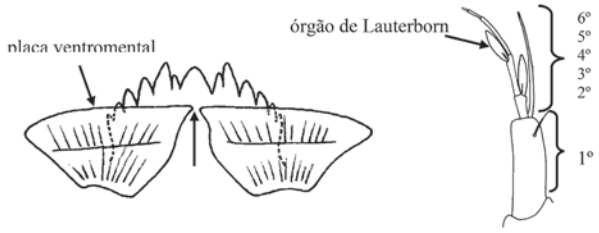


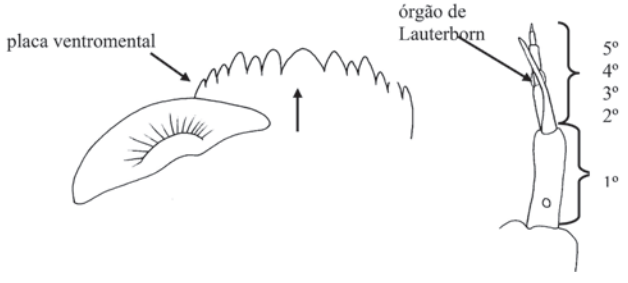

32. Mento com dentes claros ou amarelo-acastanhados.....33

32'. Mento com dentes escuros.....35

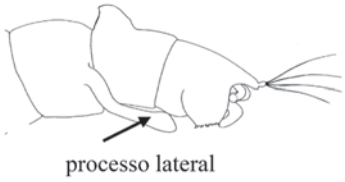
33. Antena com 6 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 de um lado e de a3 do outro lado; placas ventromentais trapezoidais, quase se unindo na linha mediana; larvas construtoras de tubos transportáveis de coloração castanha.....34




33'. Antena com 5 segmentos; órgãos de Lauterborn no ápice de a2; sem a combinação de caracteres acima.....*Aedokritus*



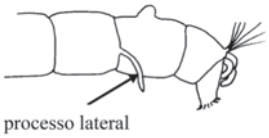

34. Apótoma frontoclipeal presente; seta submental simples; mento com dente mediano arredondado ou suturado; com um par de processos laterais longos e fortes no 7º segmento longos e fortes; casulos transportável com abertura circular.....*Zavreliella*







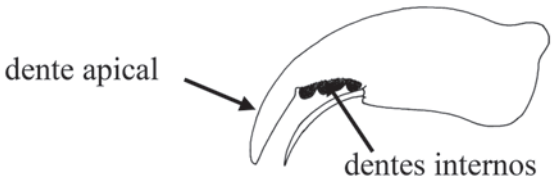
34'. Apótoma frontal separado do clípeo; seta submental plumosa ou serreada distalmente; dente medianos do mento suturado; processos laterais do 7º segmento finos; casulo transportável com abertura em fenda.....*Lauterborniella*





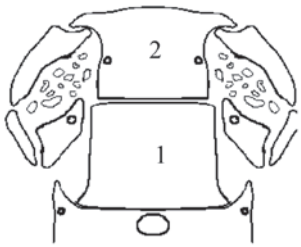


35. Dente apical da mandíbula longo; dentes internos (3-4) castanhos; dente dorsal ausente; larvas pequenas.....*Nilothauma*



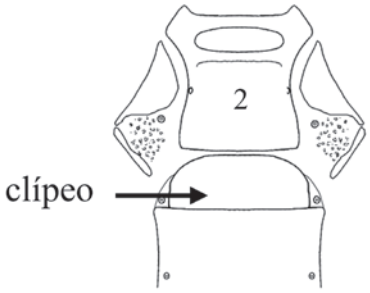

35'. Mandíbula não como acima.....36

36. Esclerito labral 1 e 2 presentes.....39



36'. Esclerito labral 1 ausente.....37

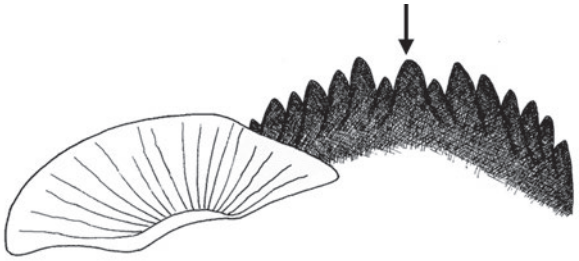
37. Clípeo separado do apótoma frontal; mento com dente mediano simples (às vezes levemente suturado).....*Endotribelos* (em parte)



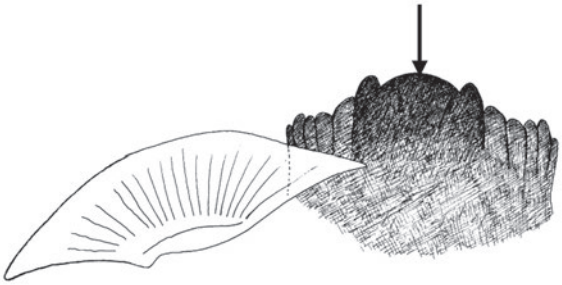

37'. Clípeo não separado (apótoma frontoclipeal); mento não como acima.....38



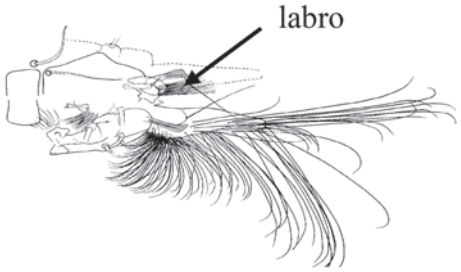

38. Mento com dente mediano trífido ..... ..... *Chironomus* (em parte)

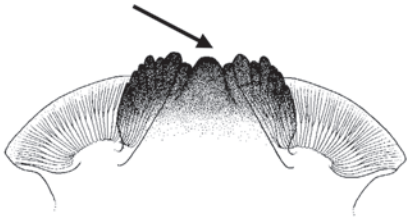


38'. Mento com dentes medianos em posição mais avançada que laterais.....Gênero X



39. Esclerito labral 1 dividido em duas placas; labro coberto por dupla " escova" de cerdas; mento com dentes alternados, maiores e menores (muitas vezes imperfeitos); larvas minadoras de esponjas.....*Xenochironomus*

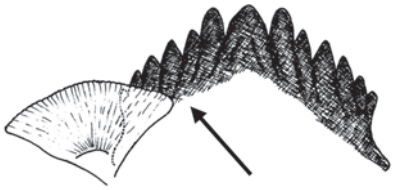


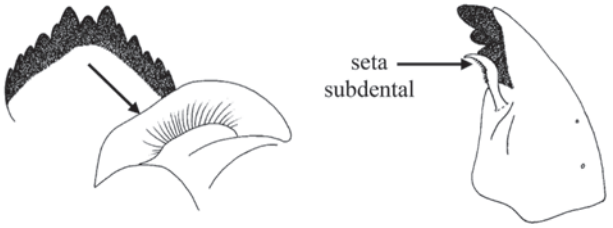
39'. Sem as características acima.....40

40. Placas ventromentais quase se tocando na linha mediana ..... 41

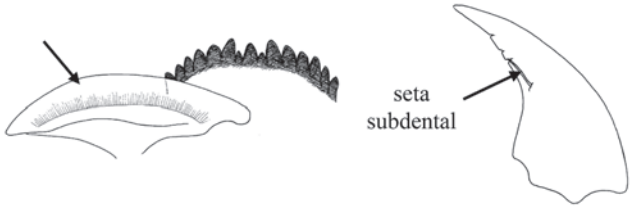
40'. Placas ventromentais separadas da linha mediana.....*Dicrotendipes* (em parte)



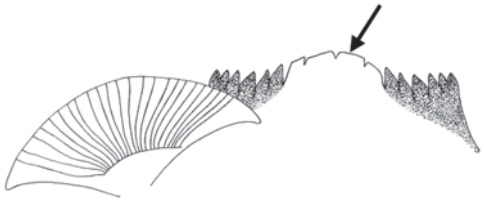
41. Placas ventromentais fortemente recurvadas; mandíbula com seta subdental com margem interna franjada.....*Goeldichironomus* (em parte)



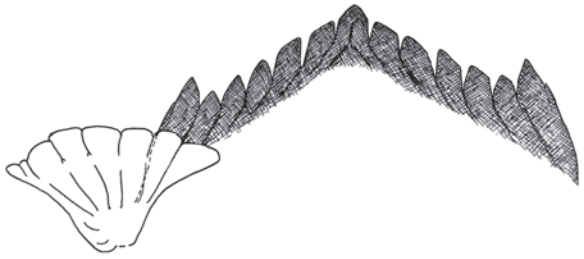

41'. Placas ventromentais longas e não recurvadas; mandíbula com seta subdental simples....*Axarus*



42. Mento com dente (s) mediano (s) claros ou mais claros que laterais.....43



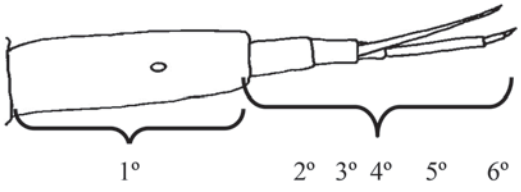
42'. Mento com todos os dentes igualmente coloridos (escuros ou claros).....49

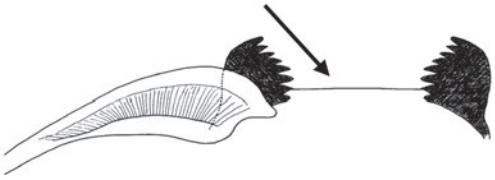


43. Mento côncavo, com 1 largo dente mediano incolor, ou com larga falha mediana....44

43'. Mento convexo com 1 largo dente mediano incolor, suturado ou não.....45

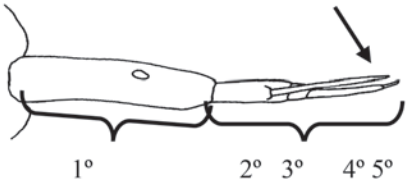
44. Mento com uma falha mediana reta e 7 dentes laterais escuros; antenas com 7 segmentos, lâmina antenal no ápice de a3.....*Demicryptochironomus*



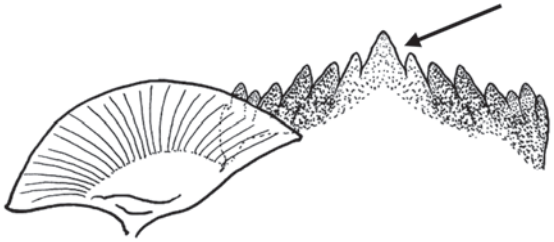



44'. Mento com dente mediano claro em forma de cúpula; antena com 5 ou 6 segmentos; lâmina antenal na metade de a2 ou em a3.....*Cryptochironomus*





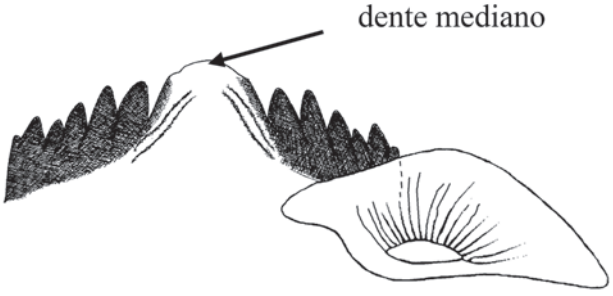

45. Mento com dente mediano trífido e em posição mais adiantada que laterais.....*Microchironomus*



45'. Mento com dente mediano simples, suturado ou não.....46

46. Mento com dente mediano suturado.....47

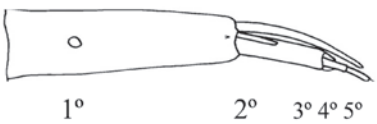
46'. Mento com dente mediano não suturado.....*Saetheria* (?) (em parte)




47. Dente mediano mais claro, com 2 ou 3 suturas; antena com 6 segmentos.....48

47'. Dente mediano não tão claro, com 2 ou 3 suturas; antena com 5 segmentos.....*Cladopelma*

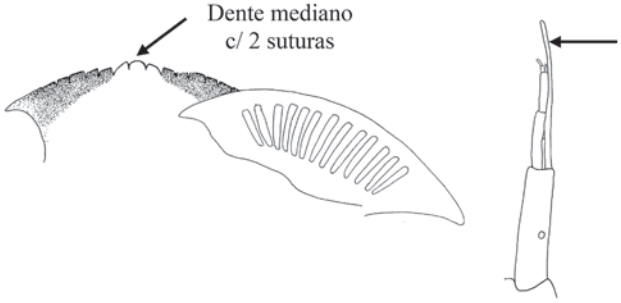


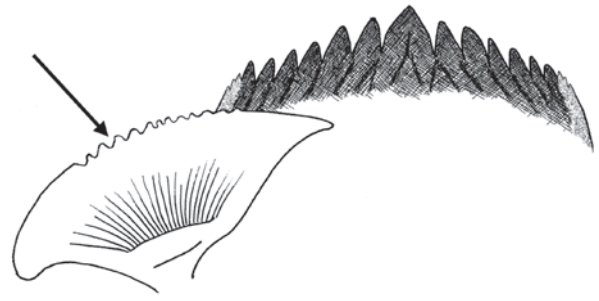
48. Dente mediano com 3 suturas; dentes laterais podem ser separados dos demais por profundas suturas; lâmina antenal sainda da metade de a2.....*Pelomus*




48'. Dente mediano com 2 suturas laterais pouco profundas; lâmina antenal no ápice de a1.....compl. *Harnischia* 5

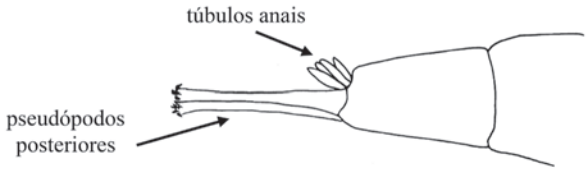



49. Margem anterior da placa ventromental ondulada ou serrilhada; dente mediano do mento maior que os 1$^{os}$ laterais; antena com 5 segmentos; lâmina antenal no ápice de a1.....*Parachironomus*



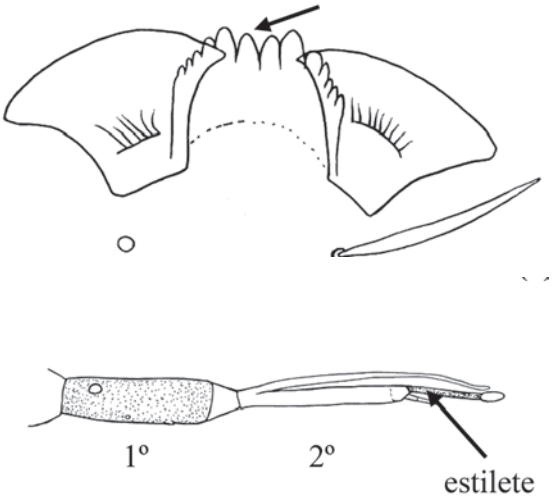
49'. Margem anterior da placa ventromental lisa; dente mediano do mento maior ou igual aos 1$^{os}$ laterais, antena com 5 ou 6 segmentos.....50

50. Mento com 14, 15 ou 16 dentes; pseudópodos posteriores longos e finos.....51



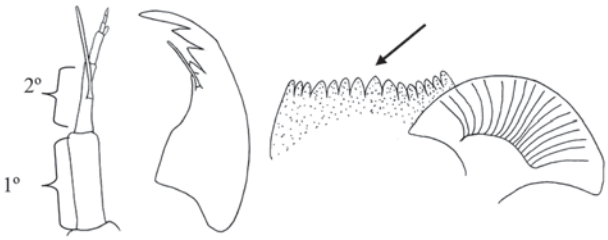

50'. Mento com 13 dentes castanho-claros; pseudópodos posteriores não como acima .....53

51. Antena com 5 segmentos; segmento a2 maior que a1; com largo estilete no ápice se a2; mento com 14 dentes, medianos mais largos e maiores que laterais.....*Robackia* (?)




51'. Antena com 6 segmentos, lâmina antenal saindo da metade de a2; mento não como acima.....52

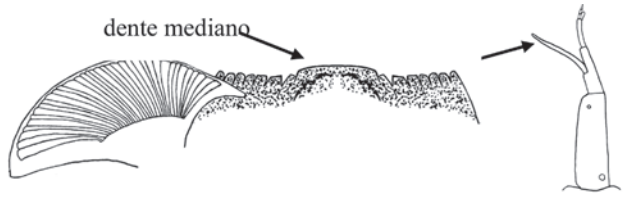
52. Mento ligeiramente côncavo, com 15 ou 16 dentes igualmente claros; mandíbula ligeiramente convexa; segmento basal da antena maior que a2.....compl. *Harnischia* 1



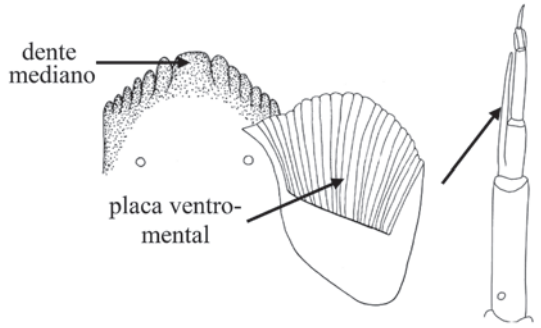

52'. Mento com 16 dentes claros; mandíbula encurvada; segmento basal da antena aproximadamente do mesmo tamanho que a2..... compl. *Harnischia* 2



53. Dente mediano do mento largo, com 2 pequenas suturas laterais; antena com 6 segmentos, lâmina antenal saindo na metade de a2 ..... *Cyphomella* (?)




53'. Dente mediano do mento não tão largo e sem suturas laterais; lâmina antenal saindo da base de a2; placas ventromentais largas ..... ..... *Saetheria* (?) (em parte)



## *Aedokritus* Roback, 1958



### Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio. Mento com dentes claros (amarelados ou castanho-claros) com 13 dentes; mediano mais largo que laterais. Antena com 5 segmentos; flagelo antenal maior ou igual ao segmento basal; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal. Mandíbula com dentes apical e 3 dentes internos amarelados. Premandíbula bífida. Extremidade posterior da larva robusta, com curtos pseudópodos posteriores (Figura 20).

Os imaturos deste gênero quando criado por Roback para a Amazônia Peruana em 1958 eram desconhecidos. O mesmo autor descreveu, para a mesma região, larvas de um Chironomidae que chamou de Chironomini *Gênero* B (Roback, 1966) que mais tarde foi associada com *Aedokritus* por Trivinho-Strixino e Strixino (1997). Na região Neotropical são conhecidas várias espécies, porém apenas em *A. coffeatus* Trivinho-Strixino & Strixino, 1997 são conhecidas as larvas e pupas. As larvas habitam sedimentos pouco profundos de lagoas e represas onde podem ser o grupo predominante.

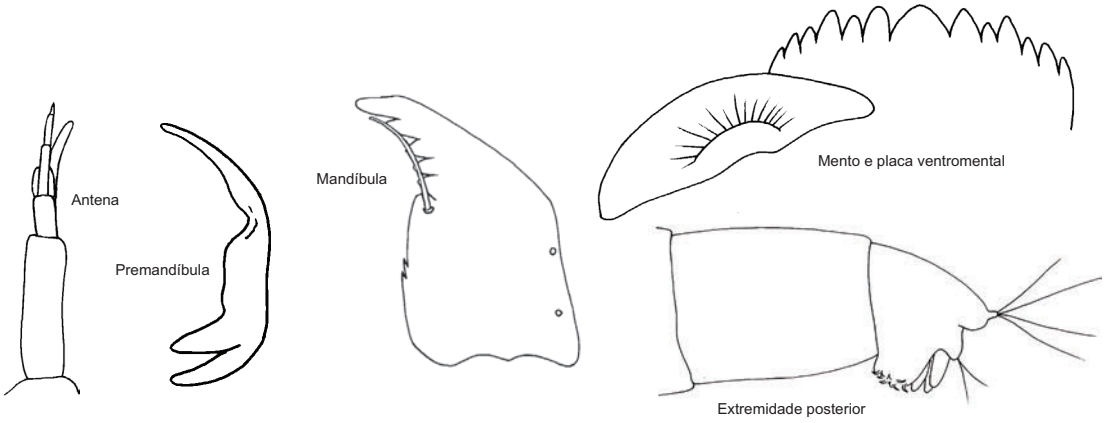
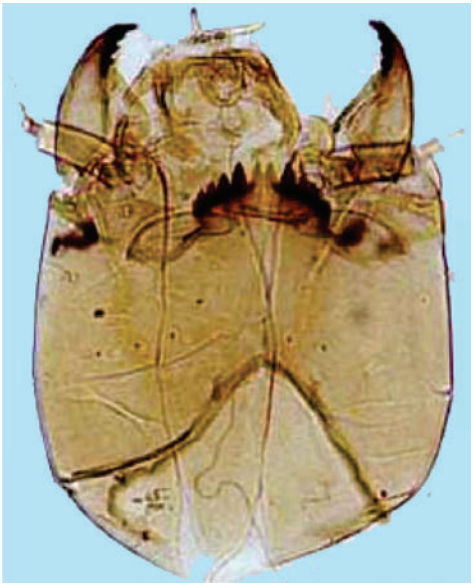



**Figura 20.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Aedokritus* Roback, 1958.

# *Apedilum* Townes, 1945



## Diagnose e Comentários

Gênero pouco comum com larvas relativamente pequenas que se caracterizam por apresentar antena com 6 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice do 2º e 3º segmento antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal. O mento tem 14 dentes; dentes medianos mais curtos e claros (Figura 21).

As larvas deste gênero podem viver associadas com macrófitas em lagoas e reservatórios. Podem também ser observadas em poças marginais temporárias. Nesta situação, são consideradas oportunistas com ciclos de vida curtos de não mais que uma semana (Nolte 1995).

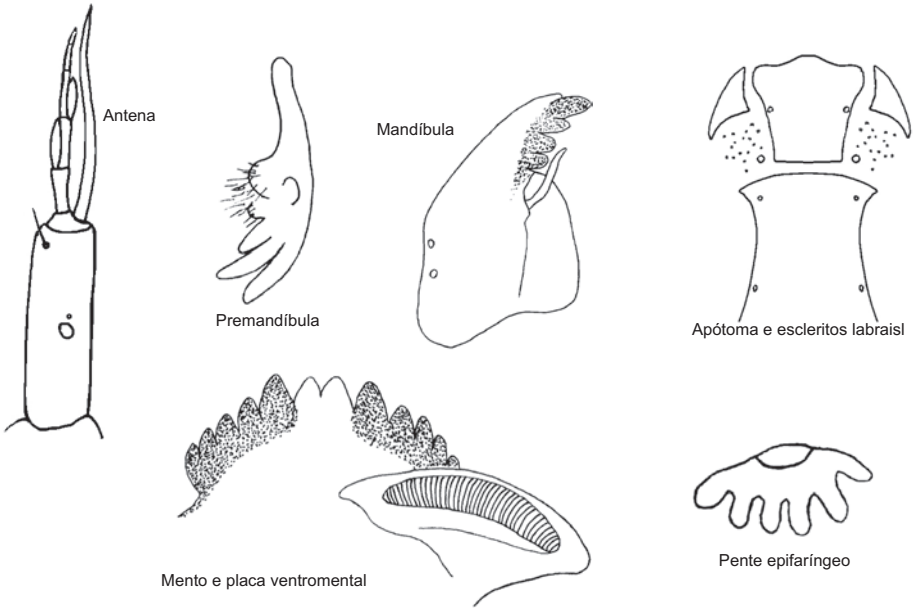
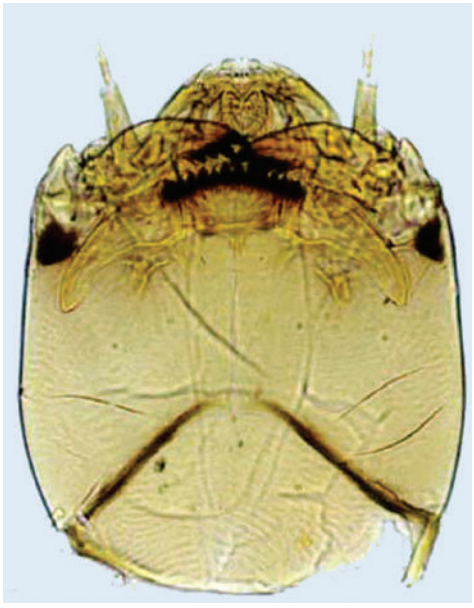



**Figura 21.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Apedilum* Townes, 1945.

# *Asheum* (Sublette,1964)



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio com coloração avermelhada. Antena 5-segmentada; segmento basal ligeiramente mais longo que flagelo antenal. Mento com 16 dentes castanhos (dentes medianos do mesmo tamanho que 1$^{os}$ laterais). Placas ventromentais longas, com margens externas arredondadas, tomando quase toda a largura da cápsula cefálica Figura 22.

O gênero *Asheum* já recebeu diferentes denominações. Primeiro denominado *Pedionomus* por Sublette (1964) foi posteriormente realocado no gênero *Asheum* por Sublette e Sublette (1983), mas, novamente realocado como um subgênero de *Polypedilum* por Saether e Sundal (1999). Em publicação recente (Saether *et al.* 2010) foi restabelecido o status de gênero para *Asheum*.

As larvas desse gênero são comuns em lagoas, reservatórios e rios, principalmente associadas a macrófitas aquáticas.

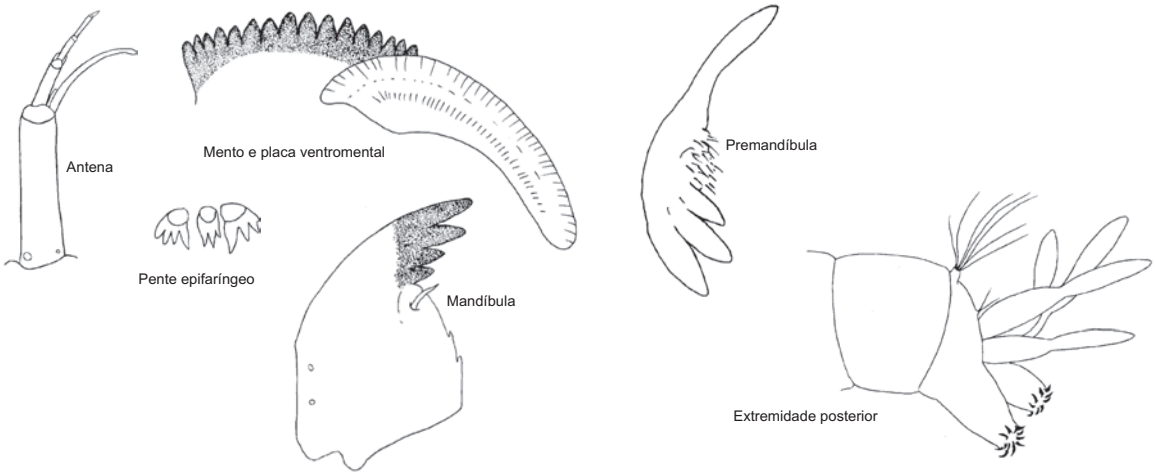
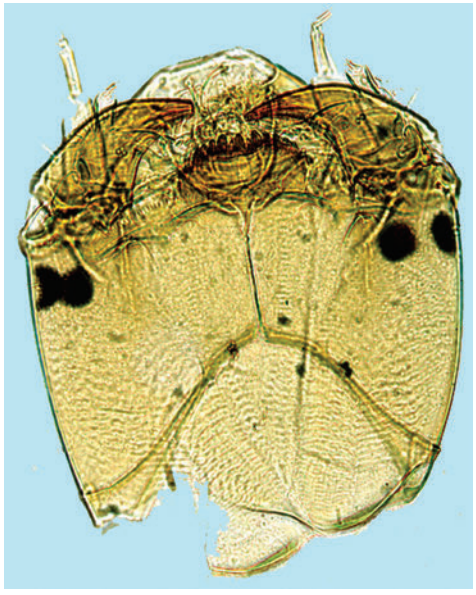



**Figura 22.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Asheum* (Sublette, 1964).

# *Axarus* Roback, 1980



## Diagnose e Comentários

Larva com mento 13 dentes castanhos; medianos trífidos e ligeiramente menor que 1º lateral. Placas ventromentais longas, quase se tocando na linha mediana. Antena com 5 segmentos; segmento basal pelo menos 1,5x maior que flagelo antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal. Mandíbula com 1 longo dente apical (dente dorsal ausente) e 2 dentes internos achatados (Figura 23).

As larvas do gênero são pouco comuns, em geral, são muito longas e se distinguem pelas longas placas ventromentais. Ocorrem em sedimentos de rios e de lagoas marginais.

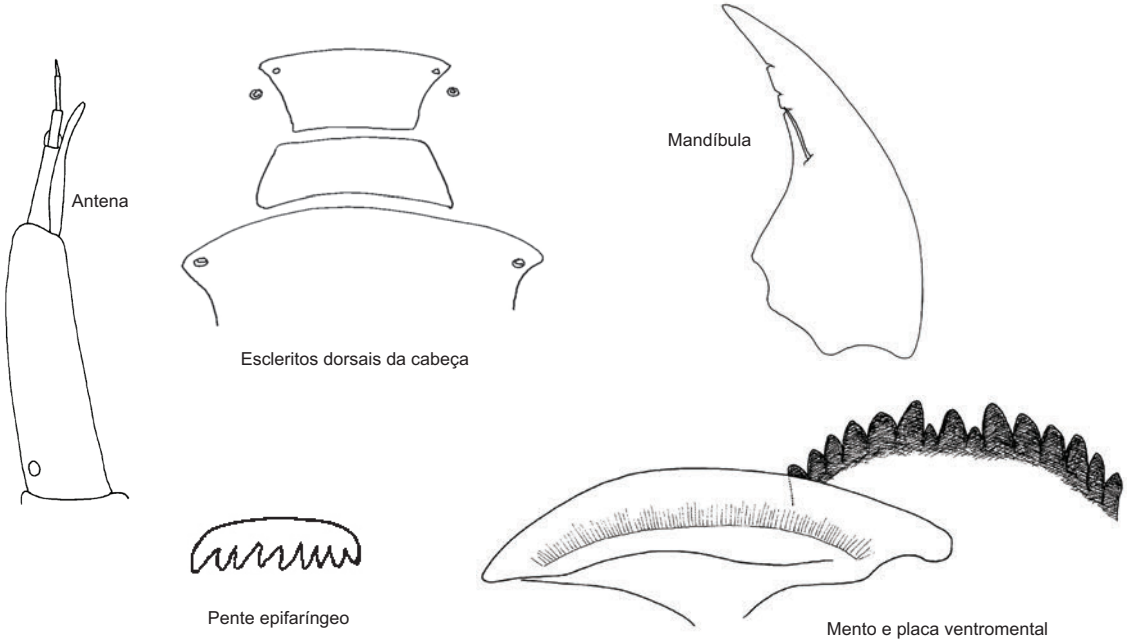



**Figura 23.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Axarus* Roback, 1980.

# *Beardius* Reiss & Sublette, 1985



## Diagnose e Comentários

Larvas de porte médio. Mento com número impar de dentes; mediano menor e mais claro que laterais; 1º lateral menor que 2º e fundido a este. Placas ventromentais trapezoidais com margem anterior reta. Antena com 5, 6 ou 7 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados, de um lado, no ápice de a2, ou na metade de a2 e do outro no ápice de a2 ou no ápice de a3. Mandíbulas com dente apical e 2 internos escuros, dente dorsal duplo, seta subdental forte e larga (Figuras 24-26).

*Beardius* é um gênero Neotropical com 26 espécies, das quais são conhecidas as larvas de oito espécies (Pinho *et al.* 2013). Muitas das espécies vivem associadas com macrófitas aquáticas (*B. phytophilus, B. cristhinae*) ou com restos vegetais (troncos e folhas) (*B. xylophilus, B. roquei*). As larvas são facilmente reconhecíveis pelo formato do mento. Podem eventualmente ser confundidas com algumas larvas de *Oukuriella*, que tem mento similar. A principal diferença entre as larvas dos dois gêneros está no formato do pente epifaríngeo, formado por placas denteadas em *Beardius* e placas simples em *Oukuriella*.

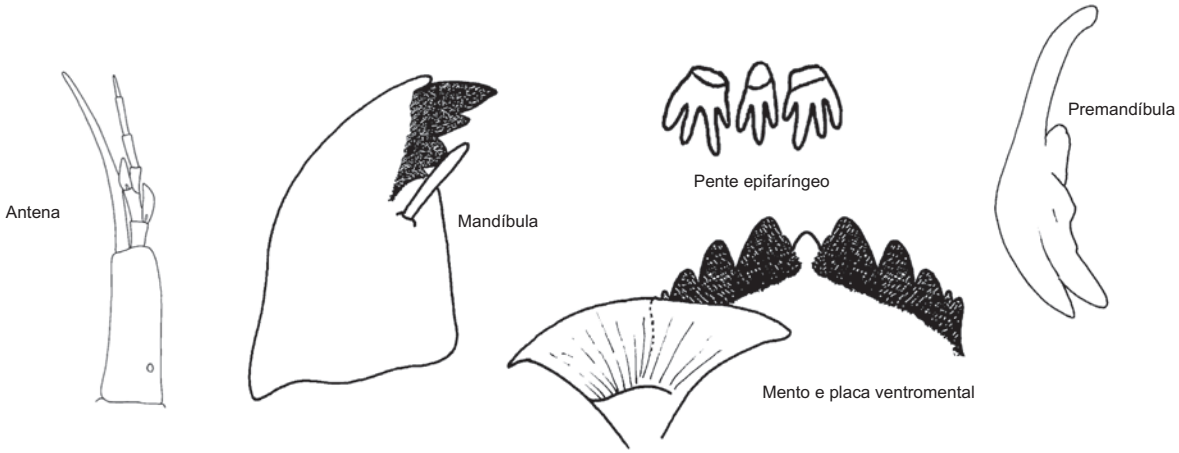



**Figura 24.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Beardius parcus* Reiss & Sublette, 1985.

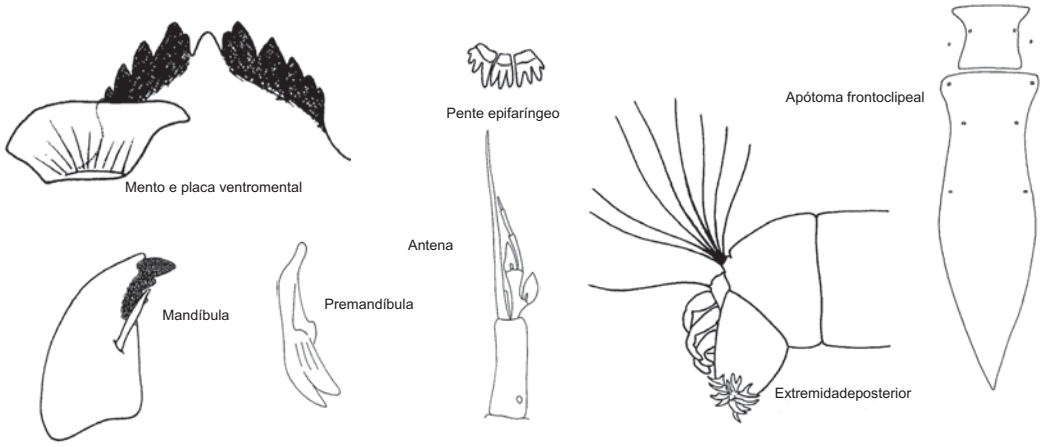



**Figura 25.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Beardius phytophilus* Trivinho-Strixino & Strixino, 2000.

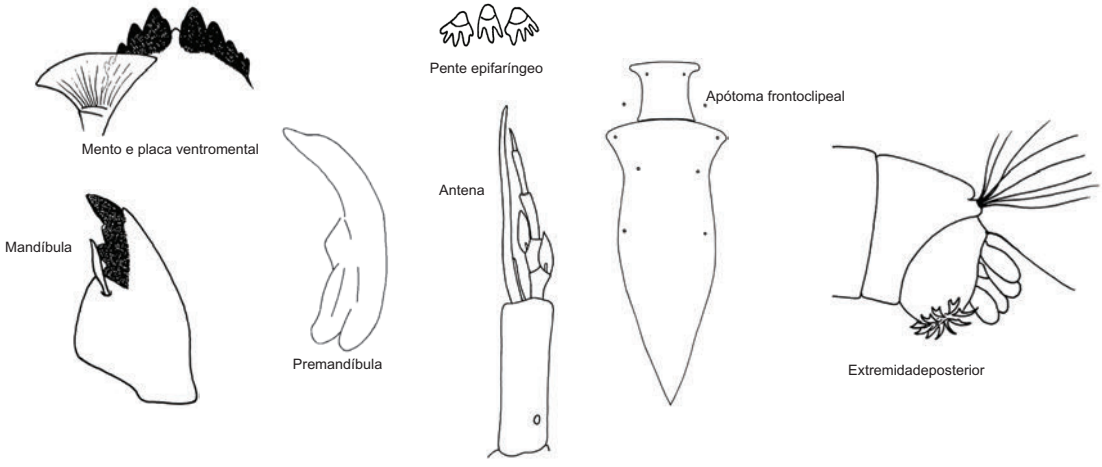
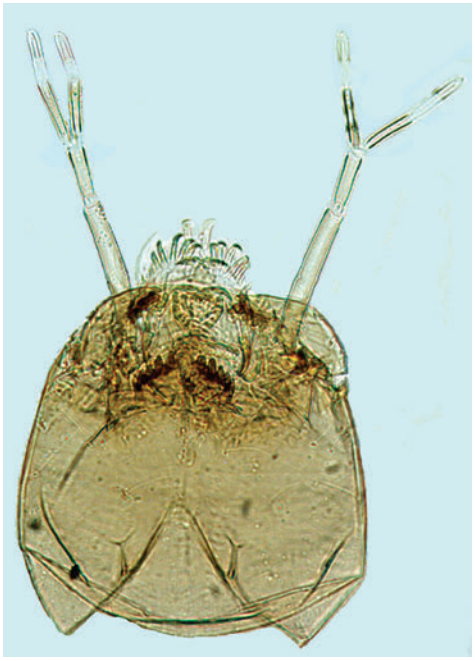



**Figura 26.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Beardius xylophilus* Trivinho-Strixino & Strixino, 2000.

# *Caladomyia* Sawedal, 1981



## Diagnose e Comentários

Larvas com antenas montadas em protuberantes tubérculos lisos ou dotados de esporões. Órgãos de Lauterborn largos, montados em pedicelos longos ou curtos, com metade proximal mais esclerosada (*e.g., C. riotarumensis*) ou anelada (*e.g., C. ortoni*). Mento com 11 dentes; dente mediano em geral trífido e mais claro que laterais. Placas ventromentais longas e retas, se tocando na linha mediana. Premandíbula com 3 dentes apicais. Pente epifaríngeo com 3 placas denteadas (Figuras 27-30).

O gênero *Caladomyia* é rico em espécies cujas larvas, muitas vezes confundidas com *Tanyarsus* vivem, em geral, em sedimentos rasos de sistemas lóticos e lênticos ou associadas a macrófitas aquáticas. O gênero é variado podendo apresentar muitos morfótipos; atualmente são conhecidas as larvas de 10 espécies (Trivinho-Strixino, 2012). A identificação de muitas espécies só é possível através da associação com os machos adultos. São apresentadas a seguir as pranchas de algumas espécies.

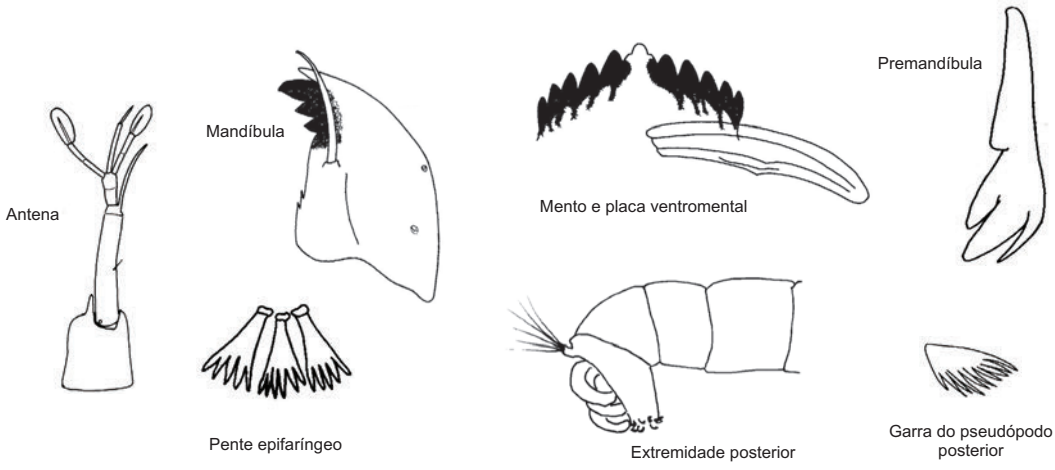



**Figura 27.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Caladomyia friederi* Trivinho-Strixino & Strixino, 2001.

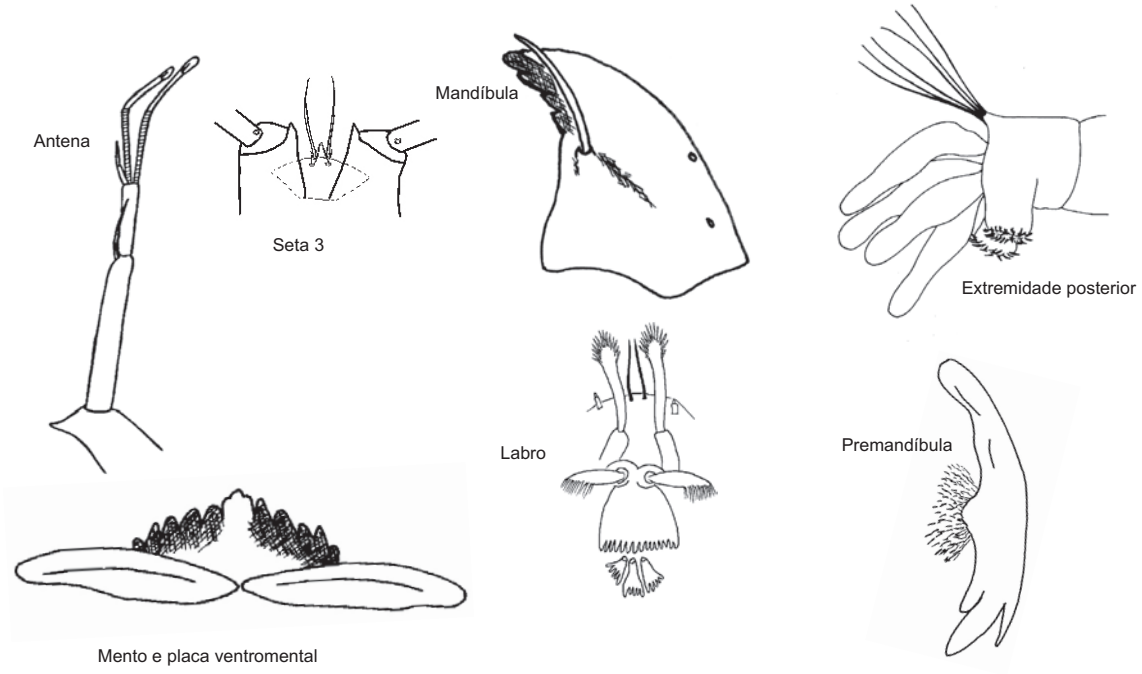



**Figura 28.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Caladomyia ortoni* Säwedall, 1981.

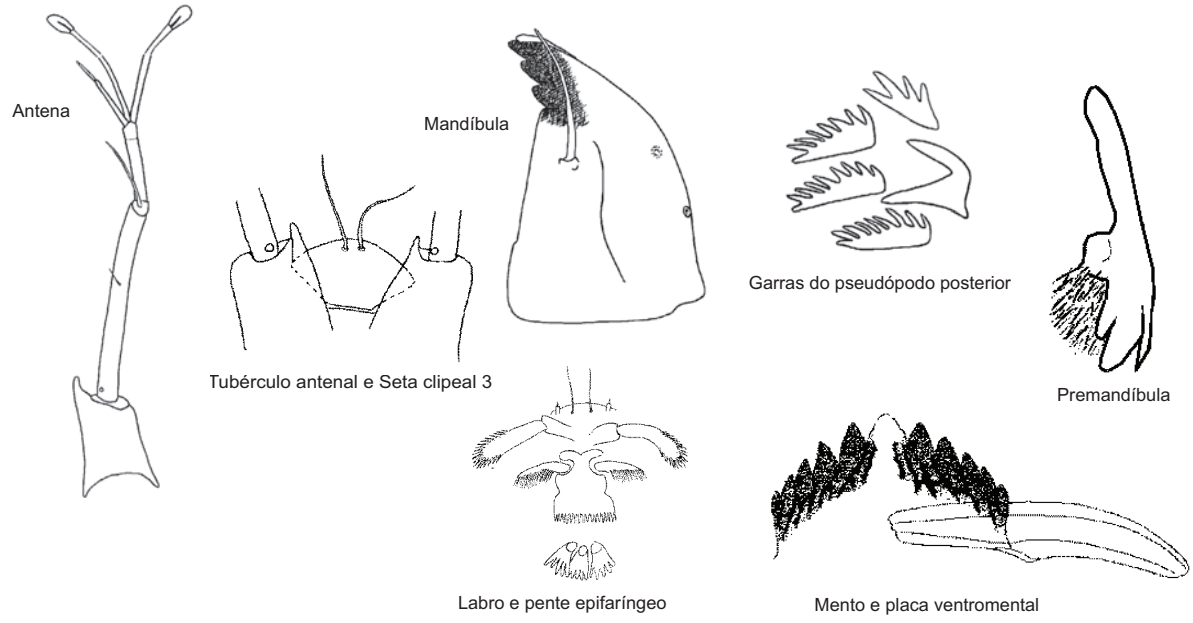



**Figura 29.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Caladomyia riotarumensis* Reiff, 2000.

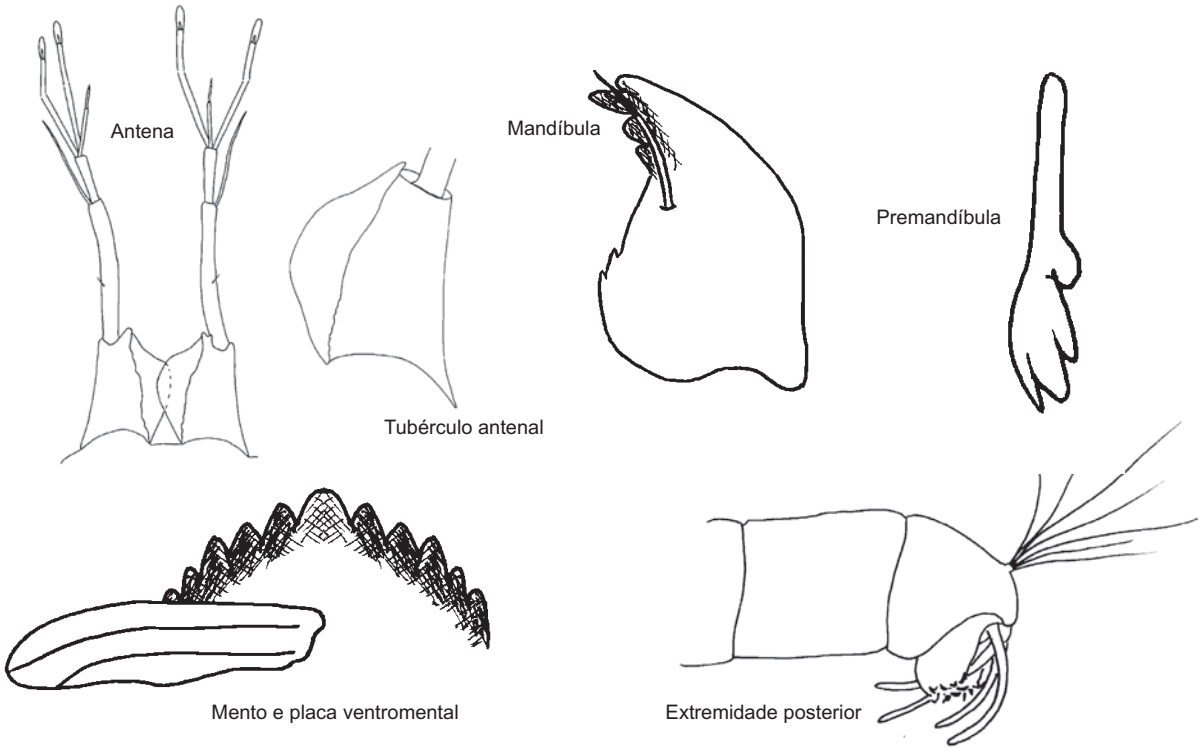
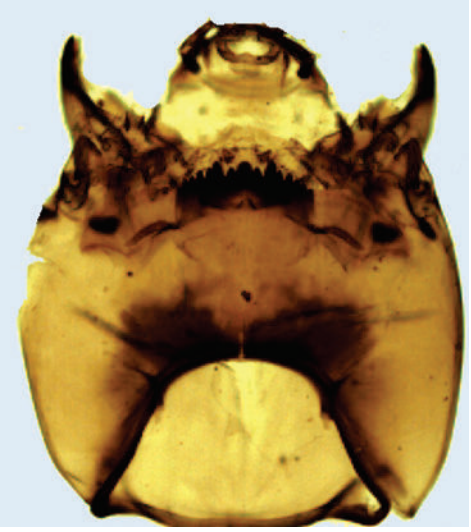



**Figura 30.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Caladomyia humboldti* Säwedal, 1981.

# *Chironomus* Meigen, 1803



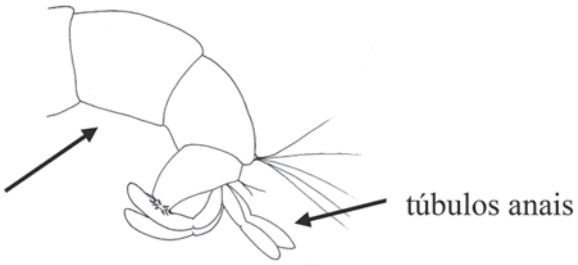
## Diagnose e Comentários

Apótoma frontoclipeal e esclerito labral 2 presentes. Mento com dente mediano trífido e 6 dentes laterais. Dois pares de túbulos abdominais presentes exceto *Chironomus* grupo *salinarius*. Processo lateral no sétimo segmento abdominal presente ou ausente. O gênero apresenta numerosas espécies no mundo todo; no Brasil estão registradas 16. As espécies podem ser distinguidas pelas estruturas cefálicas (mento, mandíbula, premandíbula, antenas, etc) ou pela presença ou não de túbulos e processos abdominais. A chave apresentada a seguir reúne 17 espécies comuns no estado de São Paulo.

As larvas de *Chironomus* são freqüentemente encontradas em sistemas lênticos e lóticos de baixa velocidade. Quase sempre estão associadas a sedimentos ricos em detritos orgânicos, muitas vezes pobres em oxigênio dissolvido. Em ambientes com elevada concentração de efluentes podem ser os únicos insetos, como é o caso das larvas de *C. inquinatus*, francamente associada com águas poluídas. Outras espécies como *C. sancticaroli, C. stigmaterus* e *C. calligraphus* são comuns em lagoas de estabilização. Algumas são encontradas associadas a macrófitas como *C. phytophilus, C. oliveirai* e *C. columbiensis*. Informações adicionais das espécies Neotropicais podem ser obtidas em Correia e Trivinho-Strixino (2005, 2007) e Correia *et al.* (2005, 2006, 2013).

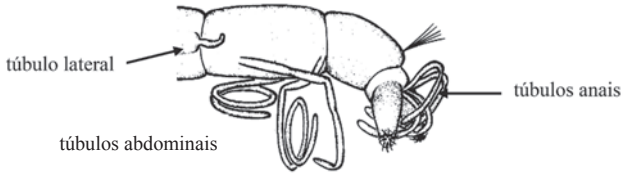
## Chave para identificar larvas de quarto estádio das espécies de *Chironomus*

1. Larva sem túbulos abdominais ..... ..... *Chironomus* grupo *salinarius*

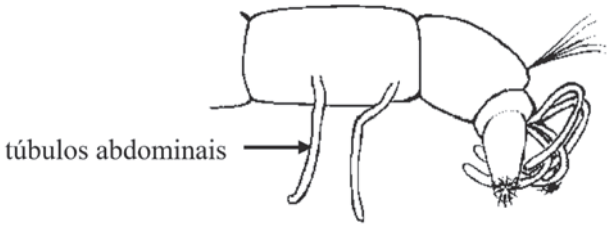



1. Larva com túbulos abdominais.....2

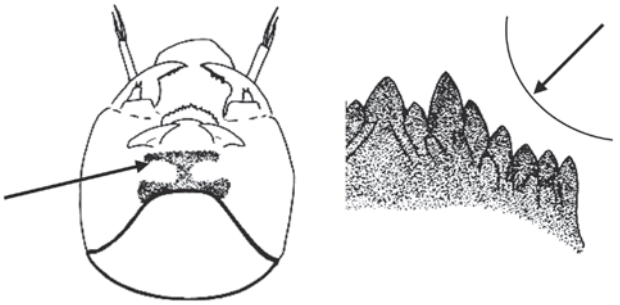
2. Larva com túbulos laterais no sétimo segmento abdominal.....4



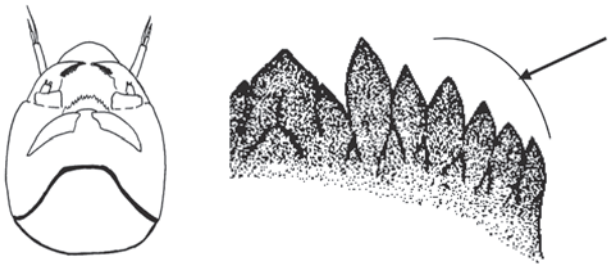

2'. Larva sem túbulos laterais no sétimo segmento abdominal.....3



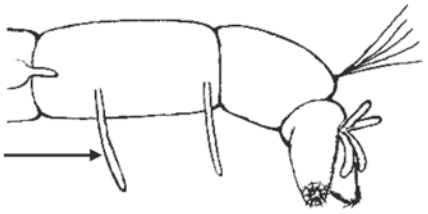

3. Cabeça com região gular escura formando um desenho conforme a figura abaixo; mento com dente mediano suturado (parcialmente trífido); dentes laterais decrescendo e formando uma linha convexa.....*Chironomus oliveirai*



3'. Cabeça com região gular clara; mento com o dente mediano fracamente suturado; dentes laterais decrescendo gradualmente de tamanho.....*Chironomus phytophilus*

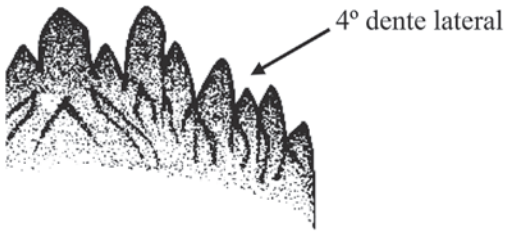


4. Larva muito longa (> 25 mm); túbulos anais e abdominais curtos.....*Chironomus gigas*

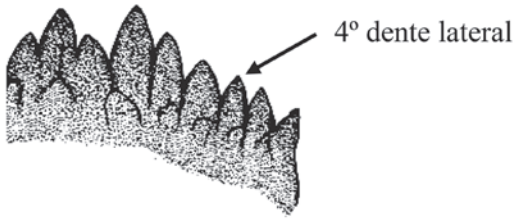


4'. Larva não tão longa (< 25 mm); túbulos abdominais em geral muito longos e freqüentemente enrolados.....5

5. Quarto dente lateral do mento menor do que o terceiro e o quinto.....6




5'. Quarto dente lateral do mento não como acima...10

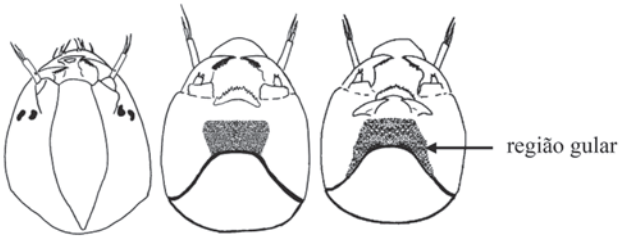


6. Cápsula cefálica totalmente clara ..... .....*Chironomus antonioi*

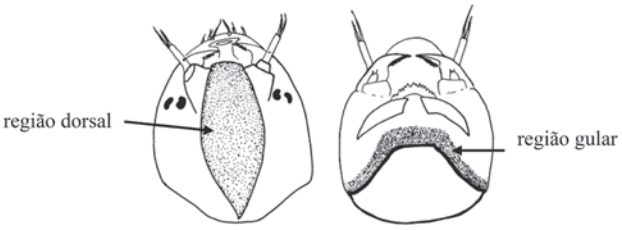


6'. Cápsula cefálica com região dorsal e/ou gular escuras.....7

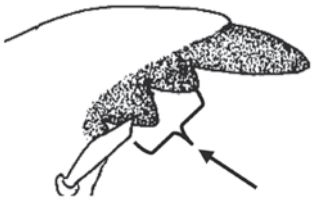
7. Região dorsal da cápsula cefálica clara e região gular fortemente escura.....8



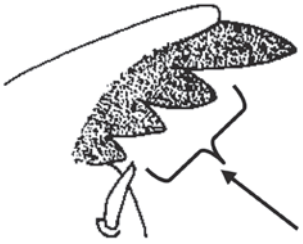

7'. Região dorsal da cápsula cefálica e região gular escuras.....9



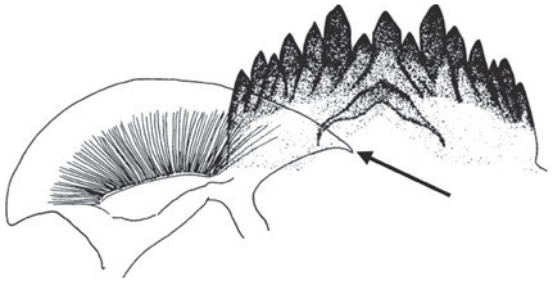

8. Mandíbula com 2 dentes internos ..... .....*Chironomus fittkaui*



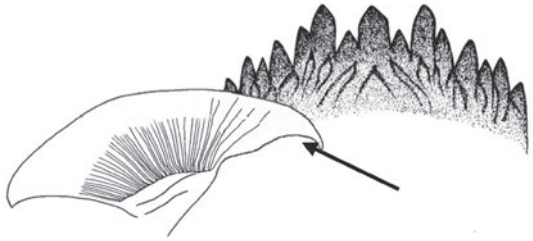
8'. Mandíbula com 3 dentes internos ..... ..... *Chironomus sancticaroli*



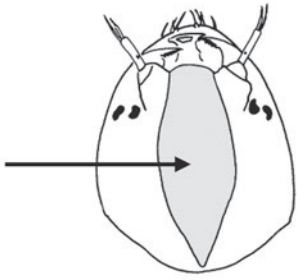
9. Ápice interno da placa ventromental dirigido medialmente.....*Chironomus calligraphus*



9'. Ápice interno da placa ventromental recurvado para baixo..... *Chironomus amissum*

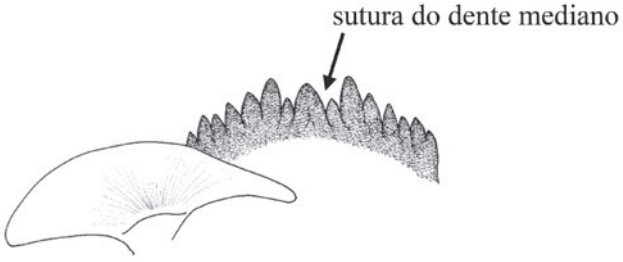


10. Cabeça com faixa escura dorsal ..... ..... *Chironomus stigmaterus*

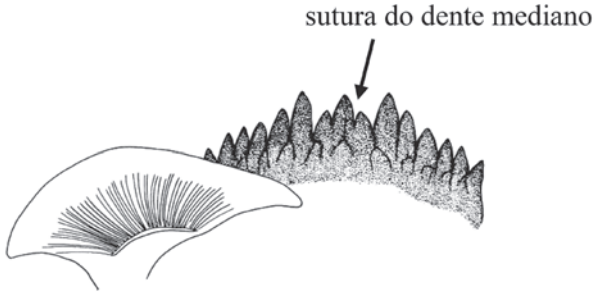


10'. Cabeça não como acima.....11

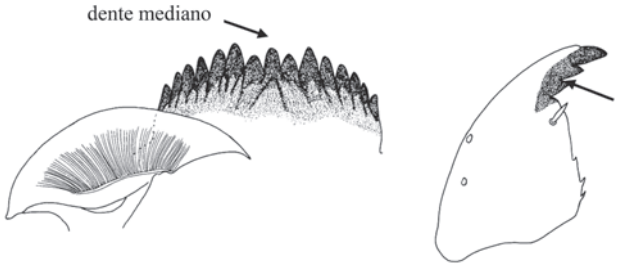
11. Mento com dente mediano fortemente suturado dando a impressão de 3 dentes medianos (totalmente trífido).....12




11'. Dente mediano do mento não como acima....13




12. Dentes medianos do mento aproximadamente do mesmo tamanho; mandíbula com 2 dentes internos...*Chironomus detriticola*

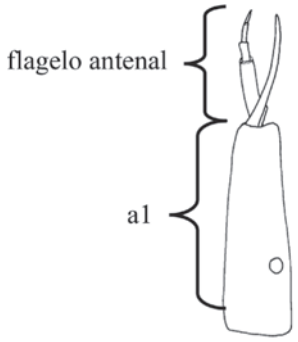



12'. Dentes medianos não tão iguais em comprimento; mandíbula com 3 dentes internos.....*Chironomus latistylus*

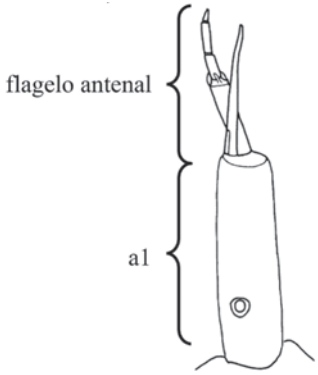
13. Cabeça com região gular escura.....16

13'. Cabeça com região gular clara.....14

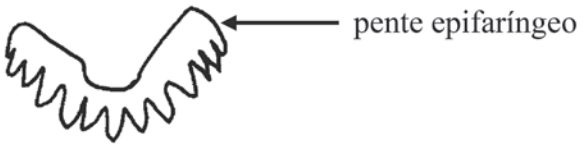
14. Segmento antenal a1 1,8-2,0 vezes mais longo que flagelo antenal (AR>1,70).....*Chironomus strenzkei*



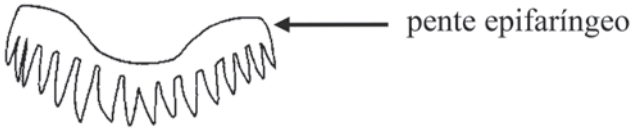

14'. Segmento antenal a1 1,4 vezes mais longo que flagelo antenal (AR<1,5).....15



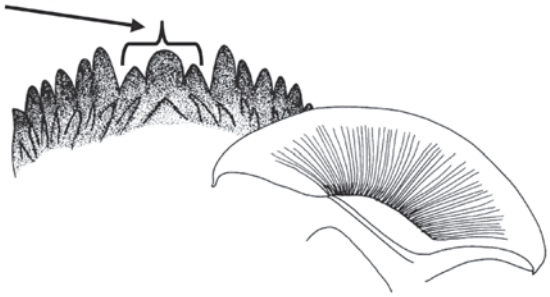

15. Pente epifaríngeo com 12 dentes ..... .....*Chironomus columbiensis*



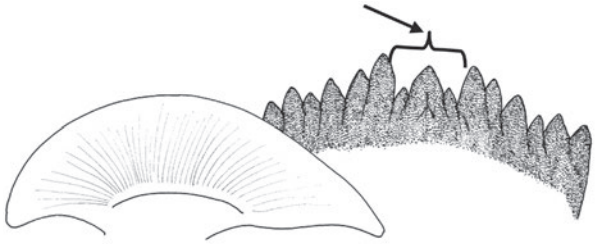

15'. Pente epifaríngeo com 15-16 dentes ..... ..... *Chironomus reissi*




16. Mento com dente mediano fortemente arredondado.....*Chironomus inquinatus*



16'. Dente mediano do mento não como acima.....*Chironomus paragigas*



## Notas sobre a chave de identificação de *Chironomus*

(As informações aqui apresentadas, bem como, os desenhos e comentários foram retirados da tese de doutorado de Leny Correia (2005).

### Grupo 1. Espécies sem processos laterais no 7º segmento abdominal

***Chironomus* grupo *salinarius*** (Figura 31). A principal característica desta espécie é a total ausência de túbulos abdominais .

***Chironomus phytophilus*** Correia & Trivinho-Strixino, 2007 (Figura 32). A principal característica que permite diferenciar esta espécie é a ausência de processos laterais nos 7º segmento abdominal. Esta característica é visível com mais facilidade no material analisado sob microscópio estereoscópico, antes da montagem em lâmina. A espécie se distingue de *C. oliveirai*, principalmente pela ausência de manchas castanhas na cabeça e pela disposição dos dentes laterais do mento.

***Chironomus oliveirai*** Correia & Trivinho-Strixino, 2007 (Figura 33). Esta espécie não possui processos laterais no 7º segmento abdominal, diferenciando-se da maioria das espécies. Diferencia-se de *C. phytophilus* por apresentar a região gular com mancha castanho-escura e o mento com os dentes laterais dispostos em linha convexa.

### Grupo 2 – Espécies com processos laterais no 7º segmento abdominal

Dentro do conjunto de espécies que possuem processos laterais no 7º segmento abdominal, podem ser separados dois subgrupos de acordo com a configuração do mento:

**Subgrupo 2a** - mento com o 4º dente lateral menor que os dentes adjacentes (*C. sancticaroli*, *C. calligraphus*, *C. amissum*, *C. antonioi* e *C. fittkaui*).

***Chironomus antonioi*** Correia & Trivinho-Strixino, 2007 (Figura 34). As larvas desta espécie diferenciam-se das outras quatro do grupo pela ausência de qualquer coloração acastanhada na cápsula cefálica.

***Chironomus sancticaroli*** Strixino & Strixino, 1982 (Figura 35) e ***Chironomus fittkaui*** Correia & Trivinho-Strixino, 2007 (Figura 36). As larvas das duas espécies apresentam a cápsula cefálica com a região gular com mancha castanho-escura. São diferenciadas pela forma da mancha da região gular e pela configuração da mandíbula que apresenta 3 dentes internos em *C. sancticaroli* e apenas 2 dentes internos em *C. fittkaui*. Ambas são características de sedimentos ricos em detritos orgânicos de represas e lagoas de estabilização.

***Chironomus calligraphus*** Goeldi, 1905 (Figura 37)e ***Chironomus amissum*** Correia, Trivinho-Strixino & Michailova, 2013 (Figura 38). As larvas destas duas espécies são relativamente difíceis de serem separadas, ambas apresentam apótoma frontoclipeal mais ou menos escuro e região gular castanho-escura. A forma da extremidade do ápice interno da placa ventromental pode ser uma característica diferencial, porém nem sempre nítida. No caso de existirem dúvidas quanto à identidade correta, recomenda-se a análise dos adultos.

**SubGrupo 2b** - mento com o 4º dente lateral maior ou igual ao 5º dente lateral (*Chironomus gigas*, *Chironomus paragigas*, *Chironomus latistylus*, *Chironomus stigmaterus*, *Chironomus strenzkei*, *Chironomus columbiensis*, *Chironomus inquinatus*, *Chironomus reissi*, *Chironomus detriticola*).

***Chironomus gigas*** Reiss, 1974 (Figura 39). As larvas desta espécie são, em geral, de grandes dimensões (>2,5cm), e facilmente identificadas pela desproporcionalidade entre seu

tamanho e as pequenas dimensões de seus túbulos abdominais e anais. Habitam o sedimento do fundo de lagoas e reservatórios oligotróficos ou pouco eutrofizados.

***Chironomus stigmaterus*** Say, 1823 (Figura 40). Dentro desse grupo, as larvas desta espécie se diferenciam pela mancha castanho-escura presente na região do apótema frontoclipeal. A espécie foi observada em sedimentos orgânicos de lagoas de estabilização.

***Chironomus inquinatus*** Correia, Trivinho-Strixino & Michailova, 2006 (Figura 41). O formato largo arredondado do dente mediano do mento é a principal característica que separa esta espécie das demais do grupo 2. Esta espécie foi a única encontrada em sistemas que recebem elevada descarga de esgotos domésticos.

***Chironomus columbiensis*** Wülker *et al.*, 1989 (Figura 42), ***Chironomus strenzkei*** Fittkau, 1968 (Figura 43) e ***Chironomus reissi*** Correia, Trivinho-Strixino & Michailova, 2005 (Figura 44). As larvas destas três espécies apresentam características morfológicas difíceis de separá-las com segurança. O número de dentes da placa epifaríngea e a relação entre segmento basal da antena e flagelo podem ser úteis. No caso de ser impossível a separação é aconselhável analisar os adultos que apresentam características diferenciais mais fáceis de distinguir.

***Chironomus latistylus*** Reiss, 1974 (Figura 45) e ***Chironomus detriticola*** Correia & Trivinho-Strixino, 2007 (Figura 46). Ambas apresentam semelhança na forma dos 3 dentes medianos do mento que são do mesmo tamanho em *C. detriticola* e não tão idênticos em *C. latistylus*. As larvas de *C. detriticola* vivem associadas a depósitos de serapilheira em águas temporárias e em remansos de córregos. As larvas de *C. latistylus* foram coletadas em sedimentos lodosos de sistemas lênticos com reduzida influência antrópica e associadas à madeira em decomposição.

***Chironomus paragigas*** Reiss, 1974 (Figura 47). Esta espécie diferencia-se das outras espécies do grupo, exceto de *C. stigmaterus*, pelo maior tamanho. A espécie foi coletada em sedimento lodoso de um reservatório.

## Comentários adicionais

Esta chave preliminar de identificação foi estruturada com base nas características e na diferenciação das 17 espécies/ morfótipo analisados. O uso desta com outras espécies, ainda não registradas no estado de São Paulo pode levar a erros de identificação. Analise com cuidado as estruturas das larvas comparando-as com as ilustrações das pranchas anexas. Se possível, é recomendado que as larvas sejam criadas, isoladamente, para obtenção de suas pupas e seus adultos, os quais podem assegurar uma identificação correta.

Além disso, as larvas provenientes de águas poluídas podem apresentar deformidades no mento, nas mandíbulas e antenas. As variações destas estruturas podem, portanto, indicar uma deformidade e não uma característica específica, ou uma nova espécie. Todavia, essas deformidades, quando ocorrem, resultam em formas ou estruturas assimétricas, que tornam as larvas totalmente diferentes do conjunto de exemplares de uma determinada localidade. A obtenção dos adultos e pupas dessas espécies, através da criação de larvas, também pode solucionar esta dificuldade.

Em caso de dúvida durante a identificação, aconselha-se a consulta de um especialista ou a identificação dos espécimes até nível genérico.

Para os especialistas, para assegurar a identificação das espécies, inclusive quando é feita somente através das larvas, recomenda-se que seja feita a análise dos cromossomos politênicos. Este procedimento, sem dúvida, é o mais recomendável, porém são poucos os especialistas capazes de analisar com segurança a ainda pouco conhecida fauna de Chironomidae Neotropical.

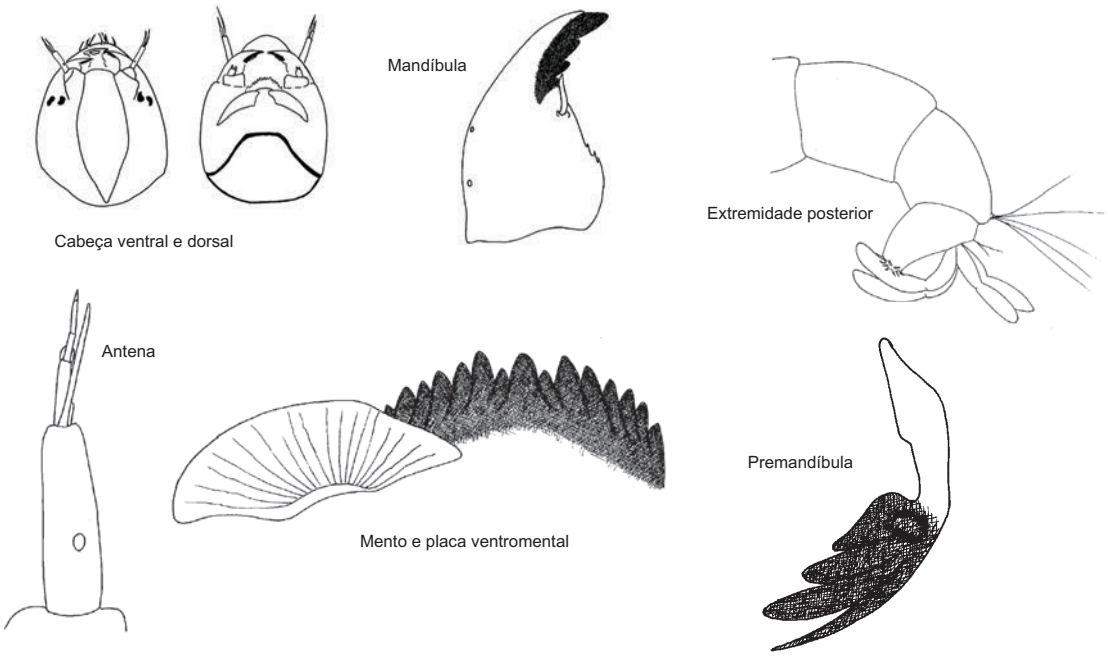



**Figura 31.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Chironomus* gr. *salinarius.*

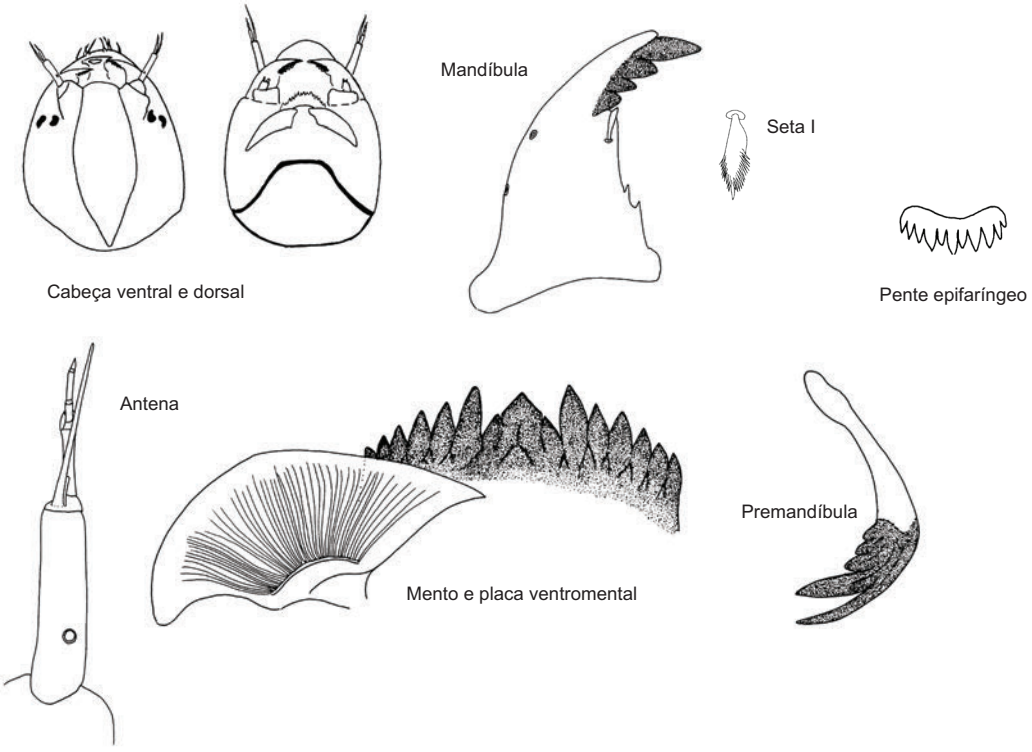



**Figura 32.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus phytophilus* Correia & Trivinho-Strixino, 2007.

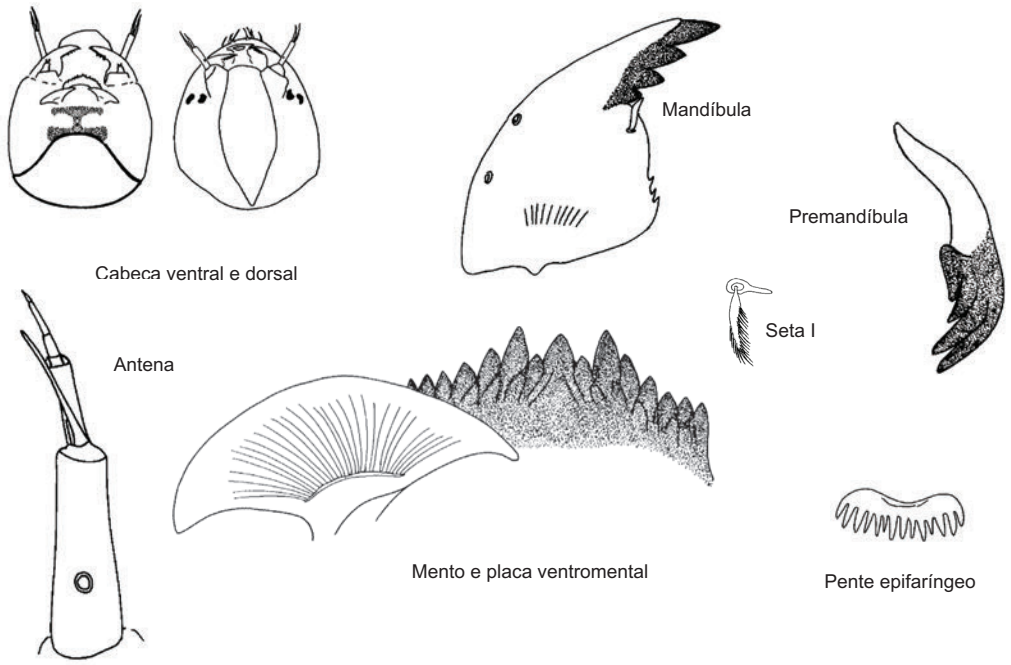



**Figura 33.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus oliveirai* Correia & Trivinho-Strixino, 2007.

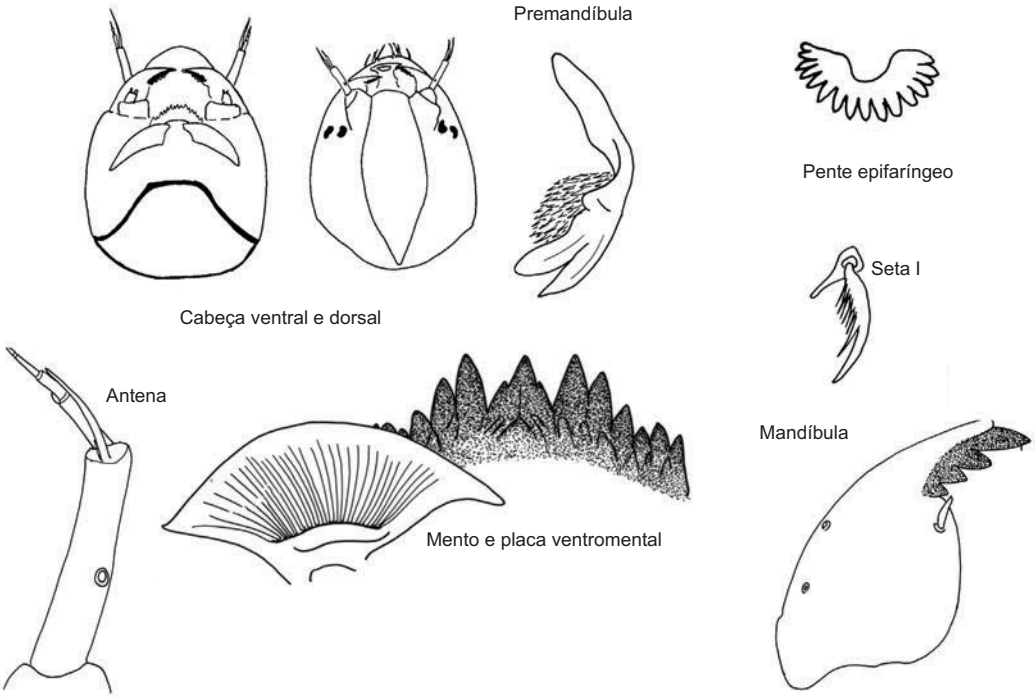



**Figura 34.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus antonioi* Correia & Trivinho-Strixino, 2007.

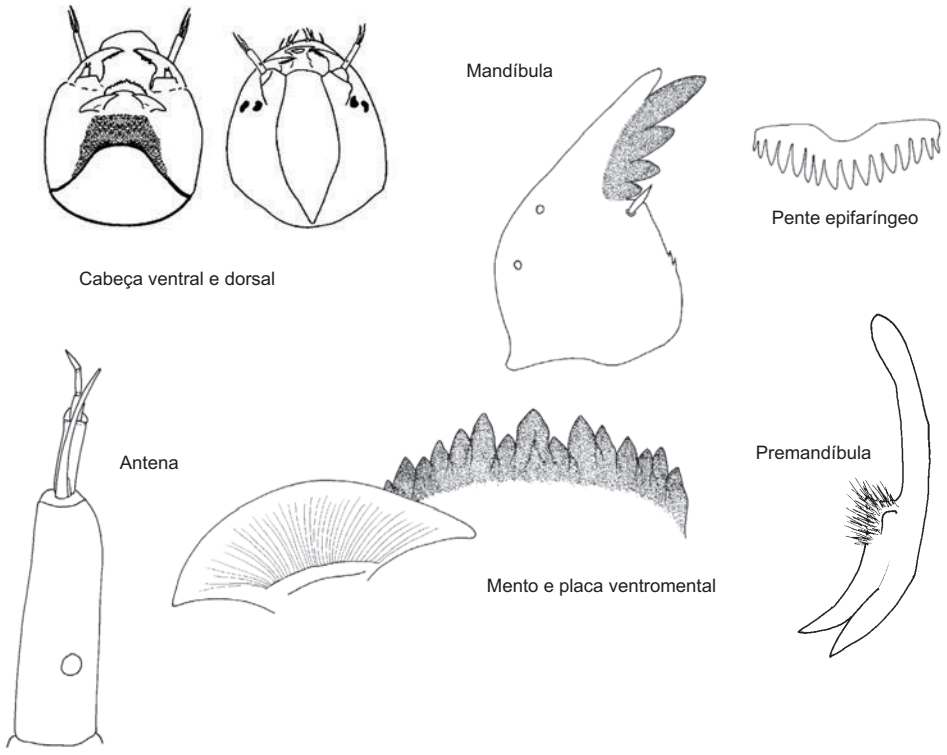



**Figura 35.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus sancticaroli* Strixino & Strixino, 1982.

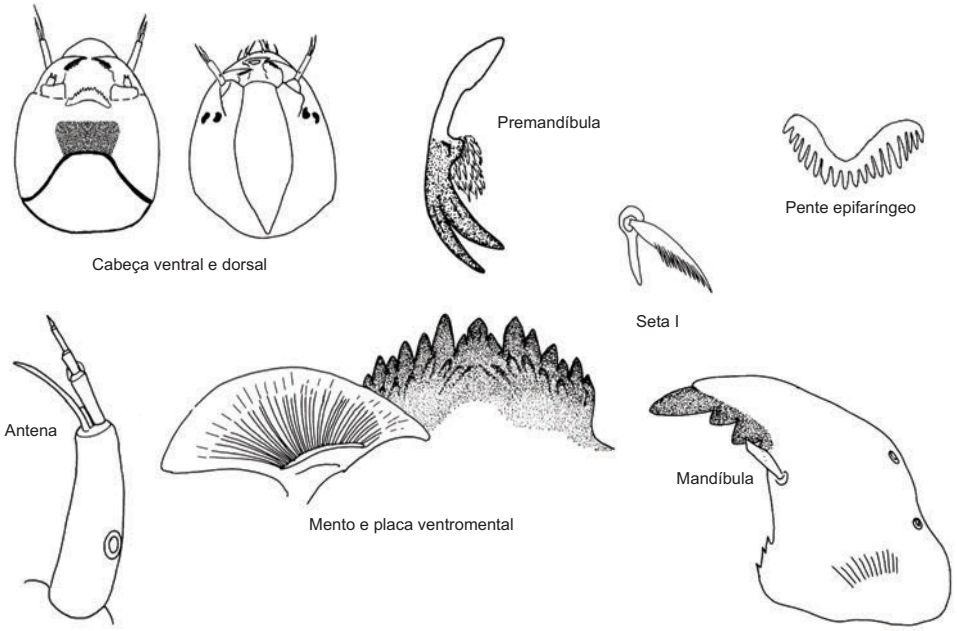



**Figura 36.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus fittkaui* Correia & Trivinho-Strixino, 2007.

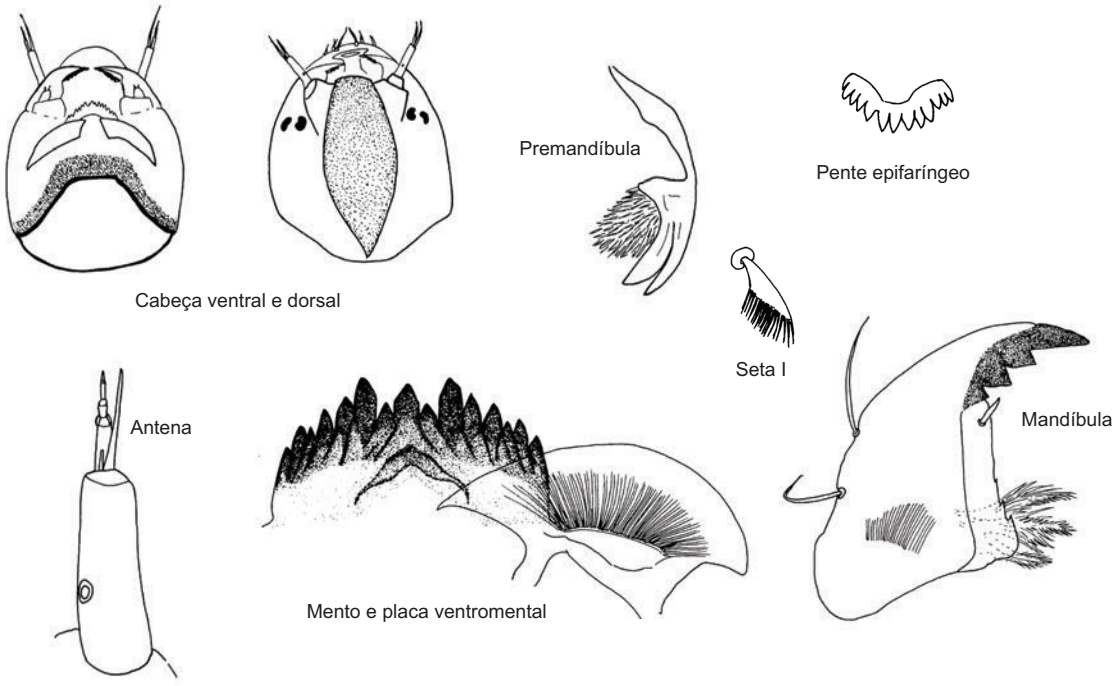



**Figura 37.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus calligraphus* Goeldi, 1905.

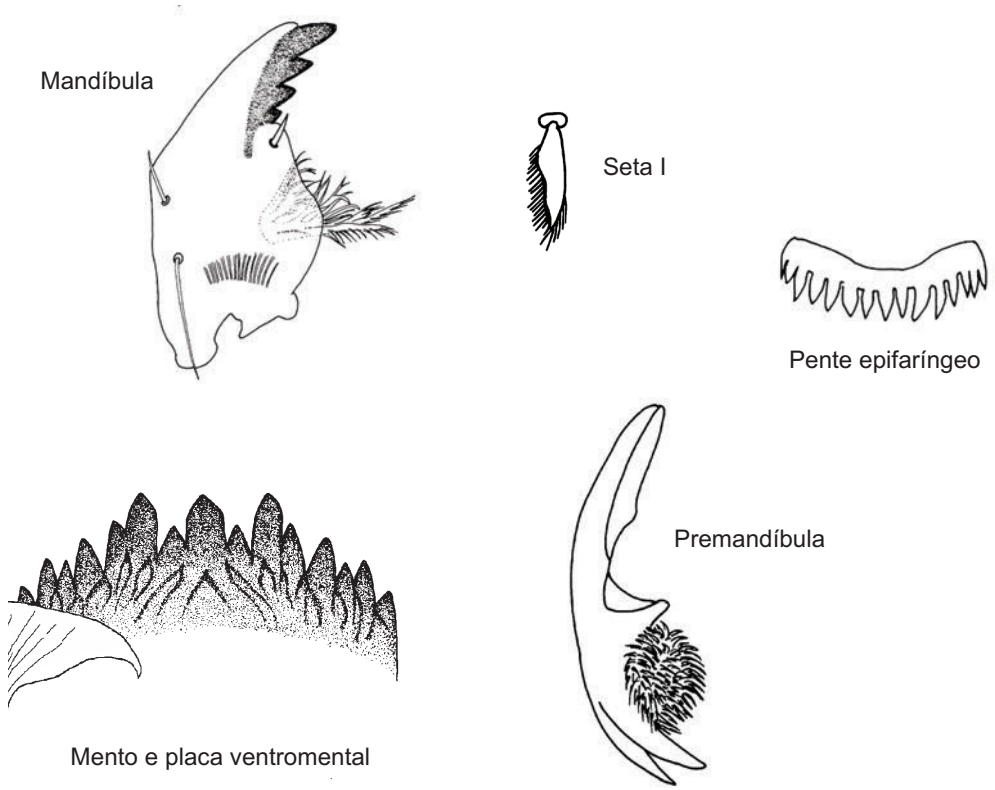



**Figura 38.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus amissum* Correia, Trivinho-Strixino, Michailova, 2013.

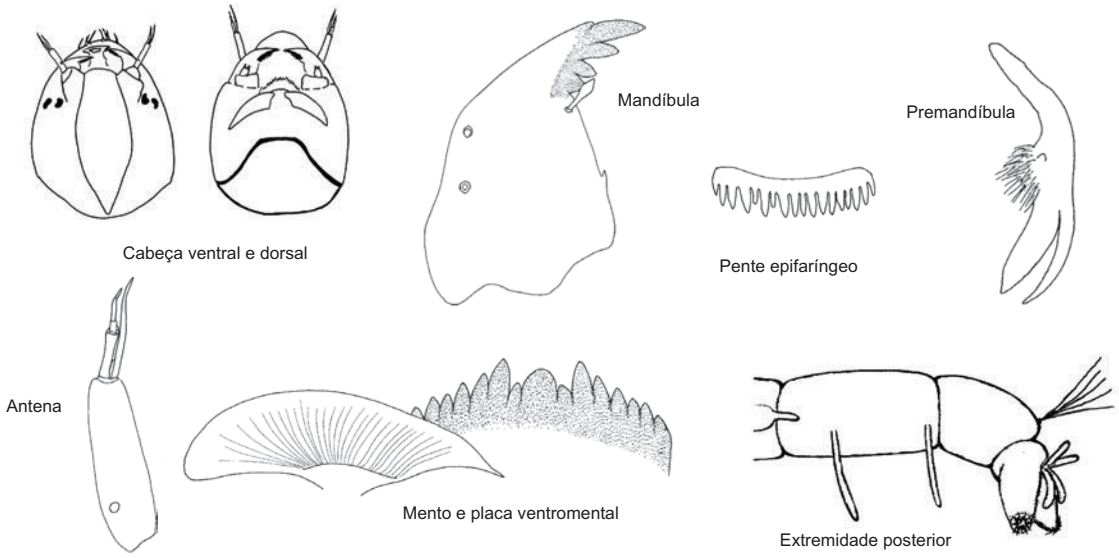



**Figura 39.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Chironomus gigas* Reiss, 1974Strixino, 2007

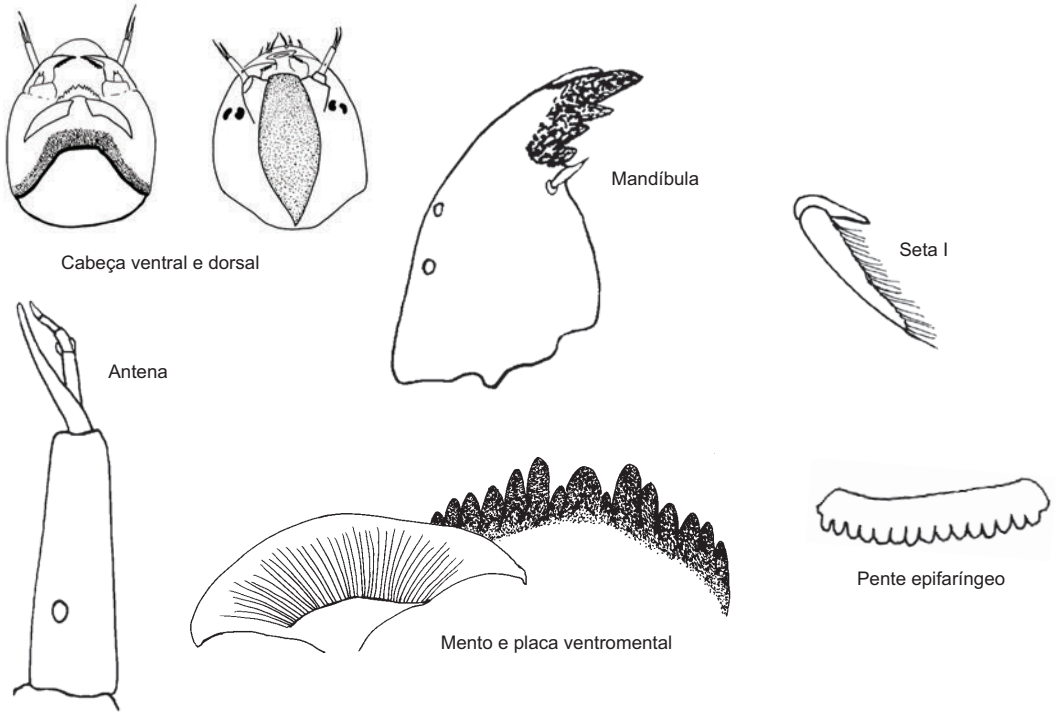



**Figura 40.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus stigmaterus* Say, 1823.

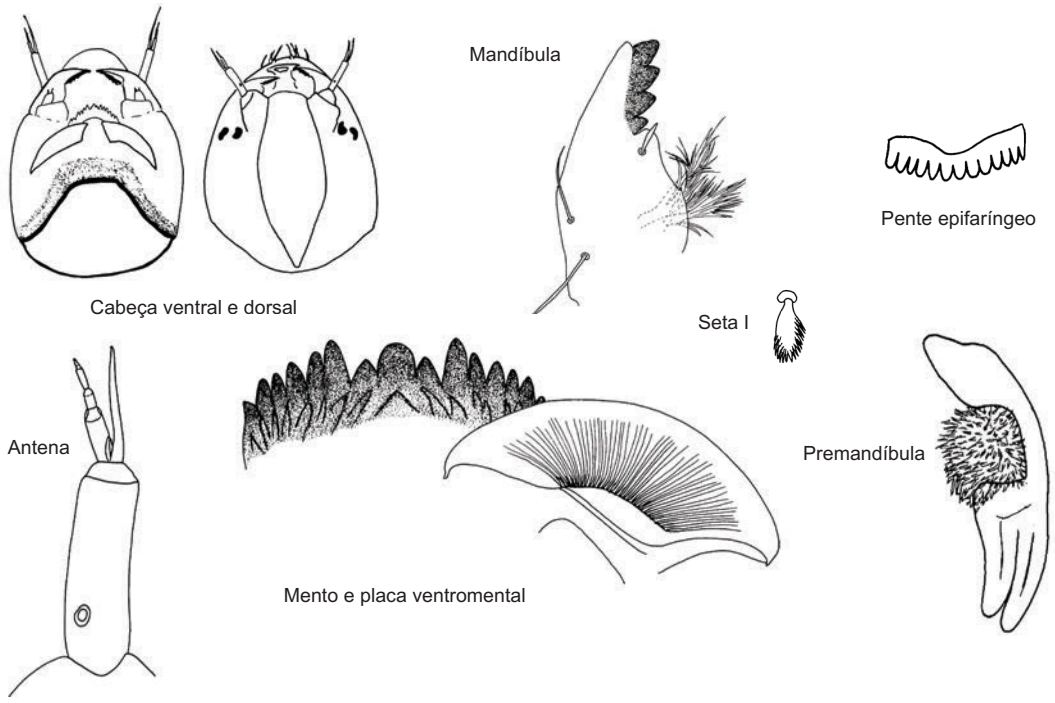



**Figura 41.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus inquinatus* Correia, Trivinho-Strixino & Michailova, 2006.

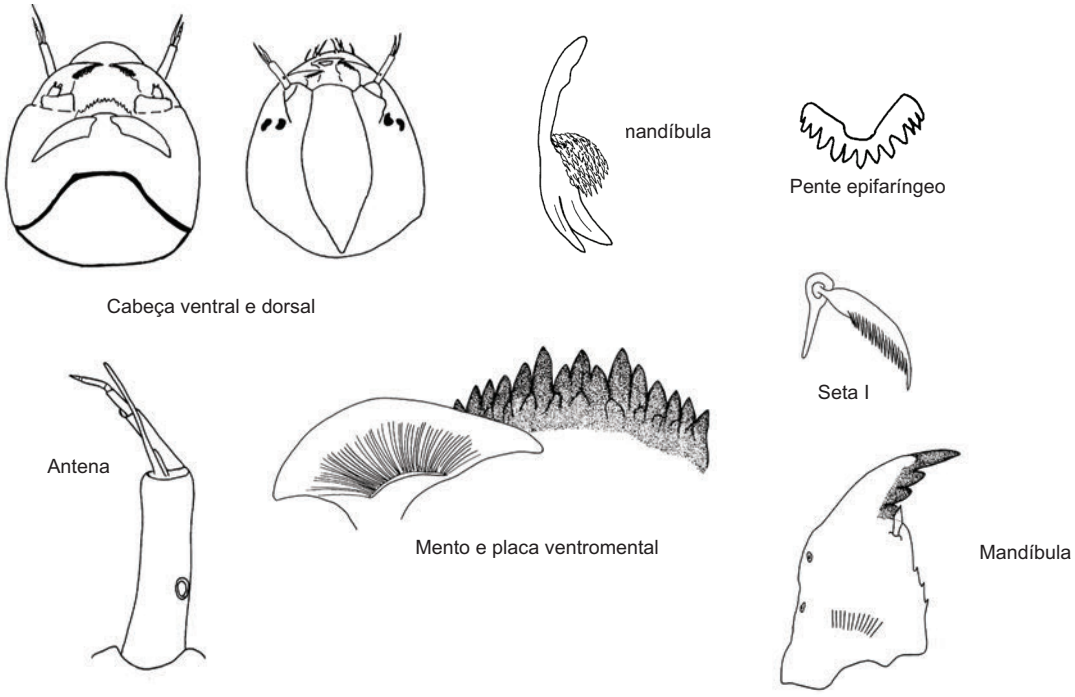



**Figura 42.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus columbiensis* Wülker *et al.*, 1989.

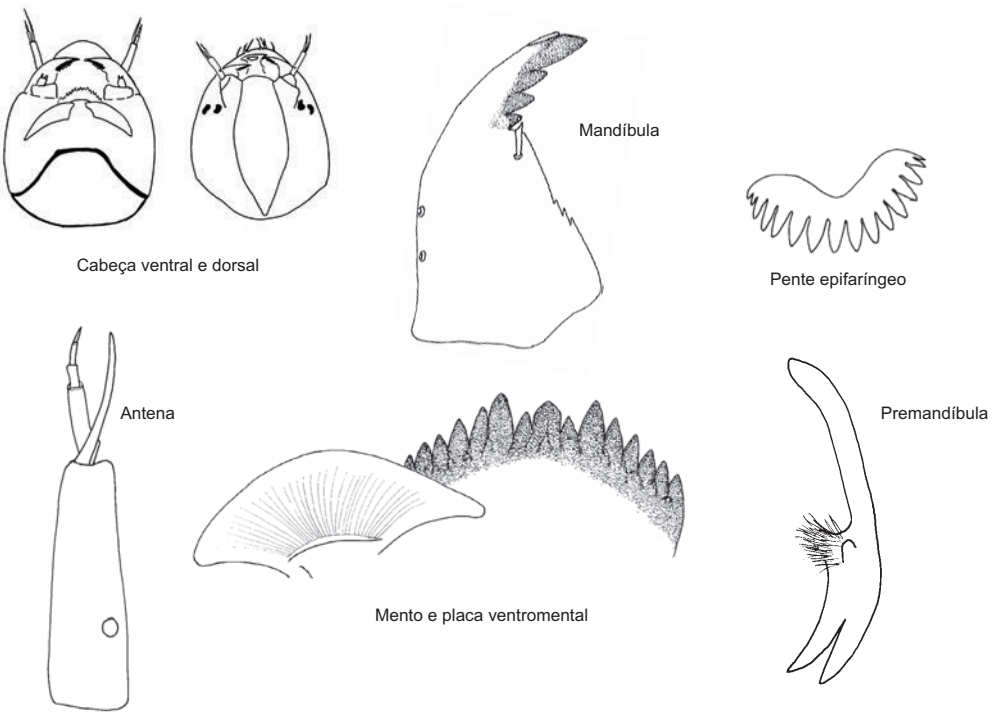



**Figura 43.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus strenzkei* Fittkau, 1968.

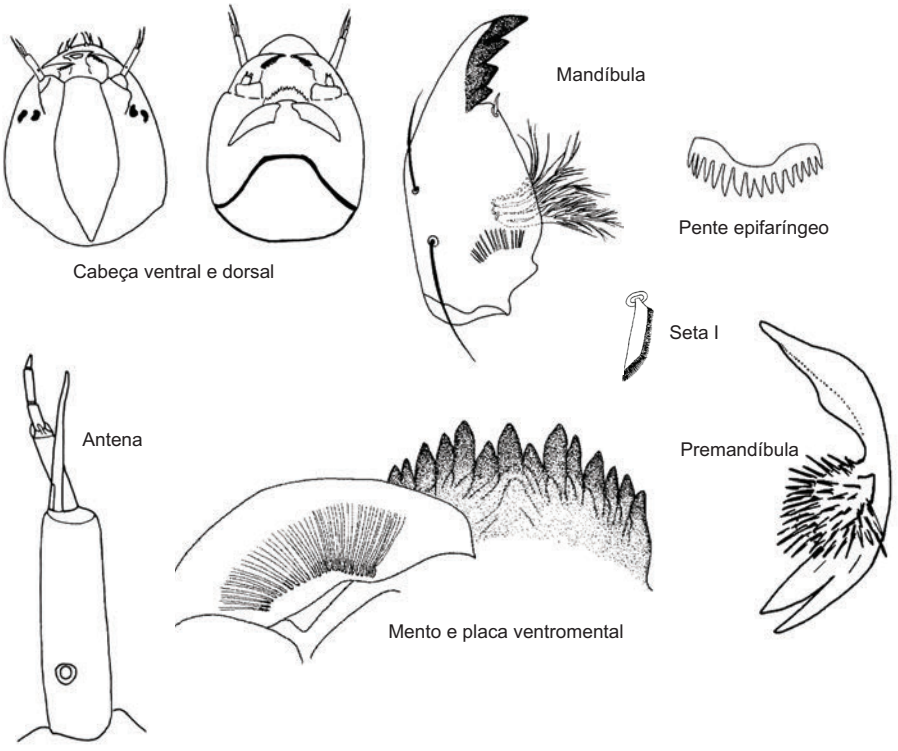



**Figura 44.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus reissi* Correia & Trivinho-Strixino, 2007.

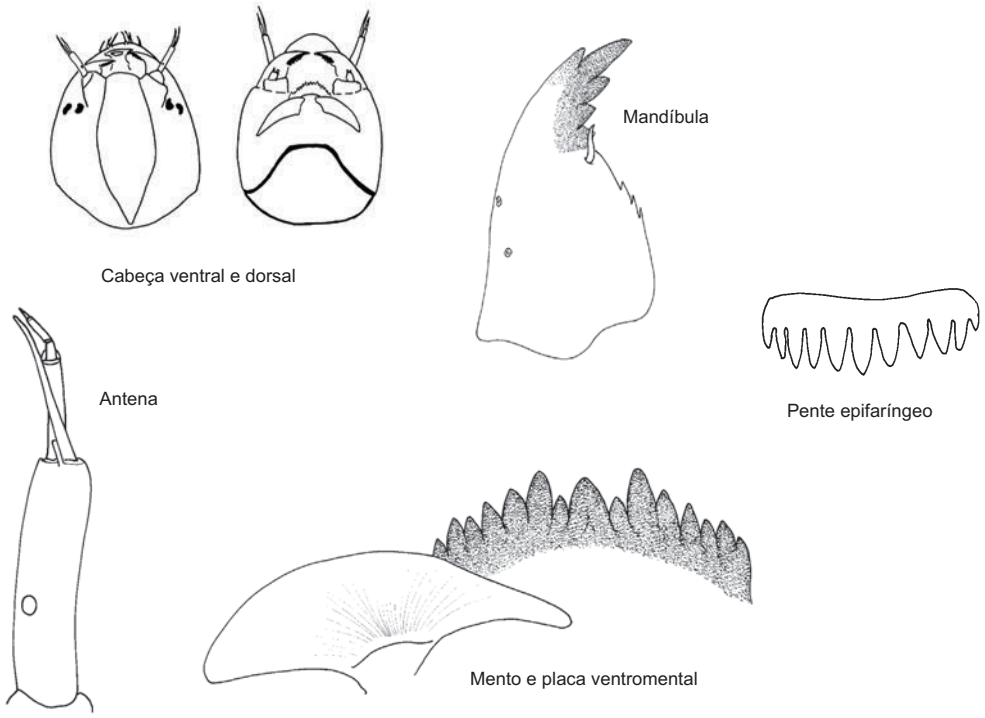



**Figura 45.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus latistylus* Reiss, 1974.

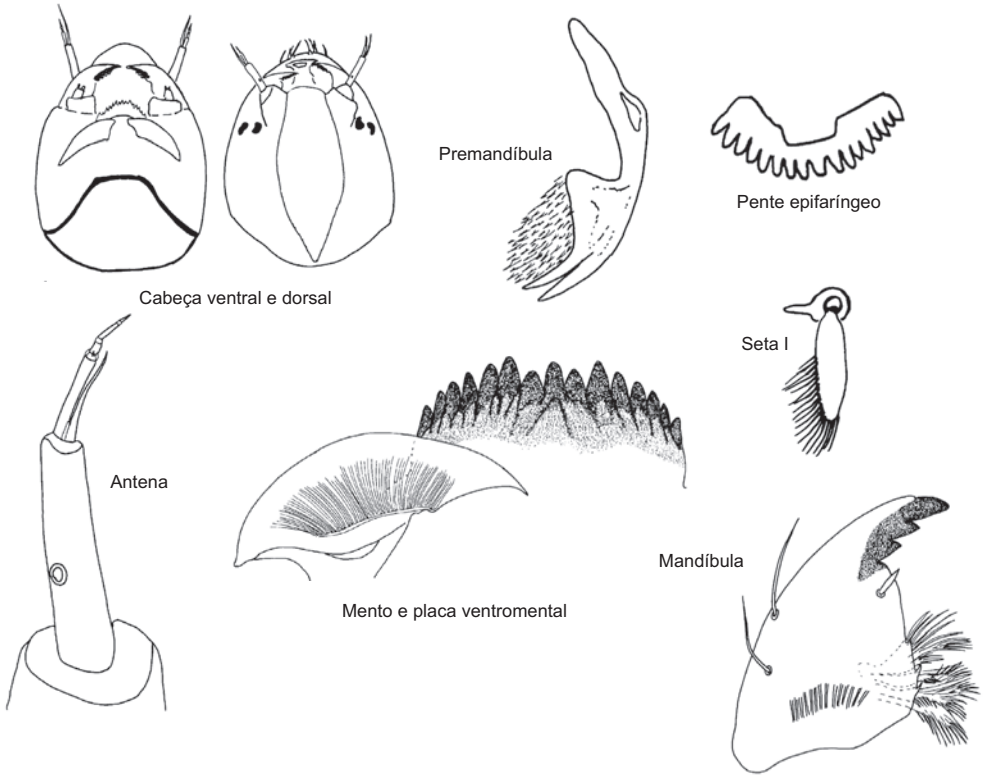



**Figura 46.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus detriticola* Correia & Trivinho-Strixino, 2007.

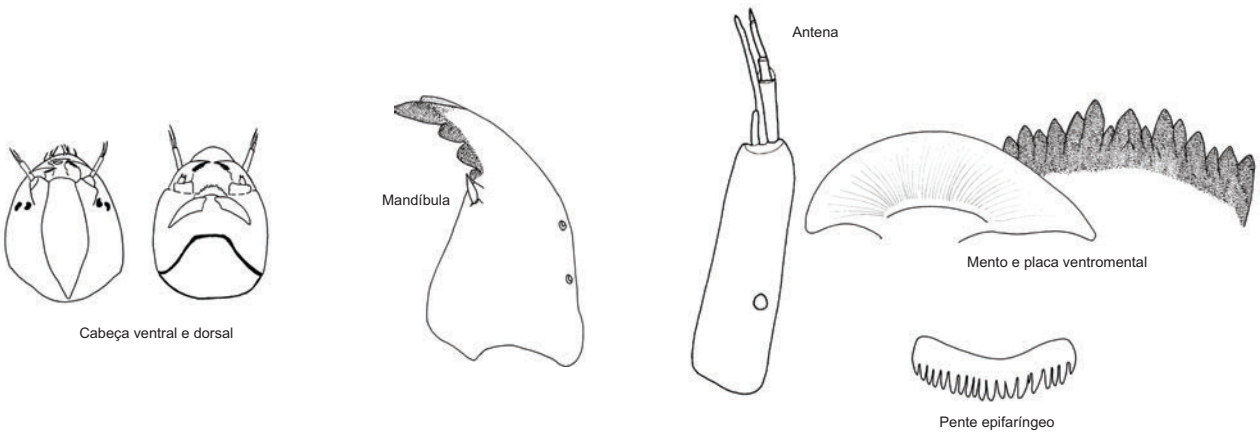
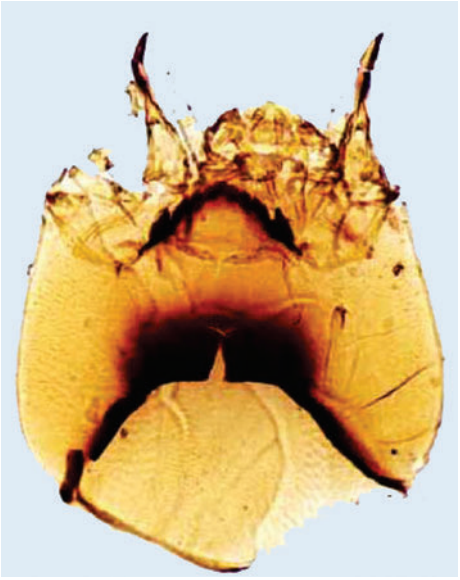



**Figura 47.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Chironomus paragigas* Reiss,1974.

## *Cladopelma* Kieffer, 1921



### Diagnose e Comentários

Larvas pequenas, com forte coloração vermelha; mento com dentes escuros (medianos às vezes um pouco mais claros); dentes laterais externos separados dos demais e em posição mais avançada. Antena com 5 segmentos; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal. Superfície ventral da cabeça, em geral, escura na margem distal.

As larvas deste gênero do complexo *Harnischia* são muito comuns em sistemas lênticos e podem ser encontradas em sedimentos de lagos, represas, rios e córregos. A espécie mais comumente coletada é *C. forcipis*, que se diferencia de outras por apresentar a margem distal da cabeça escura.

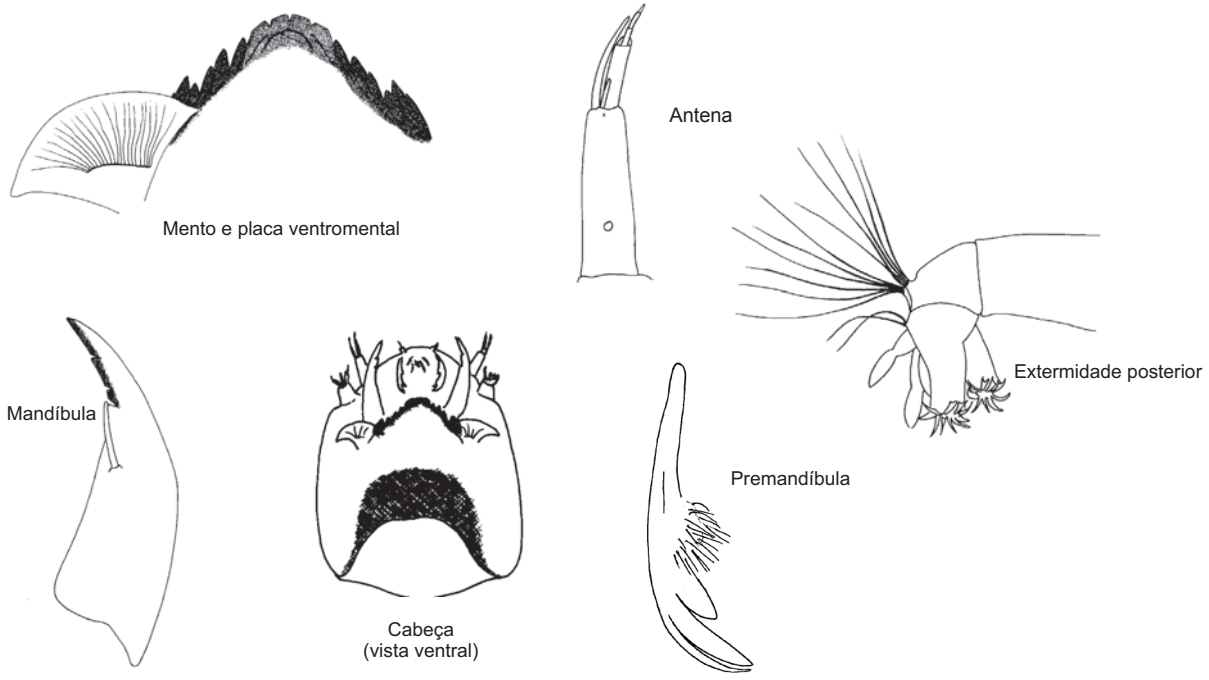



**Figura 48.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Cladopelma forcipis* Rempel, 1939.

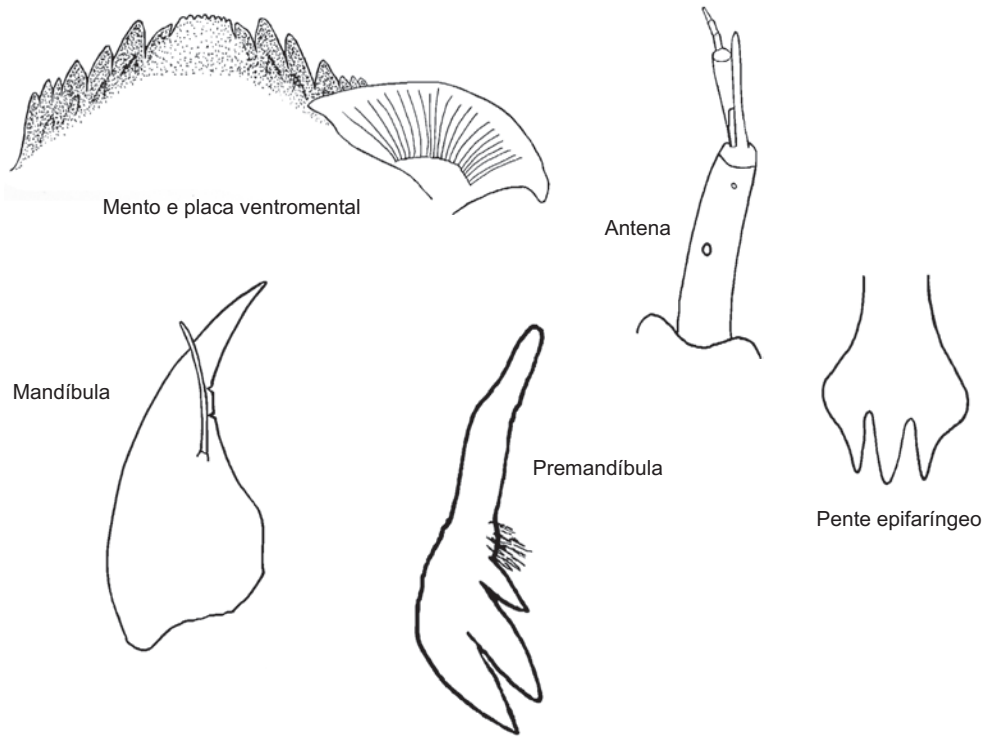



**Figura 49.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Cladopelma* sp.

# *Cladotanytarsus* Kieffer, 1921



## Diagnose e Comentários

Larva pequena (≤5mm); antena 5-segmentada montada em um curto pedestal; segmento basal maior que flagelo antenal, contendo órgão anelar próximo à base e seta no terço proximal; 2º segmento menor que 3º, com porção distal pouco esclerosada;órgãos de Lauterborn largos, no ápice do 2º segmento, montados em curto pedicelos. Pente epifaríngeo com 5-6 dentes apicais. Mandíbula com forte dente dorsal; dentes apicais de 3 laterais ligeiramente castanhos; seta subdental forte e encurvada. mento com 13 dentes subiguais. Placas ventromentais longas, se tocando na linha mediana. Pseudópodos posteriores com numerosas garras denteadas (Figura 50).

As larvas desse gênero são pouco comuns; os exemplares analisados foram coletados em córregos da região de Goiânia (GO).

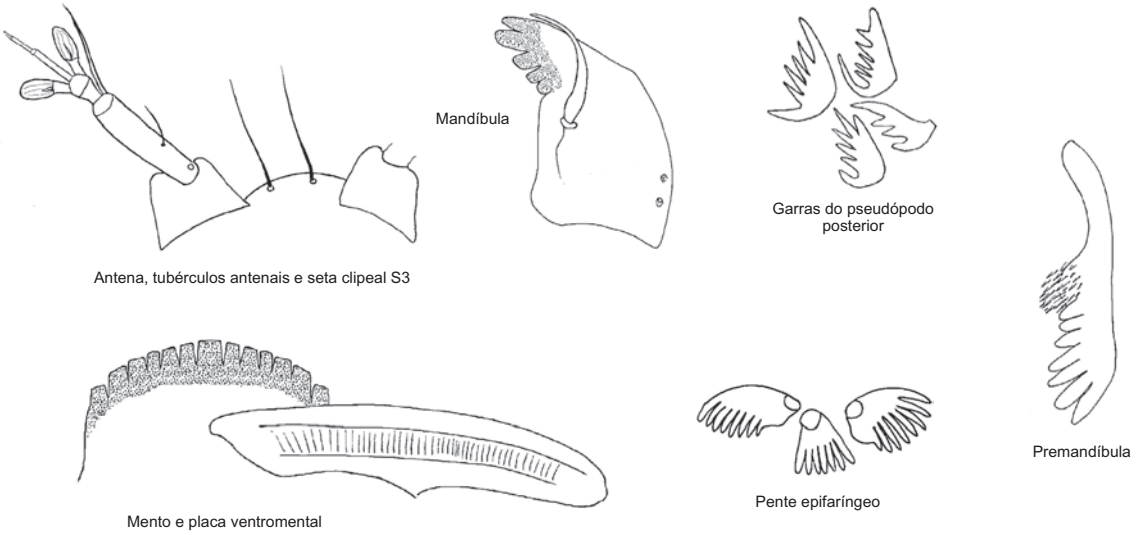



**Figura 50.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Cladotanytarsus.*

# Complexo *Harnischia* tipos 1.1 e 2.2



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio com corpo delgado e finos, longos pseudópodos posteriores e túbulos anais longos. Antena com 6 segmentos; segmento basal mais curto que o flagelo antenal; lâmina antenal saindo da metade do 2º segmento. Mento com 15-16 dentes claros aparentemente formando 2 arcos convexos. Placas ventromentais largas com forte estriação. Mandíbula com dente apical e 2 internos claros; seta subdental longa. Premandíbula com 2 dentes apicais e escova premandibular ausente.

As larvas deste morfótipo do complexo *Harnischia* apresentam características particulares que não nos permitiram alocá-las em nenhum dos gêneros conhecidos. Na chave usamos as denominações morfótipos 1.1 e 2.2 do complexo *Harnischia* (Figuras 51, 52).

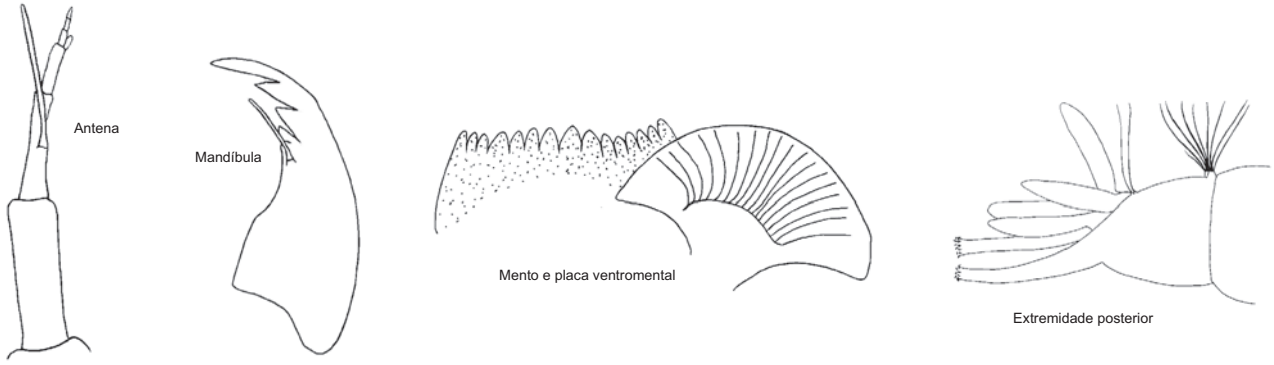



**Figura 51.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva do complexo *Harnischia* tipo 1.1.

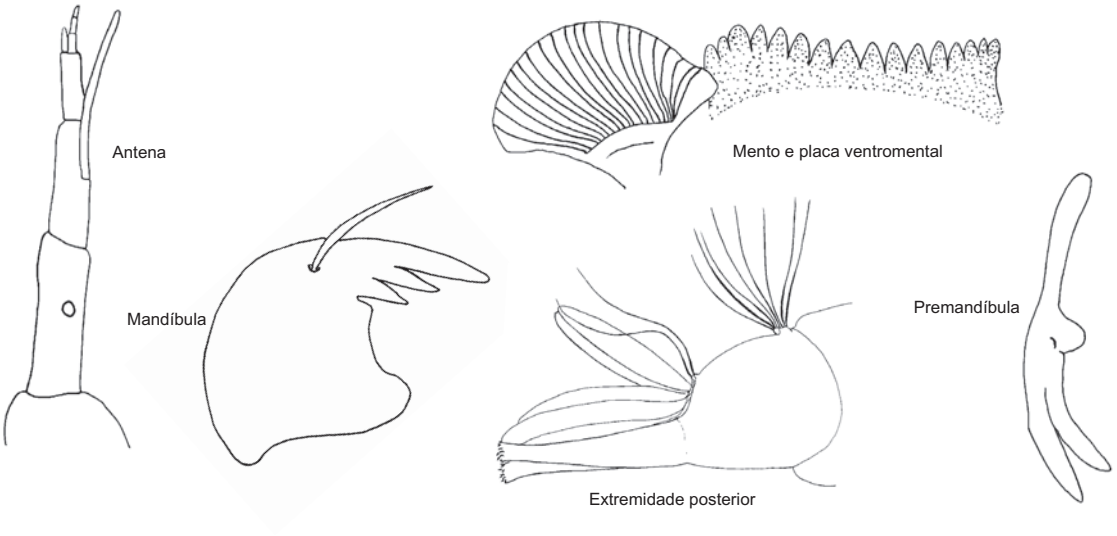
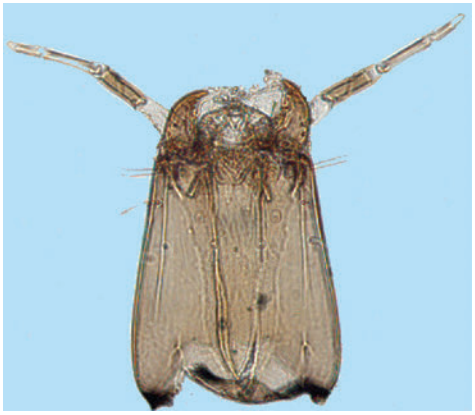



**Figura 52.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva do complexo *Harnischia* tipo 1.2.

# Complexo *Harnischia* tipo 4.1

## *Robackia* Sæther, 1977 (?)



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio com corpo delgado e com finos e longos pseudópodos posteriores; os túbulos anais são bem curtos. Antena com 5 segmentos; segmento basal mais curto do que o 2º; demais segmentos muito curtos; presença de um largo estilete no ápice do 2º segmento. Mento com 14 dentes claros; 4 dentes medianos maiores e mais largos que laterais. Placas ventromentais largas com fraca estriação; seta submental larga. Mandíbula com dente apical e 4 internos claros; seta subdental longa. Premandíbula com 4 dentes apicais e escova premandibular presente

As larvas deste gênero apresentam características que se assemelham às de *Robackia* Sæther, 1977. Como o gênero não está registrado para a região preferimos manter a denominação como sendo o morfótipo 4.1 do complexo *Harnischia* (Figura 53).

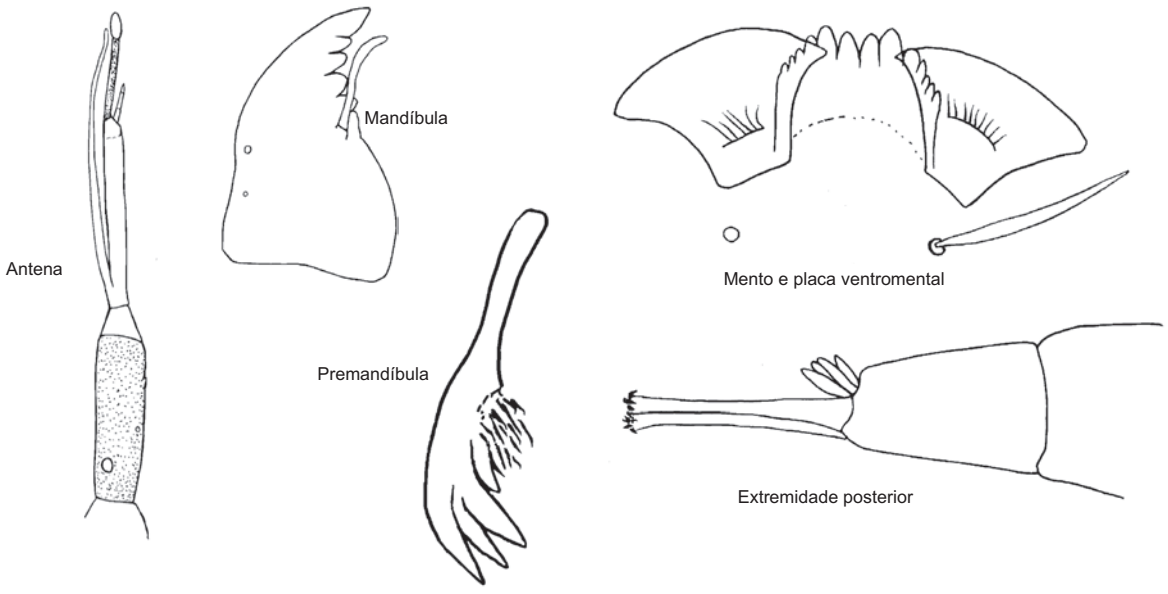
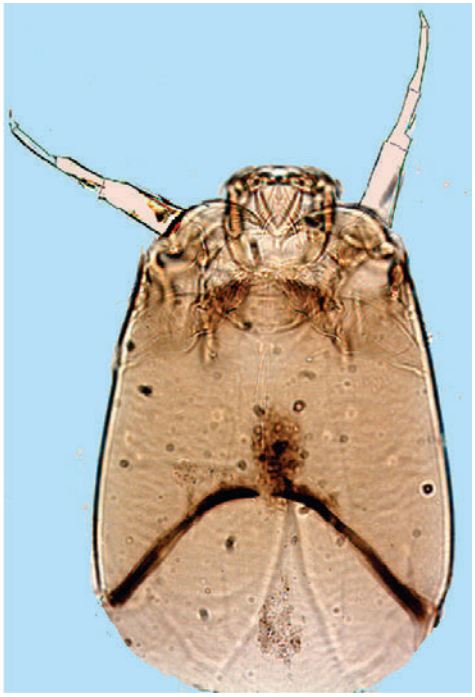



**Figura 53.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva do complexo Complexo *Harnischia* tipo 4.1.

# Complexo *Harnischia* tipo 5.1



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio. Antena com 5 segmentos; segmento basal aproximadamente do mesmo tamanho que flagelo antenal; lâmina antenal mais longa que flagelo antenal. Mento com 13 dentes; dente mediano claro e trífido, laterais castanhos decrescendo lateralmente. Placas ventromentais largas com largas estrias. Mandíbula com longo dente apical e sem dentes internos; seta subdental curta. Procercos com longas setas.

As larvas deste gênero tem certas semelhanças com as larvas de *Pelomus* e se caracterizam pelas longas setas dos procercos. Como o material examinado não se enquadrou em nenhum dos gêneros registrados para a região preferimos manter a denominação como sendo o morfótipo 5.1 do complexo *Harnischia* (Figura 54).

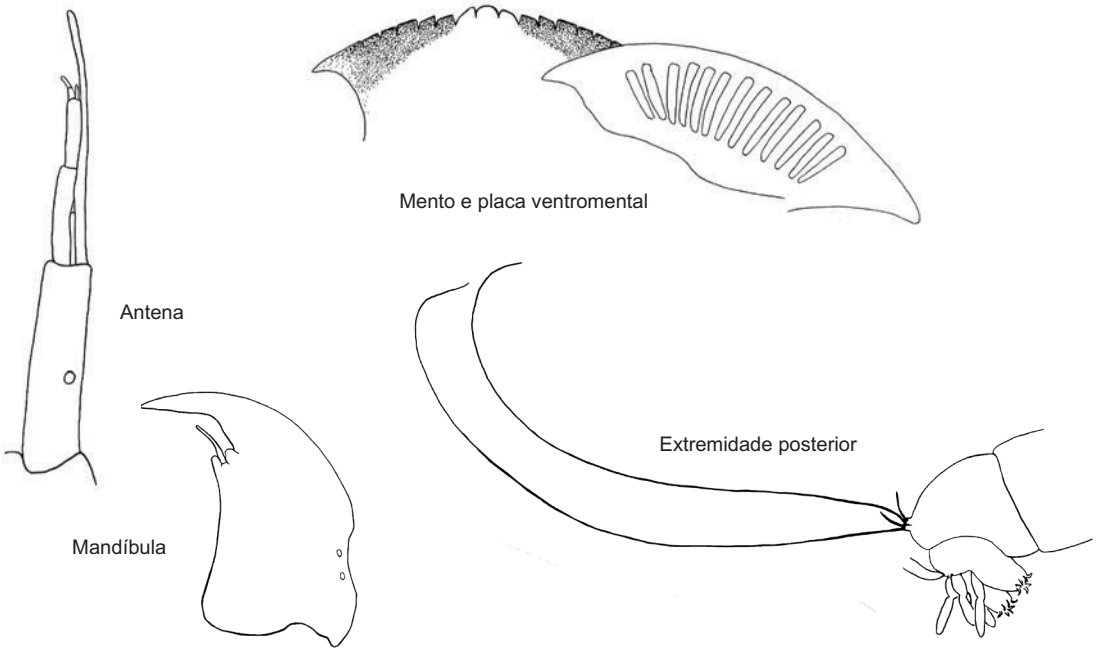



**Figura 54.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva do complexo *Harnischia* tipo 5.1.

# *Constempellina* Brundin, 1947



## Diagnose e Comentários

Larva pequena com tubérculo antenal dotado de esporão e antena com largos órgãos de Lauterborn inseridos em curtos pedicelos não mais longos que o ápice da antena. Dorso da cabeça, em geral com granulações e dotado de setas frontoclipeais plumosas. As larvas constroem casulos de grãos de areia transportáveis (Figura 55).

As larvas de *Constempellina* são parecidas com *Stempellina* e *Stempellinella*. As 3 compartilham a característica diferencial dos demais *Tanytarsini*, que é a presença das placas ventromentais dispostas separadamente da linha mediana. Podem ser diferenciadas pelo formato da antena, tubérculo antenal e disposição dos órgãos de Lauterborn. As larvas ocorrem em pequenos córregos com leitos arenosos.

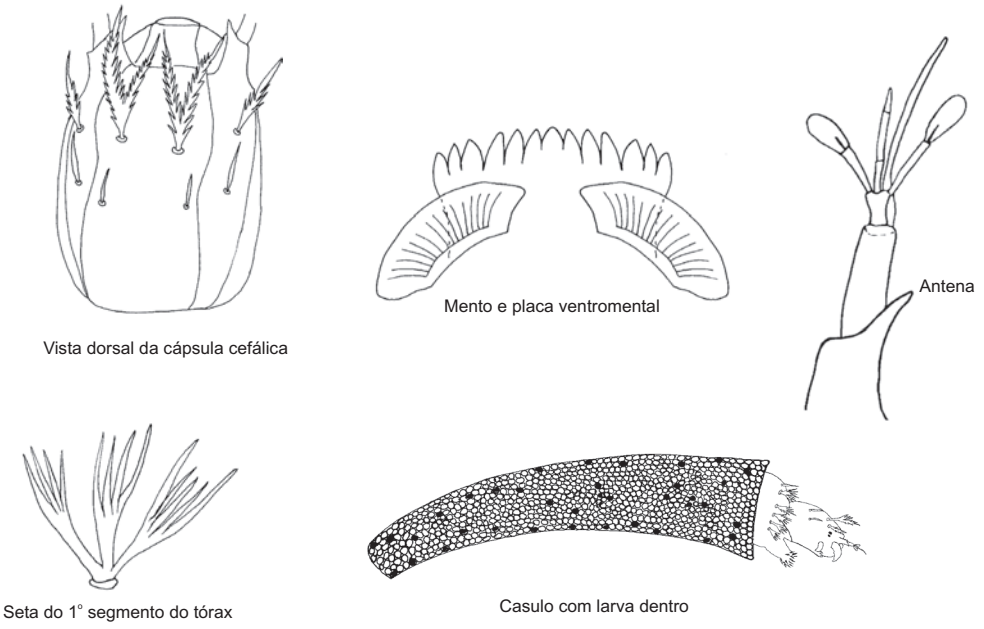
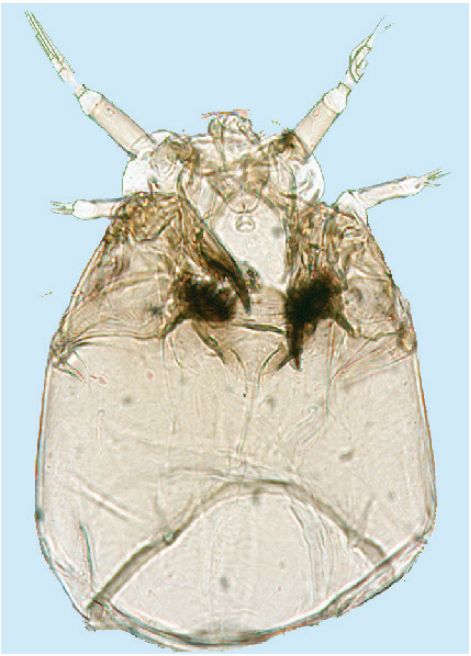



**Figura 55.** Estruturas da cápsula cefálica, do corpo e do casulo da larva de *Constempellina* Brundin, 1947.

## *Cryptochironomus* Kieffer, 1918



### Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio de coloração avermelhada. Mento côncavo, com um largo e claro dente mediano em forma de cúpula e 5 a 7 pares de dentes laterais escuros. Antena 5 ou 6-segmentada; lâmina antenal saindo a 2/3 do segmento a2, ou a ¾ de a3. Premandíbula com 4 a 5 dentes (Figuras 56, 57).

A principal característica que diferencia as larvas deste gênero do complexo *Harnischia* é o design do mento côncavo, com dente mediano claro. As larvas de *Cryptochironomus* habitam sedimentos arenosos de lagos, reservatórios e rios. São conhecida 3 espécies no estado de São Paulo: *C. brasiliensis* Silva, Trivinho-Strixino & Oliveira, 2010; *C. mantiqueira* Silva, Trivinho-Strixino & Oliveira, 2010; *C. reshchikov* Silva, Trivinho-Strixino & Oliveira, 2010.

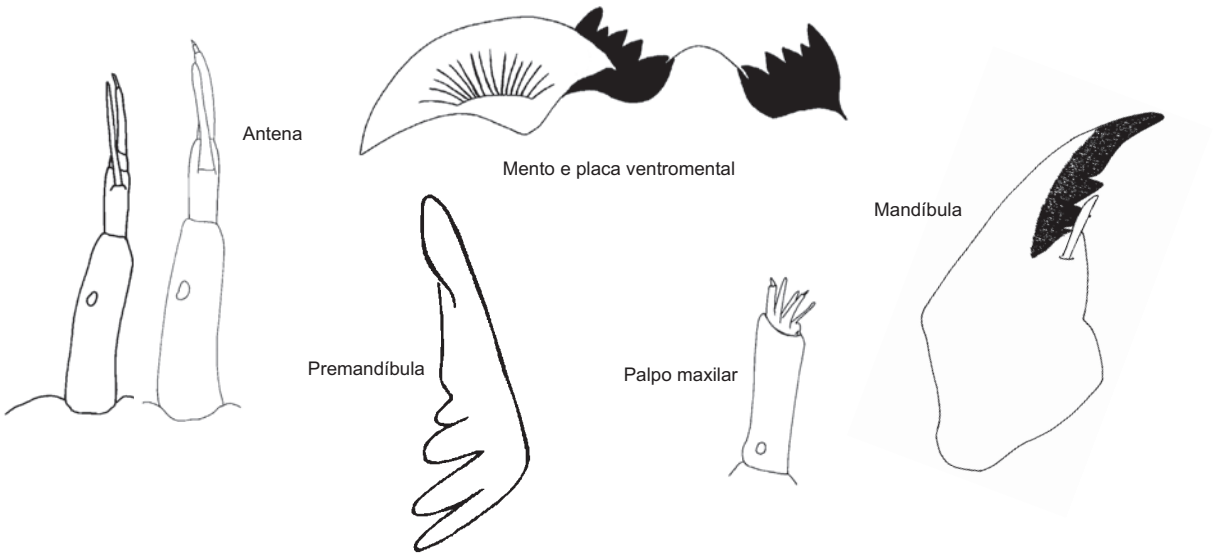



**Figura 56.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Cryptochironomus brasiliensis* Silva *et al.*, 2010 .

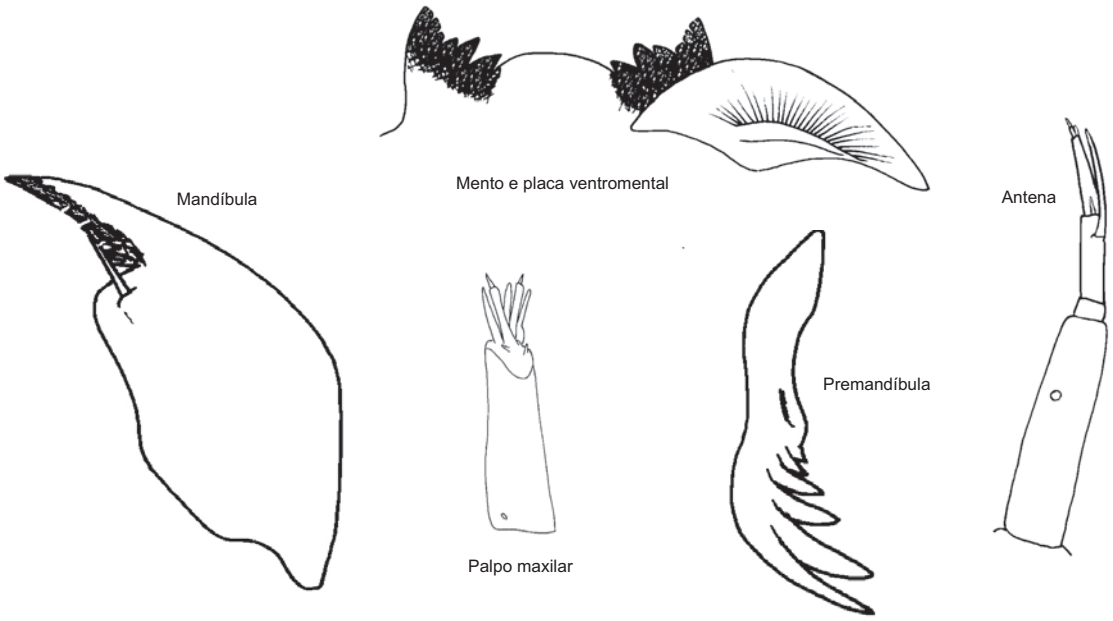
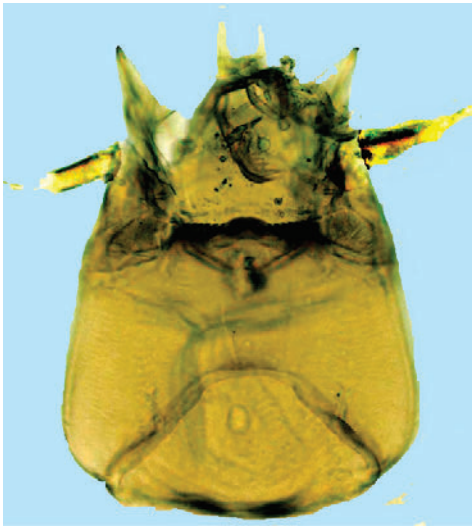



**Figura 57.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Cryptochironomus reshchikov* Silva *et al.*, 2010.

# *Cyphomella* (?) Sæther, 1977



## Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio de coloração avermelhada. Mento com um largo dente mediano fracamente suturado e mais claro e 7 pares de dentes laterais ligeiramente mais escuros. Antena 6-segmentada; lâmina antenal saindo na metade do segmento a2. Premandíbula com 5 dentes apicais; escova mandibular presente. Mandíbula sem dente dorsal; dente apical e 3 laterais claros (Figura 58).

Os exemplares deste gênero foram coletados em leitos arenosos de pequenos riachos.

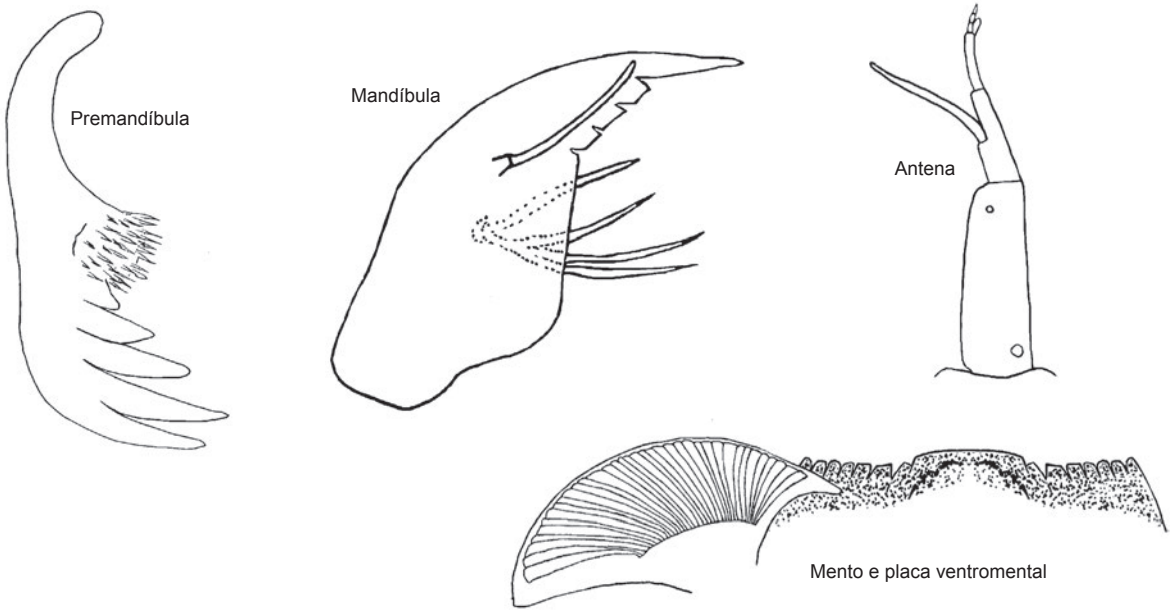



**Figura 58.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Cyphomella* (?).

# *Demicryptochironomus* (?) Lenz, 1941



## Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio de coloração avermelhada. Mento côncavo, com uma larga falha mediana e 7 dentes laterais escuros. Antena com 7 segmentos; segmento basal menor que flagelo antenal. Lâmina antenal saindo do ápice de a3. Mandíbula sem dente dorsal; dentes internos fortes. Palpo maxilar longo; 4x mais longo que largo. Premandíbula com 5 dentes (Figura 59).

As larvas deste gênero do complexo *Harnischia* são pouco comuns e podem ser encontradas em substratos arenosos litorâneos de rios e lagos.

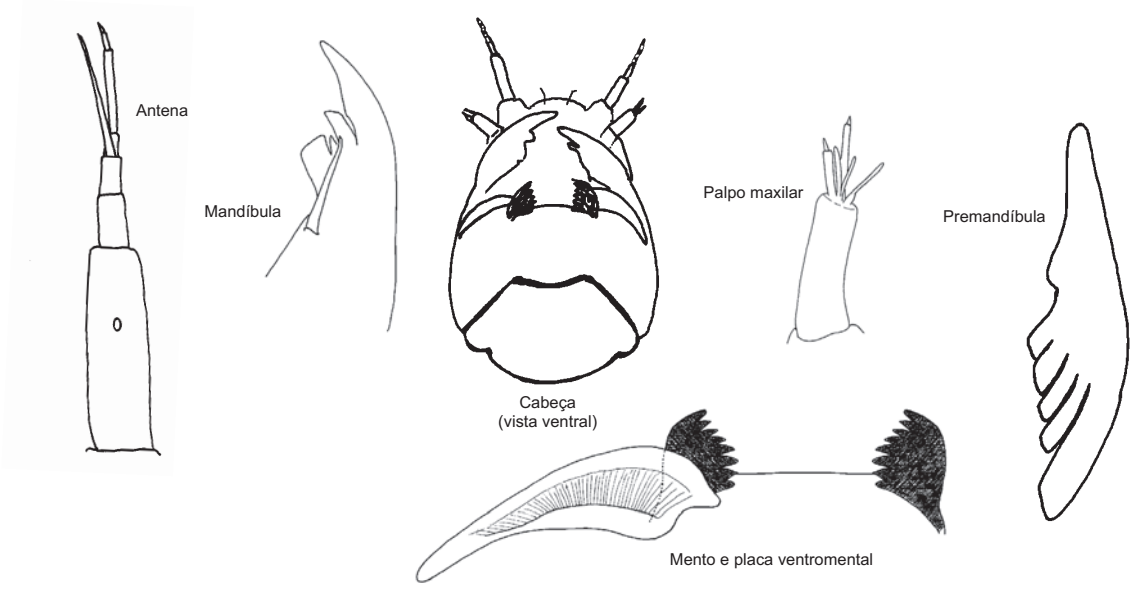



**Figura 59.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Demicryptochironomus.*

# *Dicrotendipes* Kieffer, 1913



## Diagnose e Comentários

Larvas pequenas, com peças bucais (mento e mandíbulas fortemente esclerosadas). Apótoma frontal, em geral, separado do clípeo e com uma depressão ou janela na margem anterior. Mento com 13 dentes escuros; mediano pode ser fracamente suturado; 5º e 6º laterais podem ser fundidos ou não. Placas ventromentais pequenas e bem separadas da linha mediana. Mandíbula com dente apical de internos escuros; 3º dente interno pode ser composto. Pente epifaríngeo simples formado por 1 placa com 5 dentes. Abdômen pode apresentar 1 par de túbulos ventrais (Figura 60-62).

As larvas deste gênero habitam sedimentos lodosos do litoral de pequenos reservatórios.

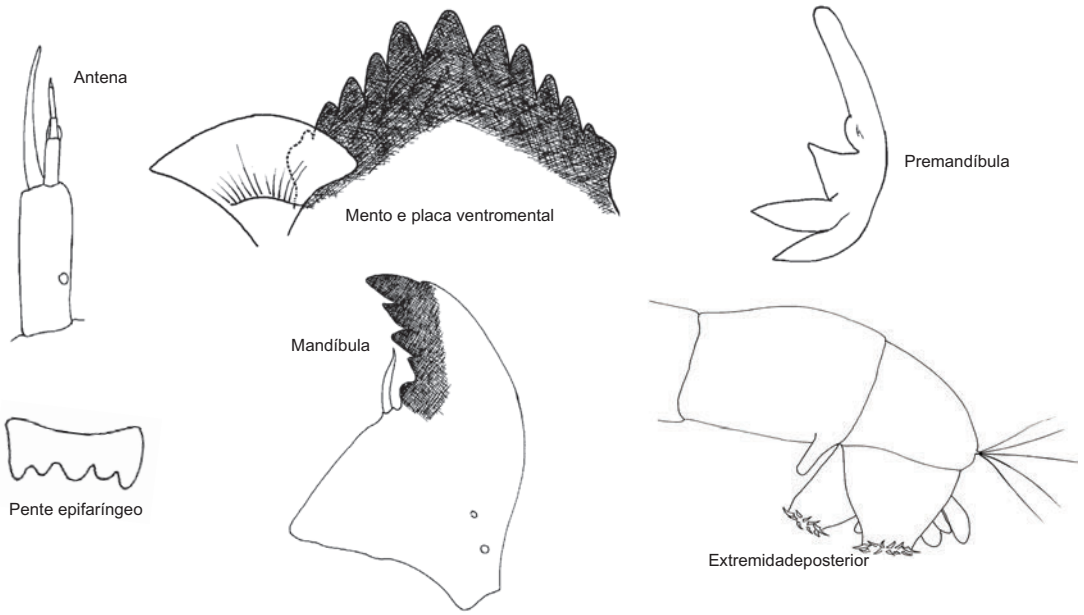



**Figura 60.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Dicrotendipes* sp.1.

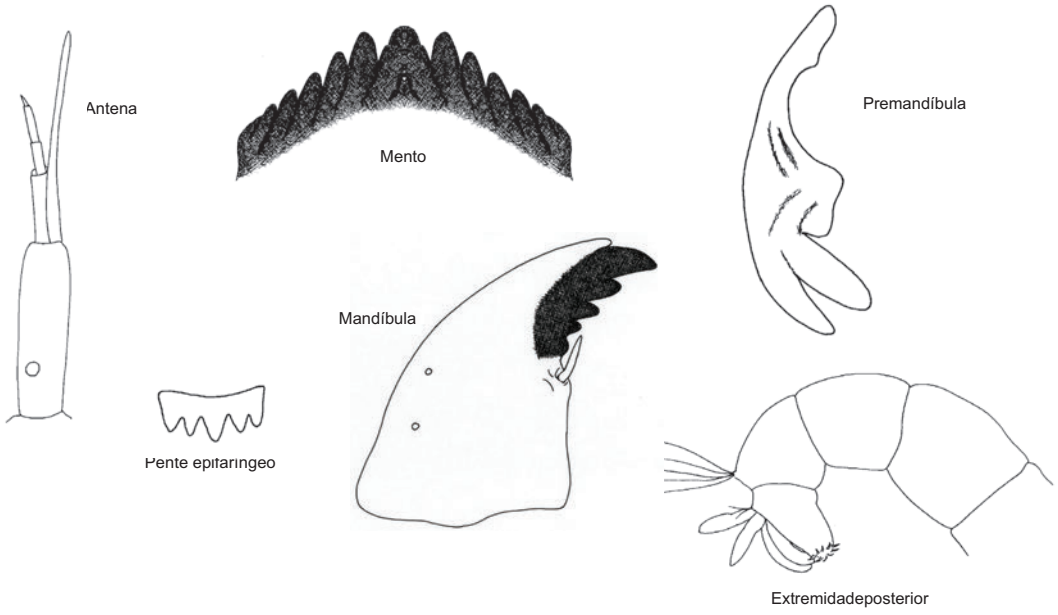



**Figura 61.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Dicrotendipes* sp.2.

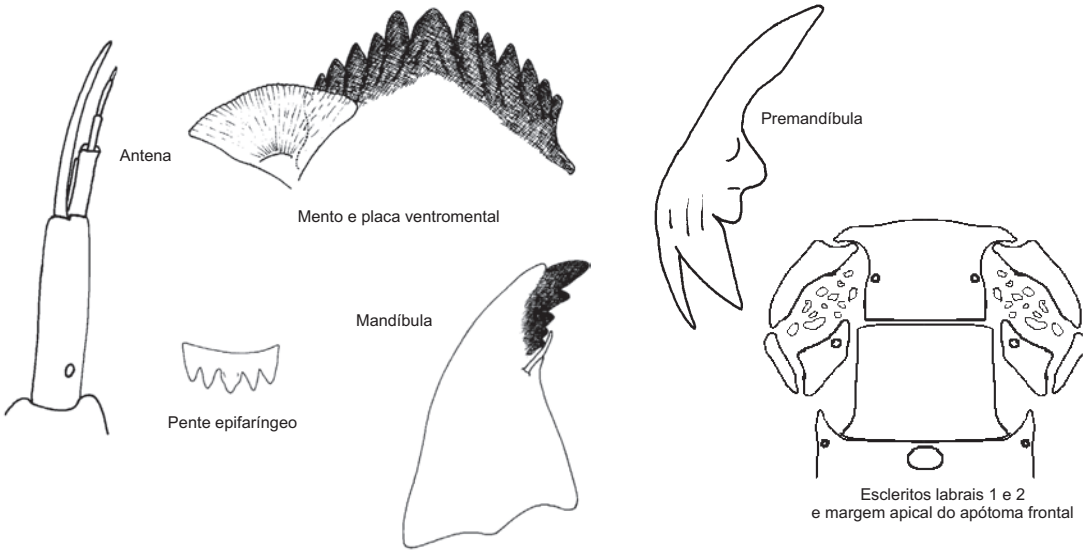
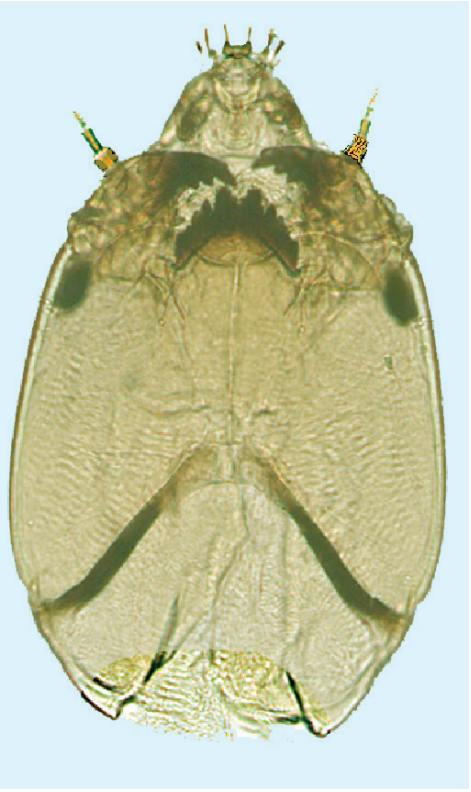



**Figura 62.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Dicrotendipes* sp.3.

# *Endotribelos* Grodhaus, 1987



## Diagnose e Comentários

Larvas de coloração avermelhada de tamanho médio com mandíbulas e mento fortemente esclerosados. Mento escuro com número par ou ímpar de dentes; mediano (s) menor(es) que 1$^{os}$ laterais. Placas ventromentais, em geral, fortemente estriadas. Mandíbulas com dente apical, dorsal e internos (2, 3 ou 4) escuros. Pente epifaríngeo formado por 3 peças denteadas. Cápsula cefálica com clípeo separado do apótoma frontal e com apenas 1 esclerito labral (Figuras 63-73).

Grodhaus (1987) erigiu o gênero com base numa espécie *E. hesperium*, cujas larvas apresentam mento com 1 dente mediano. Todas as larvas das demais espécies conhecidas apresentam mento com 2 dentes medianos. Trata-se de um gênero com larvas comuns em córregos florestados, onde vivem associadas a troncos, frutos e folhas e também associadas a macrófitas aquáticas de lagos e lagoas. Atualmente são conhecidas 7 espécies, todas de ocorrência no Brasil (Roque e Trivinho-Strixino, 2008).

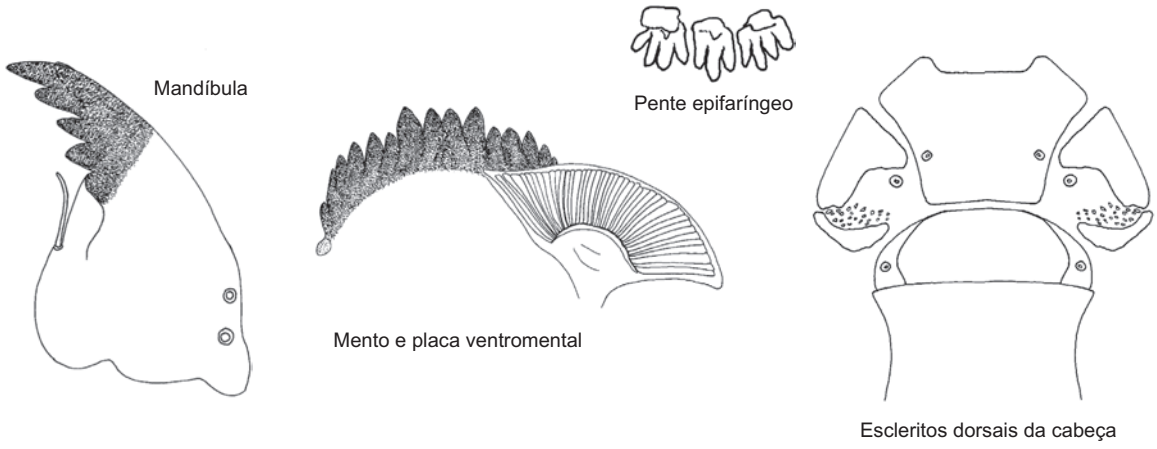



**Figura 63.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos albatum* Sublette & Sasa, 1994.

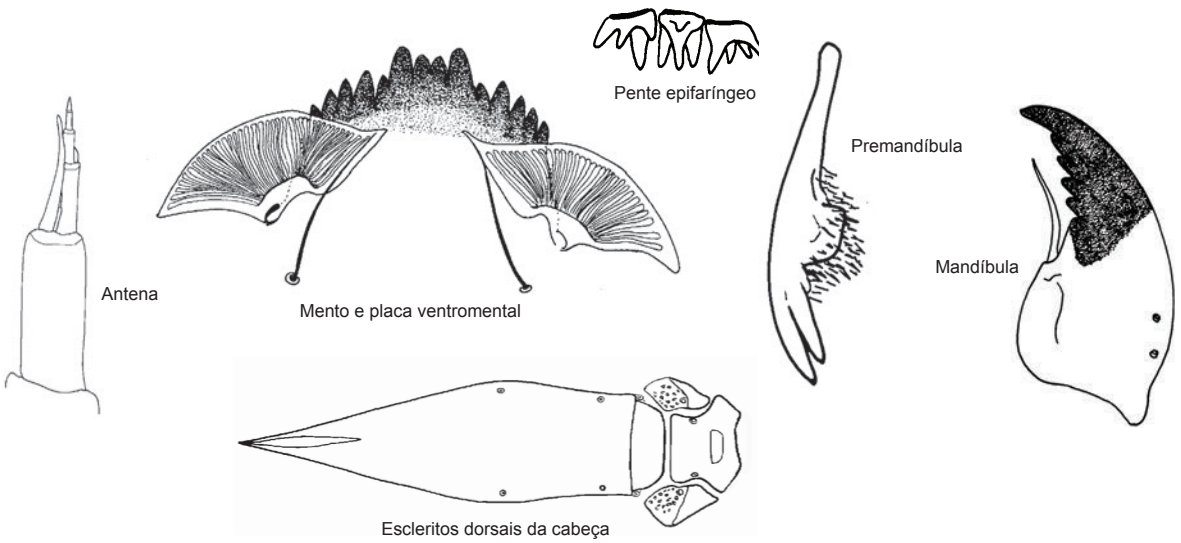



**Figura 64.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos calophylli* Roque & Trivinho-Strixino, 2008.

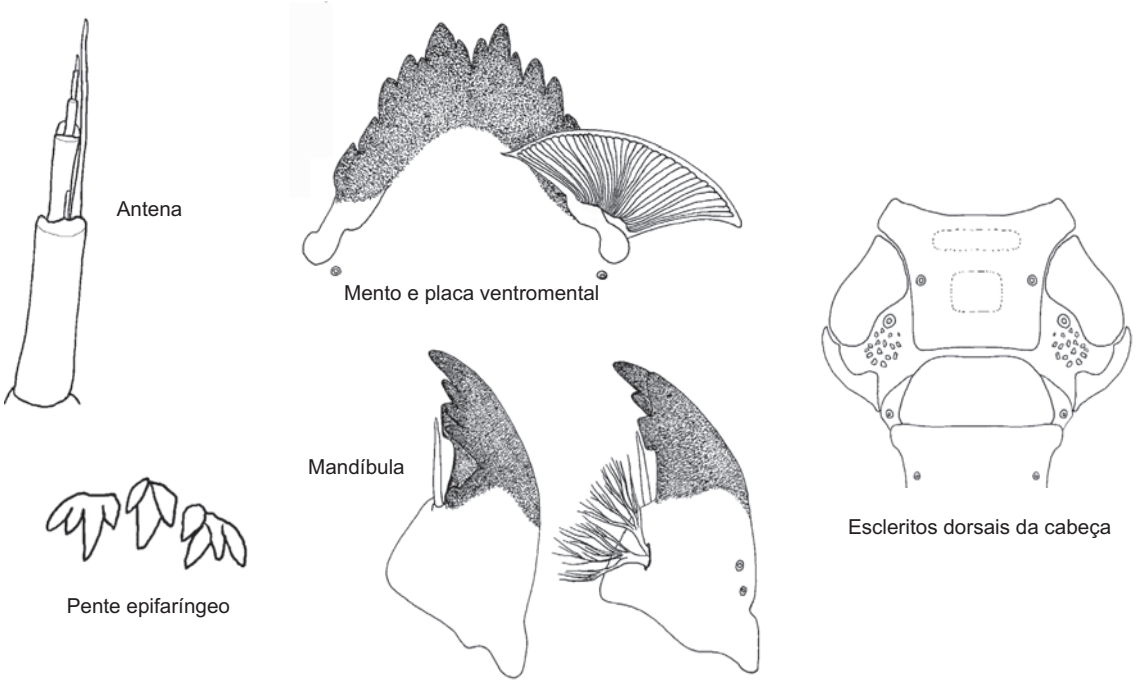



**Figura 65.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos euterpe* Roque & Trivinho-Strixino, 2008.

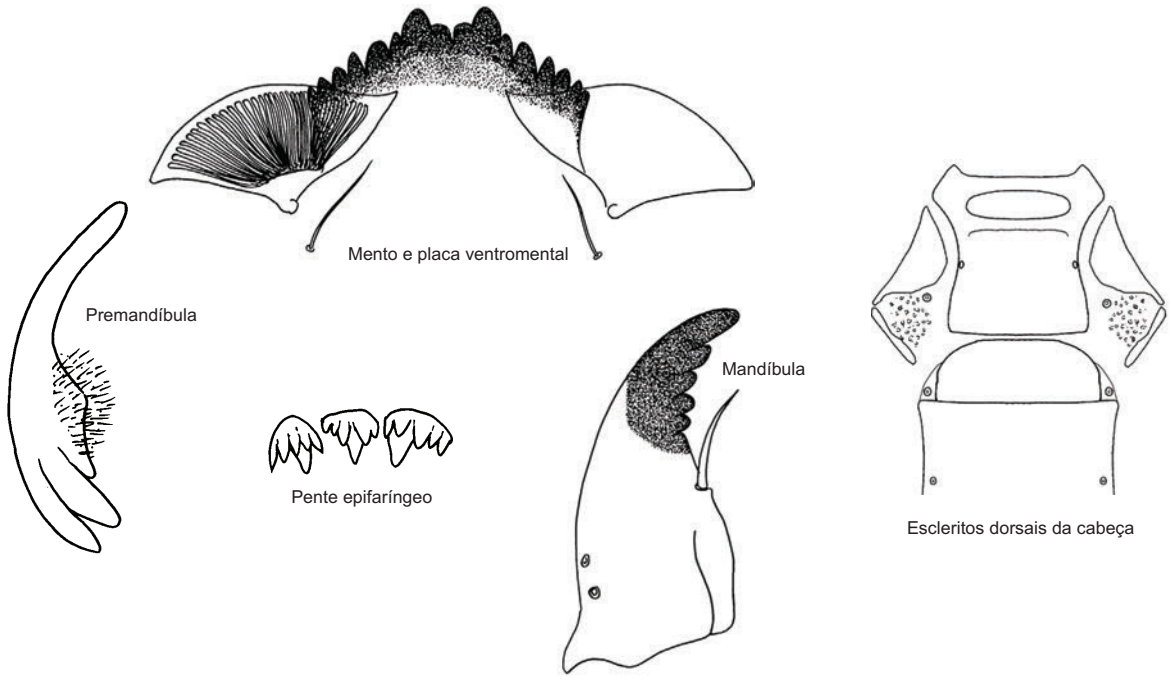



**Figura 66.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos ficus* Roque & Trivinho-Strixino, 2008.

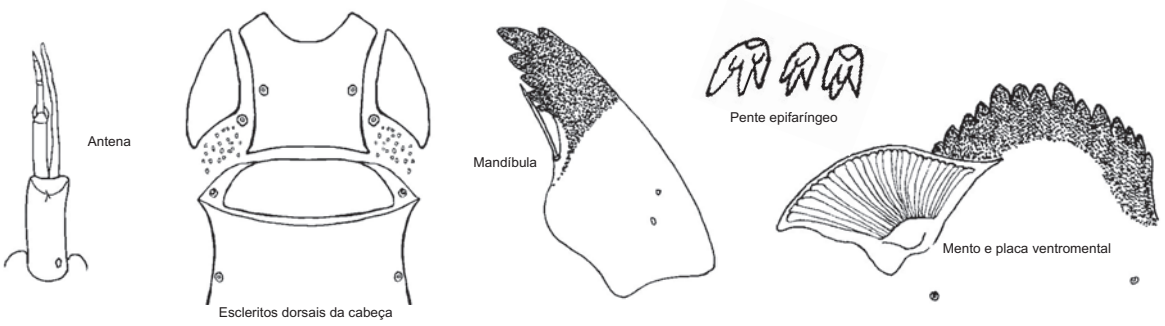



**Figura 67.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos grodhausi* Sublette & Sasa,1994.

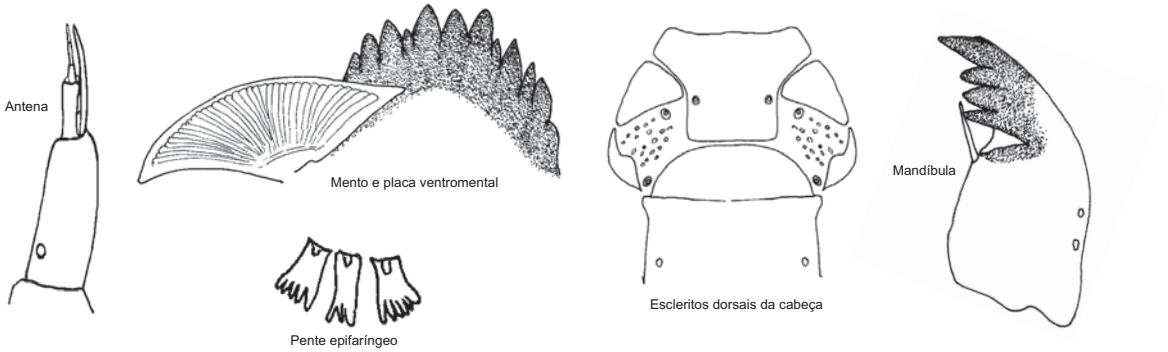



**Figura 68.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos hesperium (*Sublette, 1960).

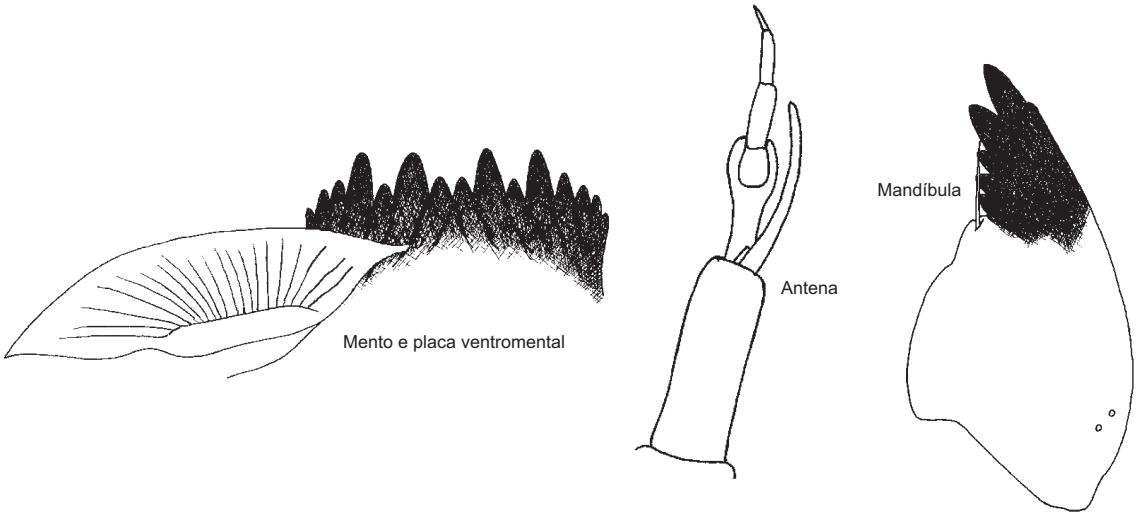



**Figura 69.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos* (?) sp.2.

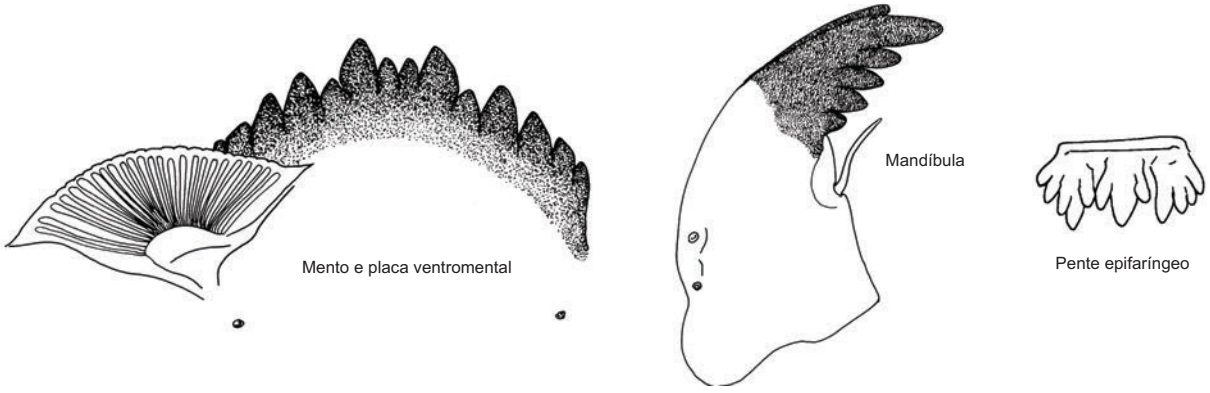



**Figura 70.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos* sp.3.

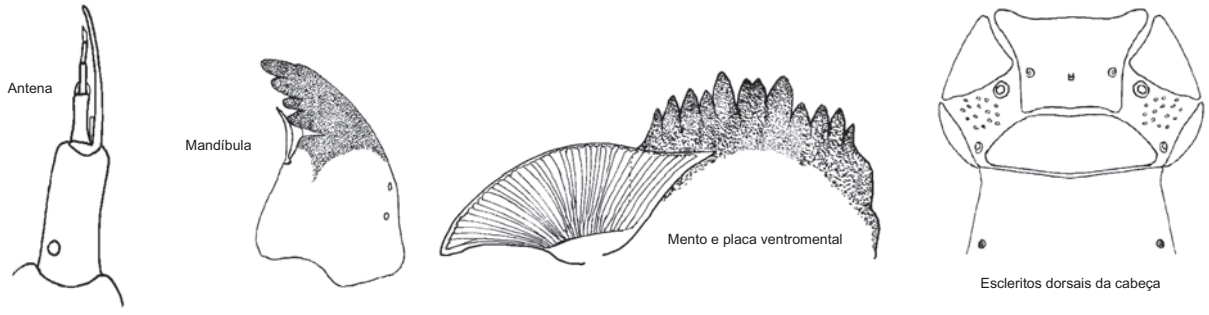



**Figura 71.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos* sp.4.

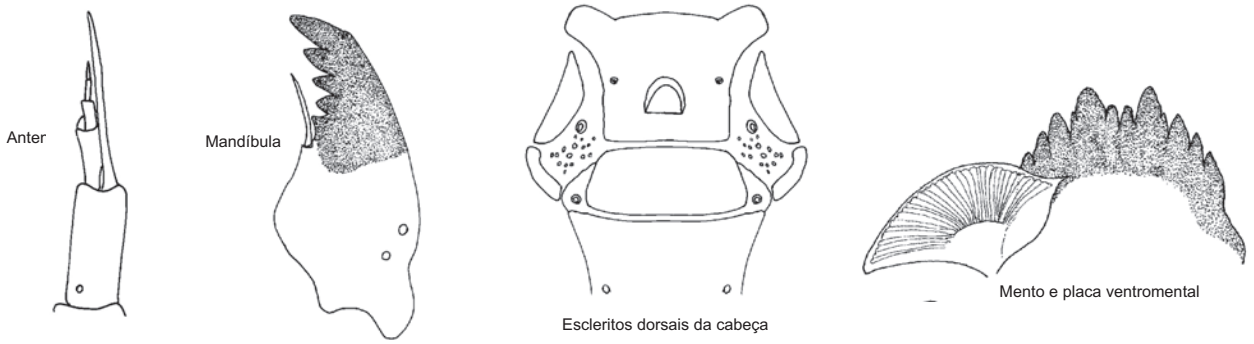



**Figura 72.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos* sp.5.

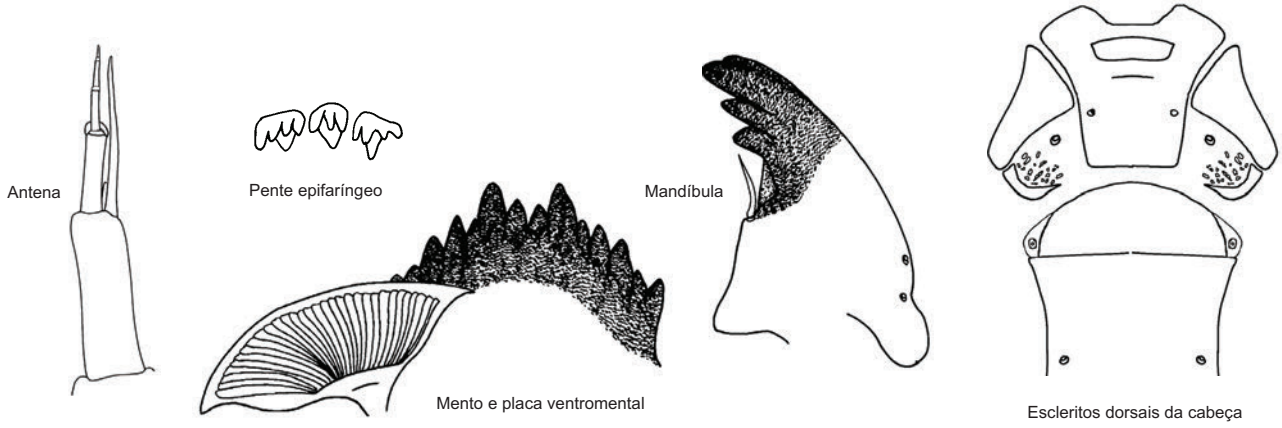
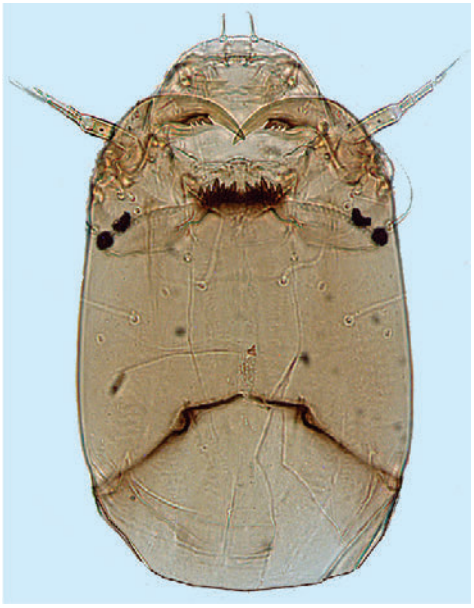



**Figura 73.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Endotribelos talaumae* Roque & Trivinho-Strixino, 2008.

# *Fissimentum* Cranston & Nolte, 1996



## Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio e de forte coloração vermelha. Cápsula cefálica de formato retangular, com um largo "colar" na margem occipital. Mento com 14 dentes escuros; par mediano menor que laterais; ou biconvexo com 16 dentes escuros; ou biconvexo com 4 dentes medianos mais claros. Antena com 6 segmentos; lâmina antenal mais longa que flagelo antenal. Mandíbula com forte dente apical; laterais amarelados ou escuros; seta subdental longa e larga (Figuras 74-77).

As larvas deste gênero são relativamente comuns em sedimentos lodosos e arenosos de reservatórios, rios e riachos e se diferenciam pela forte coloração vermelha. Atualmente só é conhecida a espécie tipo, *Fissimentum desiccatum* Cranston & Nolte, 1996, porém vários outros morfótipos tem sido coletados. Aqui são apresentadas, além de *F. desiccatum*, outros 3 morfótipos.

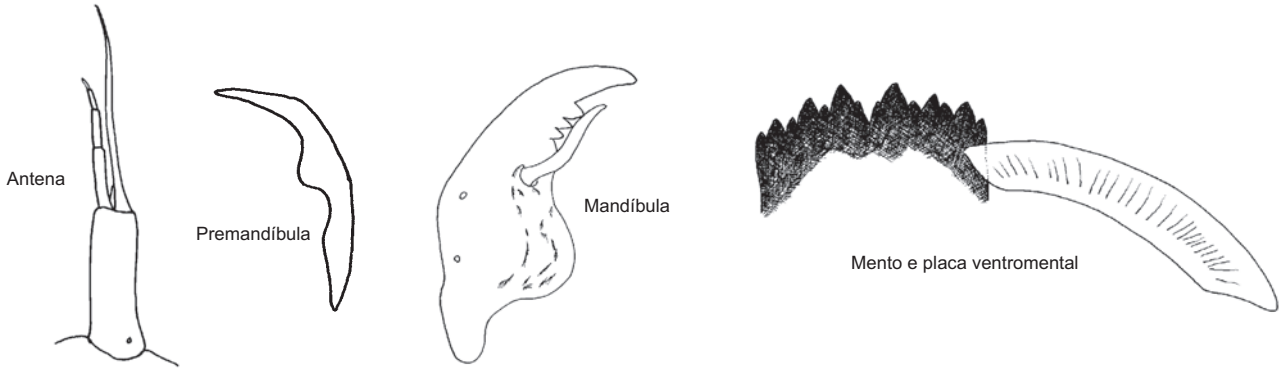



**Figura 74.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Fissimentum desiccatum* Cranston & Nolte, 1996.

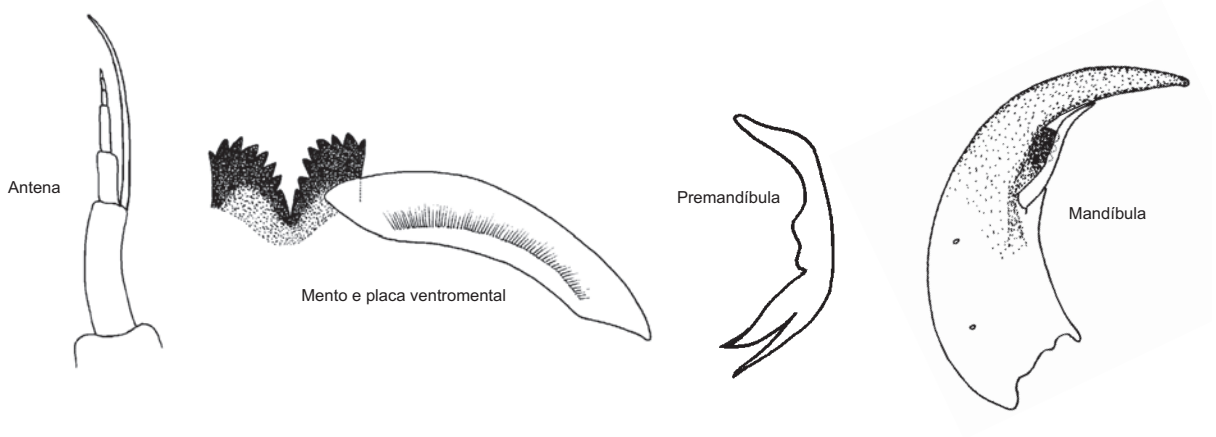



**Figura 75.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Fissimentum* sp.2.

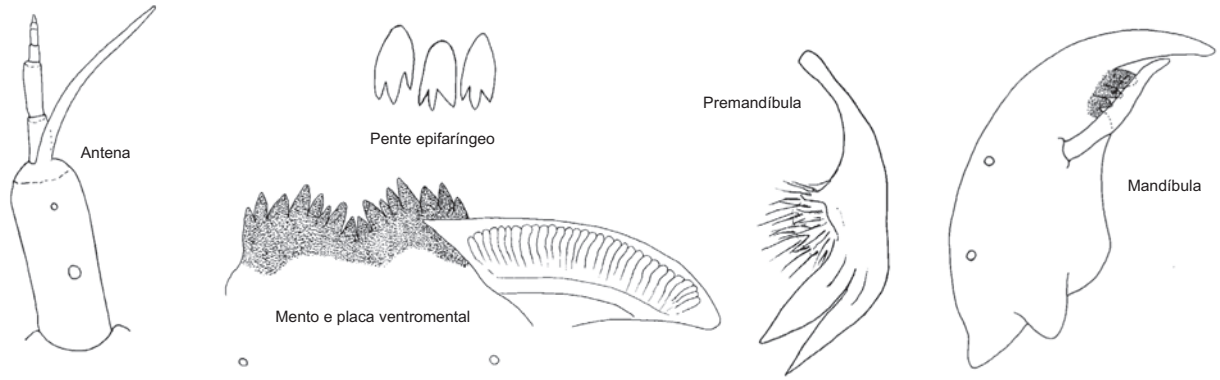



**Figura 76.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Fissimentum* sp.3.

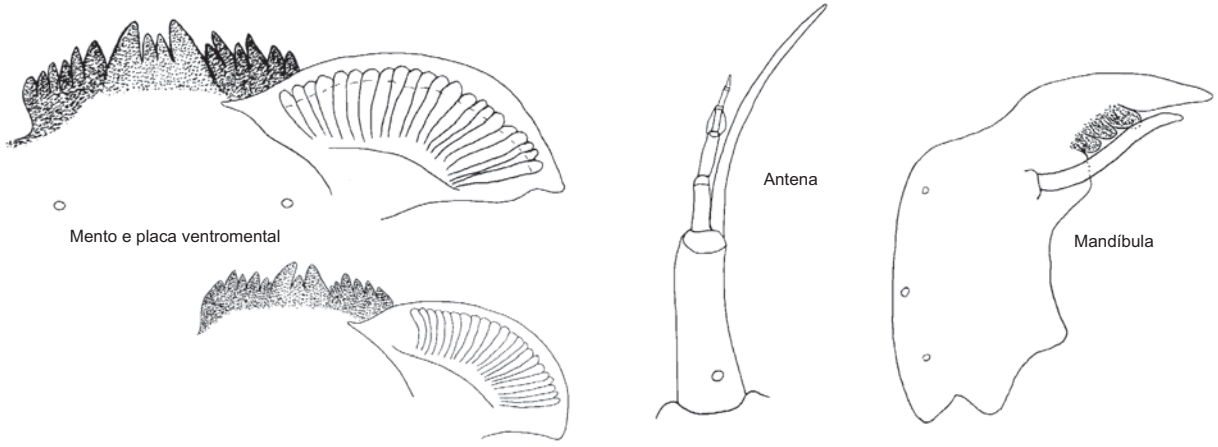



**Figura 77.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Fissimentum* sp.4.

# *Goeldichironomus* Fittkau, 1965



## Diagnose e Comentários

Apótoma frontoclipeal e escleritos labrais 1 e 2 presentes. Mandíbula com seta subdental com margem interna denteada. Mento com dente mediano liso ou suturado e 6 ou mais dentes laterais. Placas ventromentais longas, inclinadas internamente e quase se tocando na linha mediana. Túbulos abdominais presentes ou ausentes (Figuras 78-85).

Gênero neotropical com numerosas espécies registradas no Brasil. As espécies podem ser distinguidas pelas estruturas cefálicas (mento, escleritos labrais, etc) ou pela presença ou não de túbulos abdominais. A chave apresentada a seguir reúne oito espécies comuns no estado de São Paulo.

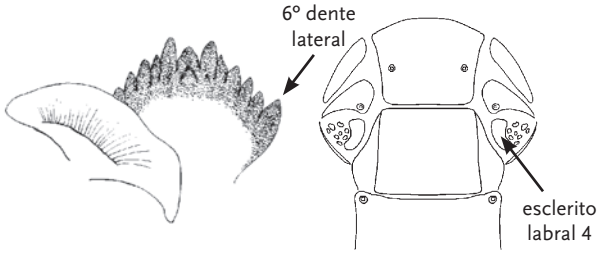
As larvas de *Goeldichironomus* são freqüentemente encontradas em sistemas lênticos. Algumas são características da fitofauna como *G. flutuans, G. holoprasinus, G. xiborena* e *G. petiolicola*. Estas duas últimas podem formar curtas galerias nos pecíolos de plantas aquáticas. Outras, como *G. neopictus* e *G. maculatus* são mais freqüentes em sedimentos rasos de lagoas ou represas. Informações adicionais sobre as espécies podem ser obtidas em Reiss (1974), Trivinho-Strixino e Strixino (1991, 1998, 2005) e Roque *et al.* (2004).

## Chave para identificar larvas de espécies de *Goeldichironomus*

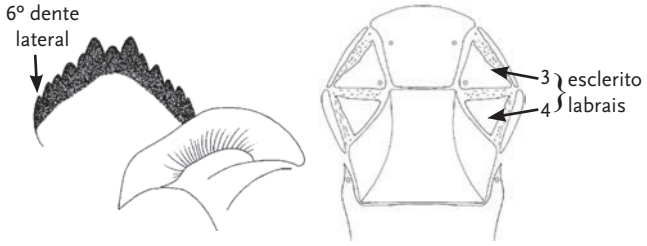
1. Túbulos abdominais ausentes ou rudimentares (comprimento < que 2 vezes a largura) ..... 2

1'. Túbulos abdominais presentes ..... 4

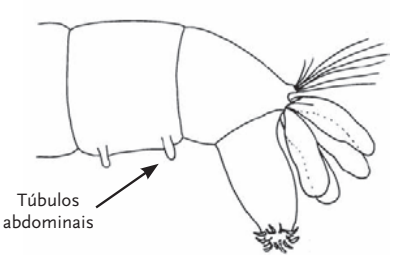
2. Túbulos abdominais ausentes; 6º dente lateral do mento maior e mais largo que demais laterais; esclerito labral 4 parcialmente fragmentado ..... *G. flutuans*



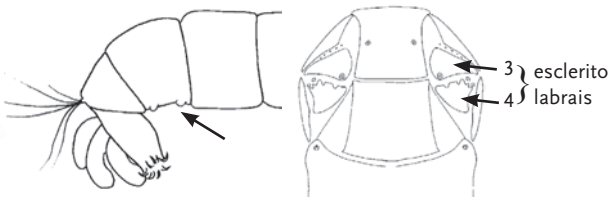

2'. Túbulos abdominais rudimentares; 6º dente lateral do mento menor; escleritos labrais 3 e 4 presentes ..... 3



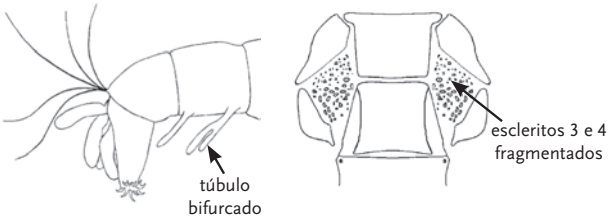

3. Túbulos abdominais com comprimento igual a 2 vezes a largura; esclerito labral 4 íntegro ..... *G. petiliocola*




3'. Túbulos abdominais vestigiais; esclerito labral 4 com margem anterior fragmentada ..... *G. xiborena*

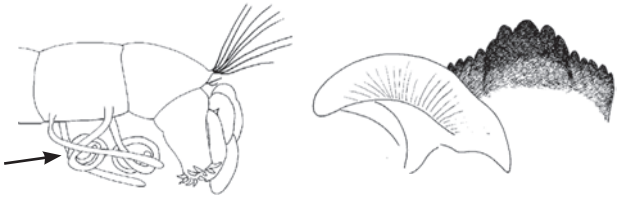



4. 1º par de túbulos anais bifurcado; esclerito labral 3 e 4 totalmente fragmentados e compostos por numerosos pequenos grânulos ..... *G. holoprasinus*



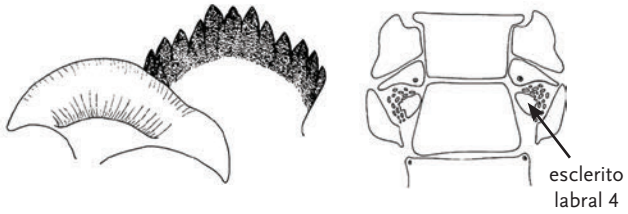

4'. Túbulos abdominais simples; escleritos labrais 3 ou 3 e 4 presentes ..... 5

5. Túbulos abdominais longos (maiores que o comprimento do segmento); escleritos labrais 3 e 4 presentes; mento com os 5 dentes medianos maiores e dispostos mais a frente que laterais ..... *G. serratus*



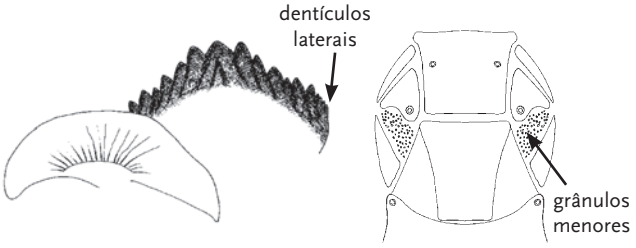
5'. Túbulos abdominais não tão longos; mento com dentes medianos não dispostos como acima; esclerito labral 4 ausente ou parcialmente fragmentado ..... 6

6. Mento com 13 dentes; esclerito labral 4 parcialmente fragmentado ..... *G. luridus*

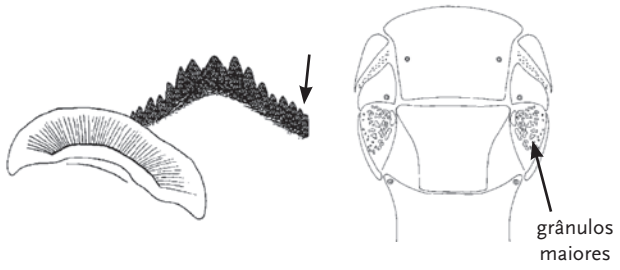



6'. Mento com mais de 13 dentes; esclerito labral 4 totalmente fragmentado.....7

7. Mento com 17 dentes maiores e 3 a 4 dentículos adicionais laterais; esclerito labral 4 formado por numerosos pequenos fragmentos ..... *G. neopictus*




7'. Mento com 17 dentes; esclerito labral 4 formado por fragmentos maiores ..... *G. maculatus*



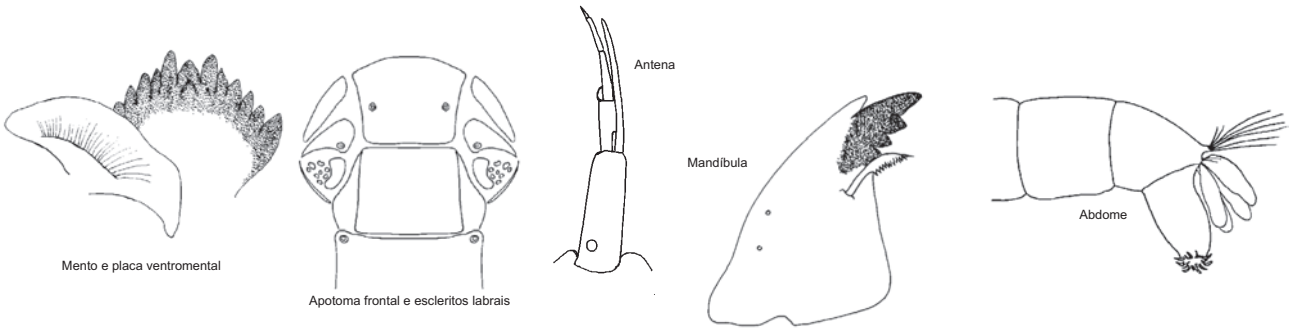



**Figura 78.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus flutuans* Reiss, 1974.

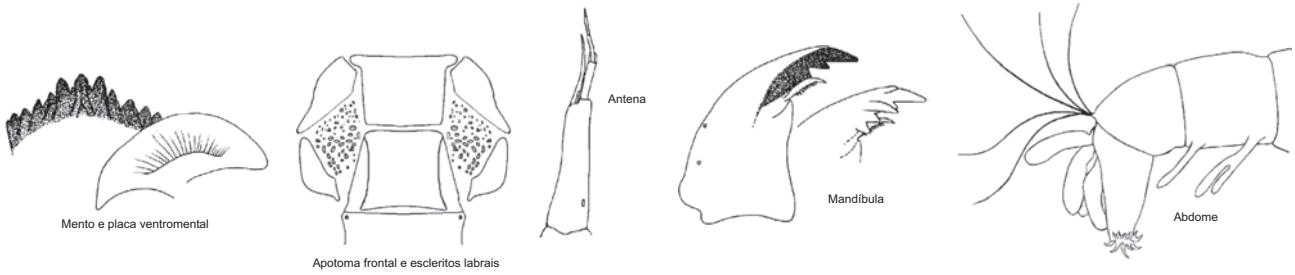



**Figura 79.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus holoprasinus* (Goeldi, 1905).

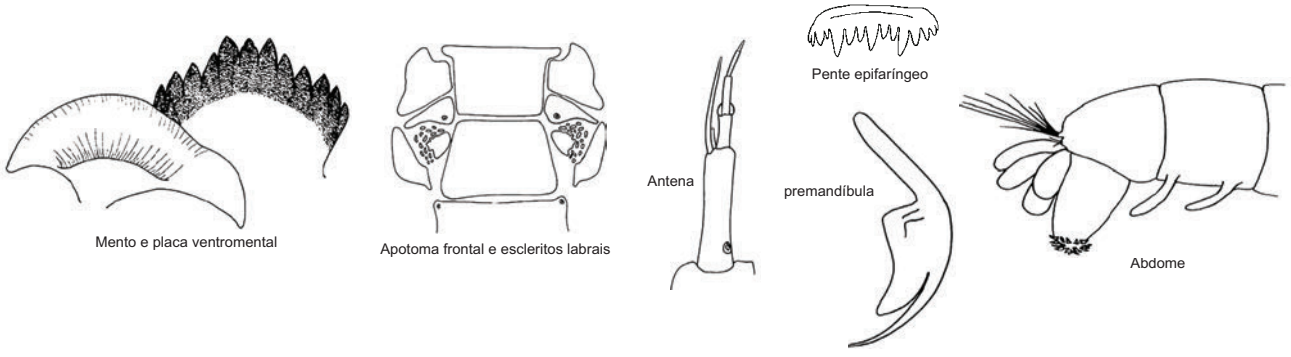



**Figura 80.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus luridus* Trivinho-Strixino & Strixino, 2005.

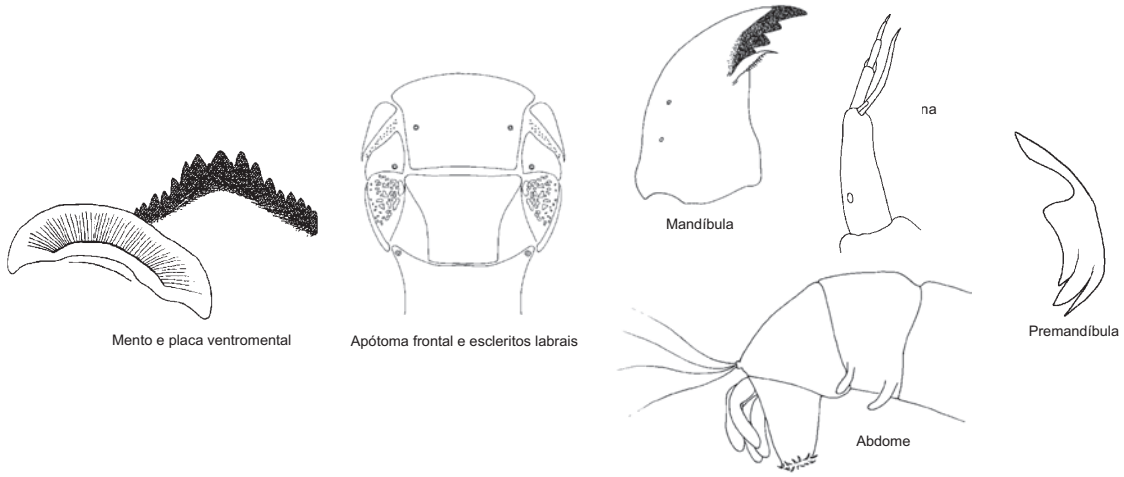



**Figura 81.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus maculatus* Strixino & Strixino, 1991

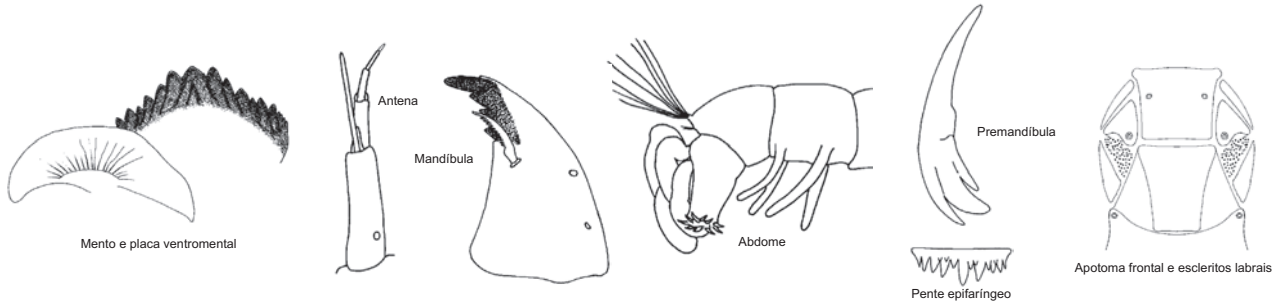



**Figura 82.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus neopictus* Trivinho-Strixino & Strixino, 1998

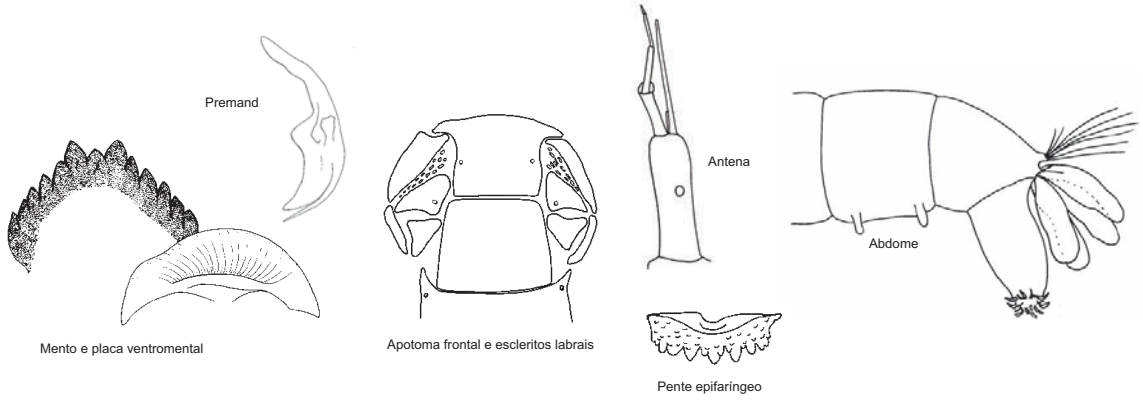



**Figura 83.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus petiolicola* Trivinho-Strixino & Strixino, 2005

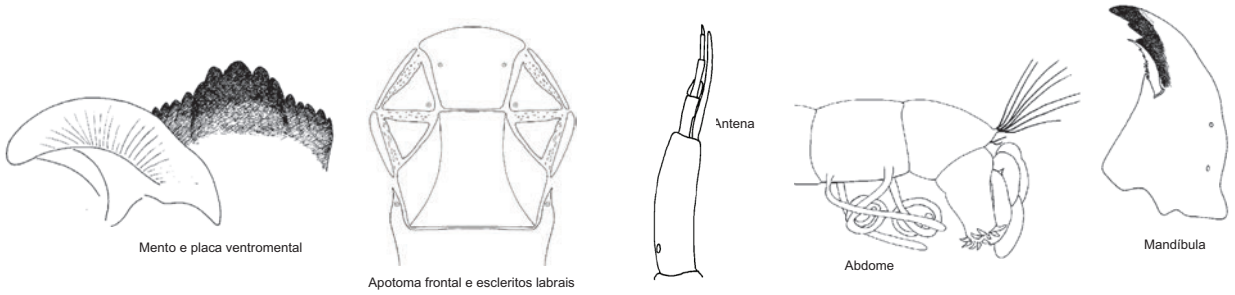



**Figura 84.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus serratus* Reiss, 1974.

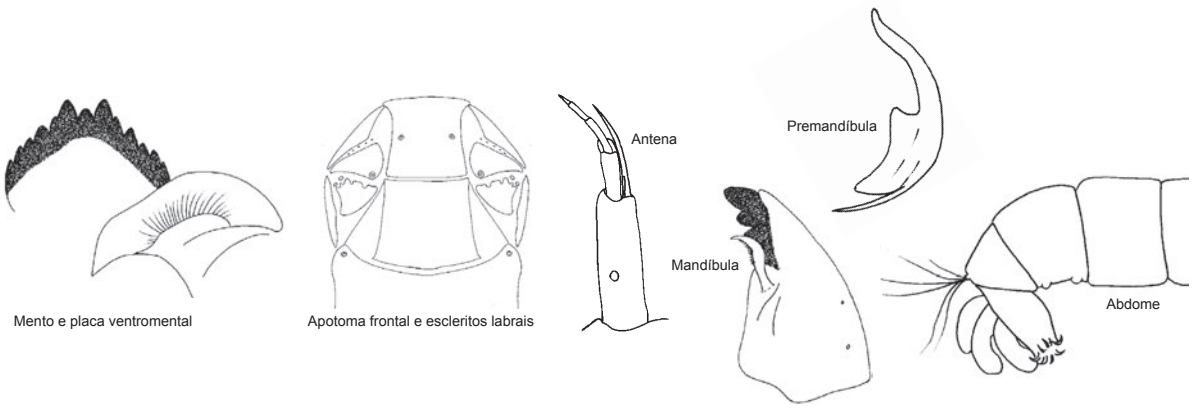



**Figura 85.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Goeldichironomus xiborena* Reiss, 1974.

## *Lauterborniella* Thienemann & Bause, 1913



### Diagnose e Comentários

Larvas pequenas que vivem em tubos transportáveis, com abertura em fenda. Antenas longas com 6 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 e a3. Mento com 13 dentes amarelados, mediano bífido. Placas ventromentais trapezoidais, com margens anteriores retas. Abdômen com pequena projeção dorsal no 8º segmento e 1 par de finos processos na margem distal lateral do 7º segmento (Figura 86).

As larvas de *Lauterborniella* carregam seus casulos quando em movimento e são encontradas em plantas e restos vegetais de pequenos córregos. Se diferenciam de *Zavreliella* pelos processos no abdômen e pelo formato e abertura do casulo.

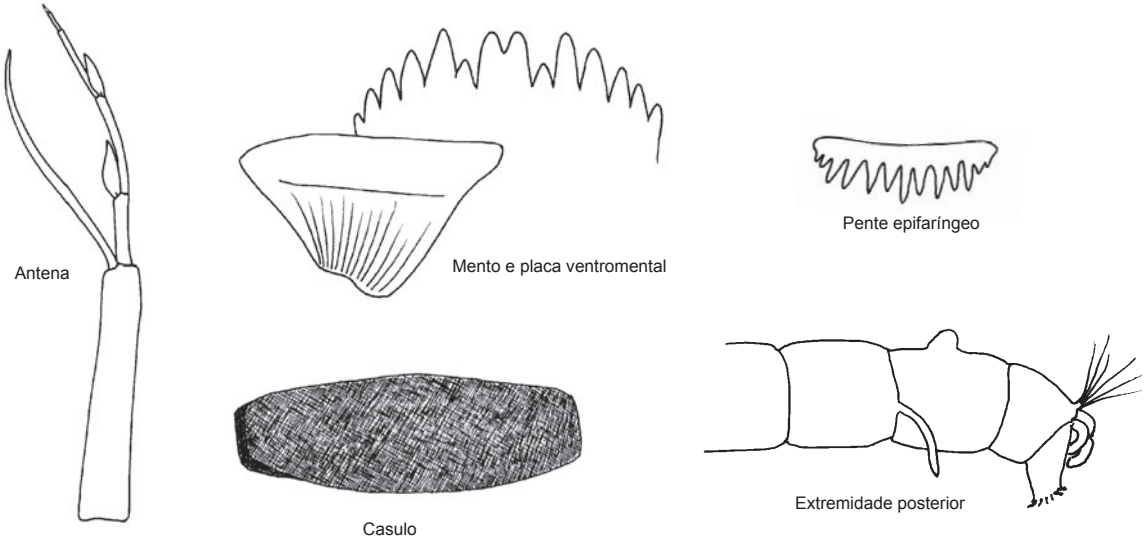
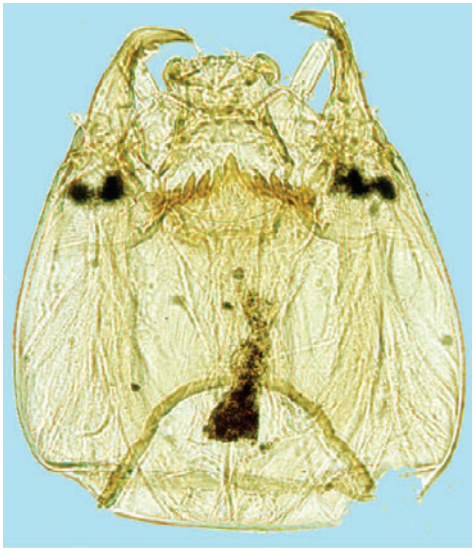



**Figura 86.** Estruturas da cápsula cefálica, do corpo e do casulo da larva de *Lauterborniella.*

## *Microchironomus* Kieffer, 1918



### Diagnose e Comentários

Larva de porte médio. Antena com 5 segmentos; lâmina antenal saindo da metade de a2. Mandíbula com dente apical e 2 dentes internos castanho-claros; seta subdental fina e longa. Mento com dente mediano trífido, mais claro que laterais; 5º dente lateral em posição mais avançada. Premandíbula bífida, dotada de escova de pelos. Pente epifaríngeo em forma de escama, com 3 dentes distais (Figura 87).

As larvas deste gênero menos comum do complexo *Harnischia* se assemelha a *Cladopelma*, podendo ser separada pelo formato do mento, que é trífido e mais claro que os demais laterais.

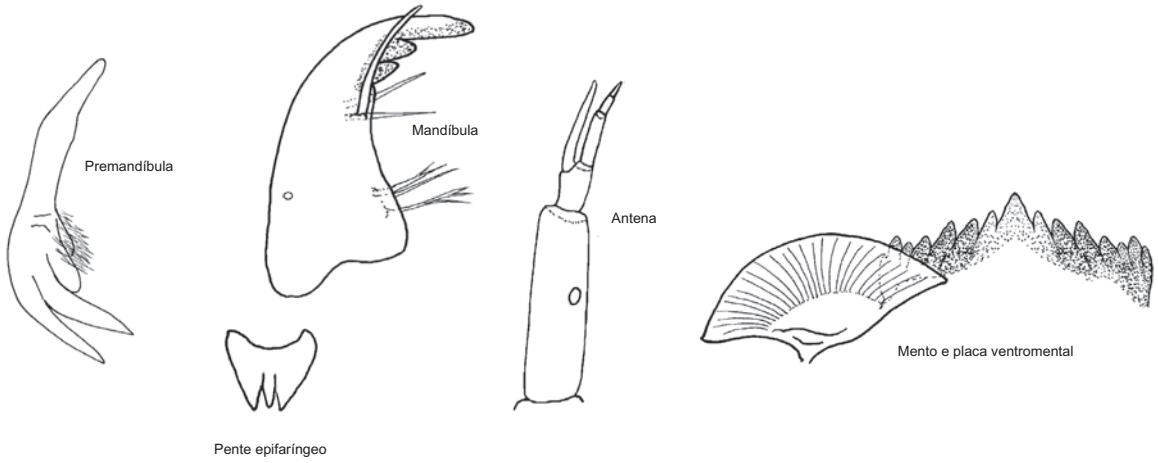
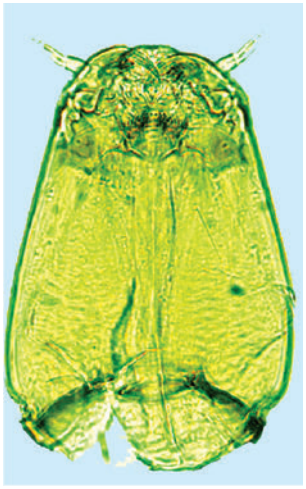



**Figura 87.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Microchironomus.*

# *Nilothauma* Kieffer, 1921



## Diagnose e Comentários

Larva pequena e delgada, com cabeça de formato retangular e ligeiramente encurvada para baixo. Antena curta, 5-segmentada; segmento basal 2x menor que flagelo antenal; lâmina antenal mais longa que flagelo antenal. Mento com 13 dentes acastanhados; mediano menor que laterais e aparentemente dividido em 3 partes. Placas ventromentais separadas e encurvadas. Mandíbula com longo dente apical e 3 dentes internos ligeiramente castanhos; seta subdental longa e delgada (Figuras 88, 89).

Outro morfótipo com características similares, aqui denominada como *Nilothauma* sp.2 apresenta características similares, porém com mento e antenas com características diferentes.

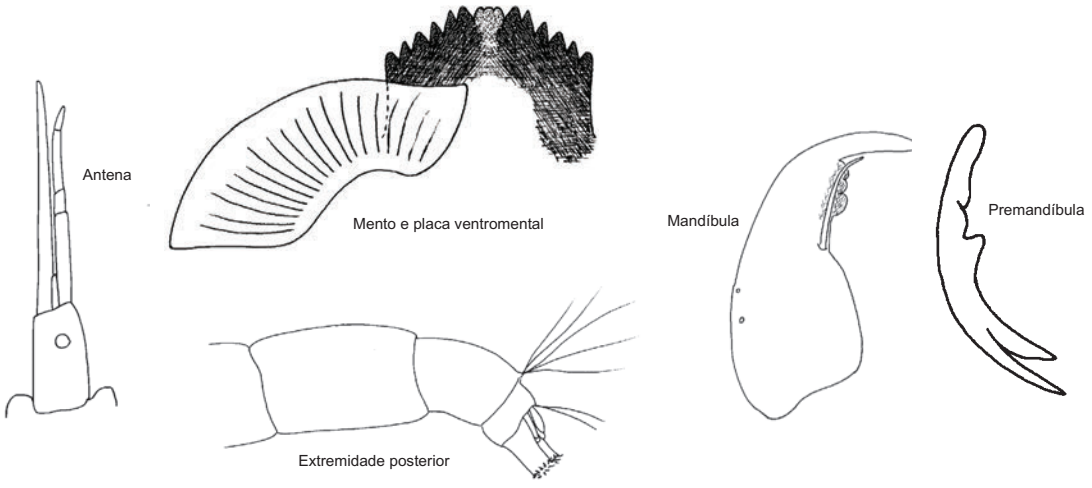



**Figura 88.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Nilothauma* sp.1.

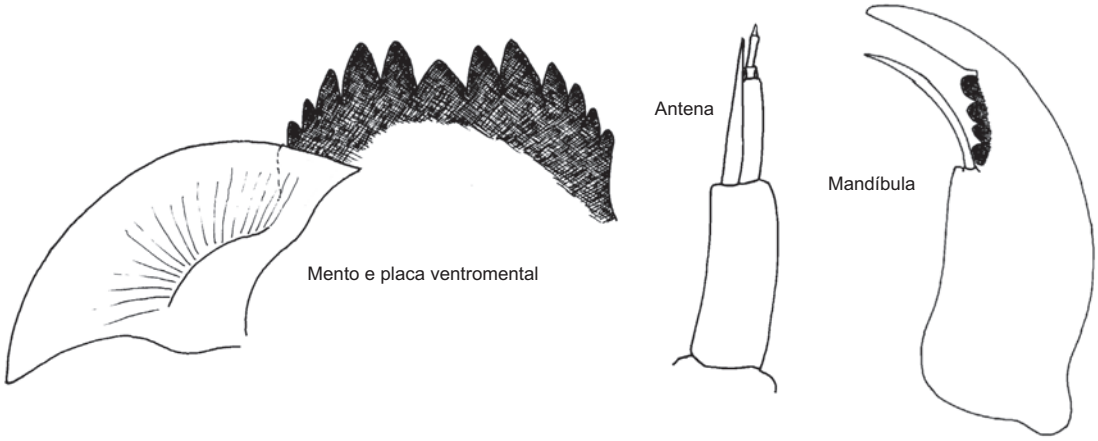



**Figura 89.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Nilothauma* (?) sp.2.

# Chironominae

## *Oukuriella* Epler, 1986



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio com coloração avermelhada. Antena 6-segmentada; órgãos de Lauterborn no 2º e 3º segmentos. Mandíbula com dente apical e 3 internos escuros; dente dorsal mais claro; seta subdental longa e fina. Mento com um pequeno dente mediano claro (bífido ou simples) e 6 pares laterais escuros; 1º lateral menor e fundido ao 2º. Placas ventromentais, fortemente estriadas, separadas da linha mediana (Figuras 90-92).

As larvas são facilmente reconhecíveis pelo formato do mento. Podem eventualmente ser confundidas com algumas larvas de *Beardius*, que tem mento similar. A principal diferença entre as larvas dos dois gêneros está no formato do pente epifaríngeo, formado por 3 placas simples em *Oukuriella* e por 3 placas denteadas em *Beardius*.

As larvas são, em geral, coletadas em associação com folhas e troncos em decomposição em córregos ou na cabeceira de pequenos reservatórios. Algumas espécies são inclusive associadas com esponjas de água doce (Messias e Fittkau 1997; Fusari *et al.* 2013). Nesse caso, as larvas apresentam estruturas cefálicas altamente modificadas.

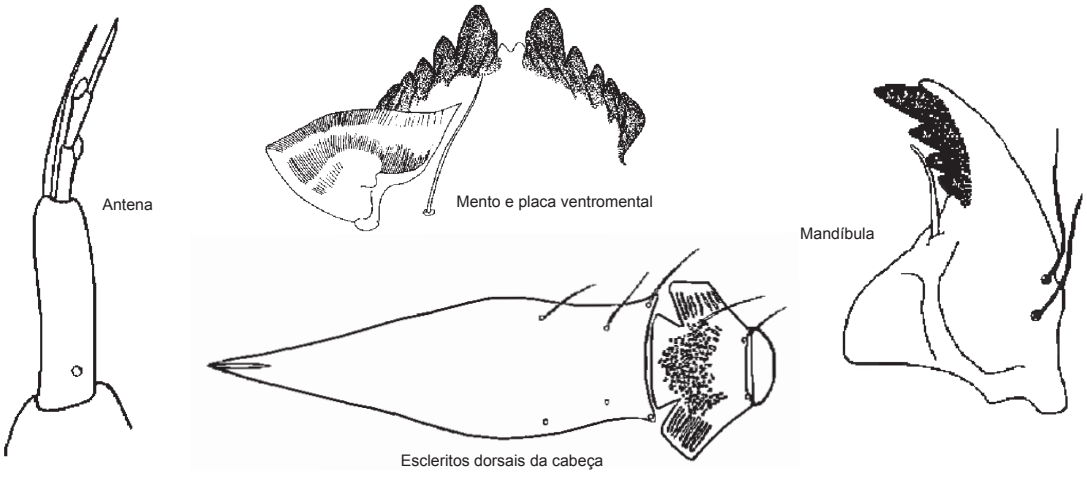



**Figura 90.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Oukuriella jatai* Trivinho-Strixino & Messias, 2005.

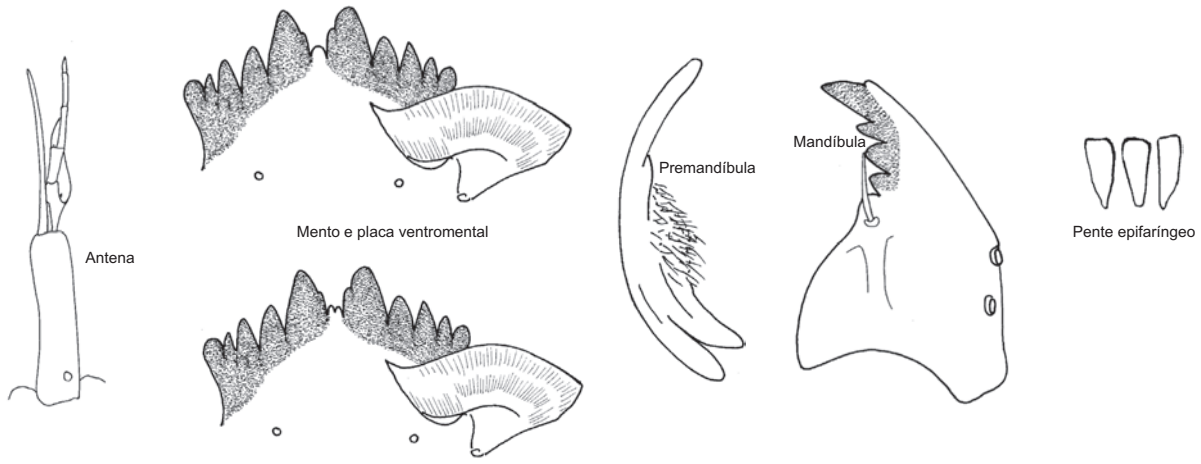



**Figura 91.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Oukuriella* sp.

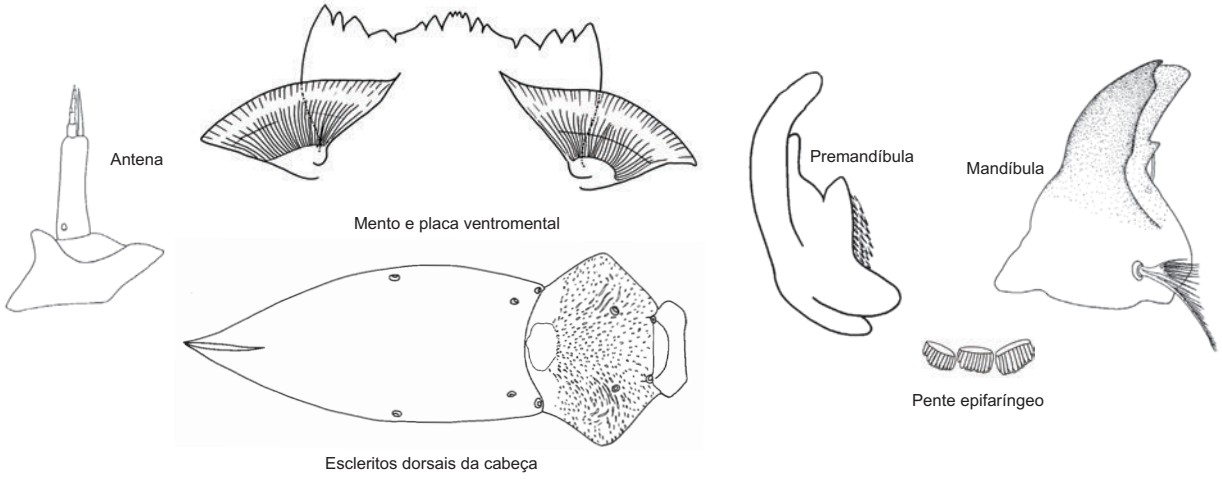
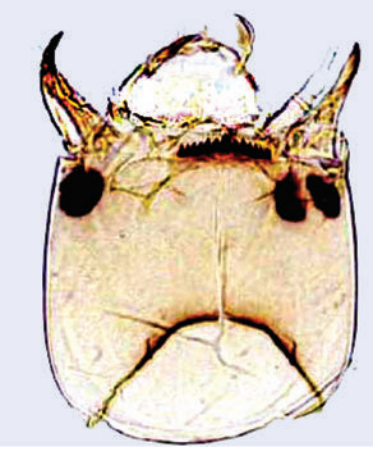



**Figura 92.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Oukuriella epleri* Messias & Fittkau, 1997.

# *Parachironomus* Lenz, 1921



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio. Mento igualmente colorido, com 1 dente mediano mais largo e 6 a 7 dentes laterais. Placas ventromentais com margens anteriores crenuladas ou onduladas. Antena 5-segmentada; segmento basal mais longo que flagelo antenal; lâmina antenal, em geral mais curta que flagelo. Premandíbula com 2-3 dentes, sem escova. Pente epifaríngeo formado por 1 placa com 3 ou mais dentes.

As larvas são comuns na fitofauna de várias macrófitas aquáticas, podendo também ser coletadas em sedimentos rasos de lagoas e córregos. São conhecidas várias espécies na região Neotropical (Spies *et al*. 1996). Abaixo estão apresentadas as principais características de 4 espécies comuns na Brasil (Trivinho-Strixino *et al*. 2010).

*Parachironomus longistilus* (Figura 93). Mento com 4º e 5º dentes laterais mais curtos que o 3º e o 6º laterais; 7º dente lateral mais curto e mais claro que demais dentes. Antena com segmentos 2, 3 e 4 mais escuros. Premandíbula com 3 dentes; proximal mais curto.

*Parachironomus cayapo* (Figura 94). Mento com dentes laterais decrescendo gradualmente; 7º dente lateral denteado e mais claro que demais. Antena com segmentos unicoloridos. Premandíbula com 3 dentes decrescendo gradualmente.

*Parachironomus tirio* (Figura 95). Mento com dentes laterais decrescendo gradualmente; 7º dente lateral mais curto que 6º e mais claro que demais. Premandíbula com 3 dentes; proximal mais curto.

*Parachironomus lupus* (Figura 96). Mento com 7º dente lateral maior que 6º e em posição mais avançada que demais. Premandíbula com 3 dentes; dente proximal mais largo.

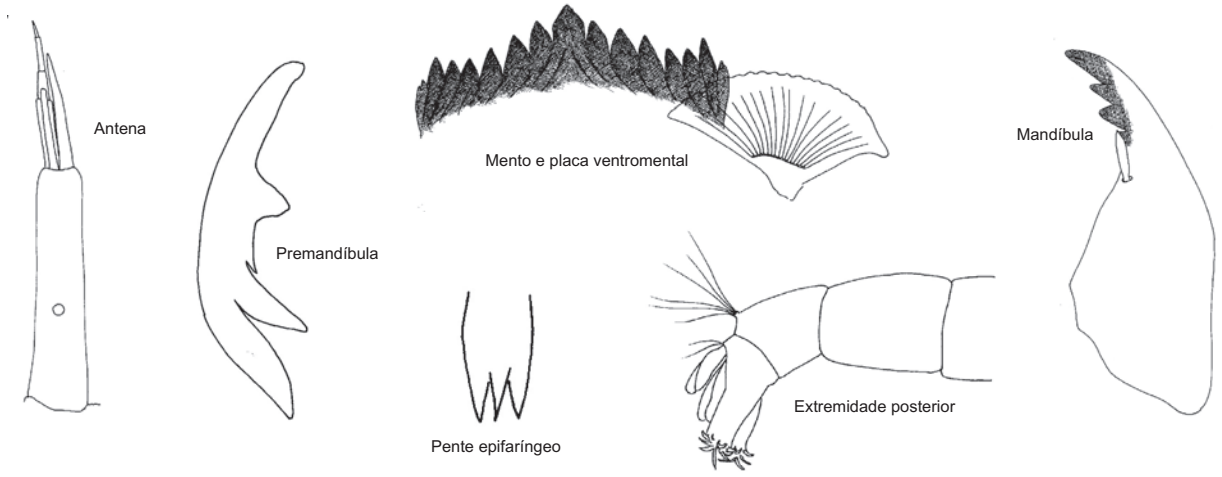



**Figura 93.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Parachironomus longistilus* Paggi, 1977.

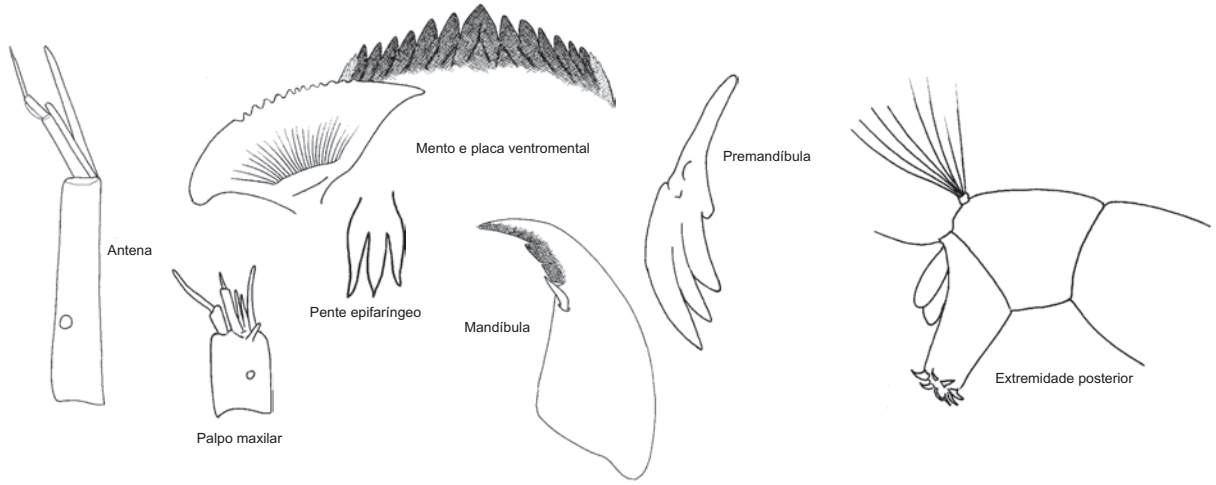



**Figura 94.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Parachironomus cayapo* Spies, Fittkau & Reiss, 1994.

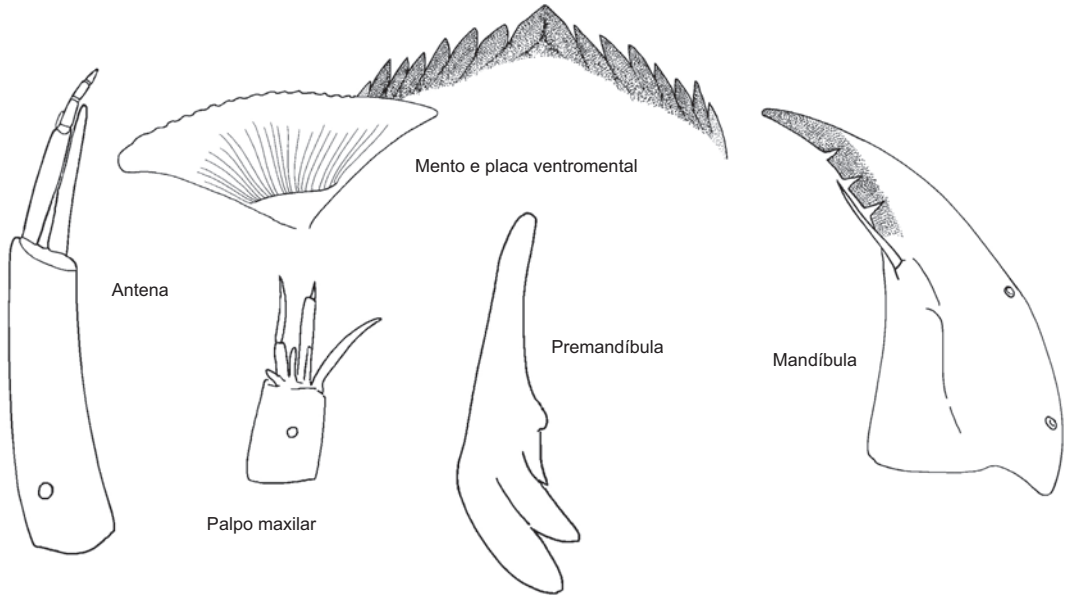



**Figura 95.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Parachironomus tirio* Spies, Fittkau & Reiss, 1994.

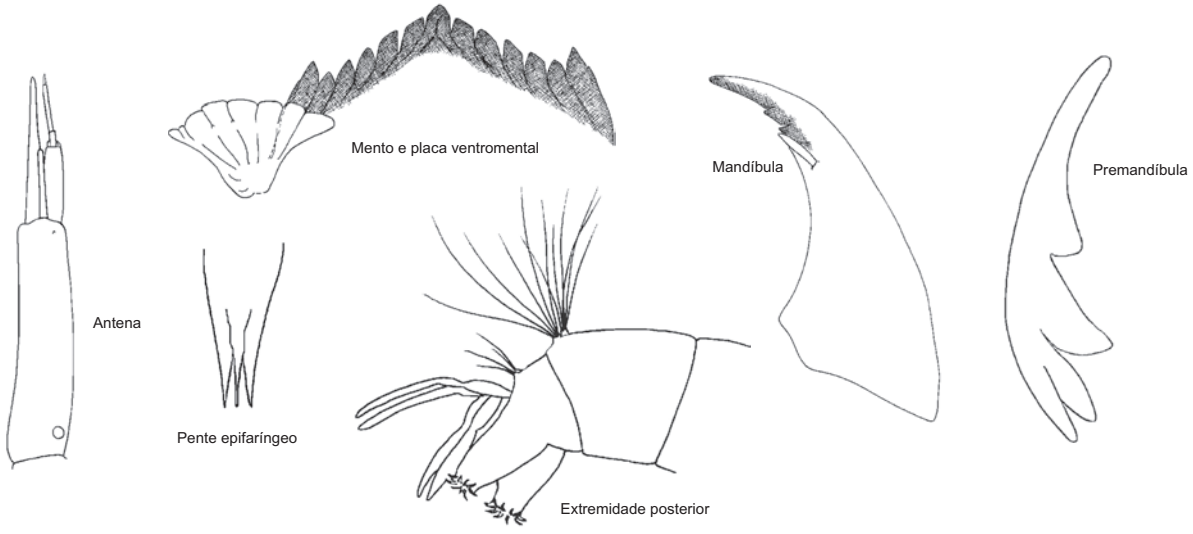
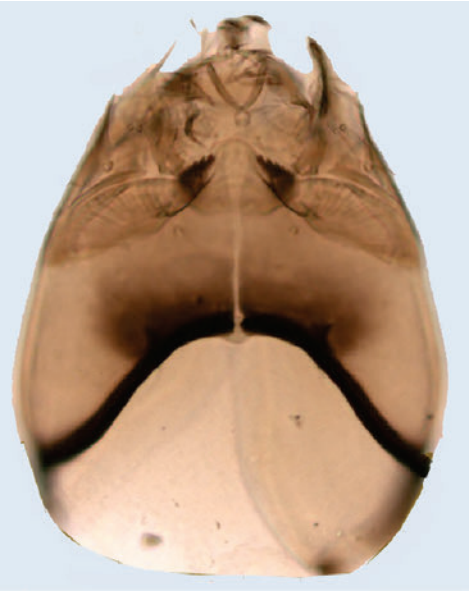



**Figura 96.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Parachironomus lupus* Trivinho-Strixino, da Silva & Roque, 2010.

## *Paralauterborniella* Lenz, 1941



### Diagnose e Comentários

Larva de pequeno porte com coloração vermelha. Mento com 1 largo dente mediano incolor, em forma de cúpula e 6 pares de dentes laterais mais escuros. Placas ventromentais com estriação pronunciadas. Antena curta, com 6 segmentos (a4 muito mais curto); órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 e a3. Mandíbula com dente apical e 2-3 internos claros; dente dorsal ausente (Figura 97).

As larvas deste gênero são comuns nos sedimentos lodoso-arenosos litorâneos de represas e lagoas.

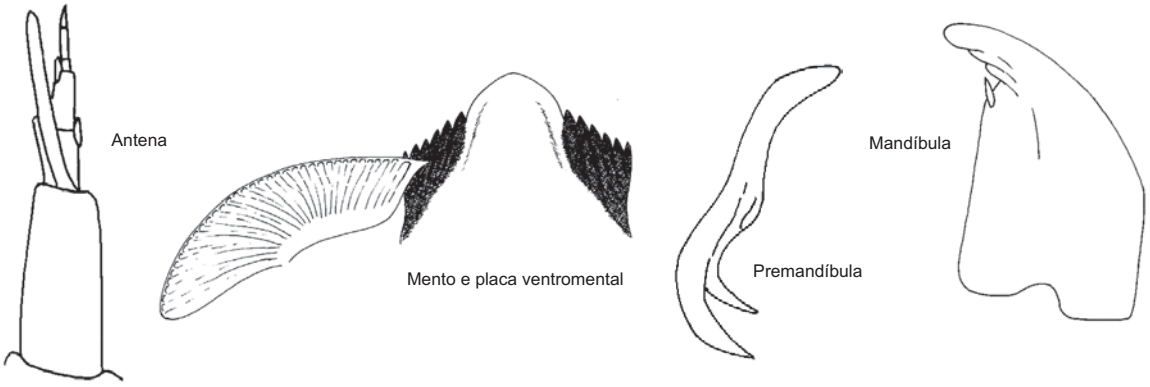



**Figura 97.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Paralauterborniella.*

## *Paratanytarsus* Thienemann & Bause, 1913



### Diagnose e Comentários

Larvas pequenas com antena montada em tubérculo sem esporão. Órgãos de Lauterborn no ápice do 2º segmento, dotado de pedicelo curto (podendo ser longo e ultrapassar ápice da antena). Premandíbula com 2 dentes apicais. Pente epifaríngeo consistindo de 1 placa com 3-5 dentes (ou por 3 placas denteadas distintas) (Figura 98).

As larvas aqui apresentadas mostram algumas estruturas únicas que fogem um pouco das características genéricas. Porém a associação com pupas e adultos machos permitiram alocá-las dentro do gênero. As estruturas em parênteses são características dessa nova espécie (*Paratanytarsus corbii* Trivinho-Strixino, 2010). As larvas foram coletadas junto a sedimento arenoso e macrófitas aquáticas na cabeceira de um reservatório.

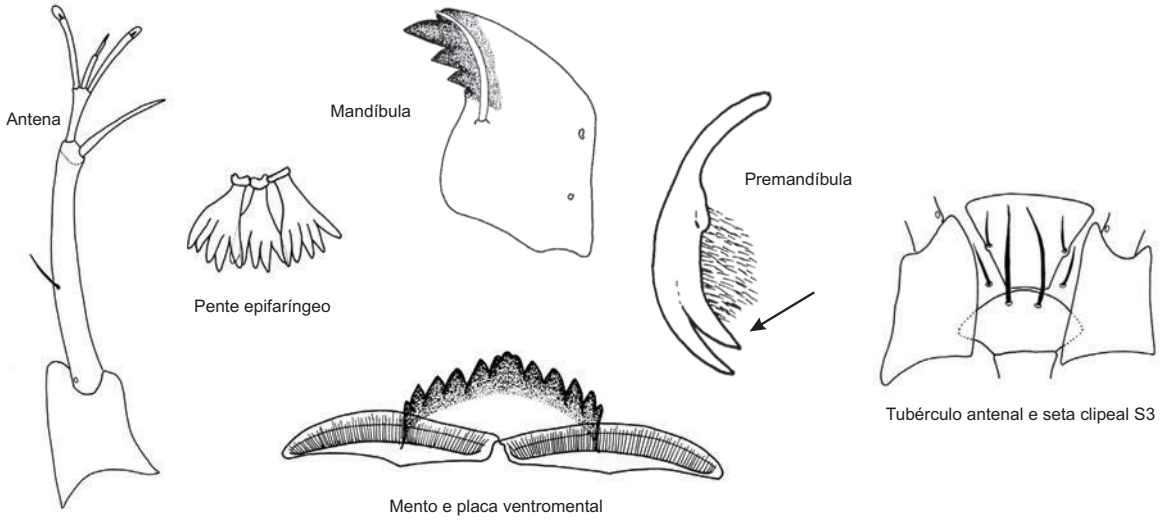



**Figura 98.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Paratanytarsus corbii* Trivinho-Strixino, 2010.

# *Paratendipes* Kieffer, 1911



## Diagnose e Comentários

Larva de cor avermelhada de porte médio. Mento com 16 dentes, 4 medianos mais claros e mais curtos; 1º dente lateral curto e geralmente fundido ao 2º lateral. Antena com 6 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 e a3. Base da seta labral SI fundida. SI e SII plumosas. Placas ventromentais largas com forte estriação e separadas da linha mediana. Pente epifaríngeo consistindo de 3 placas simples ou denteadas (Figura 99).

As larvas de *Paratendipes* ocorrem principalmente em substratos lodosos ou arenosos de sistemas lóticos.

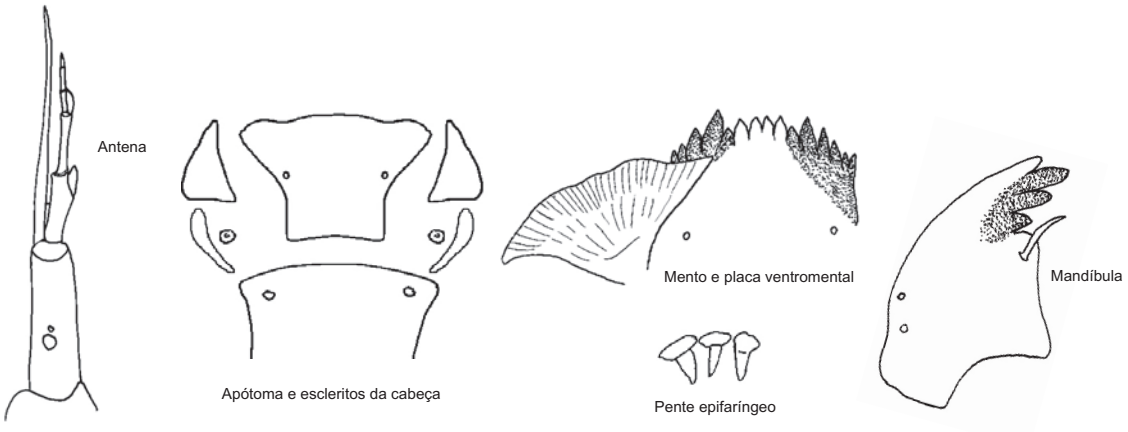



**Figura 99.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Paratendipes.*

# Próximo de *Paratendipes*



## Diagnose e Comentários

Larva de cor avermelhada de porte médio. Mento com 16 dentes, 4 medianos mais claros e mais curtos, sendo os 2 internos ligeiramente menores; 1º dente lateral curto e geralmente fundido ao 2º lateral. Antena longa com 6 segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 e a3. Placas ventromentais separadas da linha mediana, longas fortemente recurvadas e com projeção aguda na extremidade distal. Pente epifaríngeo consistindo de 1 placa denteada (Figura 100).

As larvas deste gênero embora semelhantes a *Paratendipes* se diferenciam pelo tamanho da antena e pelo formato das placas ventromentais. Também ocorrem principalmente em sistemas lóticos.

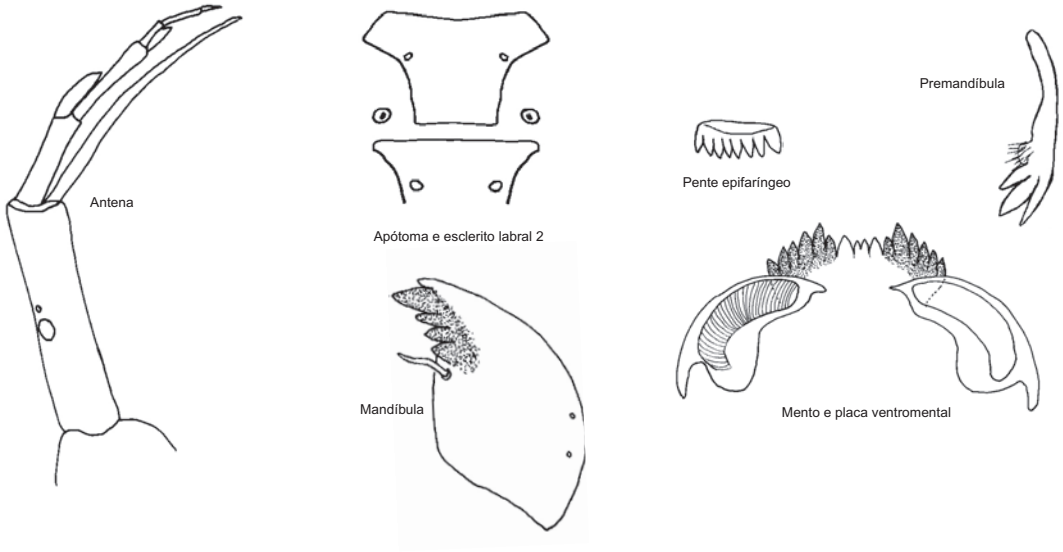
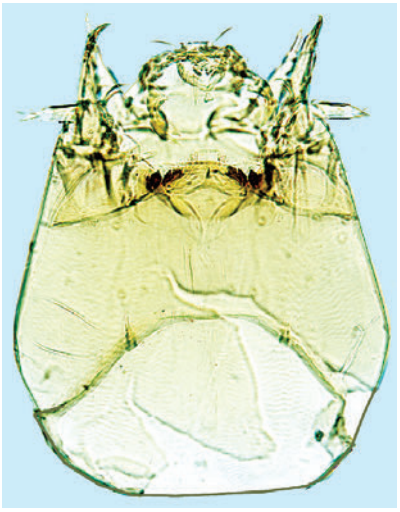



**Figura 100.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de prox. *Paratendipes.*

## *Pelomus* Reiss, 1989



### Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio, de coloração avermelhada. Mento com um largo dente mediano claro, com ou sem suturas e 6 a 7 pares laterais escuros; 1º, 2º e 3º laterais podem estar separados dos demais laterais por uma profunda sutura. Placas ventromentais tão longas quanto mento. Antena 6-segmentada, com lâmina antenal saindo da metade de a2; segmento basal mais longo que flagelo antenal. Mandíbula com longo dente apical; dente dorsal ausente. Pente epifaríngeo simples distalmente trífido. Premandíbula com 2 largos dentes apicais e 1 menor proximal; escova premandibular presente (Figura 101-104).

As larvas de *Pelomus* se assemelham a *Harnischia*, *Paracladopelma* e *Saetheria*, diferindo destes pela presença de escova premandibular e pela lamela labral. Mais informações sobre o gênero podem ser obtidas em Trivinho-Strixino e Strixino (2008) e Trivinho-Strixino e Silva (2011).

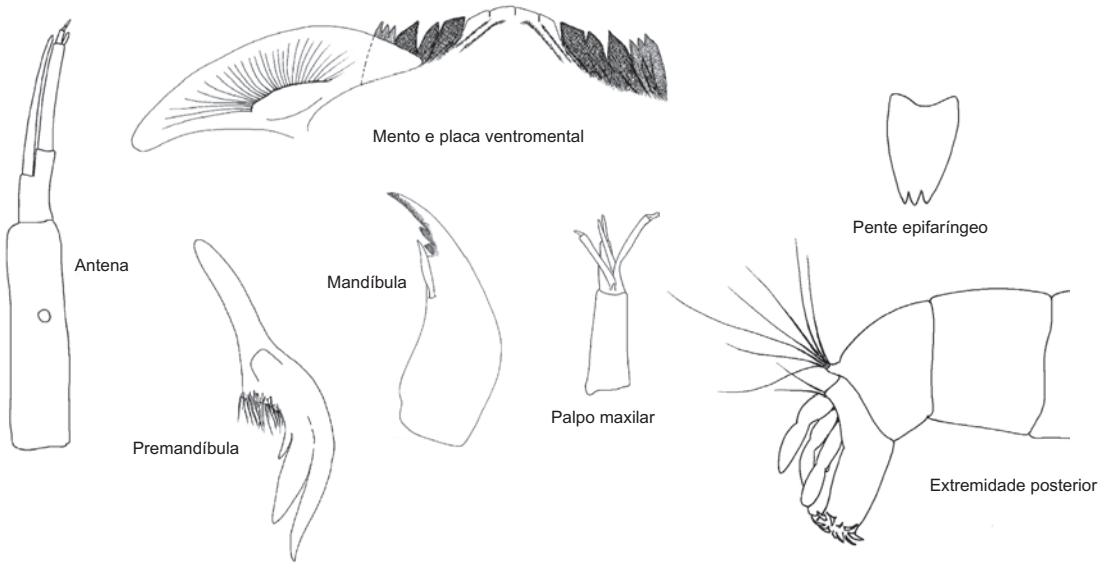



**Figura 101.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Pelomus psamophilus* Trivinho-Strixino & Strixino, 2008.

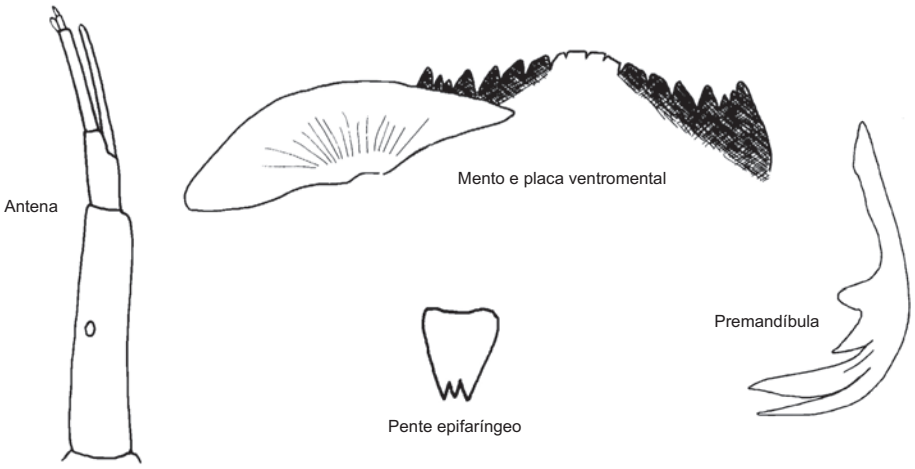



**Figura 102.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Pelomus sophiae* Trivinho-Strixino & Silva, 2011.

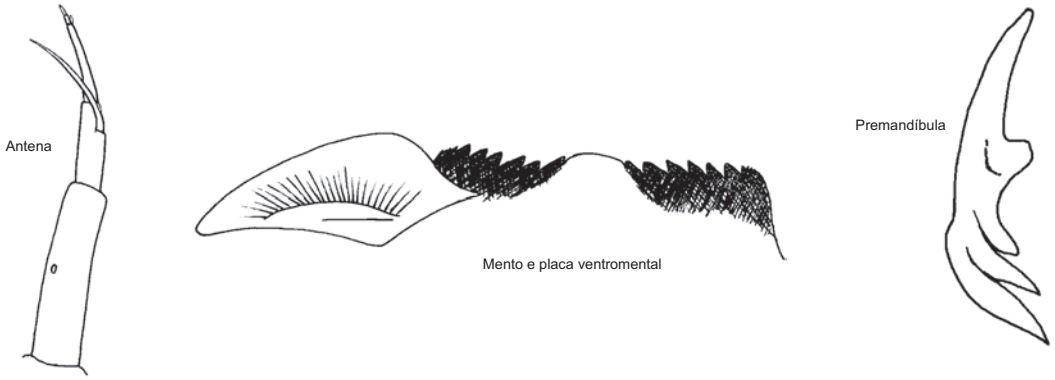



**Figura 103.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Pelomus* sp.3.

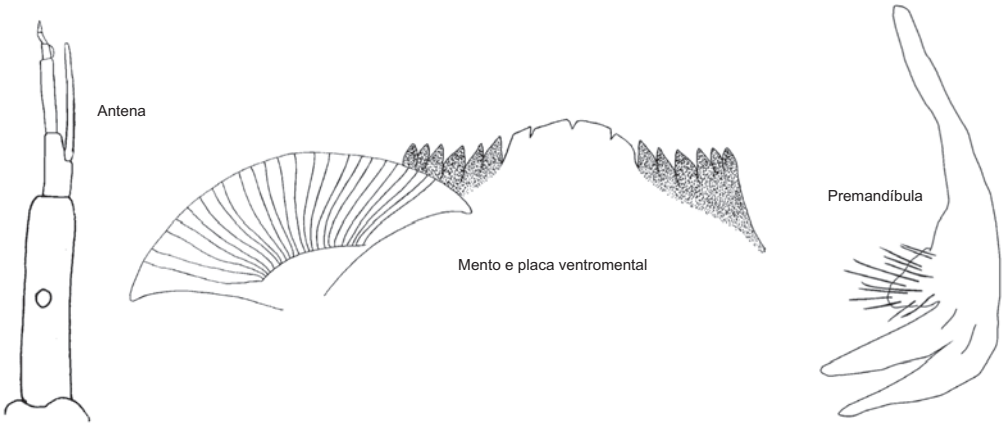



**Figura 104.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Pelomus* sp.4.

# *Phaenopsectra* Kieffer, 1921



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio com coloração vermelha. Cápsula cefálica com apótoma frontoclipeal e apenas esclerito labral 2 presente. Mento com 16 dentes escuros; medianos menores que 1os laterais. Placas ventromentais separadas da linha mediana. Pente epifaríngeo formado por 3 placas distalmente denteadas. Antena 5-segmentada; lâmina antenal igual ou maior que flagelo antenal. Mandíbula com dente apical e 3 dentes internos escuros; dente dorsal mais claro (Figuras 105, 106).

As larvas deste gênero podem ser confundidas com *Endotribelos* e se diferenciam pelo formato dos escleritos dorsais da cápsula cefálica: presença de apótoma frontoclipeal em *Phaenopsectra* e clípeo separado do apótoma frontal em *Endotribelos*.

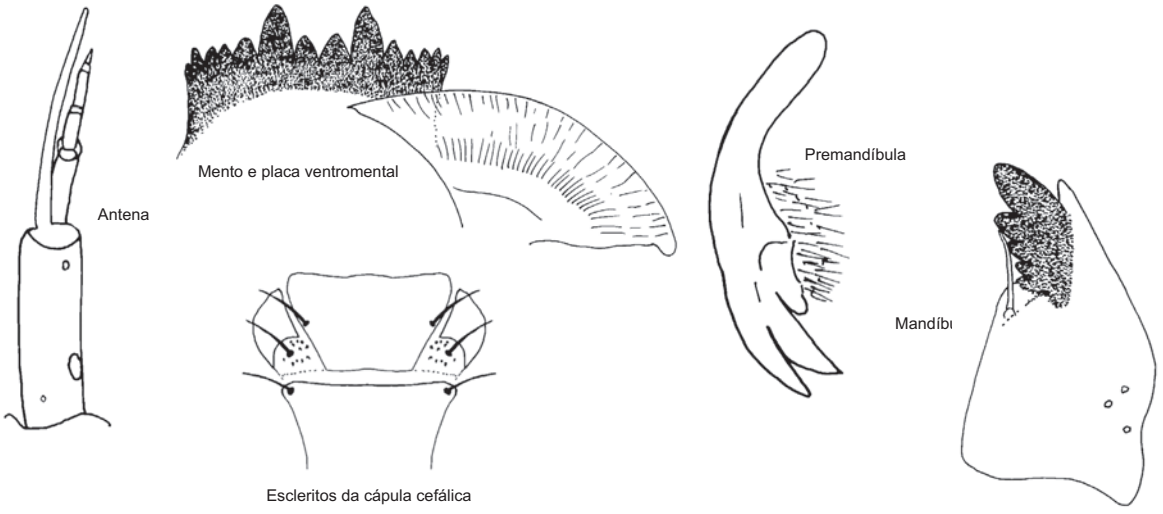



**Figura 105.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Phaenopsectra* sp.1.

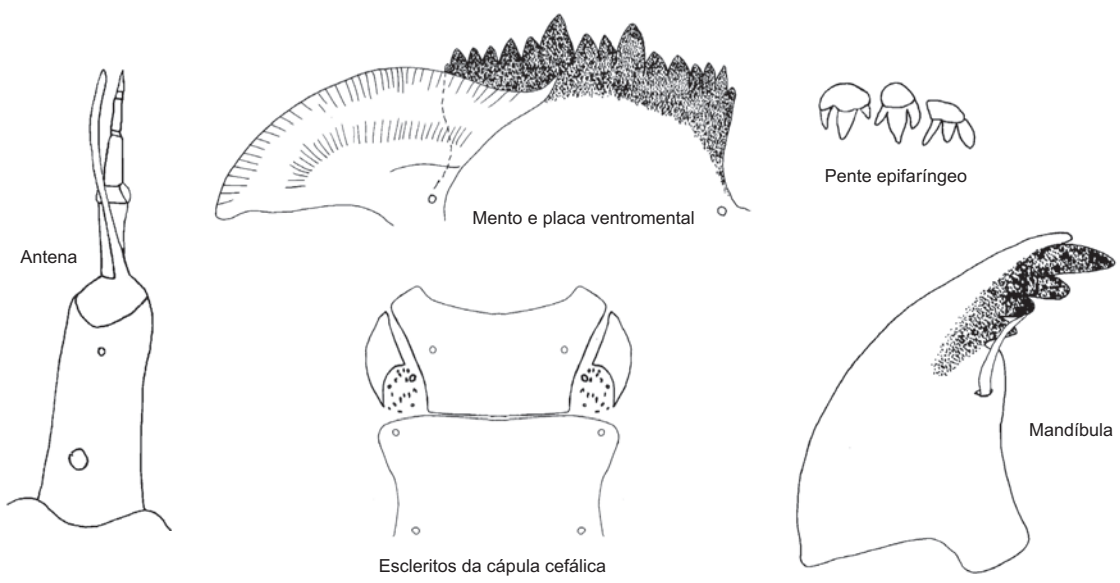



**Figura 106.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Phaenopsectra* sp.2.

# *Polypedilum* Kieffer, 1912



## Diagnose e Comentários

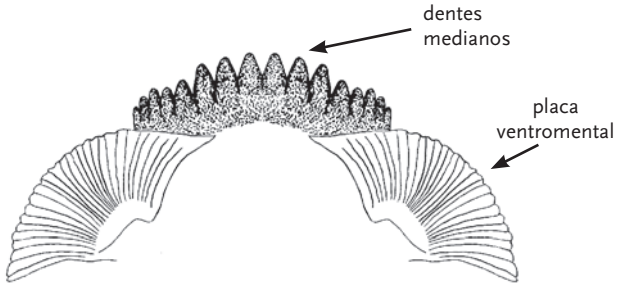
O gênero *Polypedilum* é um grupo abundante e rico em espécies, comumente encontrado em quase todos os habitats aquáticos continentais. Suas larvas são bastante diversas e se caracterizam principalmente por apresentarem um mento com 14 a 16 dentes, em geral com os dentes medianos maiores que primeiros laterais. Esta característica separa as larvas de *Polypedilum* do grupo fallax das demais larvas de *Polypedilum* que possuem os dentes medianos maiores que primeiros laterais. São reconhecidos oito subgêneros (Saether *et al.* 2010), dos quais *P.* (*Tripodura*) e *P.* (*Polypedilum*) são os mais comuns nos sistemas lóticos e lênticos. Ambos se diferenciam pelo formato da antena (Figuras 107-117).

São conhecidas mais de 50 espécies no Brasil (Bidawid e Fittkau 1995; Bidawid-Kafka 1996), porém pouco se conhece a respeito da identidade de suas larvas.

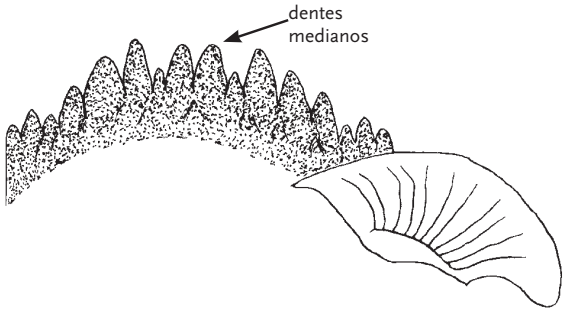
A chave apresentada a seguir reúne morfótipos de várias localidades (rios, córregos, represas, etc) da região sudeste do Brasil.

# Chave para identificar larvas de morfótipos de *Polypedilum*

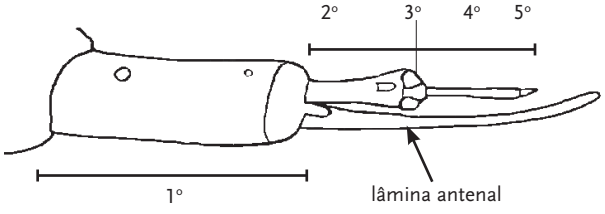
1. Dentes medianos do mento aproximadamente do mesmo tamanho que 1os laterais ..... ..... *Polypedilum* gr. *fallax*



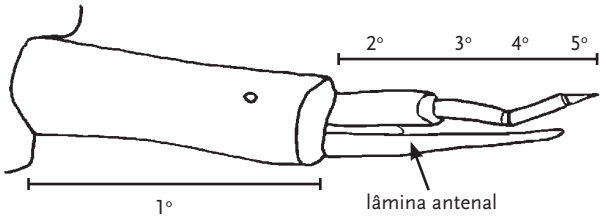

1'. Dentes medianos do mento maiores que 1os laterais.....2



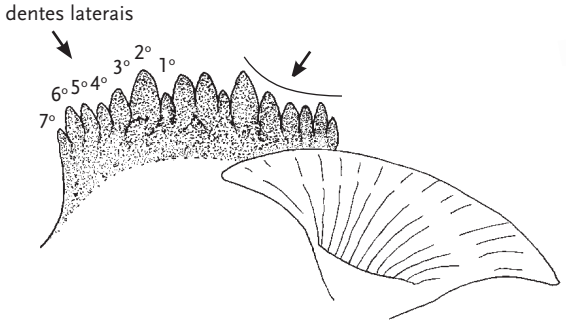

2. Antena aparentemente 4-segmentada; 3º segmento grandemente reduzido, bem menor que a4.....*Polypedilum* (*Tripodura*)....3



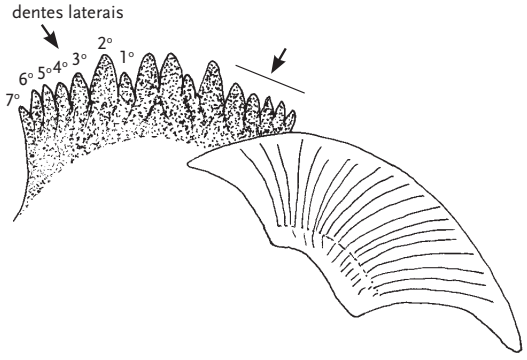

2'. Antena distintamente 5-segmentada, segmento a3 não reduzido.....*Polypedilum*.....6



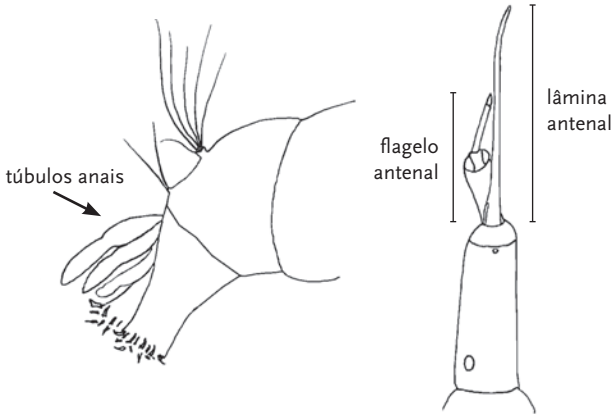

3. Mento com 3º, 4º, e 5º dentes laterais decrescendo e formando uma linha convexa ..... ..... *Polypedilum* (*Tripodura*) sp.3



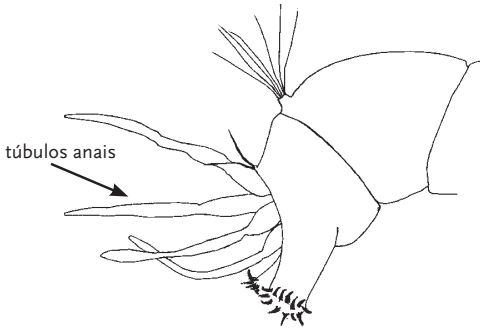

3'. Mento com dentes laterais decrescendo gradualmente .....4



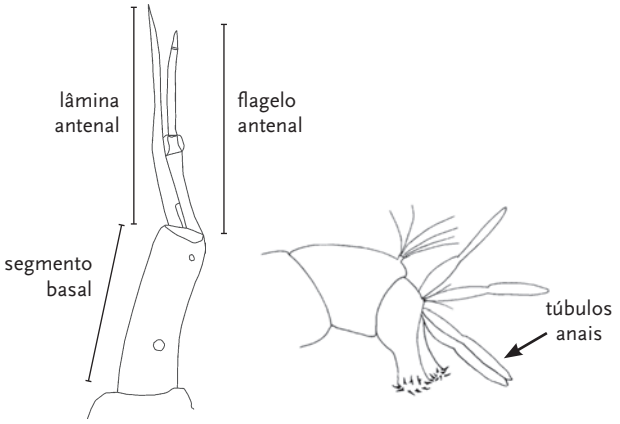

4. Lâmina antenal > que 1,5 X flagelo antenal; túbulos anais mais curtos que pseudópodos posteriores ..... *Polypedilum* (*Tripodura*) sp.4



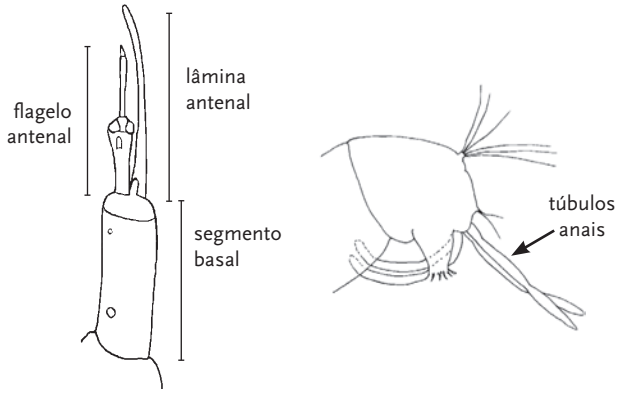
4'. Lâmina antenal < que 1,5X flagelo antenal; túbulos anais mais longos que pseudópodos posteriores ..... 5



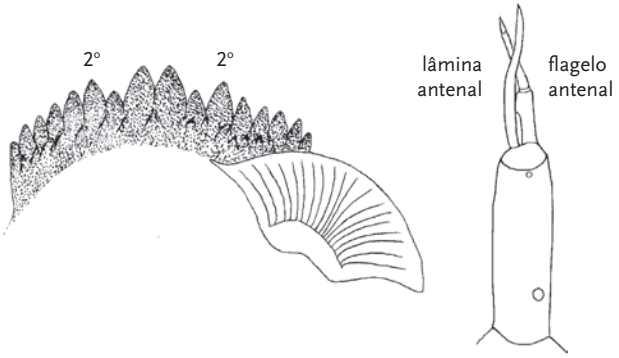

5. Lâmina antenal 1,2X mais longa que flagelo antenal; segmento basal da antena mais curto que flagelo antenal; túbulos anais 2 x mais longos que pseudópodos ..... *Polypedilum* (*Tripodura*) sp.1



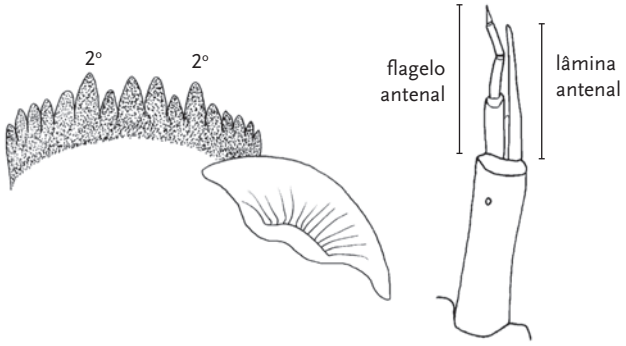

5'. Lâmina antenal 1,4X mais longa que flagelo antenal; segmento basal da antena mais longo que flagelo antenal; túbulos anais 3 x mais longos que pseudópodos.....*Polypedilum* (*Tripodura*) sp.2



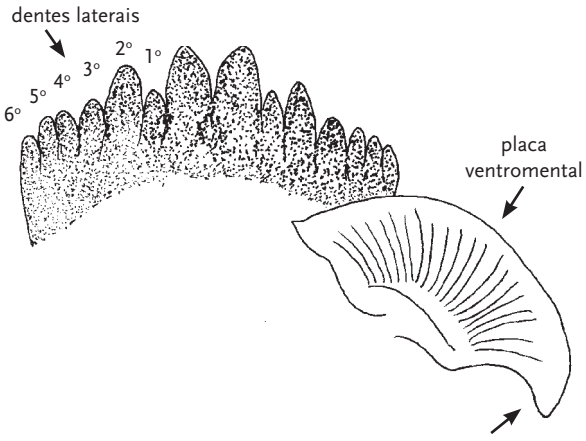

6. Dente mediano do mento mais longo que 2º lateral; lâmina antenal pelo menos 1,2X mais longa que flagelo antenal ..... **7**



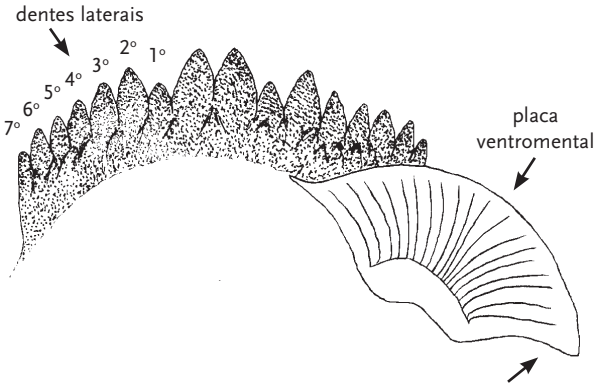

6'. Dente mediano do mento aproximadamente do mesmo tamanho que 2º lateral; lâmina antenal igual ou mais curta que flagelo antenal.....8



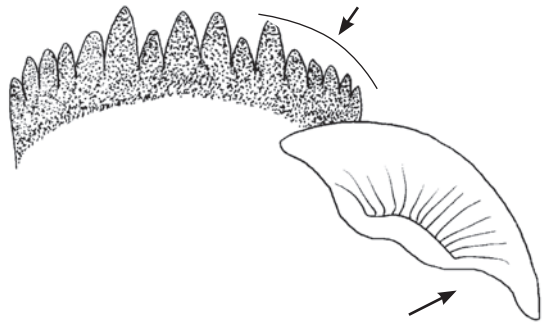

7. Mento com 14 dentes; dentes medianos bem mais largos, ocupando ¼ do comprimento total; margem posterolateral da placa ventromental ponteaguda.....*Polypedilum* sp.1



7'. Mento com 16 dentes; dentes medianos não tão largo; margem posterolateral da placa ventromental não ponteaguda ..... *Polypedilum* sp.5

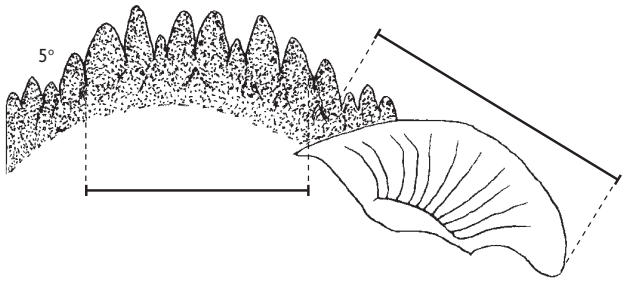



8. Dentes laterais do mento decrescendo gradualmente; margem posterolateral da placa ventromental alongada.....*Polypedilum* sp.4



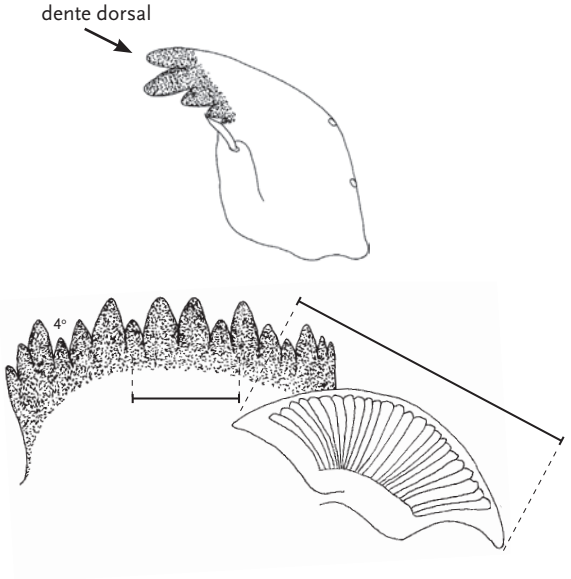
8'. 3º, 4º e/ou 5º dentes laterais do mento menores que demais laterais; margem posterolateral da placa ventromental não alongada.....9

9. 5º dente lateral do mento menor que 4º e 6º laterais; placa ventromental 1,5x mais larga que a distância entre as placas; lâmina antenal do mesmo tamanho que flagelo antenal.....*Polypedilum* sp.3

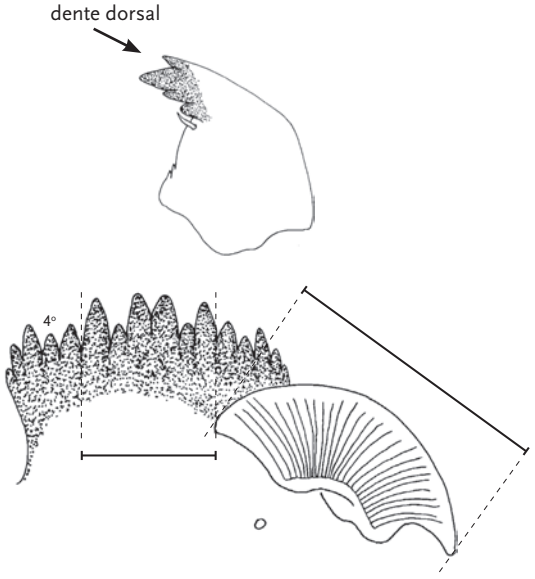



9'. 3º e 4º laterais do mento menores que 2º e 5º; placa ventromental pelo menos 2x mais larga que a distância entre as placas; lâmina antenal menor que flagelo antena.....10

10. Placa ventromental 3x mais larga que a distância entre as placas; dente dorsal da mandíbula do mesmo comprimento que dente apical ..... *Polypedilum* sp.2




10'. Placa ventromental 2x mais larga que a distância entre as placas; dente dorsal da mandíbula mais curto do que dente apical.....*Polypedilum* sp.6



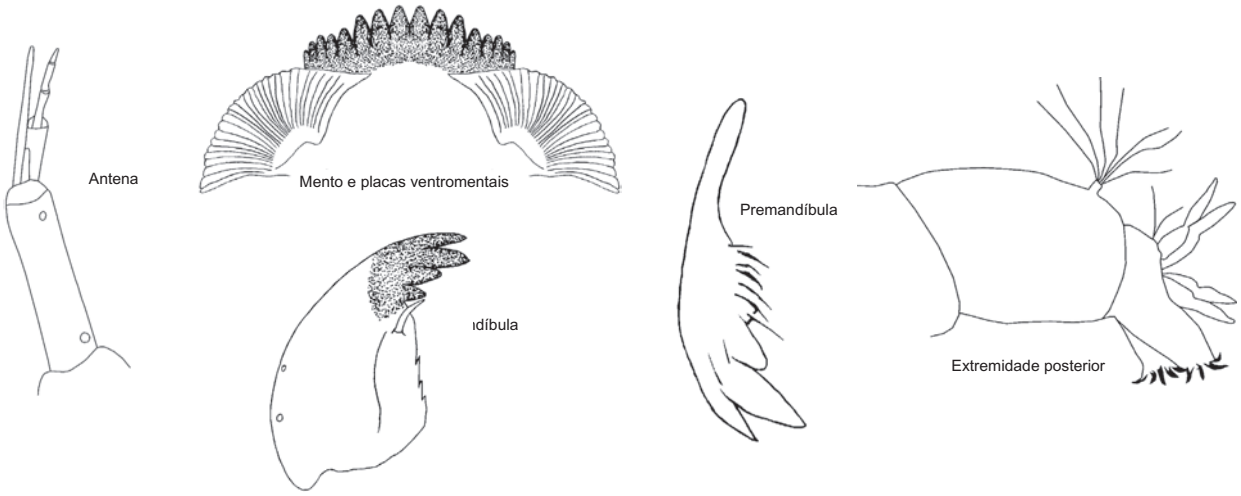



**Figura 107.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum gr. fallax.*

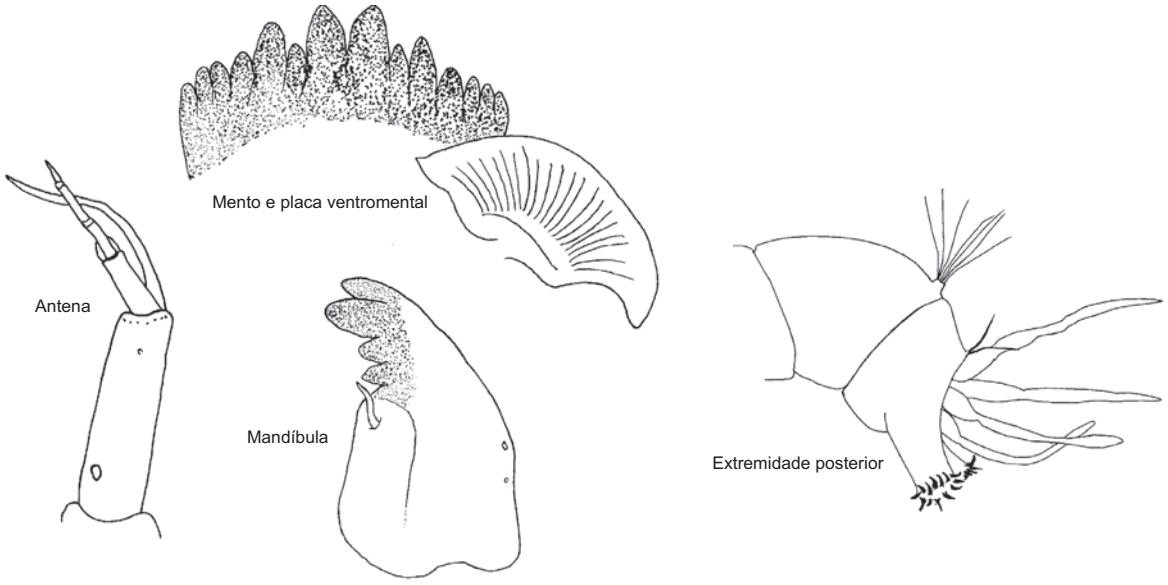



**Figura 108.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum* sp.1.

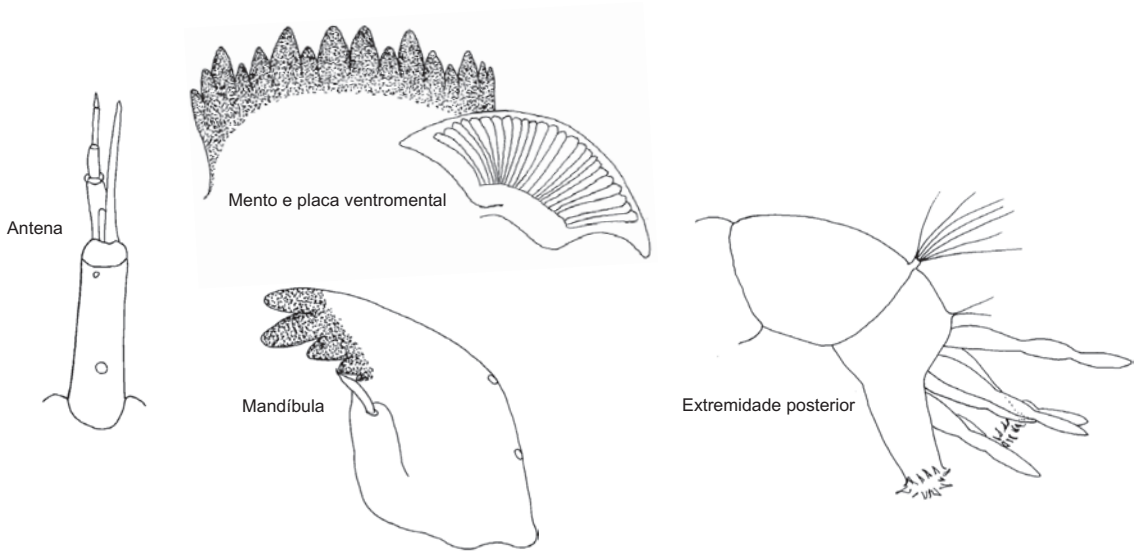



**Figura 109.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum* sp.2.

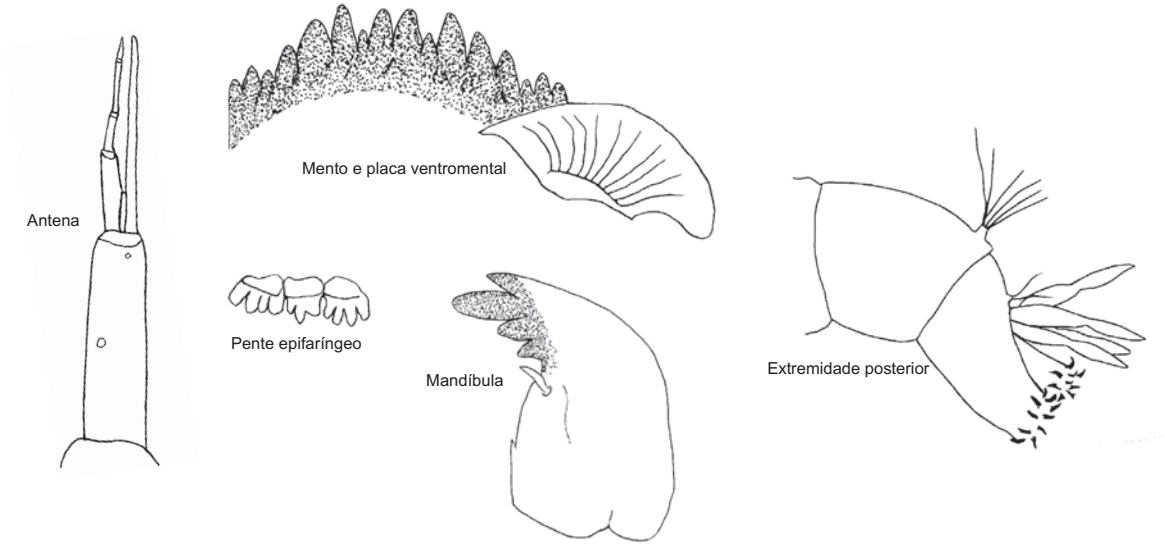



**Figura 110.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum* sp.3.

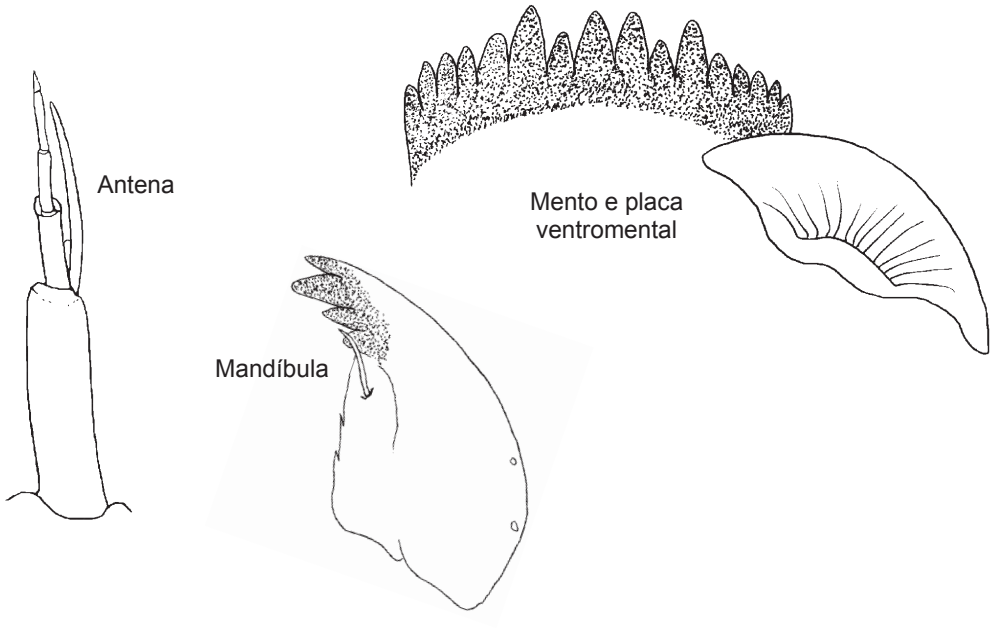



**Figura 111.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Polypedilum* sp.4.

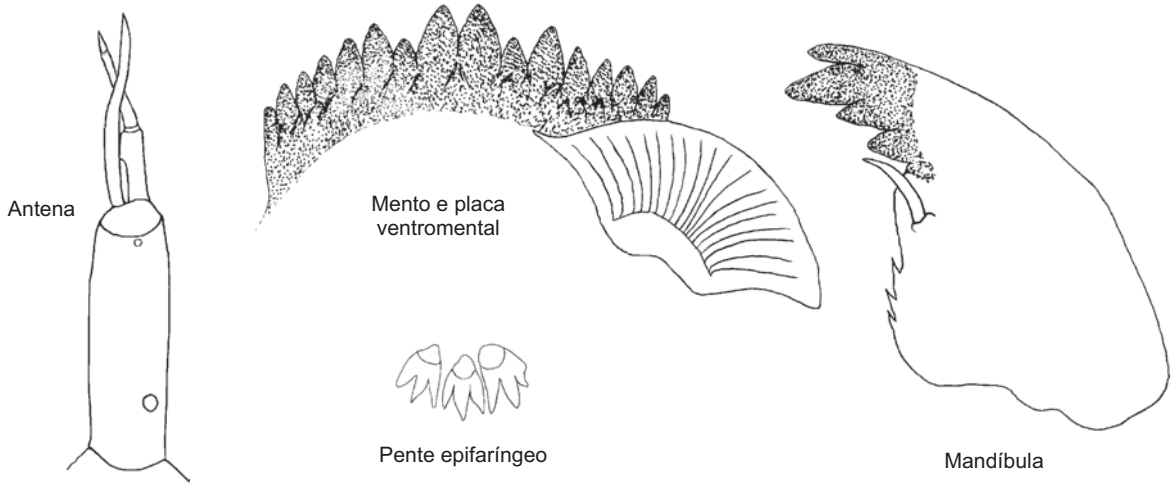



**Figura 112.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Polypedilum* sp.5.

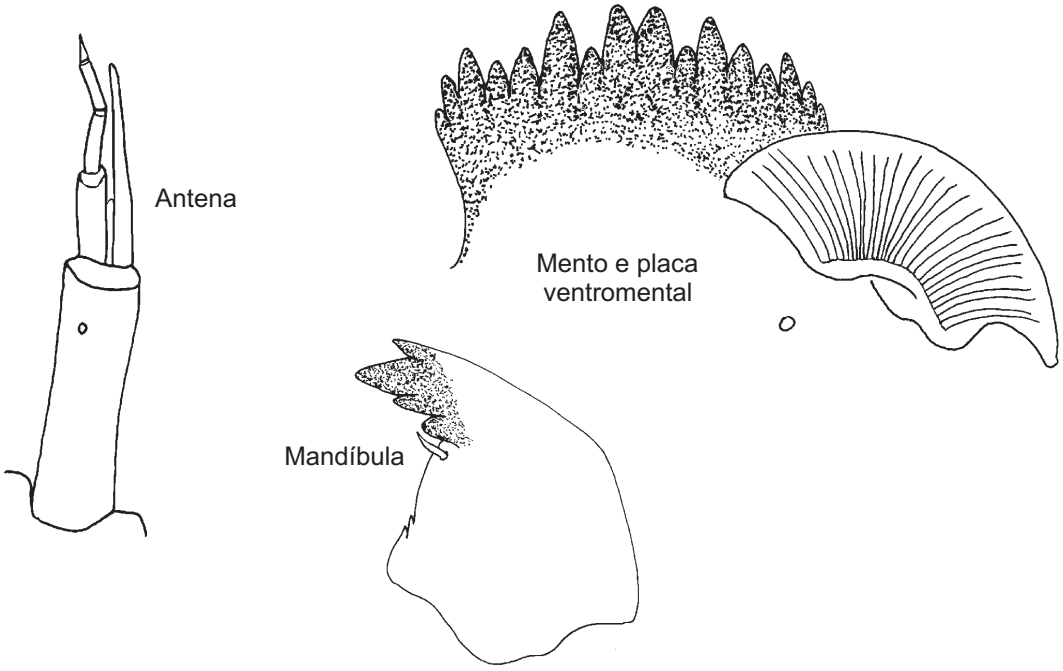



**Figura 113.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Polypedilum* sp.6.

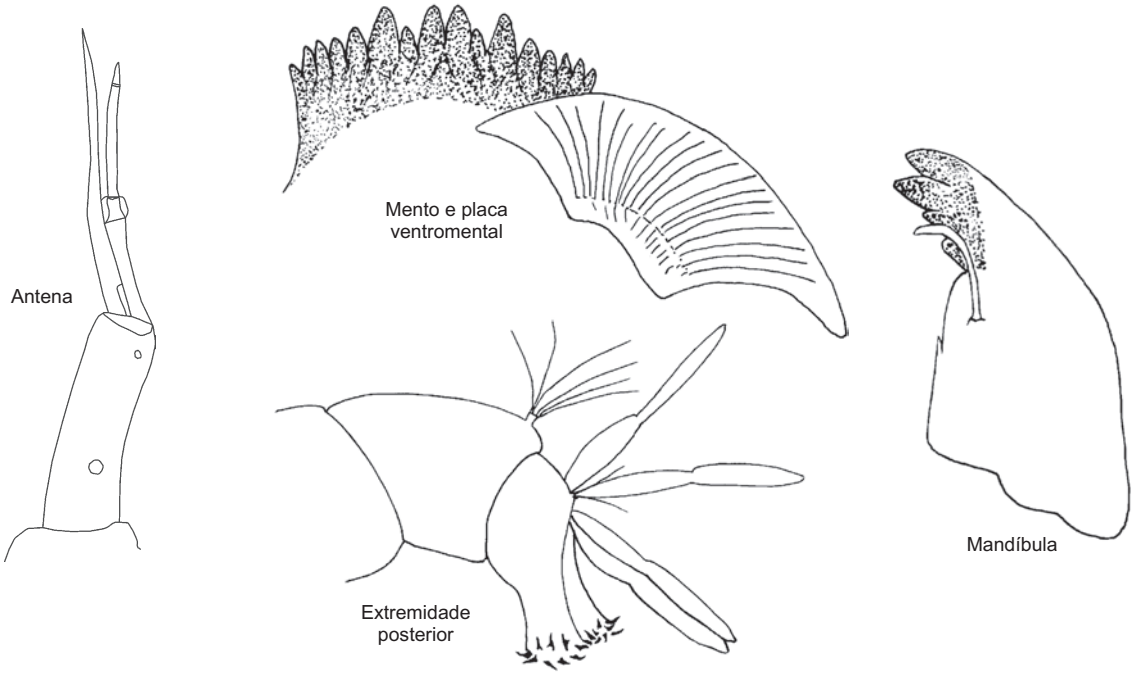



**Figura 114.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum* (*Tripodura*) sp.1.

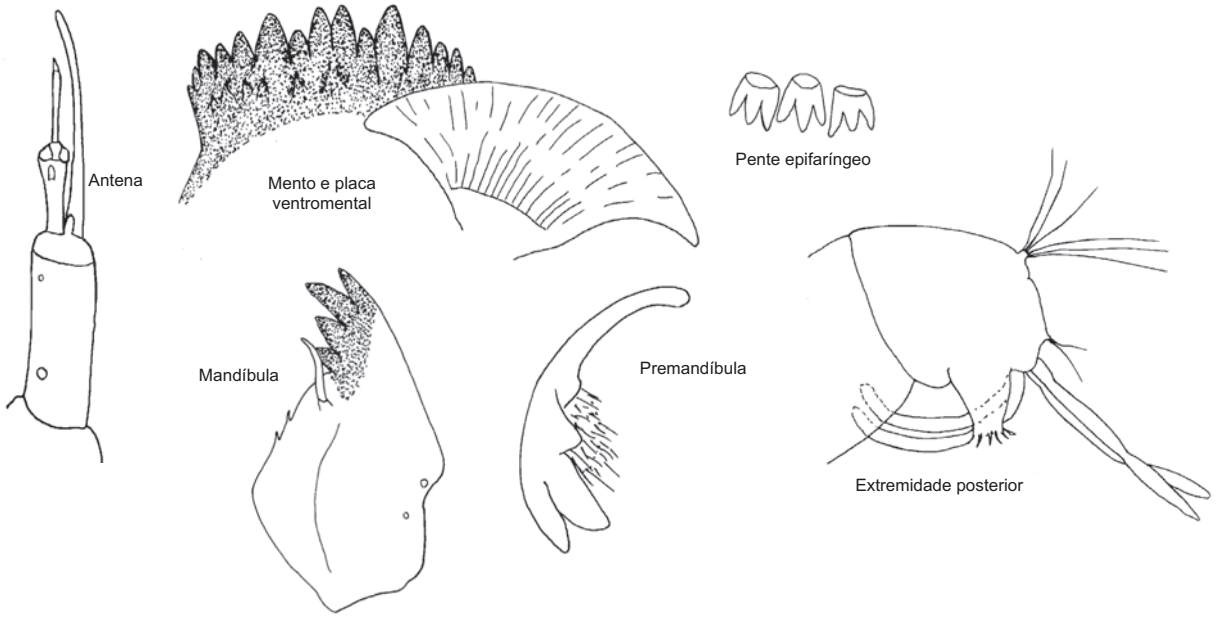



**Figura 115.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum (Tripodura)* sp.2.

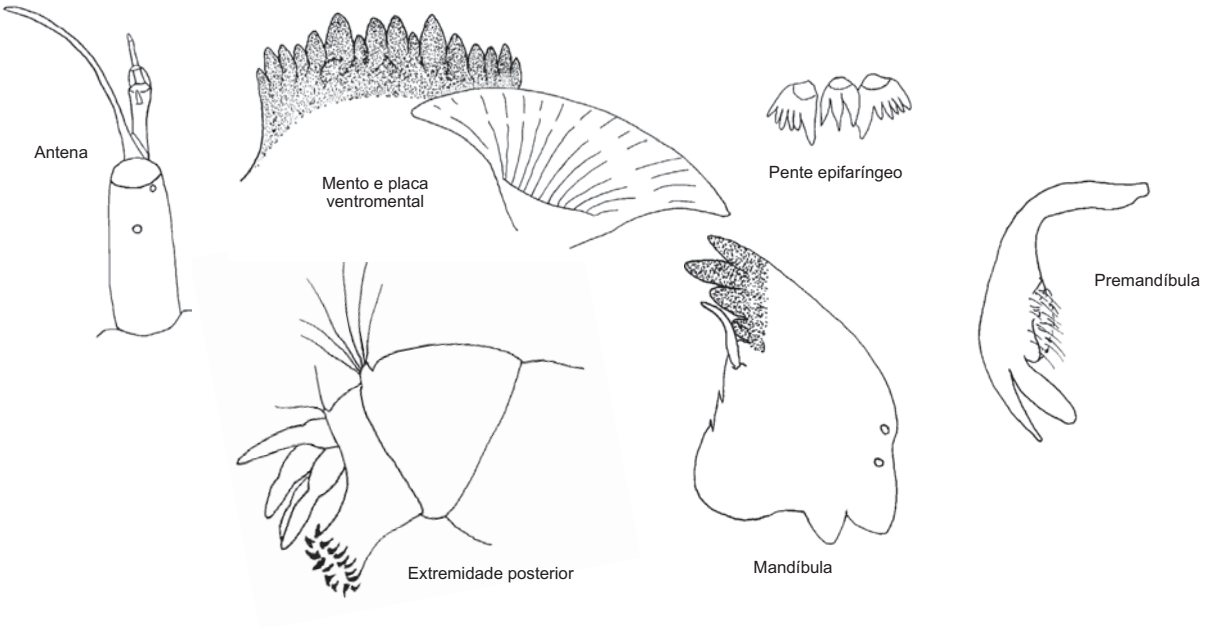



**Figura 116.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum (Tripodura)* sp.3.

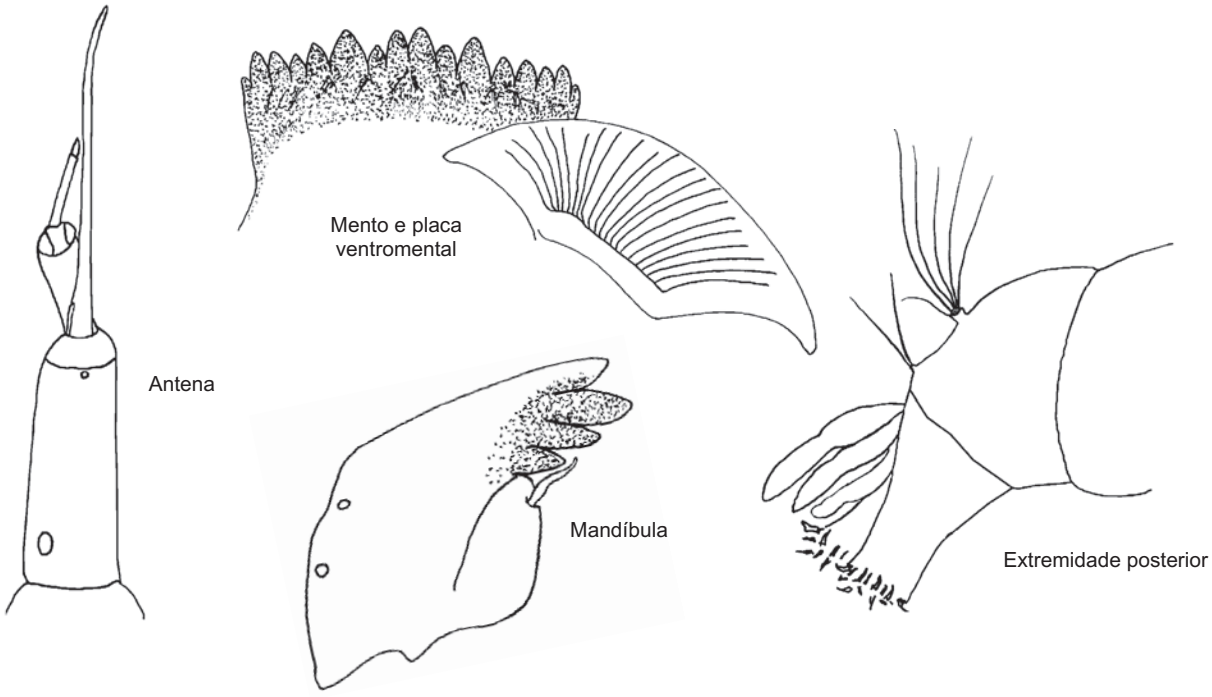



**Figura 117.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Polypedilum (Tripodura)* sp.4.

## *Pseudochironomus* Malloch, 1915



### Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio. Antena com 5 segmentos; segmento basal aproximadamente do mesmo tamanho que flagelo antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal. Mandíbula com dente apical claro e 3 dentes internos castanhos; seta subdental não ultrapassando dentes internos. Mento com 13 dentes; mediano pode ser parcialmente suturado; 2º dente lateral mais curto que 1º e 3º. Placas ventromentais longas e retas, se tocando na linha mediana (Figura 118). Pseudópodos posteriores curtos; túbulos anais longos e voltados para trás.

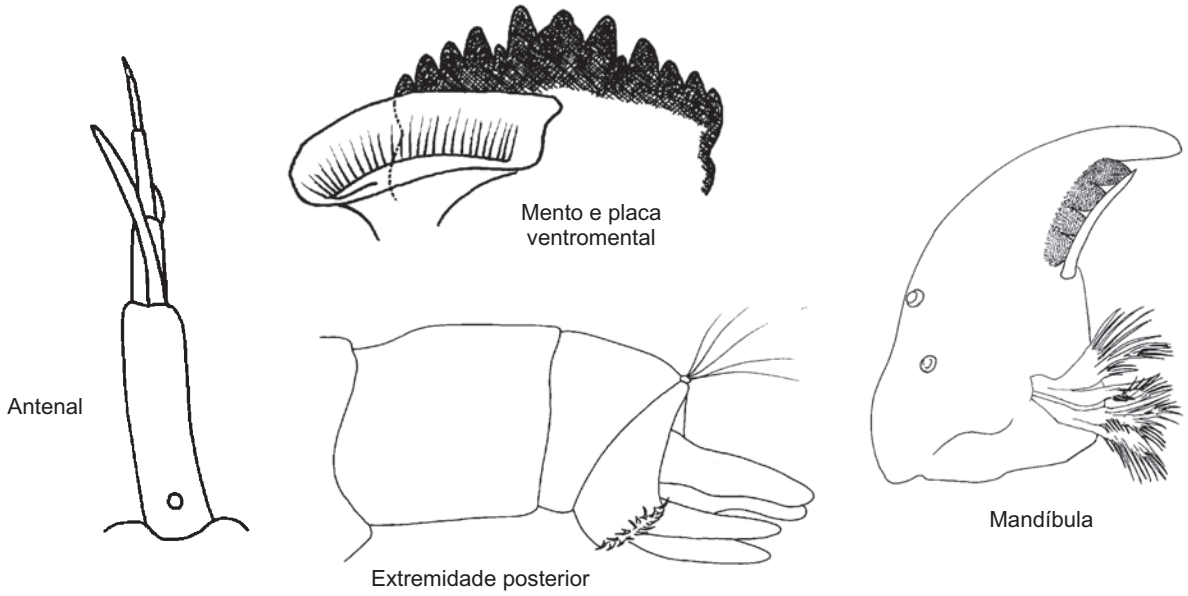
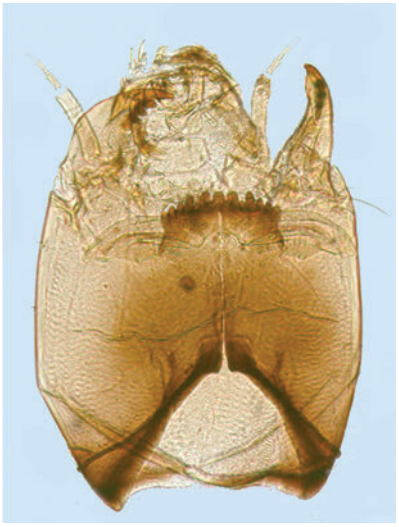



**Figura 118.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Pseudochironomus* Malloch, 1915.

# *Riethia* Kieffer 1917



## Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho moderado. Antena 5-segmentada, segmento basal maior que flagelo antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal; órgão de Lauterborn no ápice de a2. Pente epifaríngeo dividido em 3 placas simples. Apótoma frontal separado do clípeo. Mandíbula com dente apical pálido e 3 dentes internos castanhos; seta subdental longa. Mento com dente mediano e 6 pares laterais castanhos; 2º dente lateral mais curto que 1º e 3º. Placas ventromentais longas fracamente encurvadas e se tocando na linha mediana. Procercos longos. Túbulos anais largos e voltados para trás (Figura 119).

As larvas de *Riethia truncatucaudata* (Edwards, 1931), espécie apresentada neste manual, vivem em sistemas lóticos e lênticos, em hábitats caracterizados por grande quantidade de detrito orgânico. As larvas de outra espécie recentemente descrita para a região Amazônica *Riethia manauara* Silva *et al.*, 2011 se diferenciam por apresentar antena com 6 segmentos e órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 e de a3.

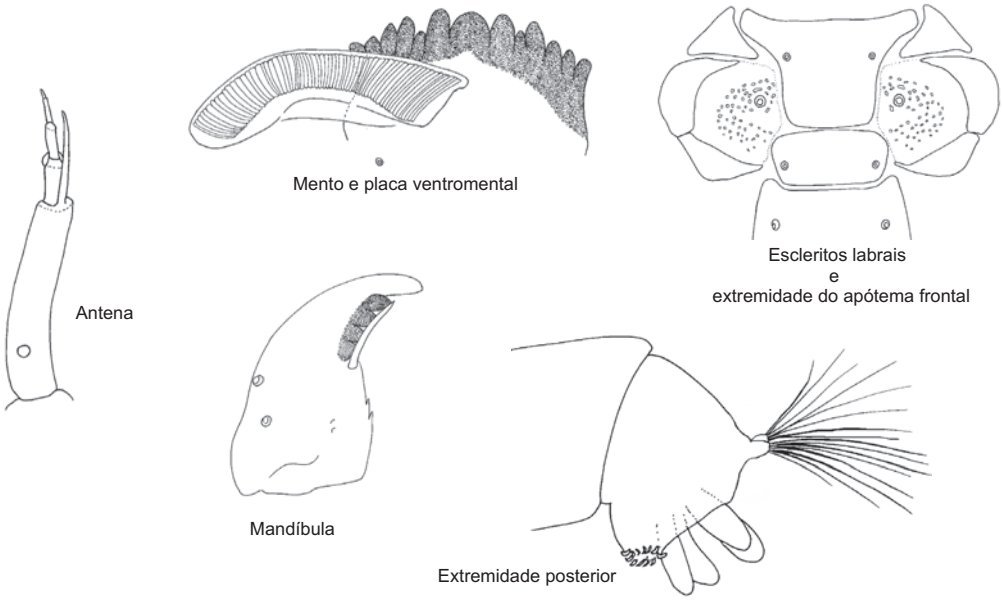



**Figura 119.** Estrutura da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Riethia*.

## *Rheotanytarsus* Thienemann & Bause, 1913



### Diagnose e Comentários

Larvas pequenas com antena montada em proeminente tubérculo; órgãos de Lauterborn pequenos no ápice de curtos pedicelos, em geral não ultrapassando o 3º segmento antenal. Mento com 11 dentes (mediano em geral trífido). Placas ventromentais ligeiramente recurvadas, se tocando na linha mediana. Prémandíbulas com 2 dentes apicais (Figura 120).

As larvas de *Rheotanytarsus* são características de sistemas lóticos (reobiontes), vivendo associadas a substratos diversos (rochas, troncos, macrófitas) onde constroem característicos casulos com projeções para obtenção de alimento particulado (são filtradoras).

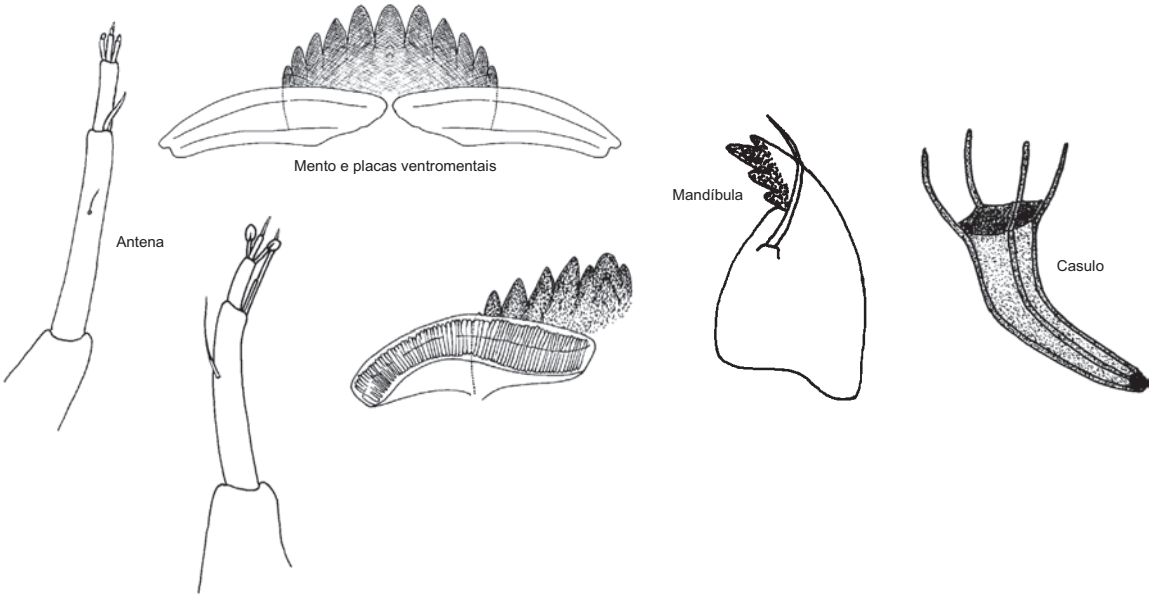
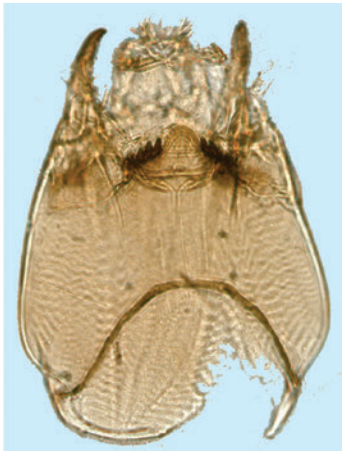



**Figura 120.** Estruturas da cápsula cefálica e do casulo da larva de *Rheotanytarsus* Thienemann & Bause, 1913.

# *Saetheria* Jackson, 1977



## Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio, de coloração avermelhada. Mento com um largo dente mediano claro, dentes laterais, em geral, mais escuros. Placas ventromentais com forte estriação. Antena 6-segmentada, com lâmina antenal saindo a 1/2 ou 1/3 de a2; segmento basal tão longo ou mais curto que flagelo antenal. Pente epifaríngeo simples, em forma de escama, distalmente trífido. Premandíbula com 2 a 3 largos dentes apicais (Figuras 121, 122).

As larvas de *Saetheria* se assemelham a *Harnischia*, *Paracladopelma* e *Pelomus* e habitam os mesmos tipos de sedimentos arenosos de represas e rios.

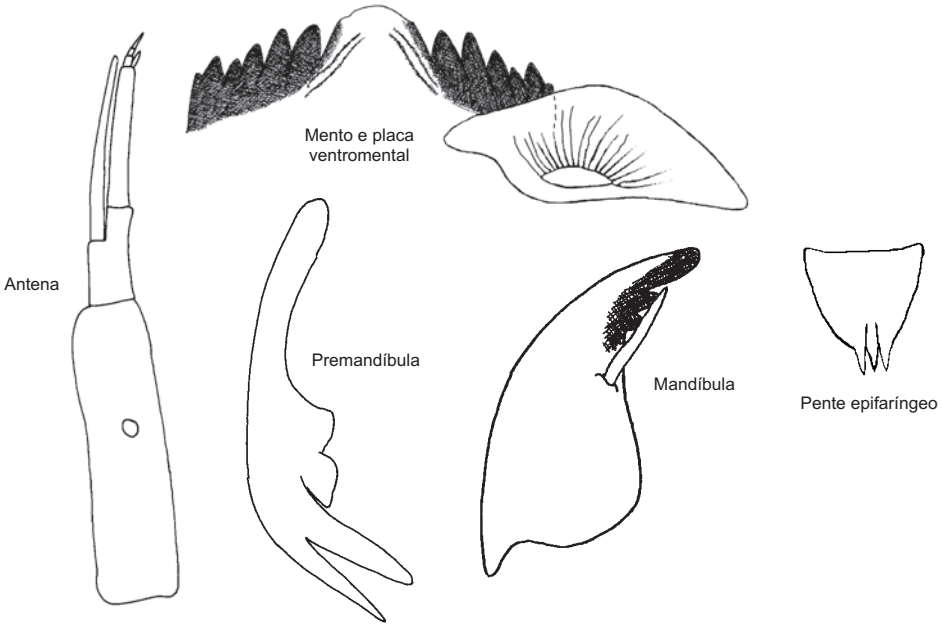



**Figura 121.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Saetheria* (?) sp.1.

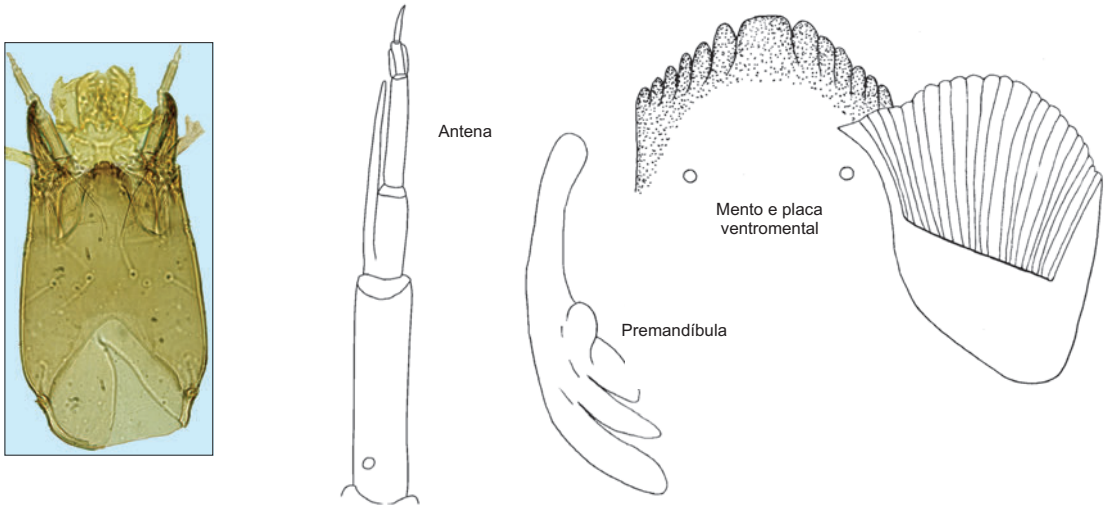



**Figura 122.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Saetheria* (?) sp.2.

## *Stempellina* Thienemann & Bause, 1913



### Diagnose e Comentários

Larva pequena com tubérculo antenal dotado de processo palmado e antena com largos órgãos de Lauterborn inseridos em curtos pedicelos não ultrapassando 3º segmento antenal. As larvas constroem casulos de grãos de areia transportáveis (Figura 123).

As larvas de *Stempellina* são parecidas com *Constempellina* e *Stempellinella*. As 3 compartilham a característica diferencial dos demais Tanytarsini, que é a presença das placas ventromentais dispostas separadamente da linha mediana. Podem ser diferenciadas pelo formato da antena, tubérculo antenal e disposição dos órgãos de Lauterborn. As larvas ocorrem em pequenos córregos com leitos arenosos.

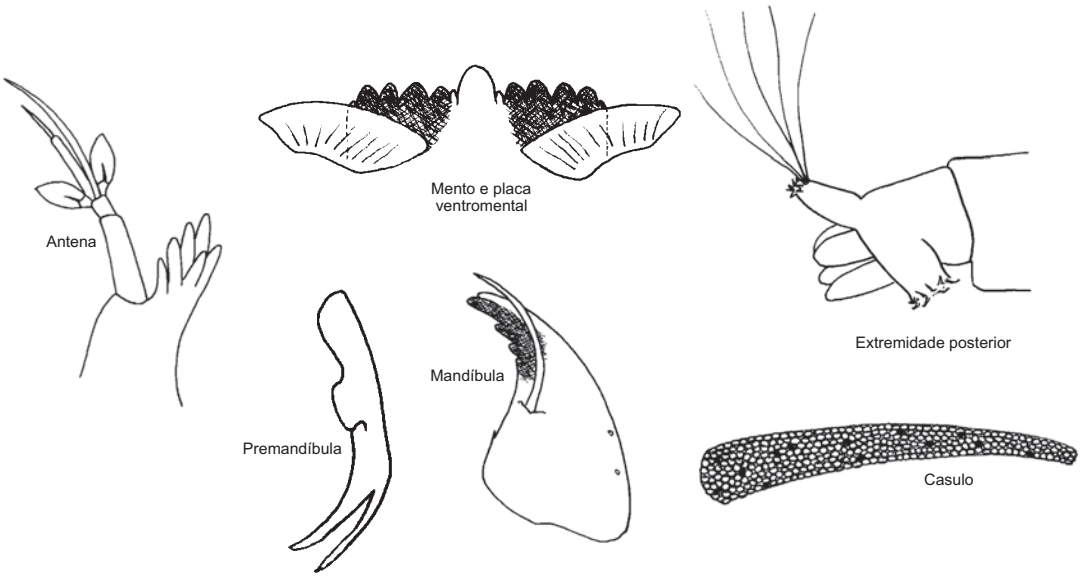



**Figura 123.** Estruturas da cápsula cefálica, do corpo e do casulo da larva de *Stempellina.*

# *Stempellinella* Brundin, 1947



## Diagnose e Comentários

Larva pequena com tubérculo antenal dotado de proeminente esporão e antena com largos órgãos de Lauterborn inseridos alternadamente na metade e no ápice do segundo segmento antenal. As larvas constroem casulos de grãos de areia transportáveis (Figura 124).

As larvas de *Stempellinella* são parecidas com *Constempellina* e *Stempellina*. As 3 compartilham a característica diferencial dos demais Tanytarsini, que é a presença das placas ventromentais dispostas separadamente da linha mediana. Podem ser diferenciadas pelo formato da antena, tubérculo antenal e disposição dos órgãos de Lauterborn. As larvas ocorrem em pequenos córregos com leitos arenosos.

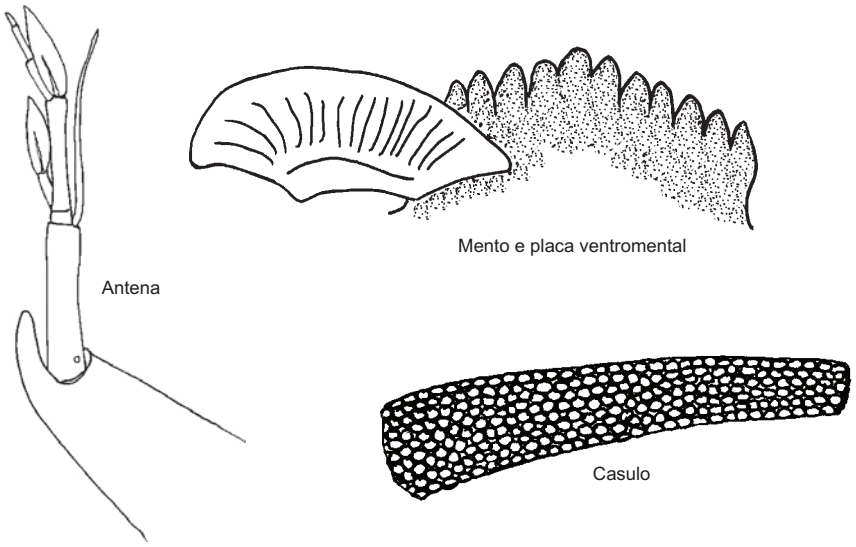
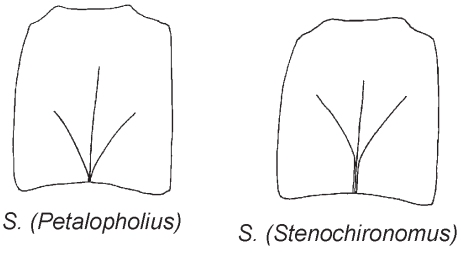



**Figura 124.** Estruturas da cápsula cefálica e do casulo da larva de *Stempellinella* Brundin, 1947.

# *Stenochironomus* Kieffer, 1919






## Diagnose e Comentários

Larva com a cabeça achatada dorsoventralmente e com 1$^{os}$ segmentos do corpo achatados e mais largos que demais segmentos. Pseudópodos posteriores curtos e providos de fortes garras; túbulos anais longos. Mento côncavo com 10 dentes fortemente esclerosados. Placas ventromentais com estriação pouco nítida. Mandíbula com fortes dentes (internos mais longos que apical).

Larvas minadoras de madeira e folhas submersas e de macrófitas aquáticas. As larvas dos dois subgêneros, *Stenochironomus* (*Stenochironomus*) minadoras de madeira e *Stenochironomus* (*Petalopholius*) minadora de macrófitas, podem ser diferenciadas pelas suturas dorsais da cápsula cefálica. Recentemente, espécies desse gênero foram descritas da Amazônia (Dantas *et al*. 2010; Reis *et al*. 2013).

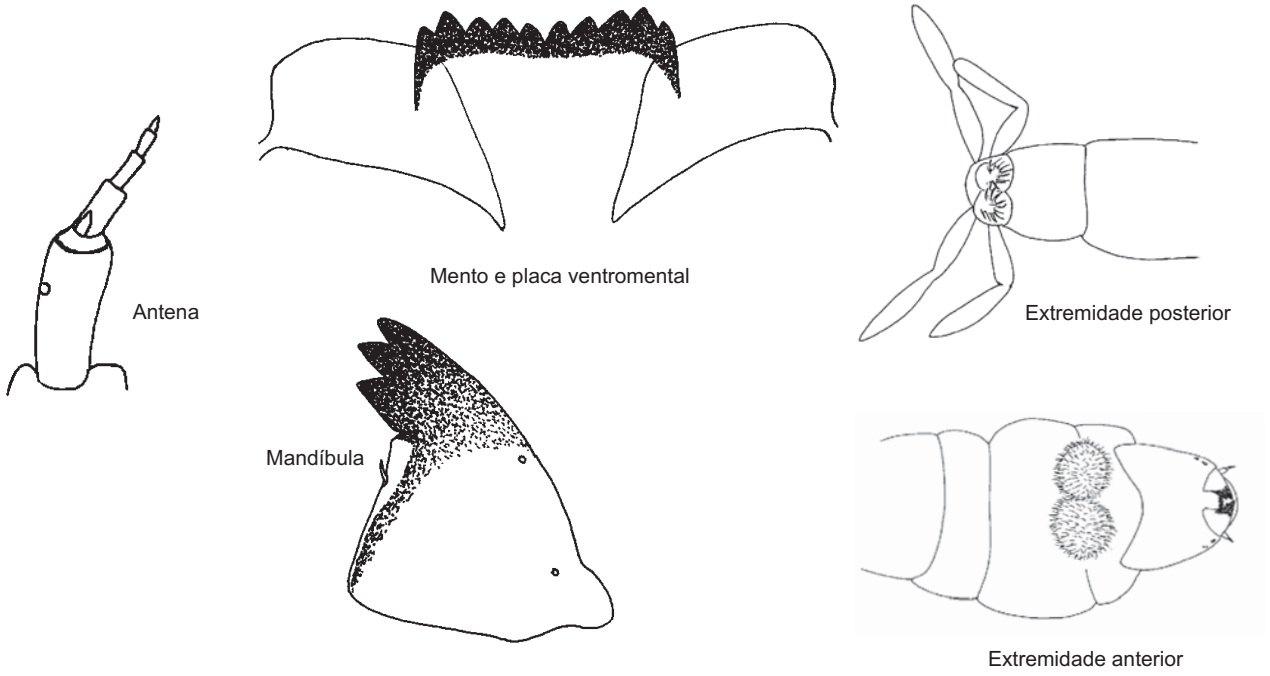
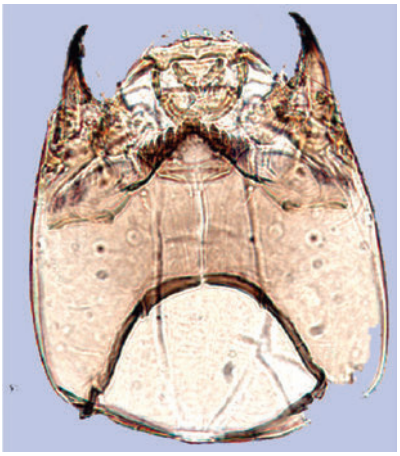



**Figura 125.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Stenochironomus*.

## *Stictochironomus* (?) Kieffer, 1919



### Diagnose e Comentários

Larva de porte médio de coloração avermelhada. Mento com todos os dentes escuros; 4 dentes medianos separados dos demais laterais e em posição mais avançada. Placas ventromentais separadas da linha mediana. Antena 6-segmentada; órgãos de Lauterborn alternados no ápice do 2º e 3º segmentos. Mandíbula com dentes escuros; dente dorsal mais longo que apical (Figura 126).

Larva pouco comum encontrada em sedimentos arenosos de pequenos córregos.

Obs. Na chave de Wiederholn (1983) este tipo de larva consta como Gênero B. Em Epler (2001) está como *Stictochironomus* do grupo *caffrarius*.

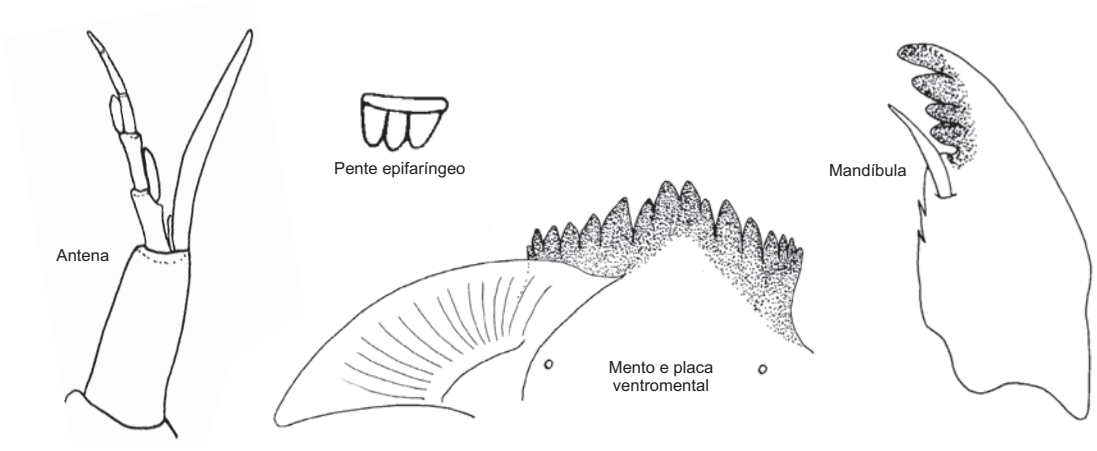



**Figura 126.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Stictochironomus* (?).

# *Tanytarsus* v.d. Wulp 1874



## Diagnose e Comentários

Larvas com antenas em geral longas, montadas em protuberantes tubérculos lisos ou dotados de esporões. Órgãos de Lauterborn montados em longos pedicelos (exceto *T. caipira*), às vezes pouco esclerosados ou providos de anelação (*e.g.*, *T. rhabdomantis*). Mento com 11 dentes; dente mediano em geral trífido e mais claro que laterais. Placas ventromentais longas e retas, se tocando na linha mediana. Premandíbula com 3 dentes apicais. Pente epifaríngeo com 3 placas denteadas (Figuras 127-135).

O gênero *Tanytarsus* é rico em espécies cujas larvas vivem, em geral, em sedimentos rasos de sistemas lênticos ou associadas a macrófitas aquáticas. O gênero é variado podendo apresentar muitos morfótipos. A identificação de muitas espécies só é possível através da associação com os machos adultos. São apresentadas a seguir as pranchas de algumas espécies comuns na região.

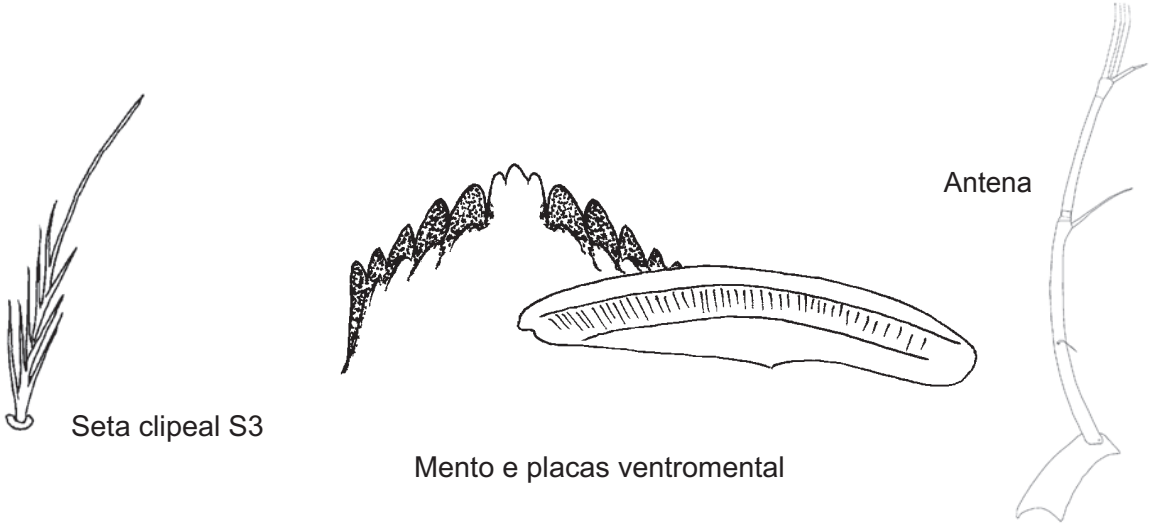



**Figura 127.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Tanytarsus alfredoi* Sanseverino & Trivinho-Strixino, 2010.

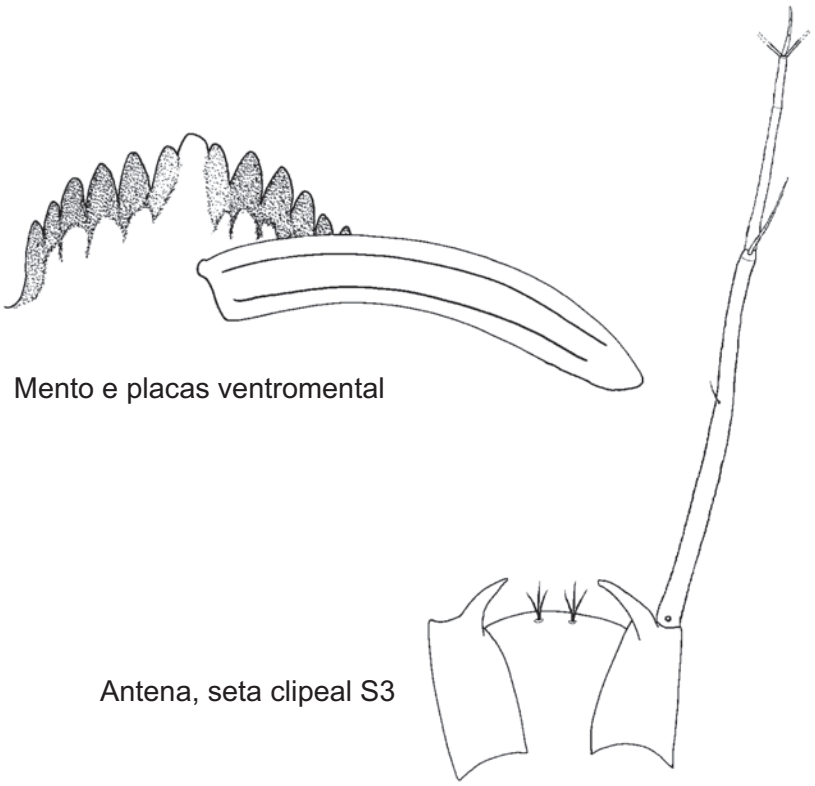



**Figura 128.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Tanytarsus fittkaui* Sanseverino & Trivinho-Strixino, 2010.

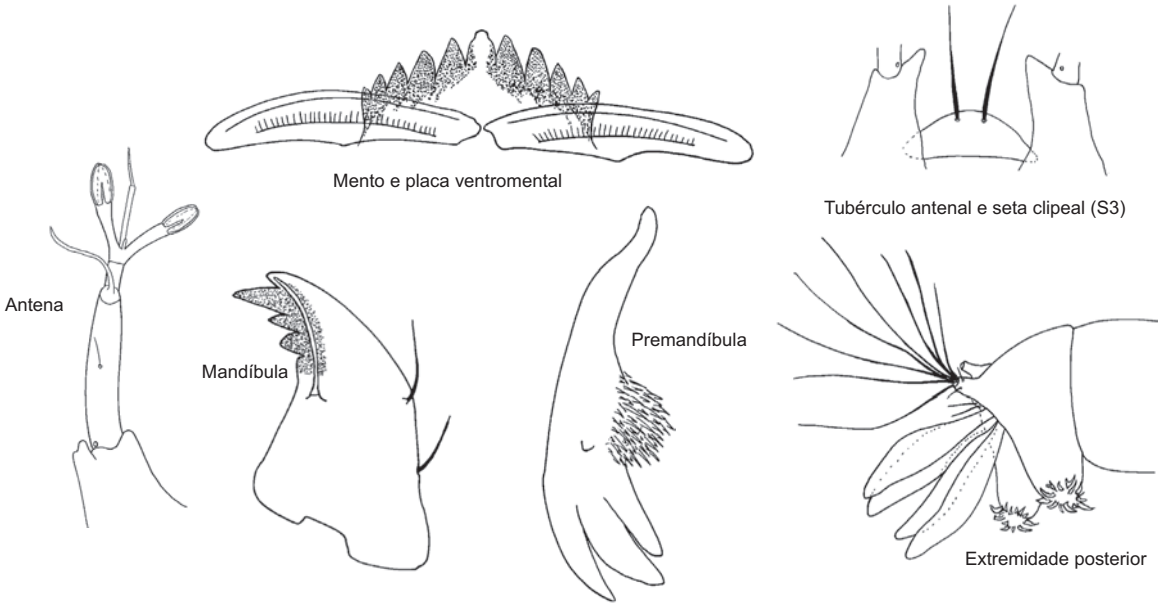



**Figura 129.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Tanytarsus caipira* Trivinho-Strixino & Strixino, 2007.

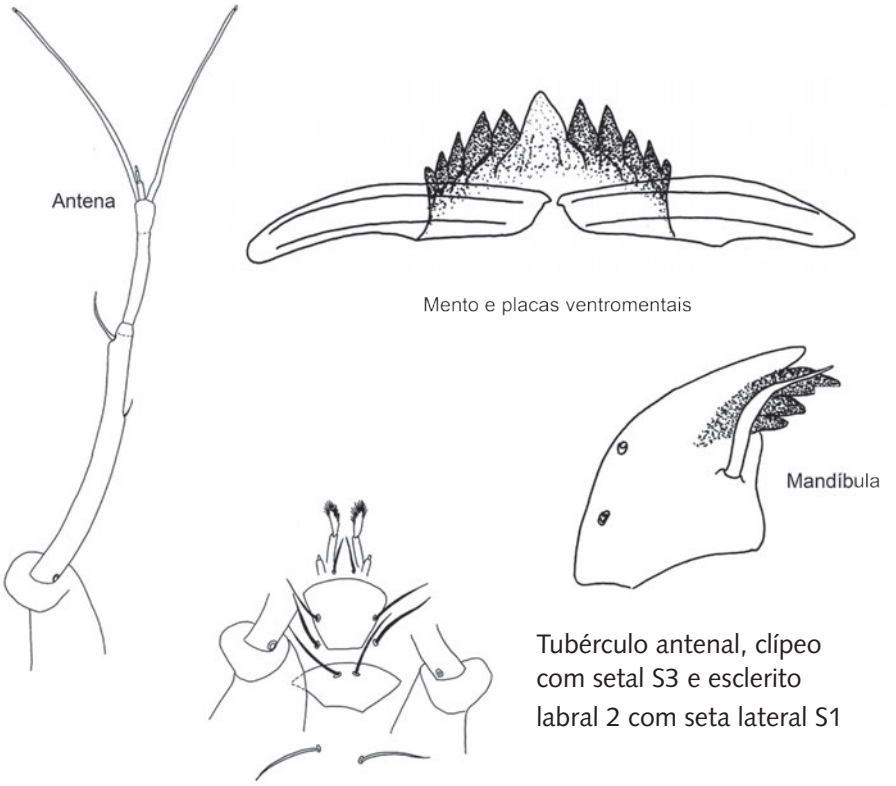



**Figura 130.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Tanytarsum giovannii* Sanseverino & Trivinho-Strixino, 2010.

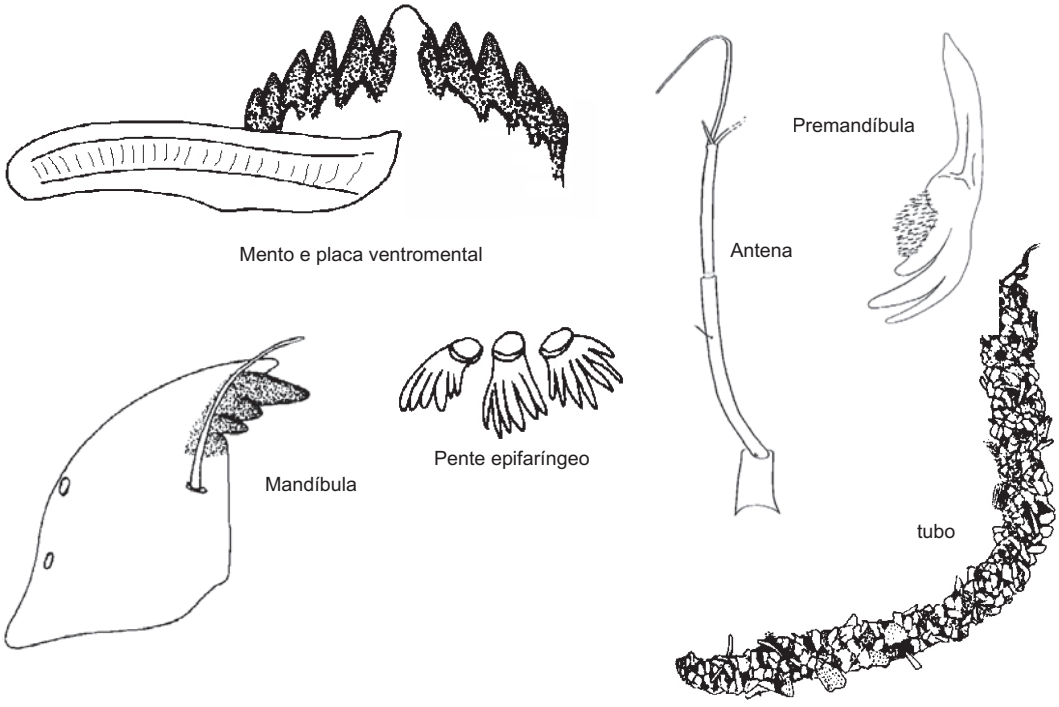



**Figura 131.** Estruturas da cápsula cefálica e do casulo da larva de *Tanytarsus impar* Trivinho-Strixino & Strixino, 2004.

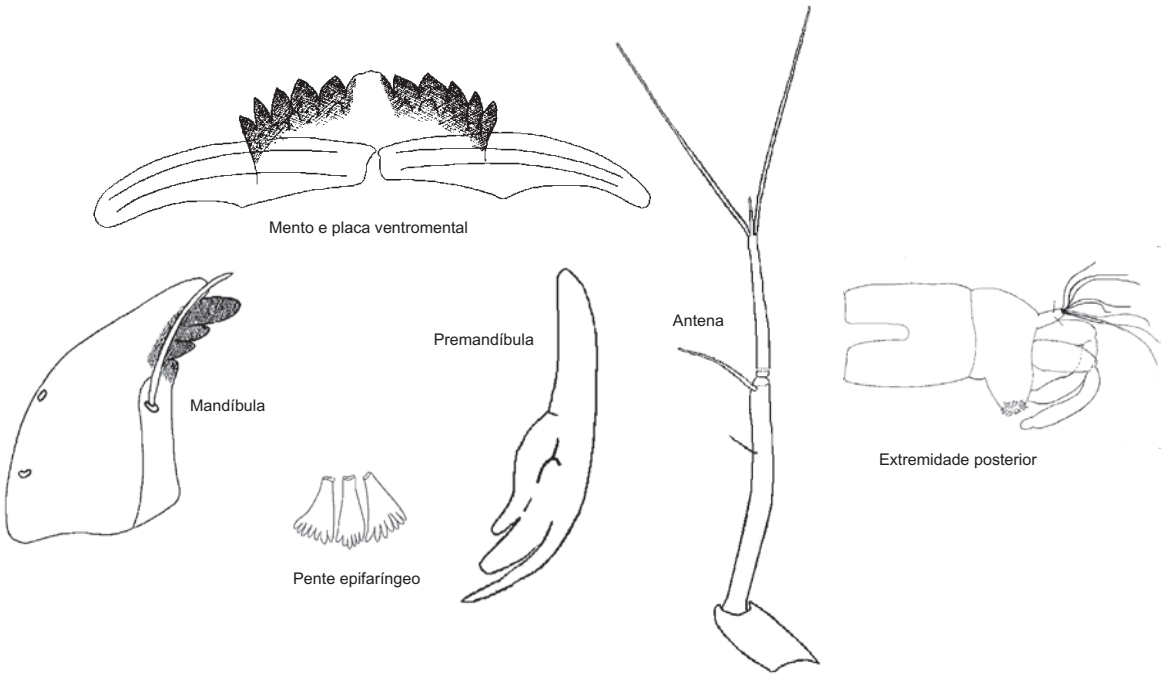



**Figura 132.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Tanytarsus magnus* Trivinho-Strixino & Strixino, 2004.

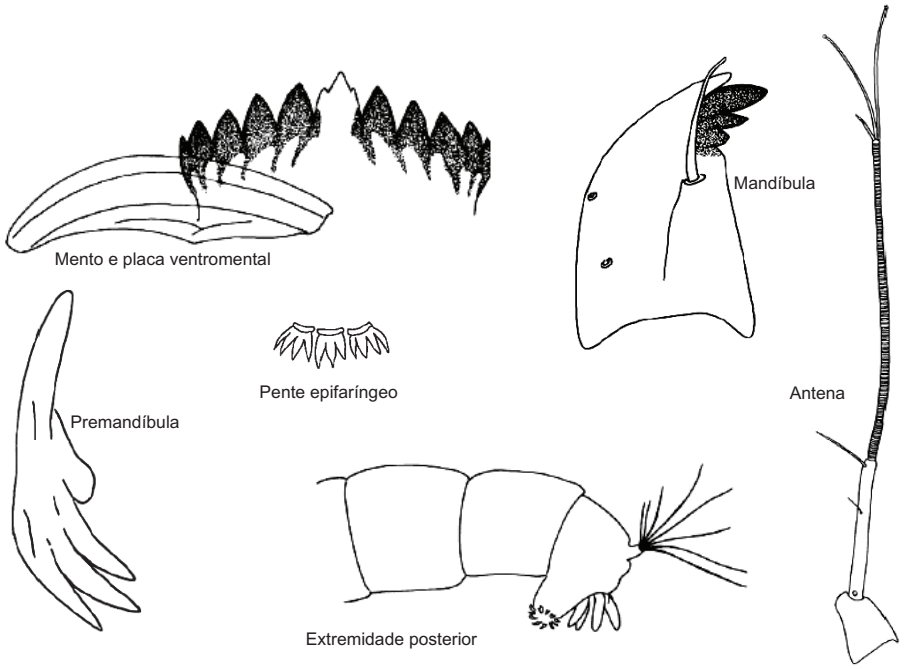



**Figura 133.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Tanytarsus obiriciae* Trivinho-Strixino & Sonoda, 2006.

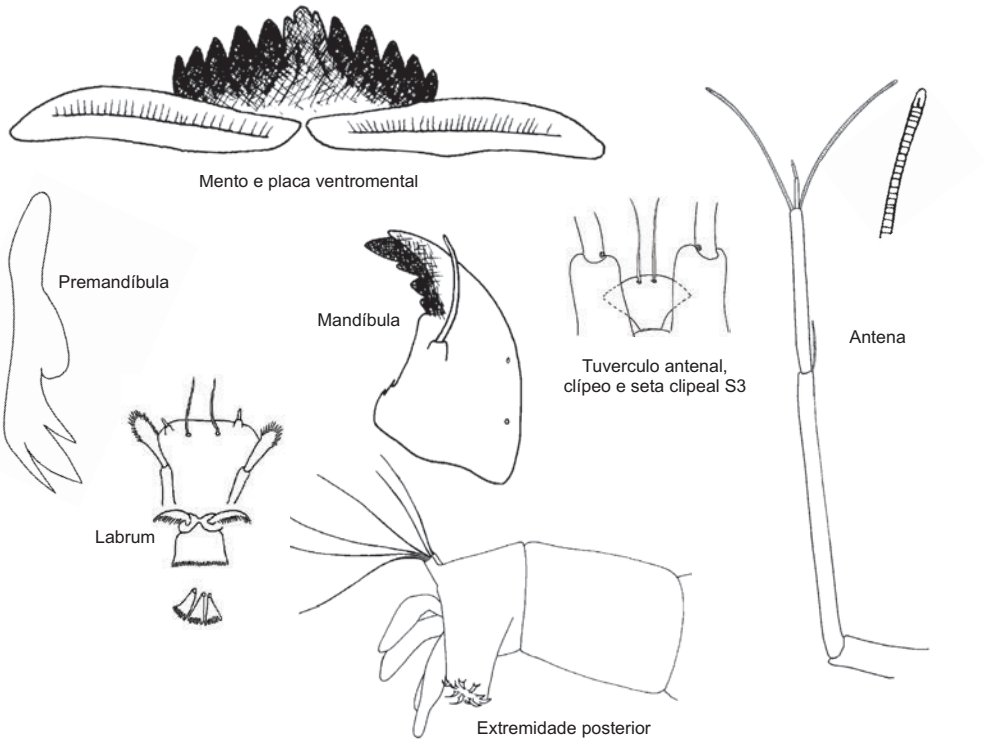



**Figura 134.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Tanytarsus rhabdomantis* (Trivinho-Strixino & Strixino, 1991).

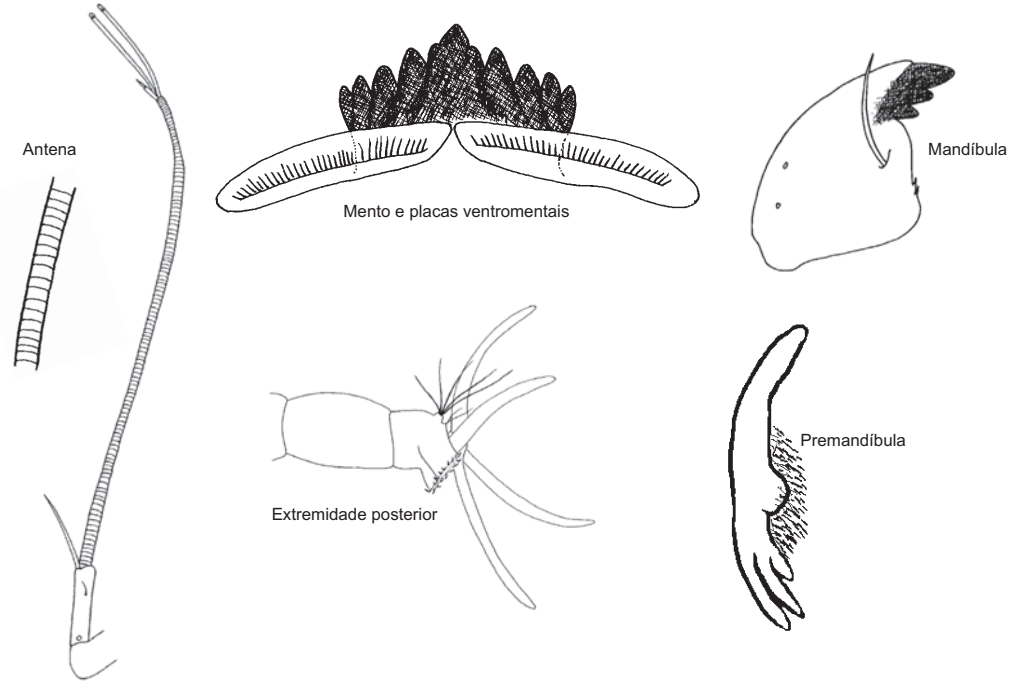



**Figura 135.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Tanytarsus* sp. A.

## *Xenochironomus* Kieffer, 1921



### Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio que vive no interior de esponjas de água doce. Antena 5-segmentada; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal. Mento com dente mediano trífido e 7 dentes laterais; 1º e 3º dentes laterais maiores que 2º lateral. Labro com característica estrutura em forma de escova, que se estende além da margem da cabeça (Figura 136).

No Brasil são conhecidas as larvas de quatro espécies de *Xenochironomus (*Roque e Trivinho-Strixino 2005; Fusari *et al*. 2013).

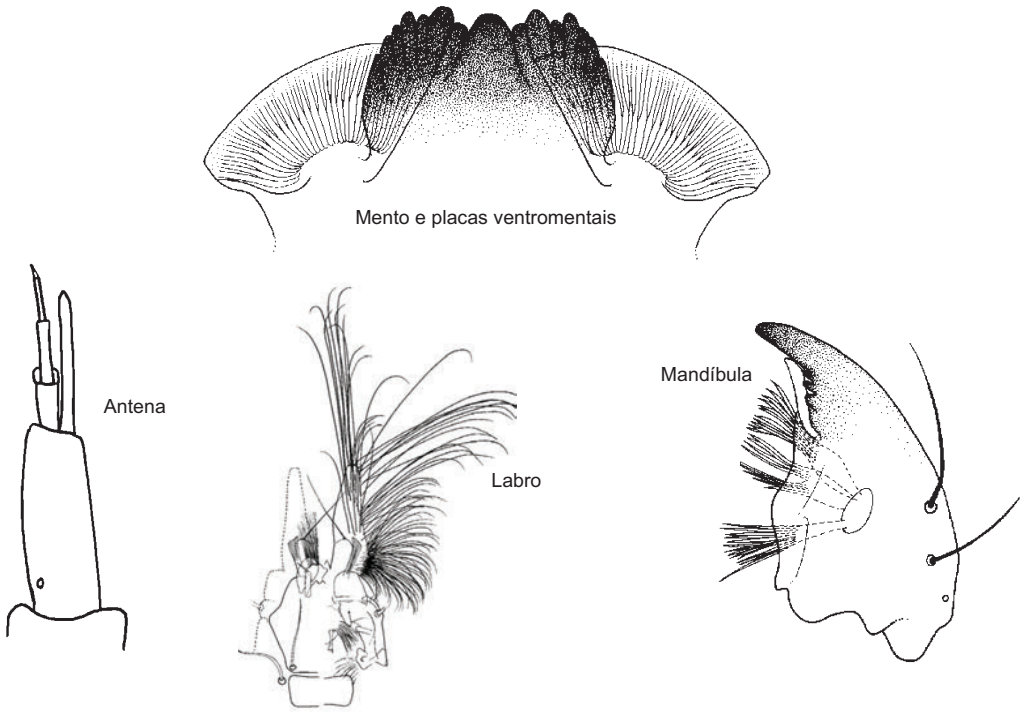



**Figura 136.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Xenochironomus ceciliae* Roque & Trivinho-Strixino, 2005.

# *Xestochironomus* Borkent, 1984



## Diagnose e Comentários

Larva com a cabeça achatada dorsoventralmente e com 1$^{os}$ segmentos do corpo achatados e mais largos que demais segmentos. Pseudópodos posteriores curtos e providos de fortes garras; túbulos anais longos. Mento côncavo com 8 dentes fortemente esclerosados. Placas ventromentais com estriação pouco nítida. Mandíbula com fortes dentes (internos mais longos que apical) (Figura 137).

As larvas de *Xestochironomus* são minadoras de madeira submersa e são muito parecidas com *Stenochironomus* se diferenciando pelo número de dentes do mento.

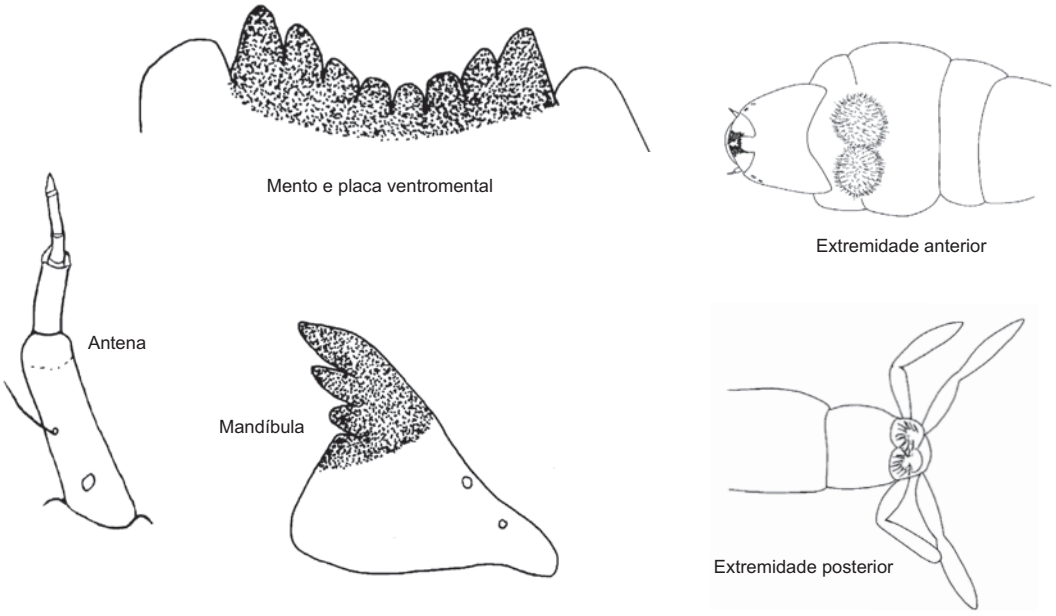



**Figura 137.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Xestochironomus.*

## *Zavreliella* Kieffer, 1920



### Diagnose e Comentários

Larva pequena construtora de tubo transportável com abertura circular. Mento com 13 dentes claros (mediano pode ser suturado). Placas ventromentais trapezoidais, com margens anteriores retas. Antena longa, 6-segmentada; órgãos de Lauterborn alternados no ápice de a2 de um lado e no ápice de a3 do outro; segmento basal menor que flagelo antenal. Abdômen com projeção dorsal no 8º segmento e 1 par de largos processos laterais no 7º segmento. Superfície ventral posterior da cabeça pode ser escura (Figura 138).

As larvas de *Zavreliella* carregam seus casulos quando em movimento e são encontradas em plantas e restos vegetais de pequenos córregos. Se diferenciam de *Lauterborniella* pelos processos no abdômen e pelo formato e abertura do casulo.

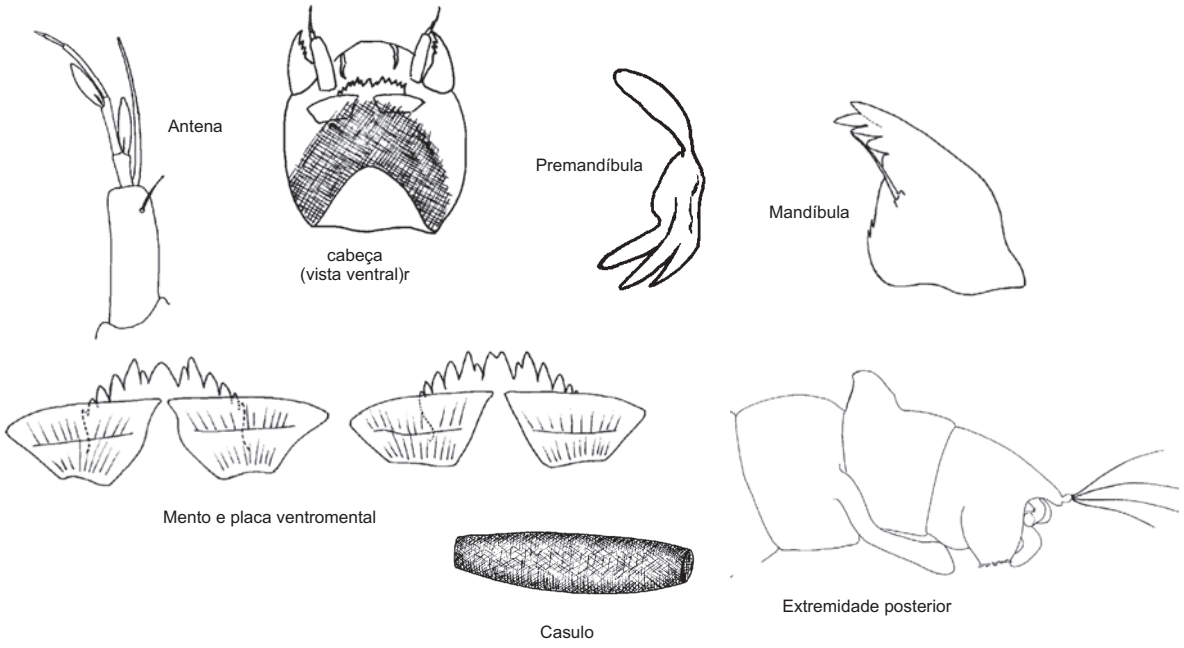



**Figura 138.** Estruturas da cápsula cefálica, do corpo e do casulo da larva de *Zavreliella.*

# Gênero X



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio de coloração avermelhada. Mento com 13 dentes escuros; dente mediano mais largo que laterais e formando, juntamente com 1os laterais, um conjunto mais escuro e mais avançado, aparentemente dividindo o mento em 3 partes. Placas ventromentais bem separadas da linha mediana. Mandíbula com dente dorsal, apical e dois internos escuros. Antena 5-segmentada; órgãos de Lauterborn alongados no ápice de a2; lâmina antenal mais longa que flagelo antenal (Figura 139).

As larvas de gênero desconhecido habitam sedimentos lodoso-arenosos rasos de reservatórios.

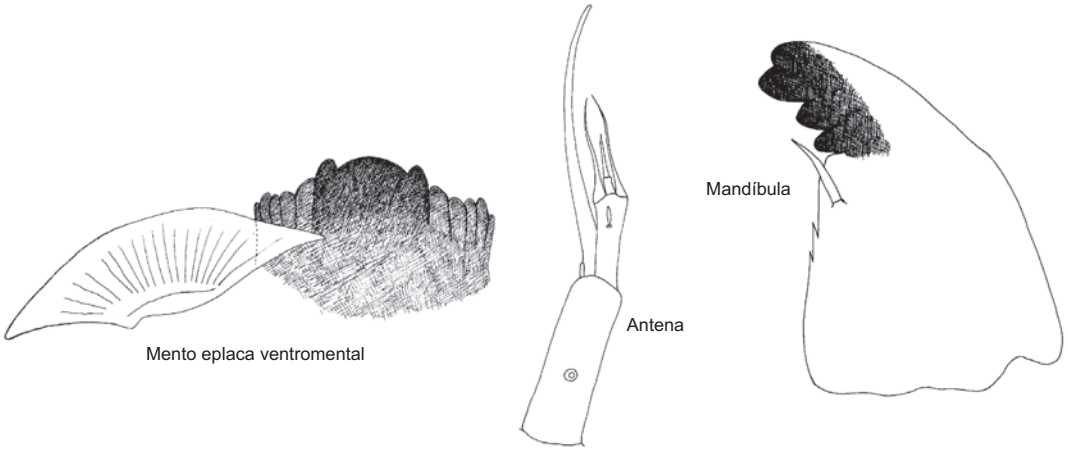



**Figura 139.** Estruturas da cápsula cefálica da larva do Gênero X.

# Subfamília Orthocladiinae

## Edwards, 1929

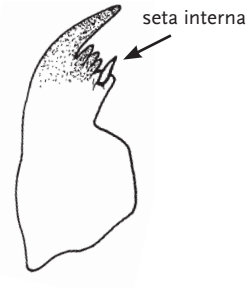


As larvas de Orthocladiinae são, em geral, pequenas ou de tamanho médio, com coloração que pode ser esverdeada, esbranquiçada, castanha e, às vezes, violeta. O tamanho varia de poucos milímetros, como algumas larvas de Corynoneurini, a não mais que 10-12 mm, como algumas espécies de *Cardiocladius* e *Cricotopus*. As larvas podem ser raspadoras, fragmentadoras ou coletoras; algumas podem também ser predadoras ou minadoras. A subfamília é uma das mais diversas da família e suas larvas podem explorar os mais diferentes biótopos dos sistemas lóticos e lênticos; algumas são terrestres.

A cápsula cefálica é, quase sempre, bem desenvolvida e dorsalmente apresenta ao lado do apótema frontal ou frontoclipeal um par de ocelos dispostos paralelamente ao eixo do corpo. As antenas são muito variadas podendo ter 4 a 7 segmentos; às vezes podem ser bem reduzidas; os órgãos de Lauterborn podem estar presentes ou ausentes. O mento é bem desenvolvido, formado por uma placa geralmente provida de numerosos dentes (dorsomento) e as placas ventromentais, que podem ser vestigiais ou largas, não são estriadas. As mandíbulas são em geral fortes, apresentando 1 dente apical e 2-6 dentes internos. Premandíbula usualmente presente, com 1 ou mais dentes, com ou sem escova de pelos. O tórax apresenta poucos pelos e pouco se diferencia dos demais segmentos do corpo, exceto pelo seu alargamento na fase de pré-pupa. Os pseudópodos em geral bem desenvolvidos; os posteriores podem ser fundidos, reduzidos ou ausentes. Apresentam 1 par de longos procercos posteriores dotados de numerosas setas, localizados no último segmento abdominal; às vezes eles podem ser reduzidos ou ausentes. Os túbulos anais em geral estão presentes, mas podem ser reduzidos ou ausentes.

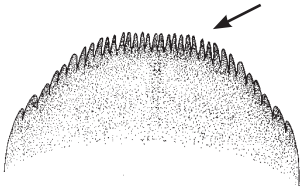
## Chave para identificar larvas de alguns gêneros e morfótipos de Orthocladiinae

1. Larvas pequenas, usualmente com menos de 4 mm; procercos e pseudópodos posteriores distintos; segmentos antenais igualmente esclerosados, com segmento terminal curto; antenas tão longas quanto pelo menos ½X do comprimento da cabeça, ou se menor, então cabeça alongada, pelos menos, 1,5X tão longa quanto larga, exceto *Ichthyocladius*.....Grupo *Corynoneura*...2



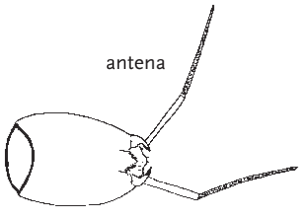

1'. Com outra combinação de caracteres.....6

2. Mento com numerosos dentes escuros (20-30); mandíbula sem seta interna; larvas foréticas em peixes cascudos ..... *Ichthyocladius*

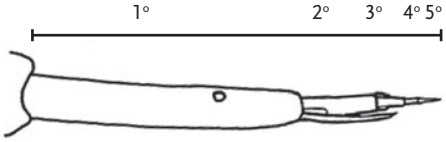


2'. Mento não como acima; seta interna da mandíbula usualmente presente.....3

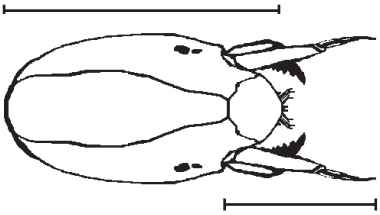
3. Antena com 4 segmentos, em geral mais longa que a cabeça.....*Corynoneura*



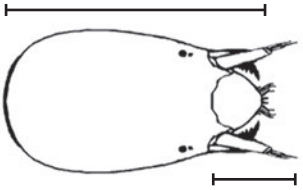

3'. Antena com 5 segmentos, mais curta que a cabeça.....4



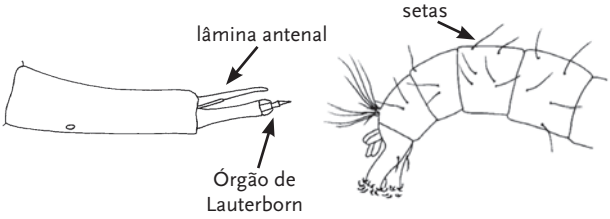

4. Antena aproximadamente 1/2 do comprimento da cabeça.....*Thienemanniella*



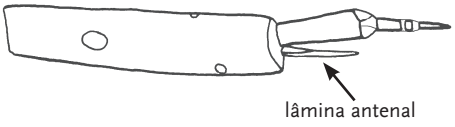
4'. Antena aproximadamente 1/3 do comprimento da cabeça.....5



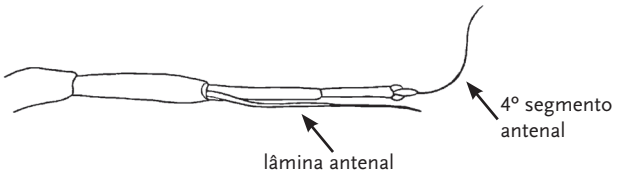
5. Órgão de Lauterborn bem desenvolvido, geralmente alcançando o 3º segmento; lâmina antenal não ultrapassando a3; abdômen com numerosos pelos fortes, escuros e longos.....*Onconeura*




5'. Órgão de Lauterborn usualmente reduzido; lâmina antenal não ultrapassando a2; setas abdominais, se presentes, menos abundantes e curtas.....*Ubatubaneura*

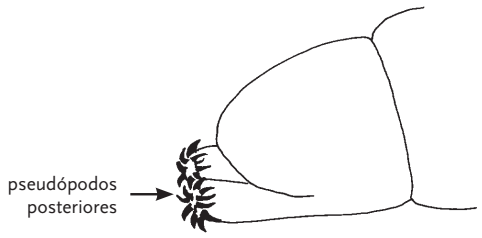



6. Antena com 4 segmentos, segmento terminal longo, com forma de chicote.....*Lopescladius*

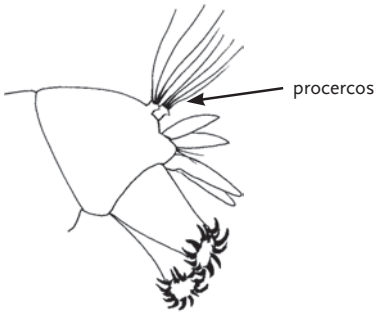



6'. Antena não como acima.....**7**

7. Procercos ausentes.....8



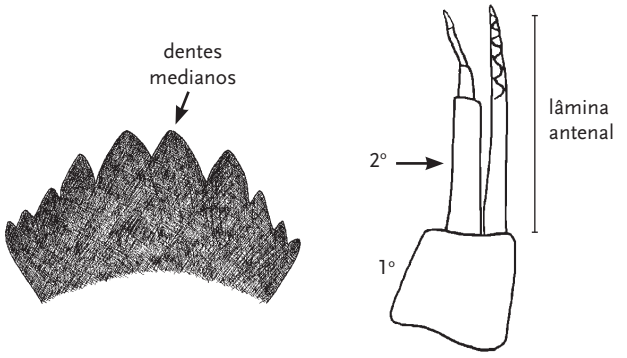

7'. Procercos presentes.....10



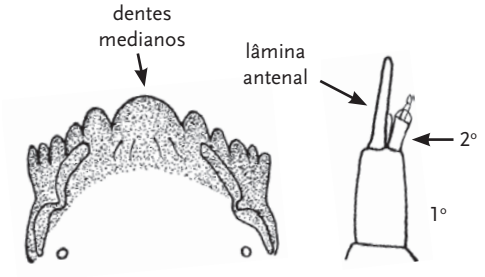

8. Gênero exclusivamente marinho.....*Clunio*

8'. Gêneros não marinhos.....9

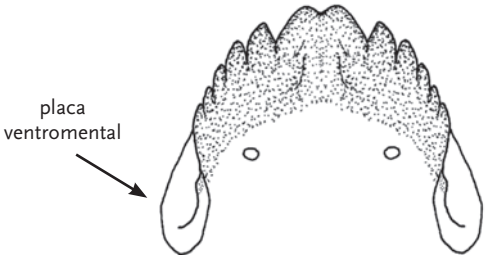
9. Mento com 2 largos dentes medianos; 2º segmento antenal 2x mais longo que 1º, lâmina antenal não ultrapassando flagelo antenal.....*Gymnometriocnemus*




9'. Mento com 1 largo dente mediano; 1º segmento antenal 2,5 x mais longo que 2º; lâmina antenal ultrapassando flagelo antenal.....*Antillocladius*

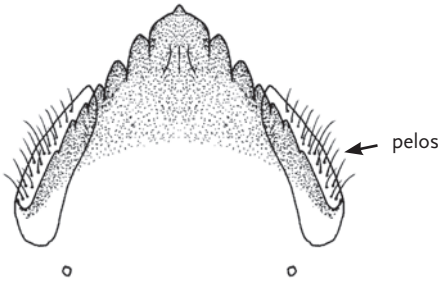



10. Placa ventromental bem desenvolvida se estendendo além da margem lateral do mento.....11



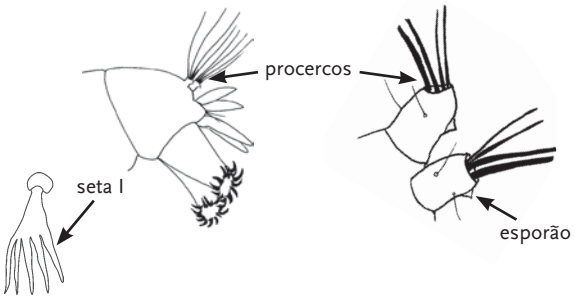

10'. Placa ventromental não se estendendo além da margem lateral do mento.....17

11. Com grupo de pelos junto ou abaixo das placas ventromentais .....12




11'. Sem pelos junto ou abaixo das placas ventromentais.....14

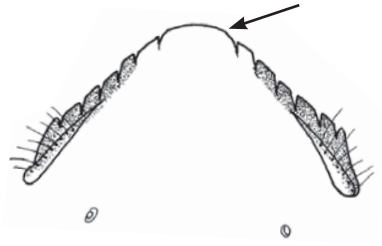
12. Seta I palmada ou plumosa; procerco com pequeno esporão quitinoso.....*Psectrocladius*



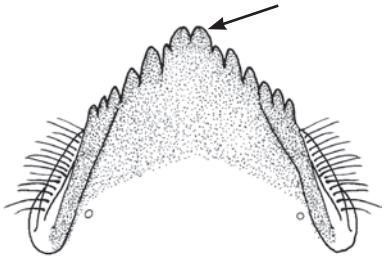

12'. Seta I bífida; procerco com ou sem pequeno esporão quitinoso.....13



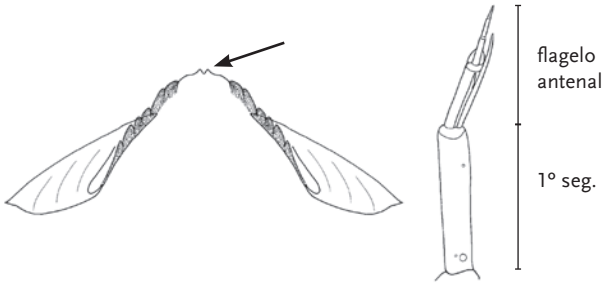
13. Mento com um largo dente mediano claro; placas ventromentais, em geral, pouco visíveis; procerco sem esporão.....*Paracladius*



13'. Mento com 2 dentes medianos; procerco com esporão.....*Rheocricotopus*

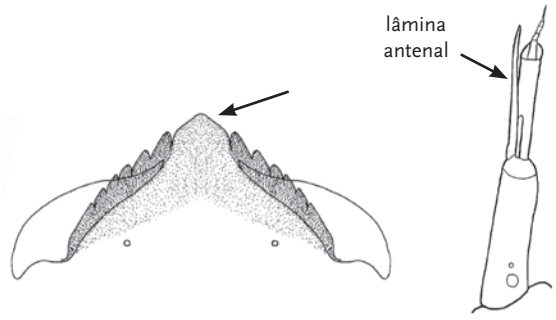


14. Mento com dente mediano largo e parcialmente duplo; dentes laterais numerosos e pouco distintos; segmento basal da antena tão longo quanto flagelo antenal.....*Nanocladius*



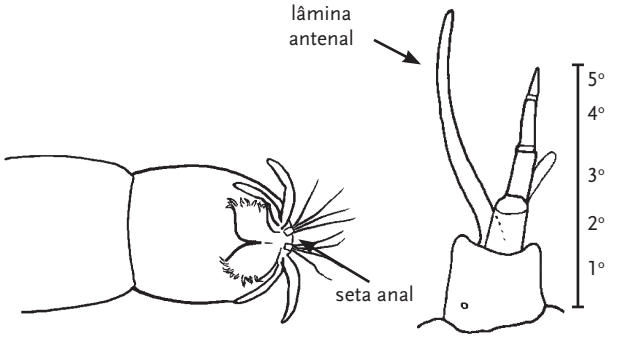

14'. Mento não como acima.....15

15. Mento com 1 dente mediano mais claro que laterais; antena com 6 segmentos; segmento basal ligeiramente menor que flagelo antenal; lâmina antenal menor que flagelo antenal.....*Parakiefferiella*

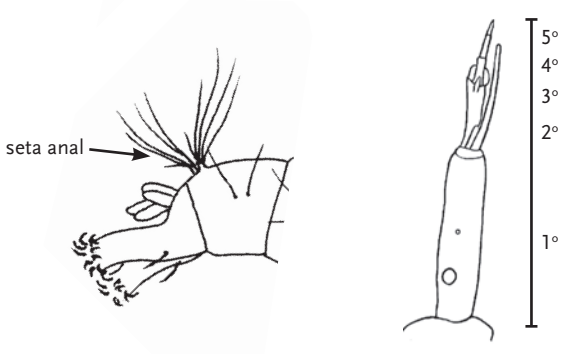



15'. Mento com 1 ou dois dentes medianos todos unicoloridos (castanhos escuros).....16

16. Segmento preanal se estendendo sobre o segmento anal, de tal forma que as setas anais ficam direcionadas para trás; antena 5-segmentada; segmento basal a1 menor que flagelo antenal; lâmina antenal mais longa que o flagelo....*Paraphaenocladius*



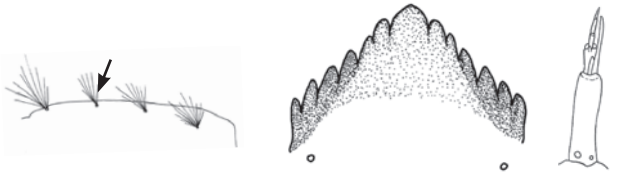

16'. Segmento preanal não como acima; antena 5-segmentada, a1 maior que flagelo antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal.....*Parametriocnemus*



17. Abdômen com longos pelos.....18

17'. Abdômen sem longos pelos.....19

18. Abdômen com tufos de pelos nos segmentos abdominais; mento com dentes medianos em posição bem mais avançada em relação aos laterais; lâmina antenal ultrapassando 4º segmento antenal .....*Cricotopus***(?)**



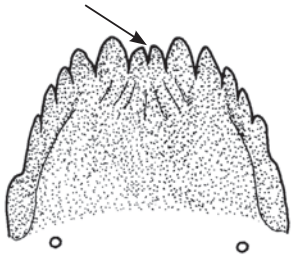
18'. Abdômen com pelos simples dispersos; mento com dentes medianos em posição não tão avançada; lâmina antenal não ultrapassando 3º segmento antenal ..... Orthocladiinae A



19. Mento com número par de dentes, ou com dente mediano parcialmente suturado ..... 20

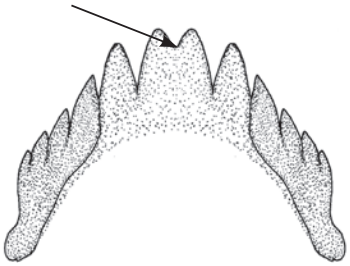
19'. Mento com número ímpar de dentes ..... 22

20. Dentes medianos menores que 1$^{os}$ laterais ..... *Metriocnemus*

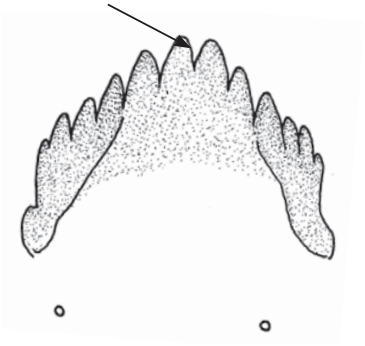


20'. Dentes medianos maiores que 1$^{os}$ laterais ..... 21

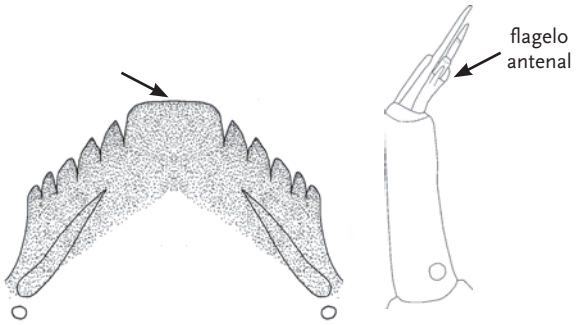
21. Dentes medianos parcialmente suturados ..... .....*Thienemannia (?)*



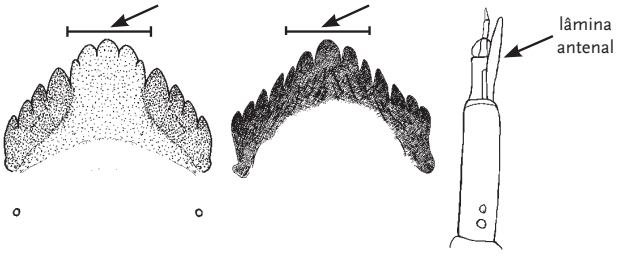
21'. Dentes medianos totalmente suturados ..... ..... *Limnophyes* **(***?)*



22. Mento com 1 largo dente mediano; lâmina antenal mais longa ou igual ao flagelo antenal .... ..... *Cardiocladius*




22'. Mento com os 5 dentes centrais mais claros que laterais, ou formando um conjunto distinto dos demais laterais; lâmina antenal mais curta que flagelo antenal ..... *Cricotopus***,** *Orthocladius*



# Orthocladiinae ocorrentes no Brasil

## *Antillocladius* Saether, 1981



### Diagnose e Comentários

Larva pequena. Antena curta, com 5 segmentos, segmento basal 2 vezes mais longo que flagelo antenal; lâmina antenal mais longa que flagelo. Labro com SI palmada. Mento castanho com 1 largo dente mediano e 5 dentes laterais. Pseudópodos posteriores bem desenvolvidos, túbulos anais e procercos ausentes (Figura 140).

As larvas deste gênero foram coletadas em córregos, junto a substrato pedregoso.

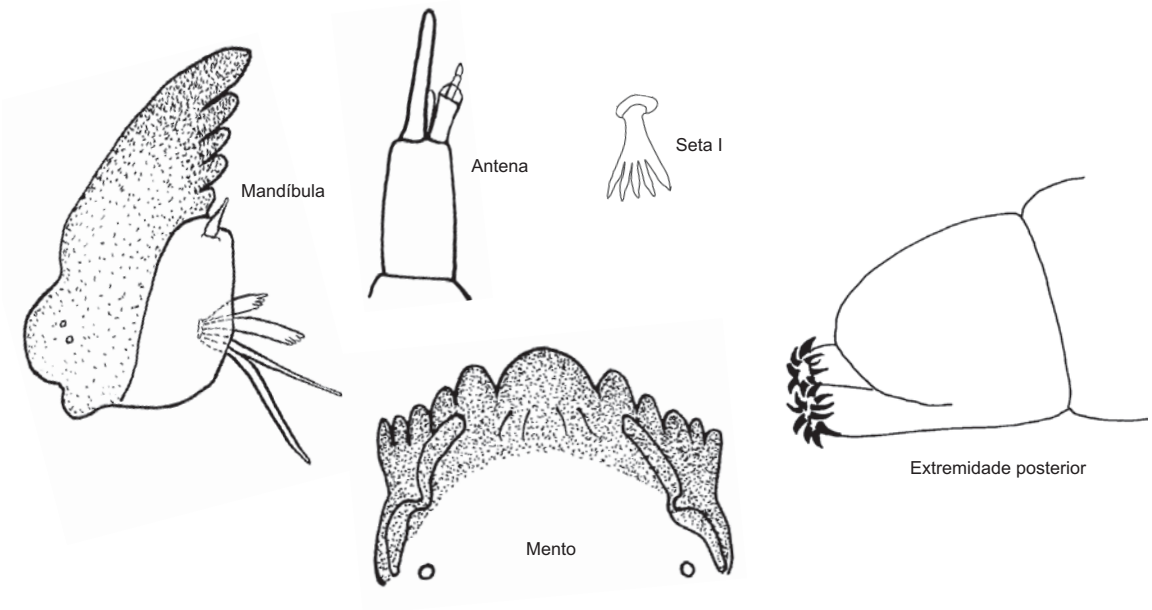



**Figura 140.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Antillocladius* (?).

## *Cardiocladius* Kieffer, 1912



### Diagnose e Comentários

Larvas de tamanho médio, facilmente distinguíveis pela cabeça e peças bucais muito escuras. Antena 5-segmentada, segmento basal aproximadamente 2 x mais longo que flagelo antenal. Mandíbula e mento escuros. Mento com largo dente mediano e 5 pares laterais menores. Garras dos pseudópodos anteriores e posteriores fortes e escuras (Figura 141).

As larvas de *Cardiocladius* são comuns em substrato rochosos de águas rápidas e são frequentente associadas com larvas de Simuliidae que compartilham os mesmos tipos de biótopos. A coloração escura de seu corpo e de suas peças bucais podem ser consideradas como características de larvas que vivem em superfícies expostas, como são os substratos rochosos de rios e córregos. Outras larvas de Orthocladiinae e também de outras subfamílias de Chironomidae também podem apresentar esta característica (adaptação), como por exemplo, larvas de *Podonomus*.

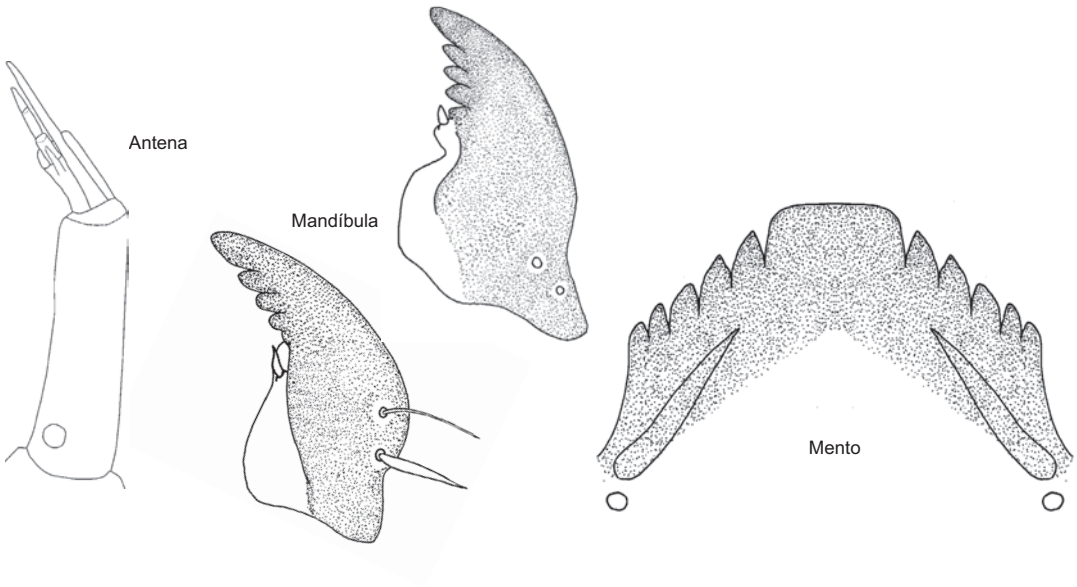



**Figura 141.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Cardiocladius*.

# *Clunio* Haliday, 1855



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio, exclusivamente marinha e de águas salobras. Antena 5-segmentada; segmento basal mais curto que flagelo antenal. Premandíbula simples. SI plumosa. Mento com largo dente mediano e 4 pares laterais. Pseudópodos posteriores curtos; procercos e túbulos anais ausentes (Figura 142).

As larvas de *Clunio* habitam substratos rochosos do litoral marinho, em zonas de forte arrebentação. Algumas espécies apresentam adaptações especiais para viver nesse ambiente instável, com períodos de emergência relacionados aos ciclos lunares e com adultos com asas reduzidas.

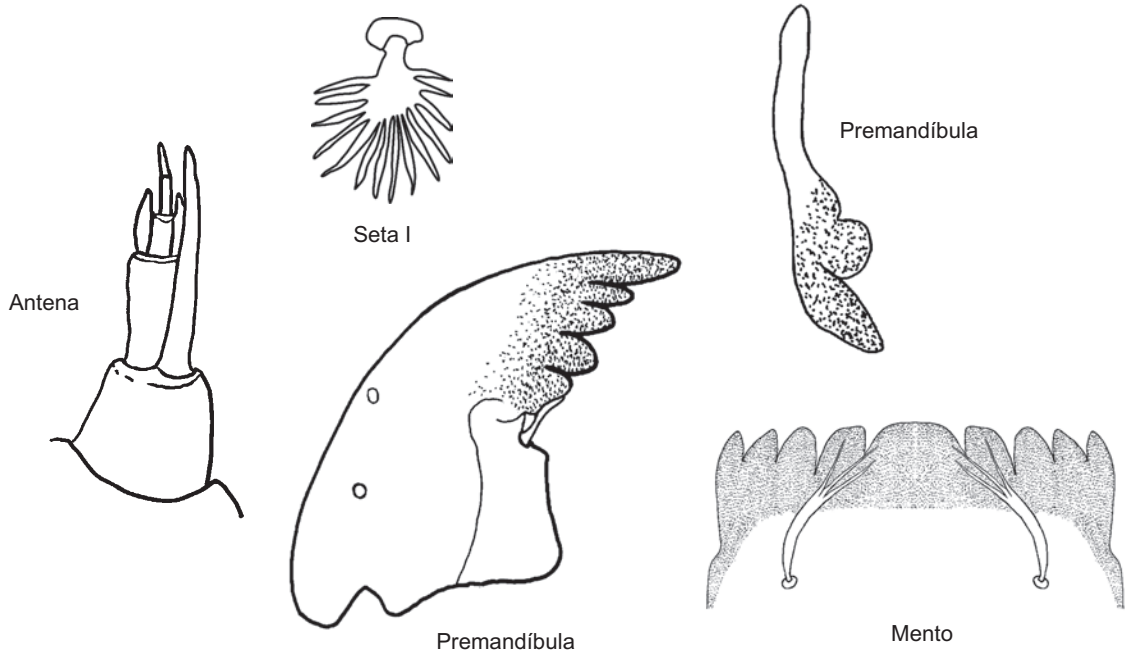



**Figura 142.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Clunio*.

# *Corynoneura* Winnertz, 1846



## Diagnose e Comentários

Larvas pequenas facilmente reconhecidas pela cabeça alongada e pelas longas antenas que, em geral, ultrapassam o comprimento da cabeça. Antena com 4 segmentos; segmentos 2, 3 e 4, em geral mais escuros. Mento com formato triangular com 1 ou 2 dentes medianos. Seta subbasal do pseudópodo posterior plumosa (esta característica permite identificar o gênero e separá-lo, por exemplo, de *Thienemanniella* e outros Corynoneurini, no caso da perda das antenas). Pseudópodos anteriores e posteriores longos e finos (Figura 143).

As larvas de *Corynoneura* são mais comuns águas correntes, onde podem viver entre as fissuras de rochas, ou ainda no folhedo de córregos de áreas florestadas. Algumas espécies podem também viver associadas a macrófitas aquáticas de ambientes lênticos.

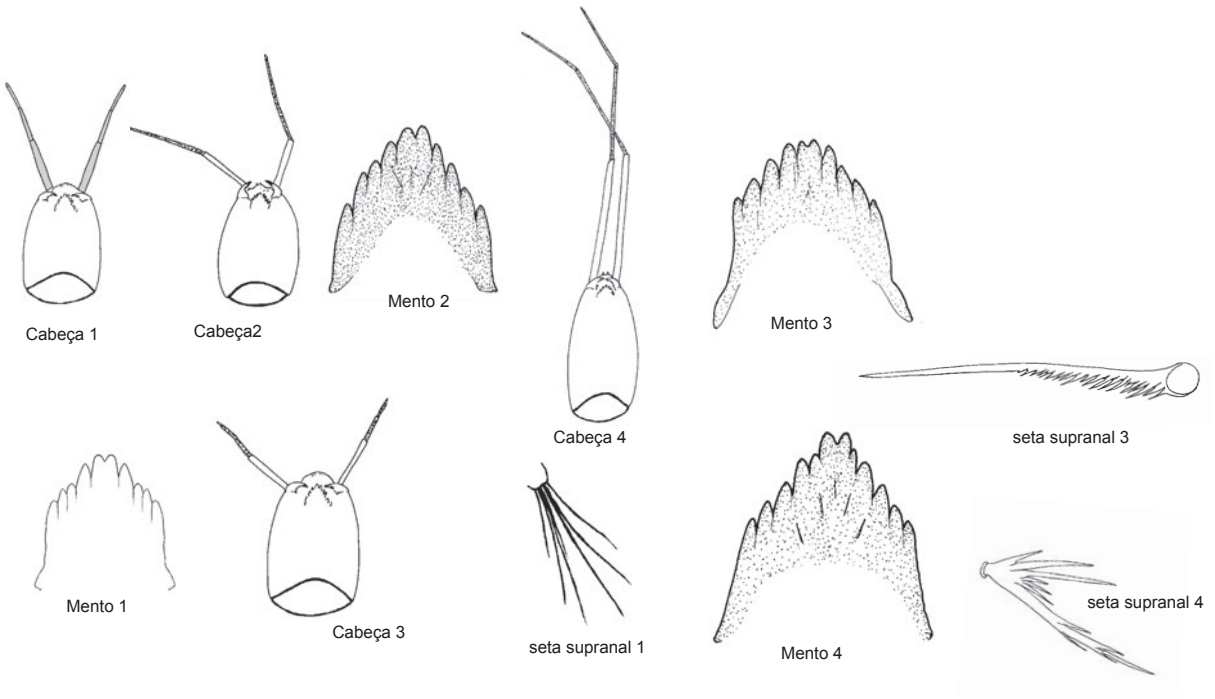
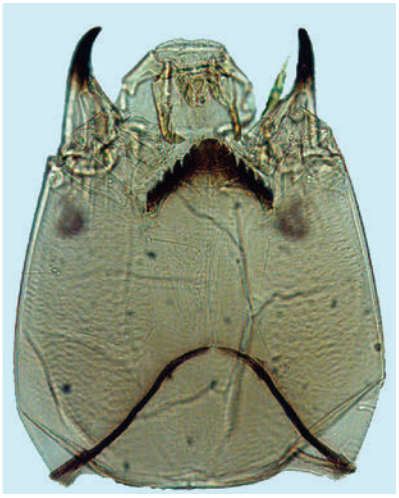



**Figura 143.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Corynoneura*.

# *Cricotopus* v. d. Wulp 1874



## Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio. Antena com 5 segmentos; segmento basal mais longo que flagelo antenal. Labro com seta I bífida (raramente simples). Mandíbula com dente apical e dentes internos escuros. Mento com 1 dente mediano e 6 pares laterais; muitos espécimes podem apresentar o conjunto de 5 dentes medianos mais claros que demais laterais (aparentemente dividindo o mento em 3 partes). Premandíbula com 1 dente. Abdômen com tufos de setas nos 6 primeiros segmentos (Figura 144).

As larvas de *Cricotopus* habitam em quase todos os ambientes aquáticos, sendo mais comuns em córregos e rios. Muitas larvas do gênero também são comuns na fitofauna de sistemas lênticos e lóticos, podendo ser inclusive minadoras destes vegetais. Trata-se de um gênero com numerosas espécies, algumas das quais podem ser confundidas com *Orthocladius*, dos quais podem ser distinguidas pela ausência dos tufos de setas abdominais.

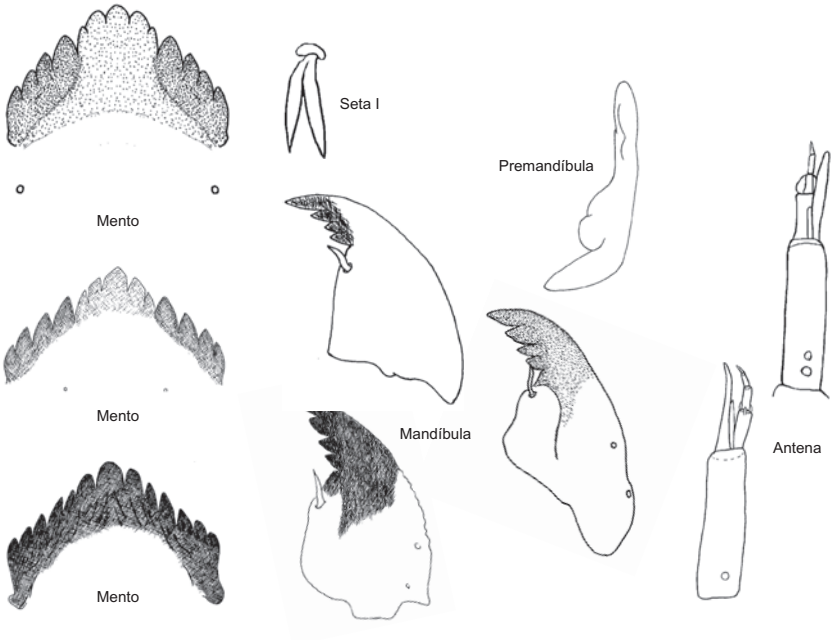



**Figura 144.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Cricotopus*.

# Próximo de *Cricotopus*

## Diagnose e Comentários

As larvas deste morfótipo de *Cricotopus* apresentam características similares às larvas de *Stackelbergina*. Diferem das demais larvas do gênero pela presença de tufos de pelos nos segmentos abdominais (1 par no 4º, 2 pares no 5º e 4 pares nos segmentos 8-11). Como a única espécie do gênero *Stackelbergina* só é conhecida na Rússia preferimos colocar o morfótipo como próximo de *Cricotopus* (Figura 145).

Os poucos exemplares analisados foram coletados em pequenos córregos da Mata Atlântica.

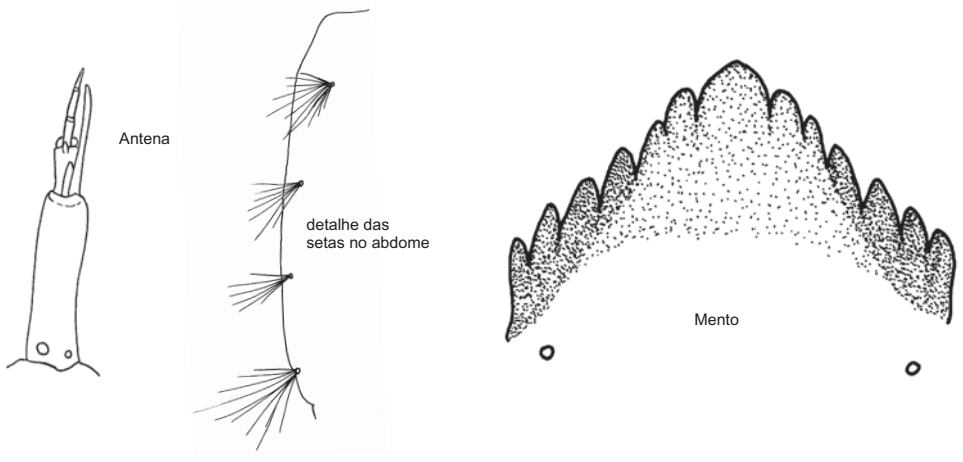



**Figura 145.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de próximo *Cricotopus.*

# *Gymnometriocnemus* Goetghebuer, 1932



## Diagnose e Comentários

Larva de porte médio. Mento escuro com 2 dentes medianos mais largos e 4 pares laterais. Antena 5-segmentada; segmento basal mais curto que 2; lâmina antenal aproximadamente do mesmo tamanho que flagelo antenal. Extremidade posterior parecendo truncada, com curtos pseudópodos dispostos em ângulo reto em relação ao corpo; procercos e túbulos anais ausentes (Figura 146).

As larvas de *Gymnometriocnemus* são pouco comuns e podem ser facilmente confundidas com *Bryophaenocladius* que se distinguem pelo formato dos pseudópodos posteriores. São consideradas terrestres por muitos autores, porém podem ser coletadas nas margens de córregos e lagoas, podendo assim, ser consideradas como semi-aquáticas.

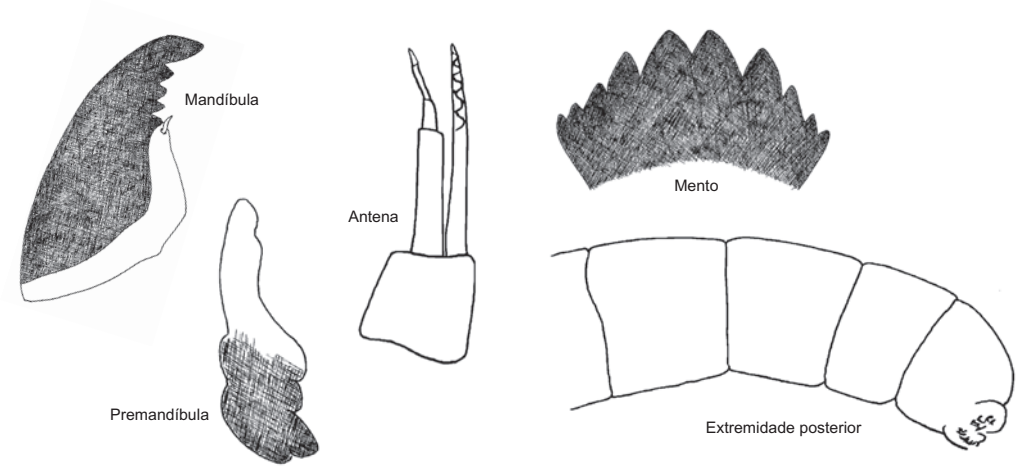



**Figura 146.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Gymnometriocnemus*.

## *Ichthyocladius* Fittkau, 1974



### Diagnose e Comentários

Larva pequena que vive sobre o corpo de peixes cascudos. Antena curta com 4 segmentos; segmento basal aproximadamente do mesmo tamanho do flagelo da antena; lâmina antenal mais curta que flagelo. Mento com numerosos dentículos (mais de 20) que provavelmente servem para raspar a superfície do corpo do hospedeiro. Premandíbula com 5-6 dentes. Pseudópodos posteriores grossos e dotados de fortes garras que permitem a fixação da larva no hospedeiro; túbulos anais curtos (147). A larva quando vai se transformar em pupa constrói um casulo que se assemelha a uma grande escama de peixe.

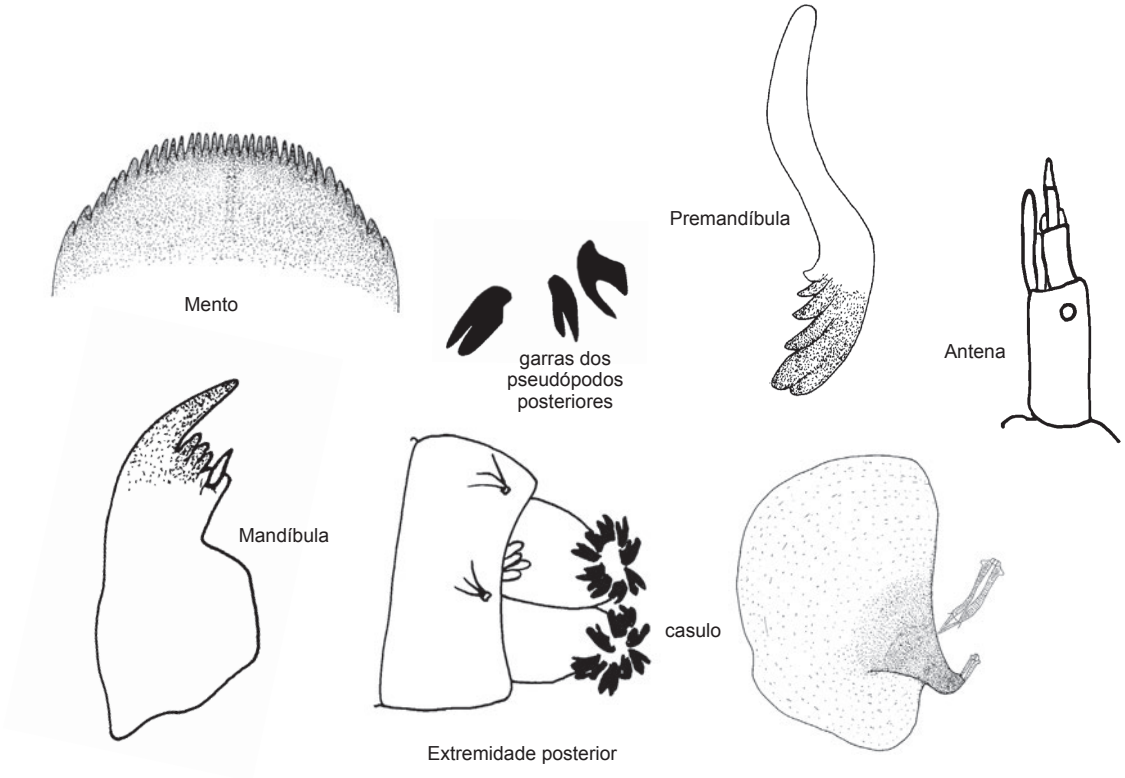



**Figura 147.** Estruturas da cápsula cefálica, do corpo e do casulo da larva de *Ichthyocladius* Fittkau, 1974.

## *Limnophyes* Eaton, 1875



### Diagnose e Comentários

Larva de pequeno tamanho. Antena 5-segmentada; segmento basal do mesmo tamanho que flagelo antenal; lâmina antenal ligeiramente mais curta que flagelo. Mento com 2 dentes medianos maiores e mais largos e 5 pares laterais (Figura 148).

As larvas de *Limnophyes* foram coletadas em pequenos córregos da mata Atlântica e em córregos de montanha da mesma região.

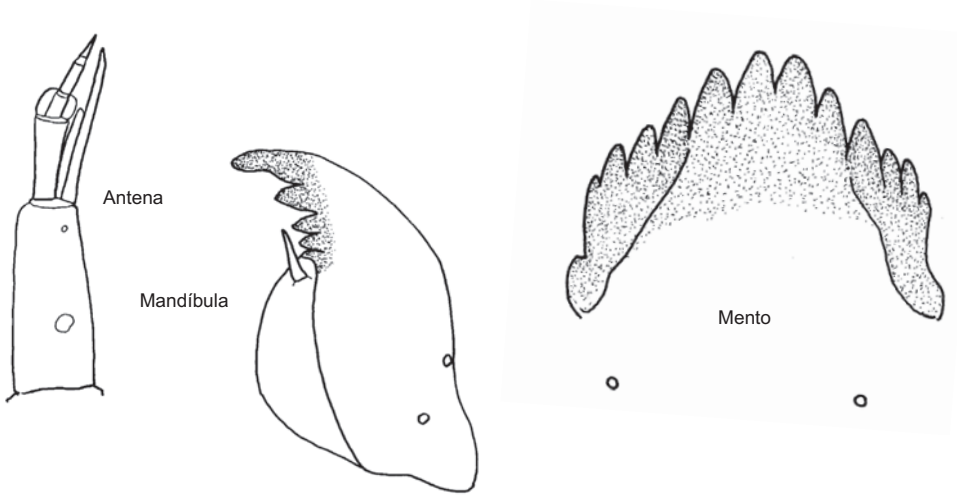
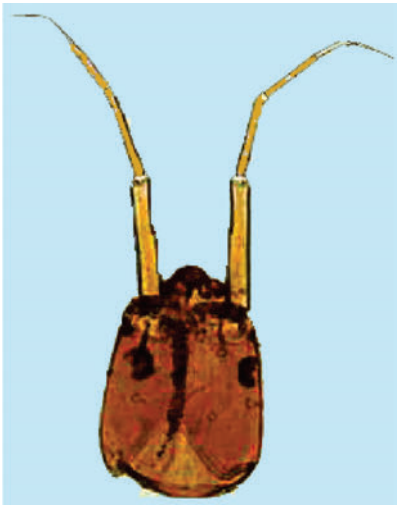



**Figura 148.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Limnophyes* (?).

## *Lopescladius* Oliveira, 1967



### Diagnose e Comentários

Larva pequena com longa cabeça e dotada de antenas longas (mais longas que a cabeça) 4-segmentada; 4º segmento antenal mais longo e em forma de chicote. Mento com 9 dentes pouco pronunciados e de difícil distinção. Procercos curtos e situados no topo de uma projeção do segmento abdominal dando, juntamente com os longos pseudópodos posteriores, um aspecto típico da larva do gênero (Figura 149).

As larvas de *Lopescladius* são características de córregos onde vivem principalmente em substratos arenosos.

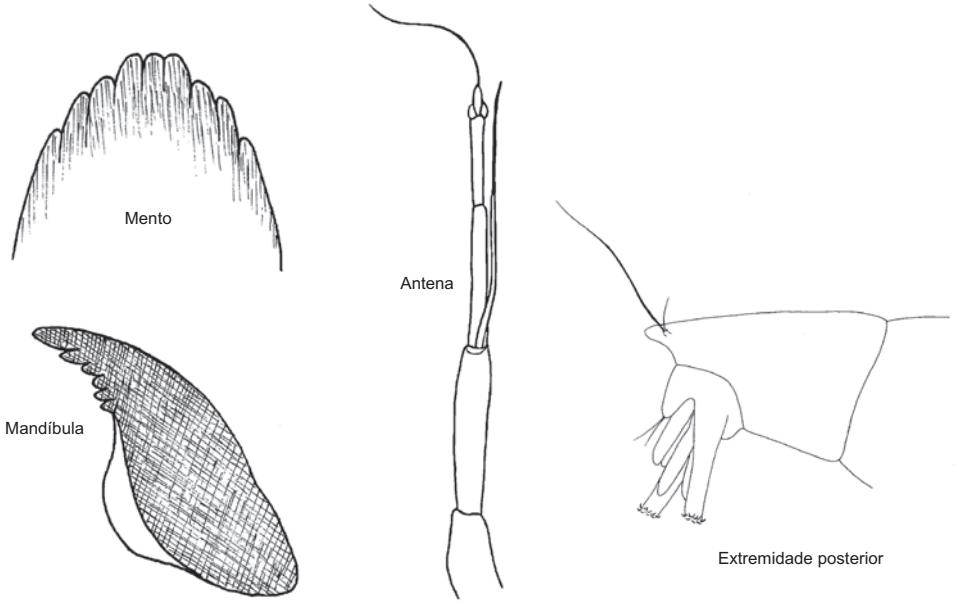
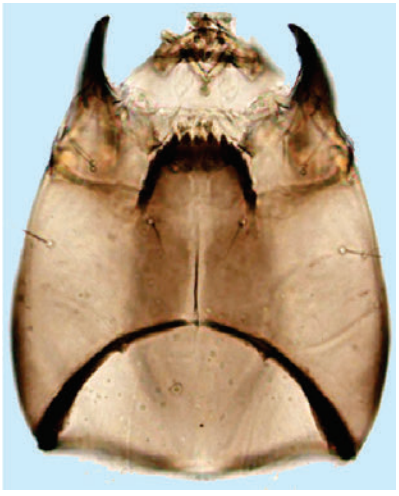



**Figura 149.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Lopescladius.*

# *Metriocnemus* v. d. Wulp, 1874



## Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio, frequentemente com coloração violeta ou azulada. Antena 5-segmentada; segmento basal mais longo que flagelo antenal; lâmina basal ultrapassando ápice da antena. Mento com 2 dentes medianos mais curtos que 1os laterais e 5-6 pares de dentes laterais (Figura 150).

As larvas de *Metriocnemus* vivem em córregos, nascentes, fitotelmata e também podem fazer parte da fauna higropétrica (rochas expostas de montanhas com pequenos veios d'água).

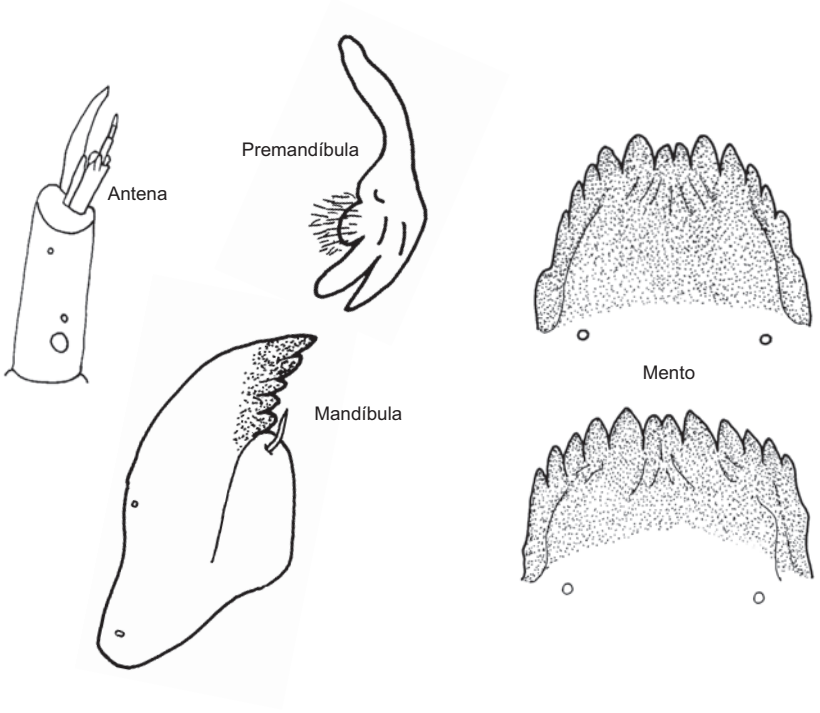
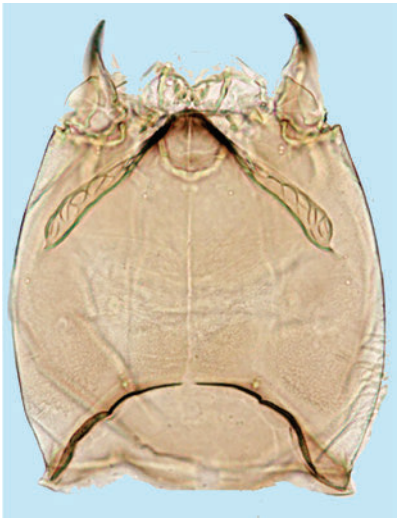



**Figura 150.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Metriocnemus*.

# *Nanocladius* Kieffer, 1913



## Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio. Antena com 5 segmentos; segmento basal quase do mesmo comprimento que flagelo antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo. Labro com setas simples. Mandíbula com longo dente apical. Mento com dente mediano parcialmente duplo e 5-6 pares laterais; dentes laterais muitas vezes indistintos. Placas ventromentais longas com estrias irregulares (Figura 151).

As larvas de *Nanocladius* habitam sedimentos arenosos e folhedo de pequenos córregos. Algumas espécies podem viver associadas foreticamente com outros insetos aquáticos como Perlidae e Corydalidae.

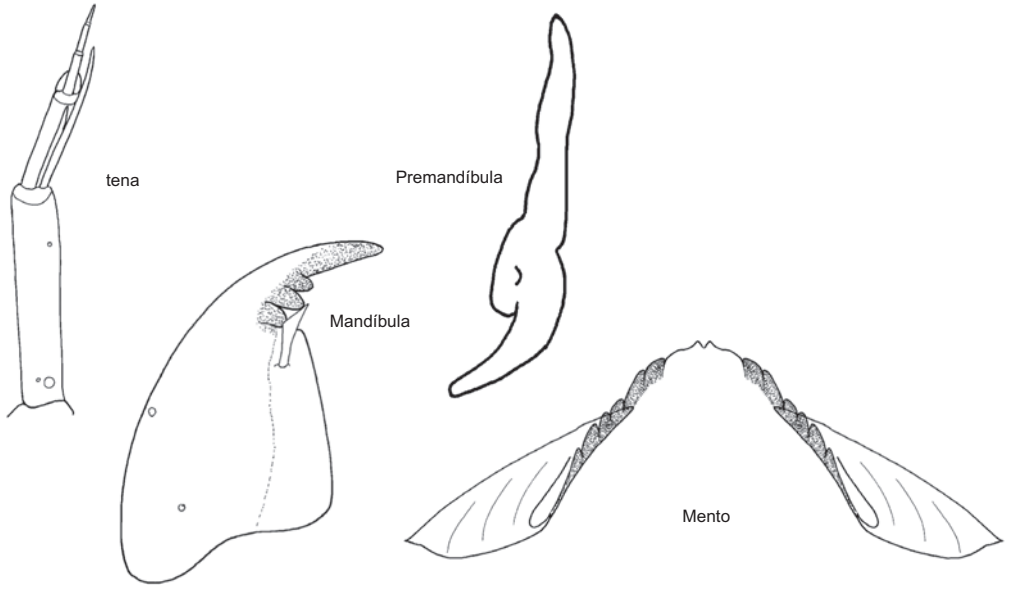



**Figura 151.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Nanocladius.*

# *Onconeura* Andersen & Sæther, 2005



## Diagnose e Comentários

Larva pequena com cabeça alongada e antenas mais curtas que metade do comprimento da cabeça. Antena 5-segmentada; segmento basal 2 vezes mais longo que flagelo antenal; lâmina antenal mais curta que flagelo. Mento com 1 dente mediano mais curto que 1$^{os}$ laterais e 5 pares de dentes laterais. Abdômen com longos pelos espalhados em sua superfície. Pseudópodos posteriores longos e finos (Figura 152).

A larva de *Onconeura* se assemelha a *Thienemanniella* pelo formato do corpo e das peças bucais. Se diferencia pela presença dos pelos no corpo e pelo menor tamanho da antena. São comuns em substratos arenosos e folhedo de riachos e também associadas a macrófitas aquáticas.

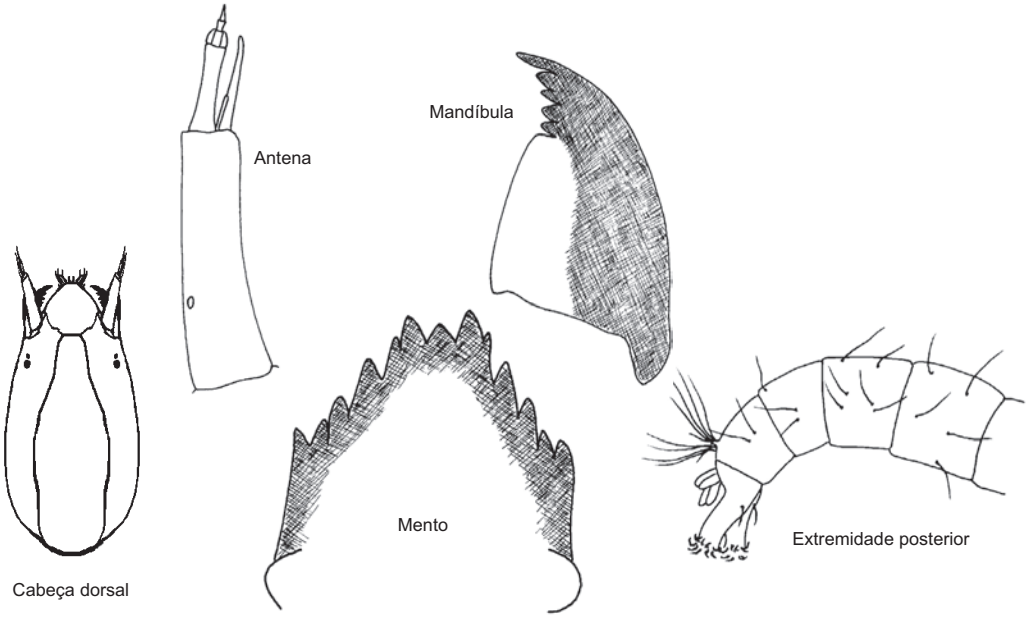



**Figura 152.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Onconeura.*

## *Paracladius* Hirvenoja, 1973



### Diagnose e Comentários

Larva de porte médio (< 10 mm); antena com 5 segmentos; segmento basal 2x mais longo que flagelo antenal; lâmina antenal não ultrapassando ápice da antena. Seta labral I bífida. Premandíbula simples. Mento com um largo dente mediano e 1$^{os}$ laterais mais claros que os 5 pares laterais. Placa ventromental estreita, com pelos, às vezes pouco nítidos (Figura 153). As larvas de *Paracladius* habitam sedimentos arenosos e folhiço de pequenos córregos.

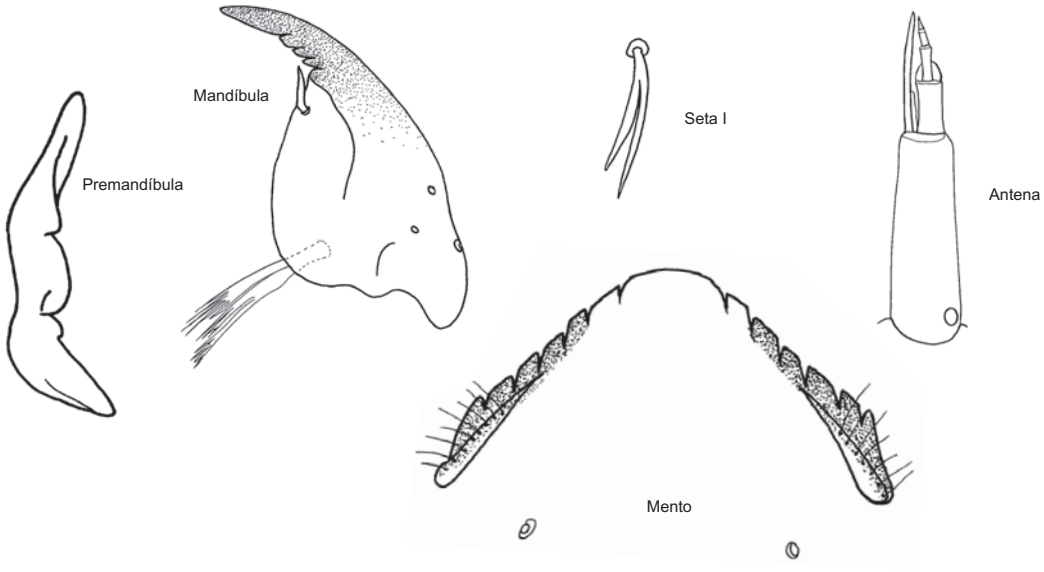



**Figura 153.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Paracladius?*

## *Parakiefferiella* Thienemann, 1936



### Diagnose e Comentários

Larva de porte médio (< 10 mm); antena com 6-7segmentos; segmento basal aproximadamente do mesmo tamanho que 2º segmento; demais segmentos antenais curtos e último em forma de "chicote"; lâmina antenal não ultrapassando 3º segmento antenal. Seta labral I em geral pectinada. Premandíbula simples. Mento com um largo dente mediano um pouco mais claro que os 6 pares laterais. Placa ventromental presente, sem pelos, não se estendendo além da margem do mento (Figura 154). As larvas de *Parakiefferiella* habitam sedimentos arenosos e folhedo de pequenos córregos.

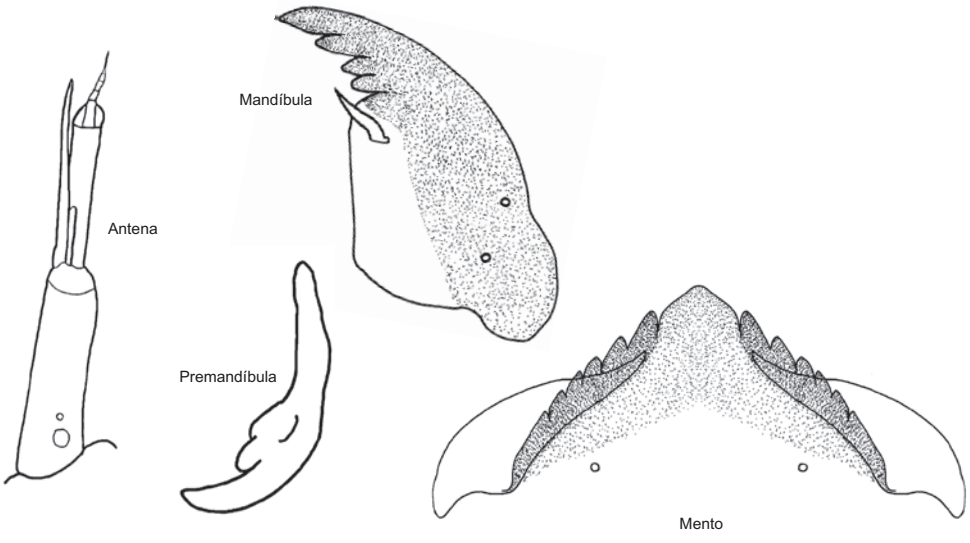



**Figura 154.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Parakiefferiella.*

## *Parametriocnemus* Goetghebuer, 1932



### Diagnose e Comentários

Larva de porte médio (< 10 mm); antena 5-segmentada; segmento basal ligeiramente maior que flagelo antenal; lâmina antenal não ultrapassando 4º segmento antenal. Seta labral I plumosa. Premandíbula com 2 ou mais dentes. Mento com 2 dentes medianos mais largos e 5 pares laterais. Placa ventromental distinta, sem pelos e se estendendo além da margem do mento (Figura 155). As larvas de *Parametriocnemus* são relativamente comuns em sedimentos arenosos e folhedo de pequenos córregos. Podem ser confundidas com *Paraphaenocladius* das quais se diferenciam pelo formato do mento, da antena e posição do segmento anal.

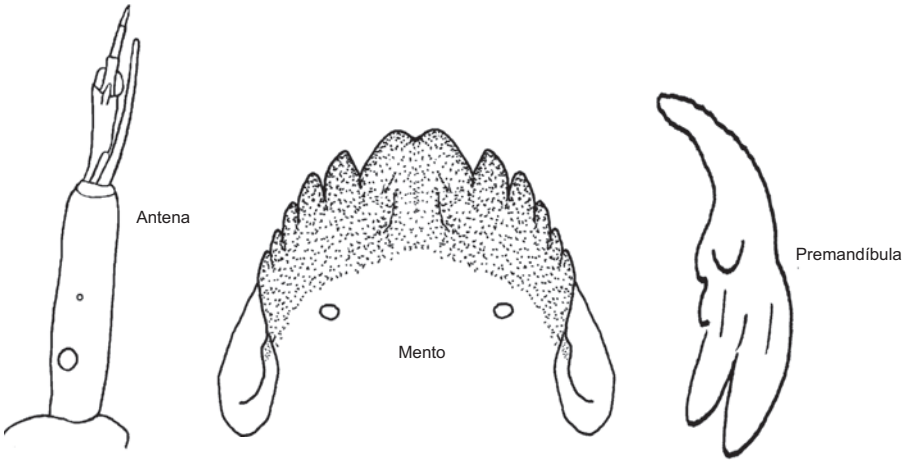



**Figura 155.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Parametriocnemus*.

# *Paraphaenocladius* Thienemann 1924



## Diagnose e Comentários

Larva pequena; antena 5-segmentada; segmento basal muito curto, 2 vezes menor que flagelo antenal; lâmina antenal longa, ultrapassando ápice da antena. Seta labral I plumosa. Premandíbula com 3 dentes. Mento com 1 dente mediano mais largo e 4-5 pares laterais. Placa ventromental distinta, sem pelos e se estendendo além da margem do mento. Segmento preanal se estende sobre o segmento anal, de tal forma que as setas anais ficam direcionadas para trás (Figura 156). As larvas de *Paraphaenocladius* são pouco comuns, algumas podem ser terrestres ou semi-aquáticas. Podem ser confundidas com *Parametriocnemus* das quais se diferenciam pelo formato do mento, da antena e posição do segmento anal.

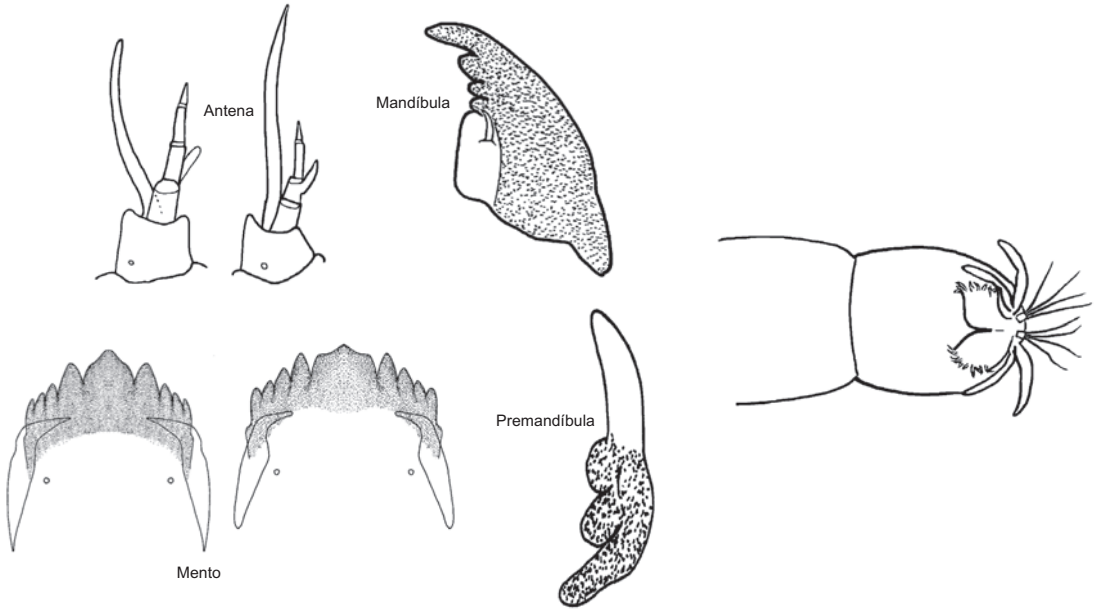



**Figura 156.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Paraphaenocladius.*

## *Psectrocladius* Kieffer, 1906



### Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio; antena 5-segmentada; segmento basal 1,5 x mais longo que flagelo antenal; lâmina não ultrapassando 3º segmento antenal. Seta I palmada ou plumosa. Premandíbula simples com 1 dente. Mento com 1 dente mediano mais largs e 4-5 pares laterais. Placa ventromental bem desenvolvida se estendendo além da margem lateral do mento, com grupo de pelos junto ou abaixo das placas ventromentais; procerco com pequeno esporão quitinoso na margem basal posterior (Figura 157).

As larvas de *Psectrocladius* são consideradas euritópicas e habitam principalmente sedimentos arenosos e folhedo de pequenos riachos.

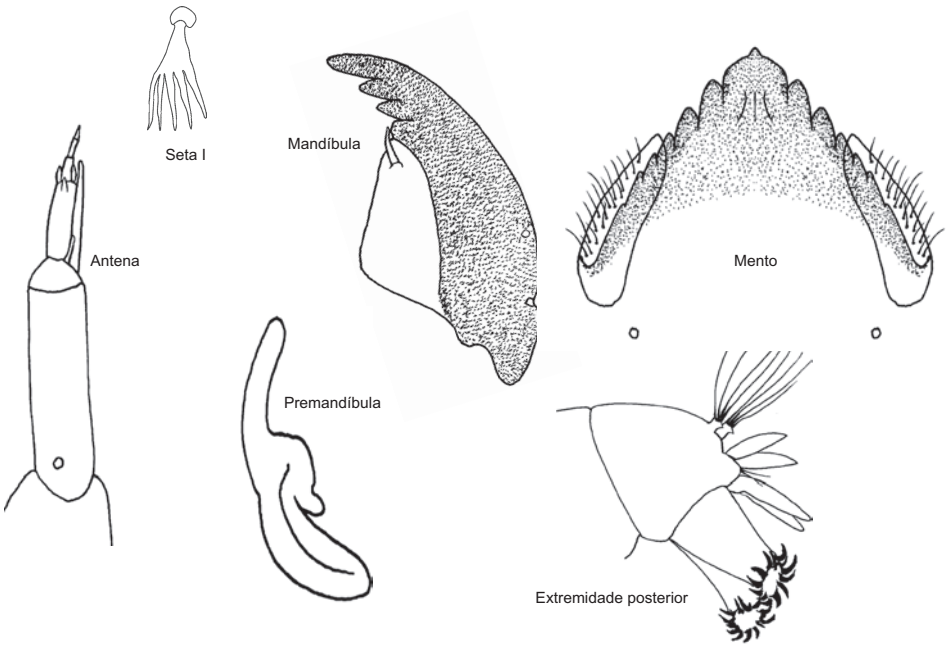



**Figura 157.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Psectrocladius.*

# *Rheocricotopus* Thienemann & Harnish, 1932



## Diagnose e Comentários

Larva de tamanho médio; antena 5-segmentada; segmento basal 2 x mais longo que flagelo antenal; órgãos de Lauterborn largos recobrindo parcialmente 3º segmento; lâmina não ultrapassando 4º segmento antenal. Seta I em geral bífida. Premandíbula simples com 1 dente apical. Mento com 2 dentes medianos, 6 pares laterais. Placa ventromental bem desenvolvida se estendendo além da margem lateral do mento, com grupo de pelos junto ou abaixo das placas ventromentais; procerco com pequeno esporão quitinoso na margem basal posterior (Figura 158).

A larva de *Rheocricotopus* se assemelha a *Psectrocladius* diferindo destas pelo formado do mento com 2 dentes medianos nas 1ª e apenas 1 dente mediano na 2ª. As larvas habitam principalmente sedimentos arenosos e folhedo de pequenos riachos.

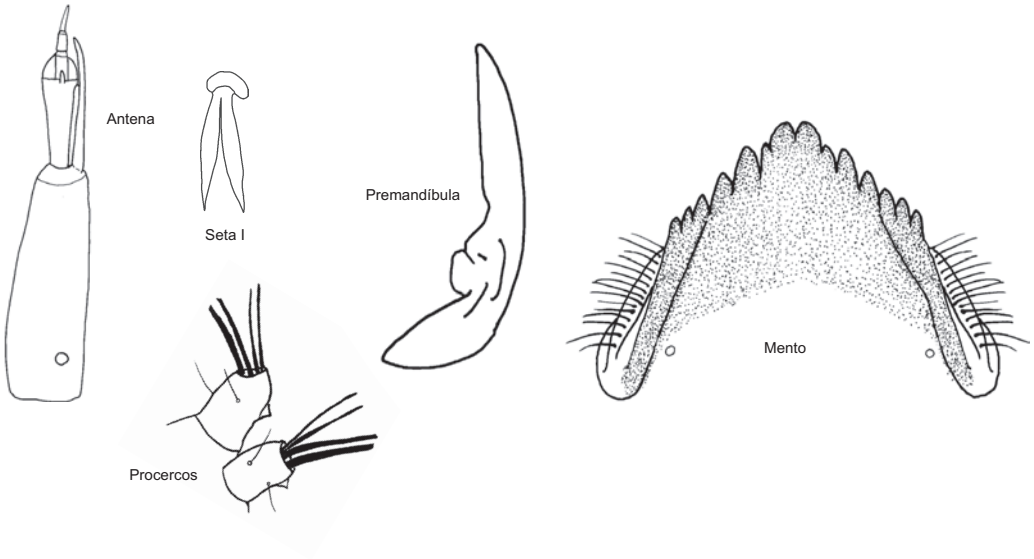



**Figura 158.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Rheocricotopus.*

# *Thienemannia* Kieffer, 1909



## Diagnose e Comentários

Larva pequena, com o corpo geralmente de coloração azulada ou cinzenta. Antena com 5 segmentos; 3º segmento menor que 4º. Lâmina antenal não ultrapassando flagelo antenal. Seta labral I plumosa. Premandíbula com 2 dentes apicais e dotada de pelos. Mento com 2 dentes medianos e 5 pares laterais; medianos e 1$^{os}$ laterais ligeiramente mais claros que demais laterais (Figura 159).

As larvas de *Thienemannia* são pouco comuns e vivem em leitos de rochas expostas (fauna higropétrica).

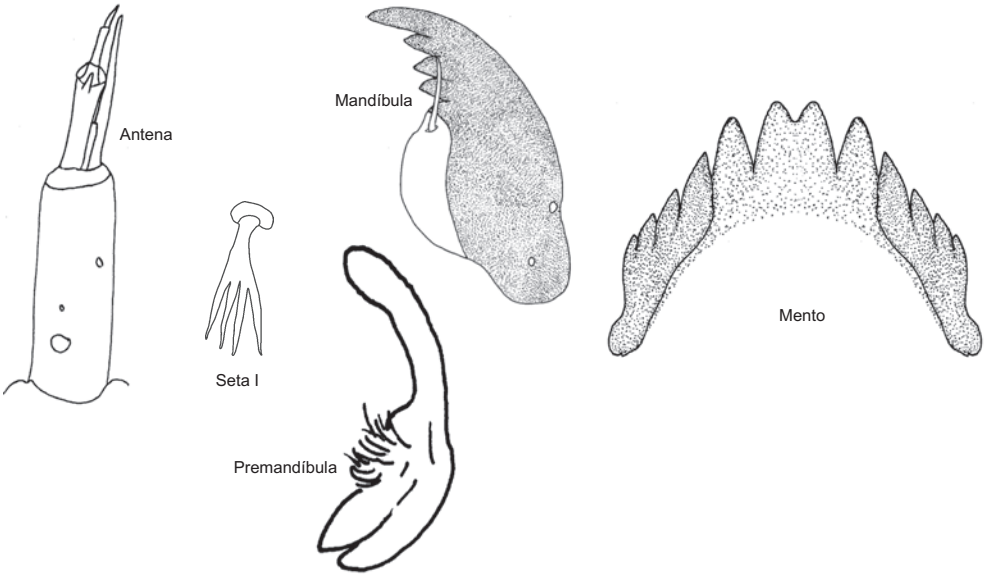



**Figura 159.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Thienemannia?*

# *Thienemanniella* Kieffer, 1911



## Diagnose e Comentários

Larva pequena com cabeça alongada e antena 5-segmentada maior que ½ do comprimento da cabeça. Mento com formato triangular com 1 dente mediano. Seta subbasal do pseudópodo posterior simples (esta característica permite identificar o gênero e separá-lo, por exemplo, de *Corynoneura* e outros Corynoneurini, no caso da perda das antenas). Pseudópodos anteriores e posteriores longos e finos (Figura 160).

As larvas de *Thienemanniella* são mais características de águas correntes ou associadas a macrófitas aquáticass de ambientes lênticos.

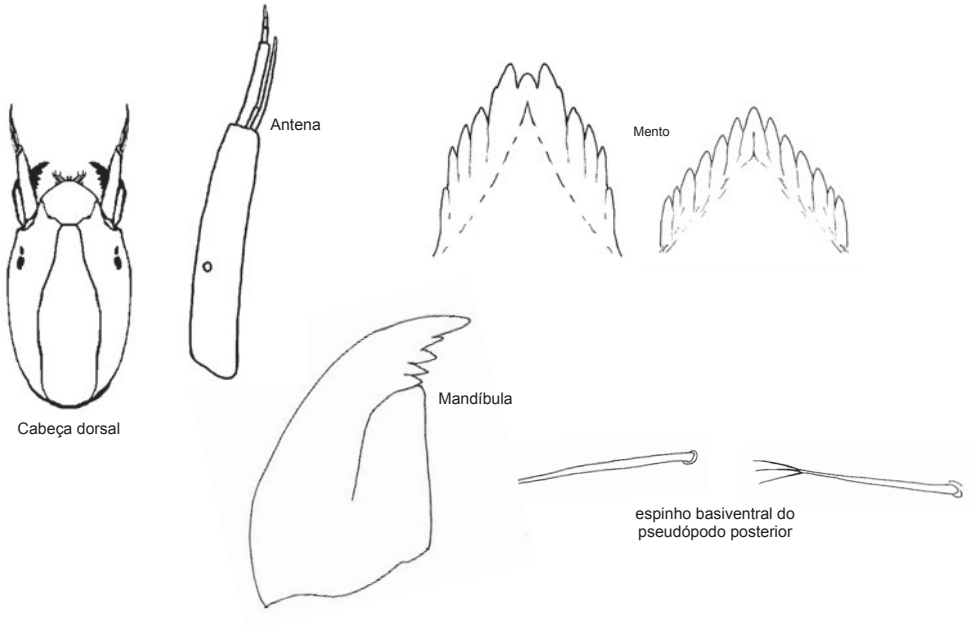
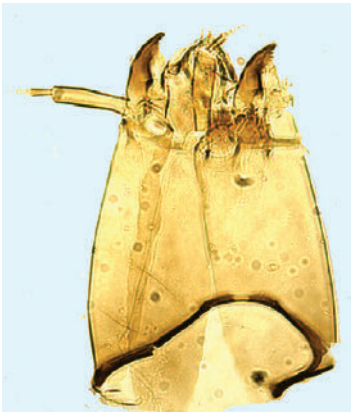



**Figura 160.** Estruturas da cápsula cefálica da larva e do espinho basiventral do pseudópodo posterior da larva de *Thienemanniella*.

## *Ubatubaneura* Wiedenbrug & Trivinho-Strixino, 2009



### Diagnose e Comentários

Larva pequena com antena 5-segmentada; comprimento de até ½ da cabeça. Mento com formato triangular com 1 dente mediano. Seta subbasal do pseudópodo posterior simples com pontas divididas. Pseudópodos anteriores e posteriores longos e finos (Figura 161).

As larvas de *Ubatubaneura* são muito parecidas com *Thienemanniella* das quais se diferenciam principalmente pelo formato da cabeça não tão alongado e antena não ultrapassando a metade do comprimento da cabeça. Vivem em substratos rochosos e folhedo de pequenos córregos.

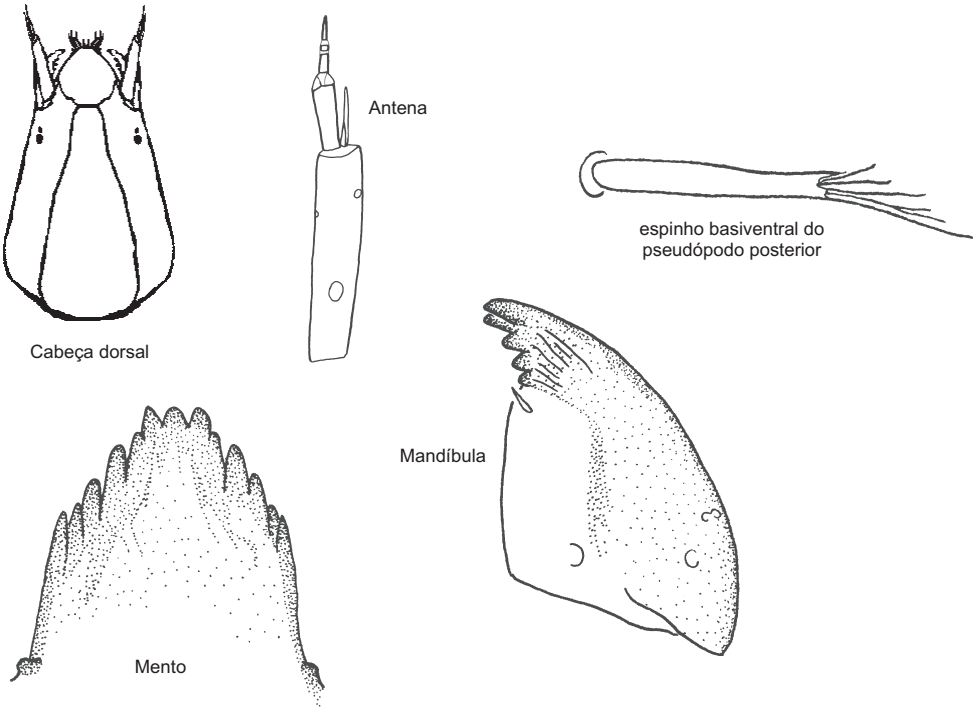



**Figura 161.** Estruturas da cápsula cefálica e do espinho basiventral do pseudópodo posterior da larva de *Ubatubaneura*.

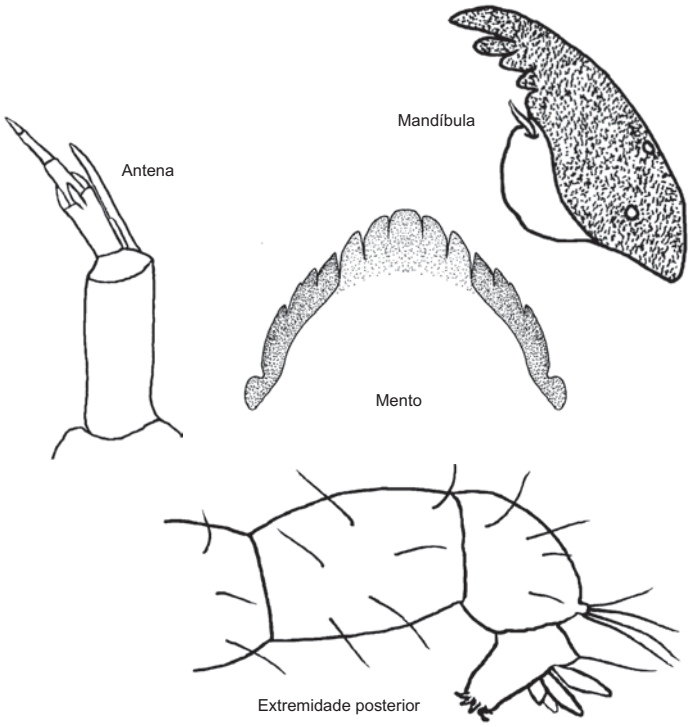
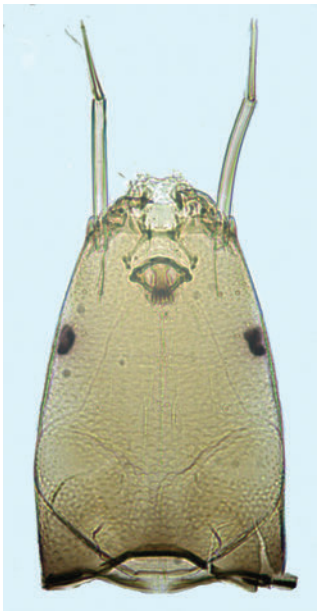



**Figura 162.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Orthocladiinae* A.

## Subfamília Tanypodinae

Thienemann & Zavřel, 1916



As larvas de Tanypodinae são, em geral, predadoras e de vida livre, embora muitas espécies possam ser onívoras. Não constroem tubos, podendo ocupar, temporariamente, casulos de outros Chironomidae.

Suas larvas (Figura 163) são, em muitos aspectos, morfologicamente diferentes das outras subfamílias. A cápsula cefálica é, quase sempre, alongada, ou tão longa quanto larga. As antenas 4-segmentada são retráteis e se inserem no interior de dois canais alongados localizadas lateralmente, em cada lado da casula cefálica. Sua retração, principalmente quando em natação, é feita pela contração de músculos especiais. O mento é formado por um largo processo membranoso denominado apêndice M e pelos dentes dorsomentais (nem sempre presentes) dispostos em placas ou em fileiras longitudinais. As mandíbulas, em forma de foice ou gancho, apresentam longo dente apical e uma ou mais fileiras de dentes internos. Apresentam o complexo prementofaringeal formado por uma lígula com 4 a 7 dentes, um par de paralígulas, que podem ser desigualmente bífidas, ou multidenteadas, e pente hipofaríngeo em forma de arco, contendo vários dentículos. O palpo maxilar pode ter 1 a 6 segmentos.

O tórax apresenta poucos pelos e pouco se diferencia dos demais segmentos do corpo, exceto pelo seu alargamento na fase de pré-pupa. Os demais segmentos do corpo podem apresentar franjas laterais de pelos natatórios. Apresentam 1 par de longos procercos posteriores dotados de numerosas setas, localizados no último segmento abdominal. Os pseudópodos anteriores e posteriores, em geral bem desenvolvidos, são dotados de garras simples ou denteadas. Apresentam 2 pares de túbulos anais (às vezes 3 pares) que podem ser triangulares ou em forma de “salsicha”.

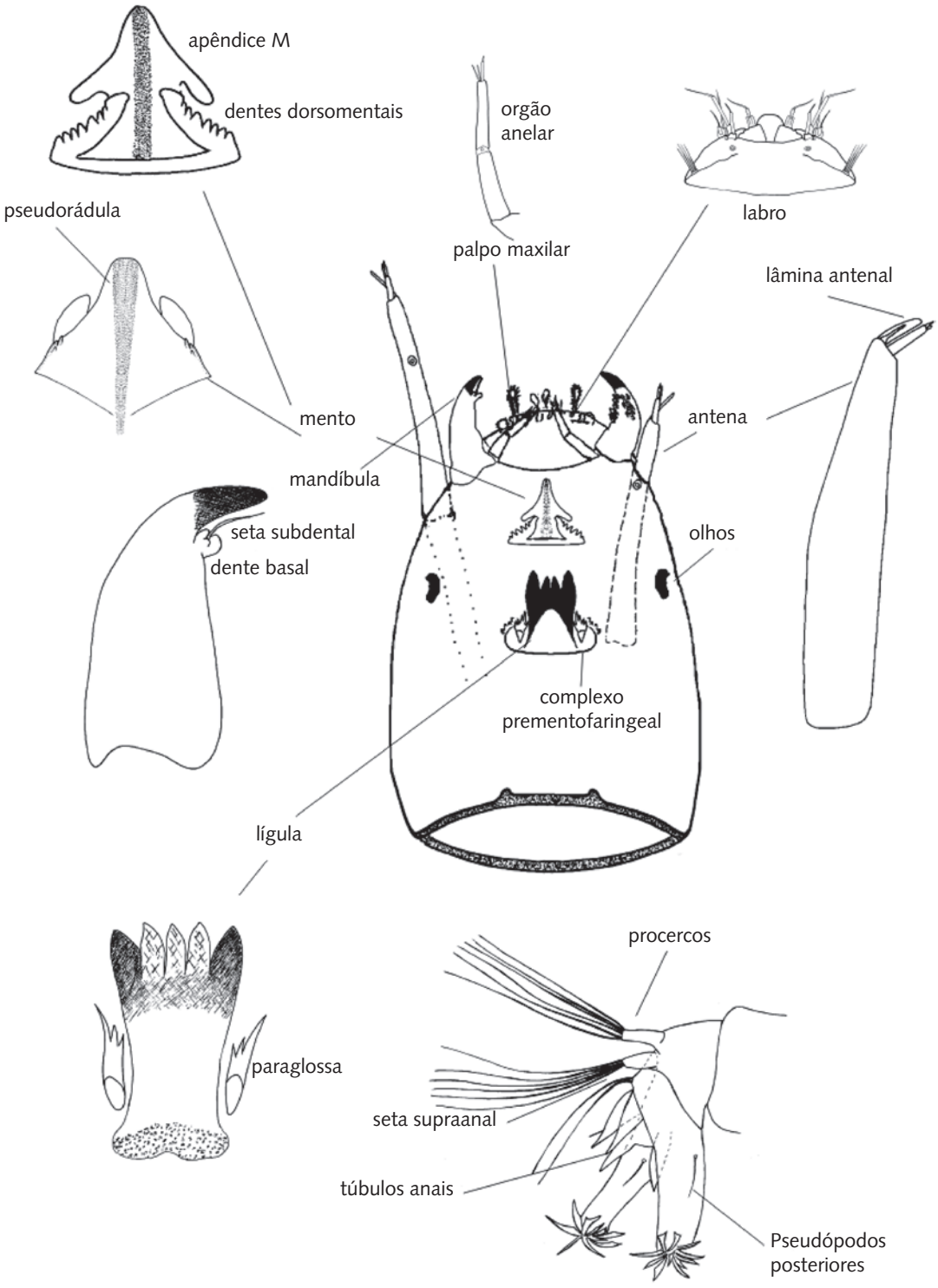



**Figura 163.** Principais estruturas da cápsula cefálica e do corpo de um Tanypodinae.

## Chave para identificar larvas de tribos e gêneros de Tanypodinae

1. Segmentos abdominais com franja de pelos laterais; dentes dorsomentais presentes em placas definidas, ou dispostos longitudinalmente; índice cefálico geralmente menor que 1,5 .....**2**

(comprimento ± = largura da cabeça)

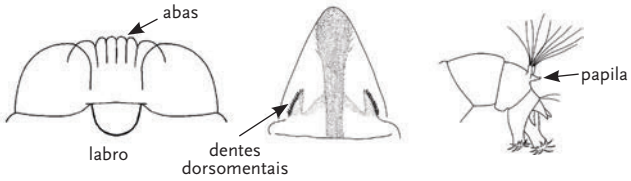


1'. Segmentos abdominais com poucos pelos; dentes dorsomentais ausentes; índice cefálico maior que 1,5... Pentaneurini ...12

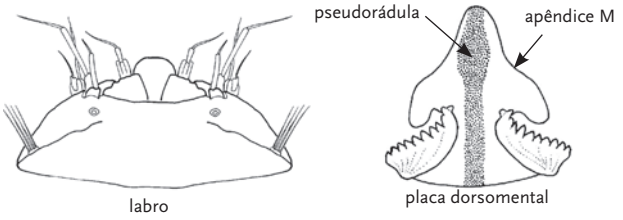
(comprimento > largura da cabeça)



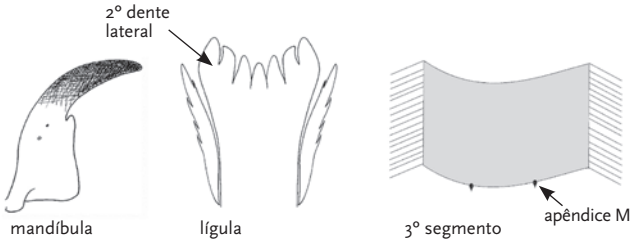
2. Labro com 6 abas; dentes dorsomentais dispostos em fileiras longitudinais; lígula com 6 - 7 dentes; cabeça fortemente cônica; com papila cônica mole entre os procercos ..... Clinotanypodini .....3



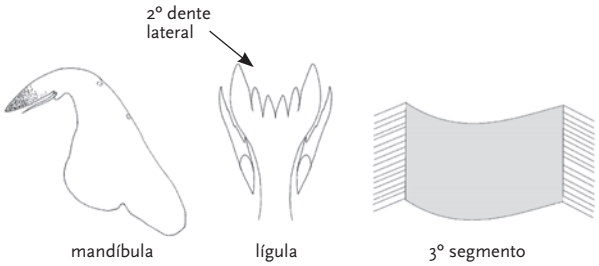

2'. Labro não como acima; dentes dorsomentais em placas distintas; lígula com 4 - 5 dentes; cabeça mais arredondada; sem papila cônica entre os procercos ...4



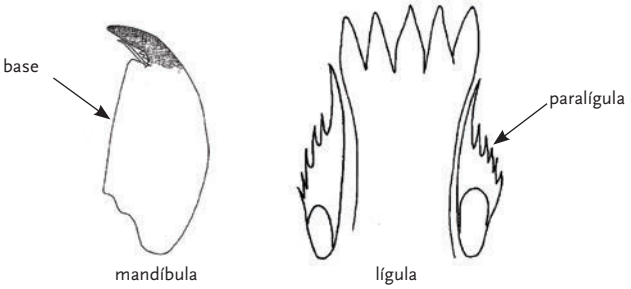

3. Lígula com 7 dentes (às vezes com 6 ou 8); penúltimo dente lateral da lígula voltado para fora; mandíbulas normais; com 1 par de espinhos esclerotizados na margem posterior do 3º segmento do corpo .....*Coelotanypus*




3'. Lígula com 6 dentes, segundo dente lateral não voltado para fora; dentes externos da lígula bem maiores que internos; mandíbula fortemente encurvada em forma de gancho; 3º segmento do corpo sem par de espinhos ..... *Clinotanypus*

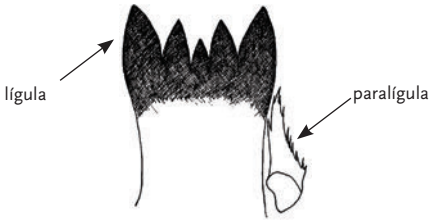



4. Mandíbula com base bulbosa; lígula com 5 dentes amarelados ou castanhos pálidos que formam um arco convexo ou, mais raramente, dispostos em linha reta ..... Tanypodini ....*Tanypus*

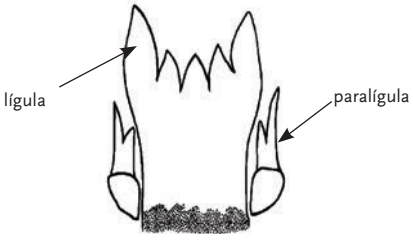



4'. Mandíbulas não como acima; lígula com 4 - 5 dentes claros ou escuros .....5

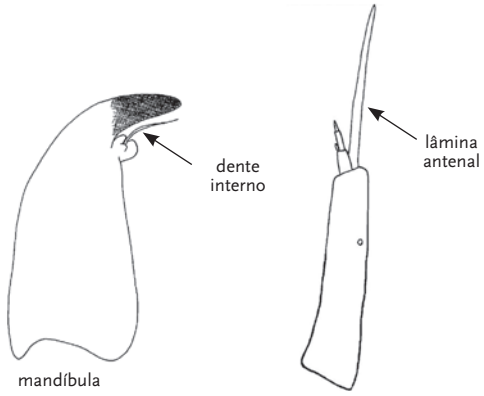
5. Lígula com 4 ou 5 dentes pretos; paralígula com 1 ramo principal e 1 a 7 dentes acessórios de cada lado ..... Procladiini ..... **6**



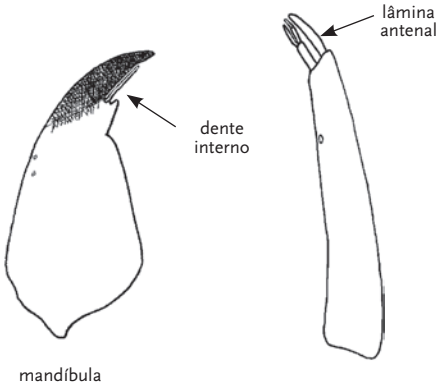

5'. Lígula com 5 dentes claros; paralígula desigualmente bífida ou pectinada ..... ..... Macropelopiini ..... 7



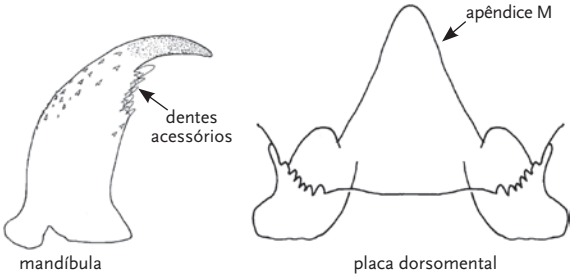
6. Lâmina antenal duas a duas vezes e meio maior que flagelo antenal; dente interno da mandíbula biconvexo.....*Djalmabatista*




6'. Lâmina antenal aproximadamente do mesmo comprimento do flagelo antenal; dente interno da mandíbula não como acima .....*Procladius*

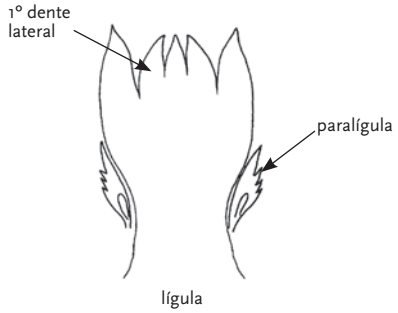



**7.** Mandíbula com múltiplos dentes acessórios; dentes dorsomentais dispostos em um arco côncavo ..... 8

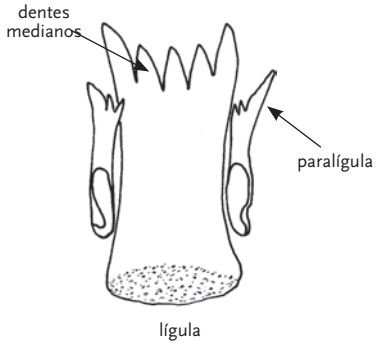



7'. Mandíbula e dentes dorsomentais não como acima.....9

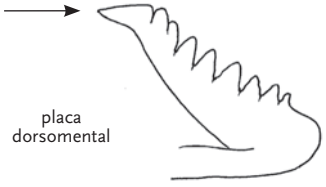
8. Lígula com dentes subiguais; primeiros laterais voltados para dentro; paralígula pectinada.....*Fittkauimyia*



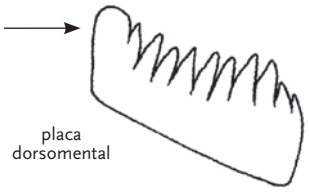

8'. Lígula com dentes medianos menores que externos; primeiros laterais não voltados para dentro; paralígula trífida.....prox. *Fittkauimyia*



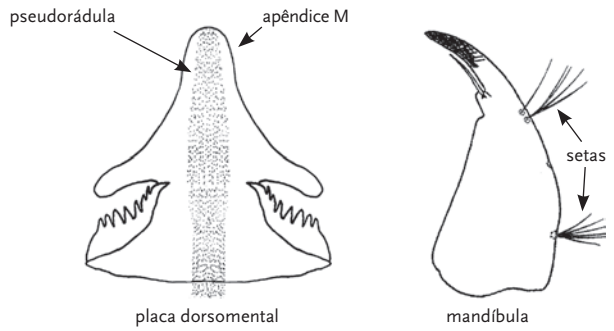

9. Margem interna da placa dorsomental com lobo se estendendo para a linha mediana ..... 10



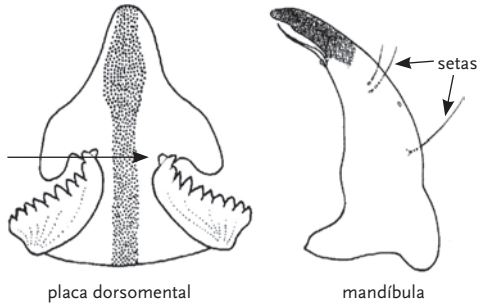

9'. Margem interna da placa dorsomental sem tal projeção ..... 11



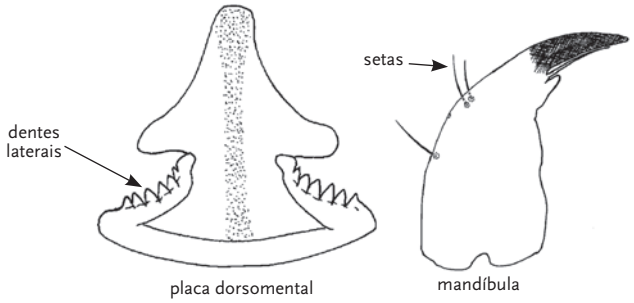
10. Lobo da margem interna da placa dorsomental afilado; setas ventrais 2 e 3 da mandíbula ramificadas ..... *Brundiniella*



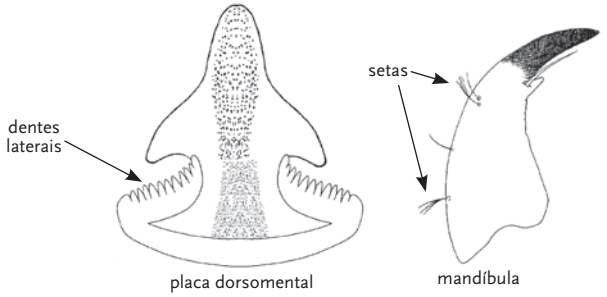

10'. Lobo da margem interna da placa dorsomental arredondado; setas ventrais da mandíbula simples ..... *Guassutanypus*



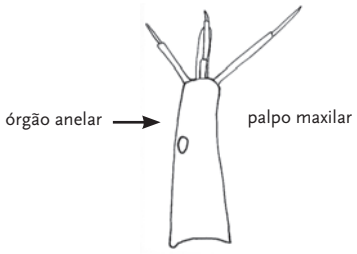

11. Placa dorsomental com 6 dentes laterais; setas ventrais da mandíbula simples ..... *Alotanypus*



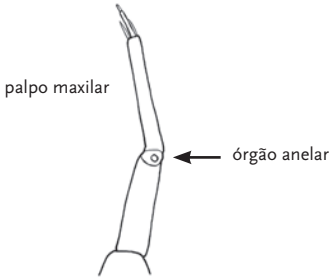

11'. Placa dorsomental com mais de 6 dentes laterais; setas ventrais 2 e 3 da mandíbula ramificadas ..... *Macropelopia*



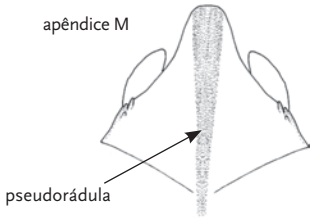

12. Palpo maxilar com 1 segmento basal ..... 14



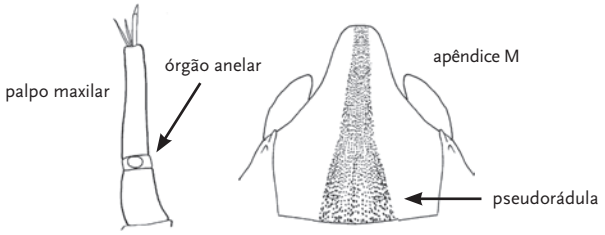

12'. Palpo maxilar com mais de 1 segmento basal ... 13



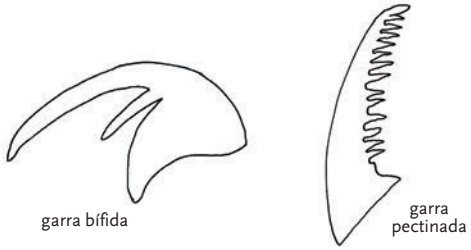

13. Órgão anelar do palpo maxilar pequeno; pseudorádula se afilando posteriormente ..... ..... *Ablabesmyia*




13'. Órgão anelar do palpo maxilar largo; pseudorádula se alargando posteriomente ..... ..... *Paramenrina*



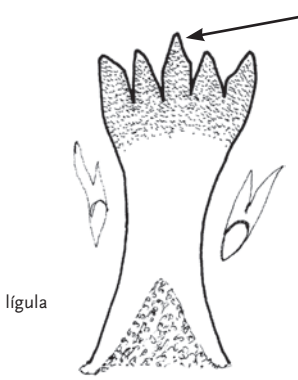

14. Com garra bífida ou pectinada (com muitos dentinhos internos se assemelhando a um pente) nos pseudópodos posteriores ..... 15



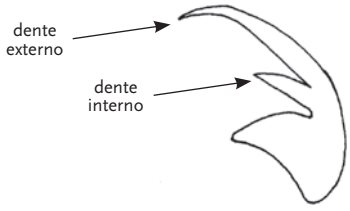
14'. Garras dos pseudópodos posteriores não como acima.....18

15. Com garra bífida nos pseudópodos posteriores; lígula com dentes subiguais ou mediano maior que 1os laterais .....16

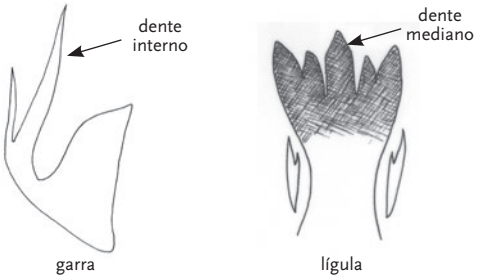
15'. Com garra pectinada nos pseudópodos posteriores; lígula com dente mediano maior que primeiros laterais.....*Nilotanypus*



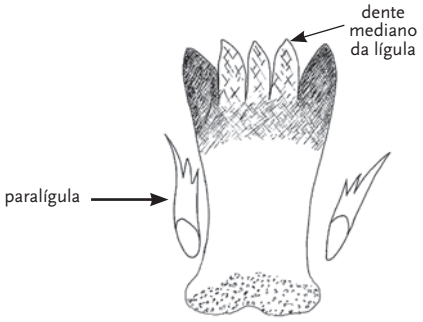

16. Dente externo da garra bífida maior que interno; lígula com dentes subiguais ..... 17



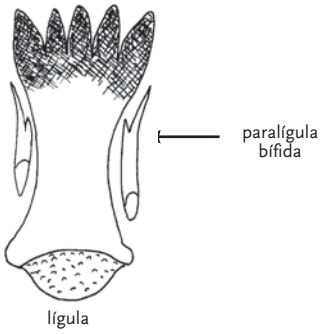

16'. Dente interno da garra bífida maior que externo; lígula com dente mediano maior que 1os laterais ..... *Labrundinia*




17. Paralígula trífida; dentes medianos da lígula ligeiramente mais claros que os externos ..... *Denopelopia*




17'. Paralígula bífida; dentes medianos da lígula da mesma cor que dentes externos .... *Zavrelimyia*

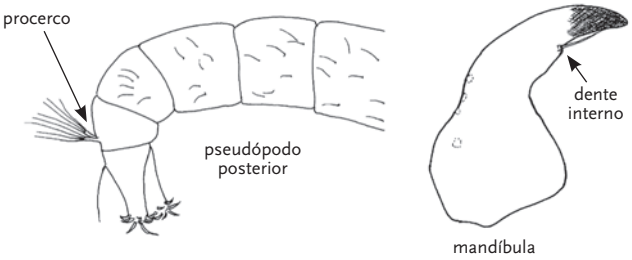



18. Garras dos pseudópodos simples.....19

18'. Com 1 ou 2 garras, escuras ou claras, com poucos dentes internamente.....*Monopelopia*

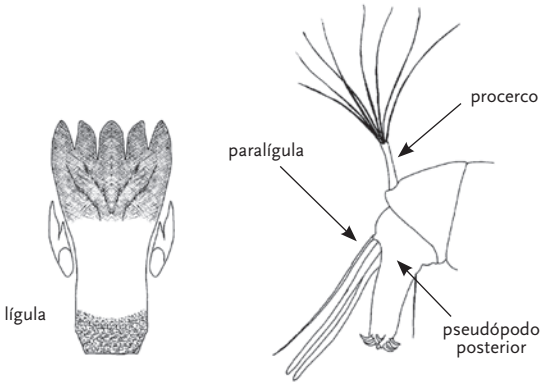



19. Abdômen com pelos espalhados; mandíbula apenas com minúsculo dente interno ..... ..... grupo *Thienemannimyia*




19'. Abdômen sem pelos espalhados; mandíbula não como acima ..... 20

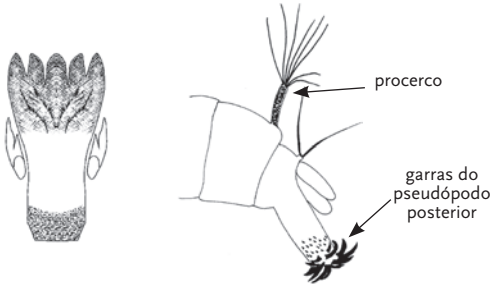
20. Lígula com dentes subiguais; seta supra-anal forte e longa; túbulos anais mais longos que pseudópodos; às vezes com 1 garra um pouco mais escura nos pseudópodos posteriores ..... 21




20'. Dentes internos da lígula menores que laterais; garras unicoloridas; seta supra-anal e túbulos anais não como acima ..... *Larsia*

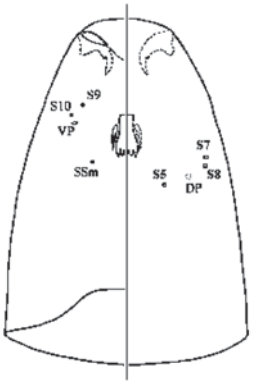


21. Procercos e garras dos pseudópodos posteriores escuras; cabeça, em geral castanho escura ..... *Hudsonimyia*

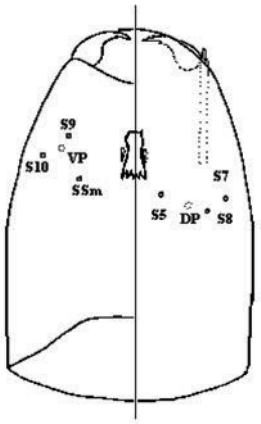



21'. Garras dos pseudópodos posteriores claras; cabeça clara.....22

22. DP posterior a S8; VP mais próximo de S10 ... ..... *Pentaneura*




22'. DP anterior a S8; VP disposto em linha reta entre S9 e S10 ..... *Parapentaneura*



# Tanypodinae ocorrentes no Brasil

## *Ablabesmyia* Johannsen



### Diagnose e Comentários

Palpo maxilar com 2 ou mais segmentos diferencia este Pentaneurini (exceto *Paramerina*) dos demais gêneros da tribo. No Brasil, até o presente, são identificados os representantes de dois grupos:

*A.* (*Karelia*) (Figura 164, 165). Lígula com 5 dentes escuros dispostos em arco convexo, paralígulas bífidas; pseudópodos posteriores com 2 ou 3 garras escuras.

*A. gr. annulata* (Figura 166). Lígula com 5 dentes dispostos em linha reta (medianos mais claros que laterais); paralígulas bífidas; pseudópodos posteriores com garras unicoloridas.

*Ablabesmyia* é um dos gêneros de Pentaneurini mais comum nos sistemas aquáticos lênticos e lóticos, sendo mais freqüentemente encontrado em sedimentos rasos ou associado à vegetação aquática de lagos e represas e em remansos de córregos e rios.

Atualmente são reconhecidas 26 espécies do gênero na região Neotropical; são conhecidos os imaturos de quatro.

Informações adicionais sobre as espécies Neotropicais podem ser obtidas em Spies e Reiss (1996), Neubern (2006), Neubern e Fonseca-Gessner, (2006), Neubern *et al.* (2008, 2013) e Fusari *et al.* (2013).

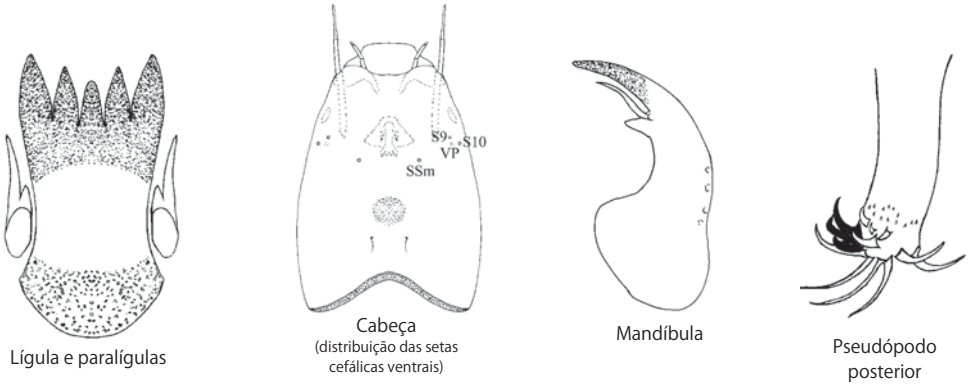



**Figura 164.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Ablabesmyia* (*Karelia*) 1.

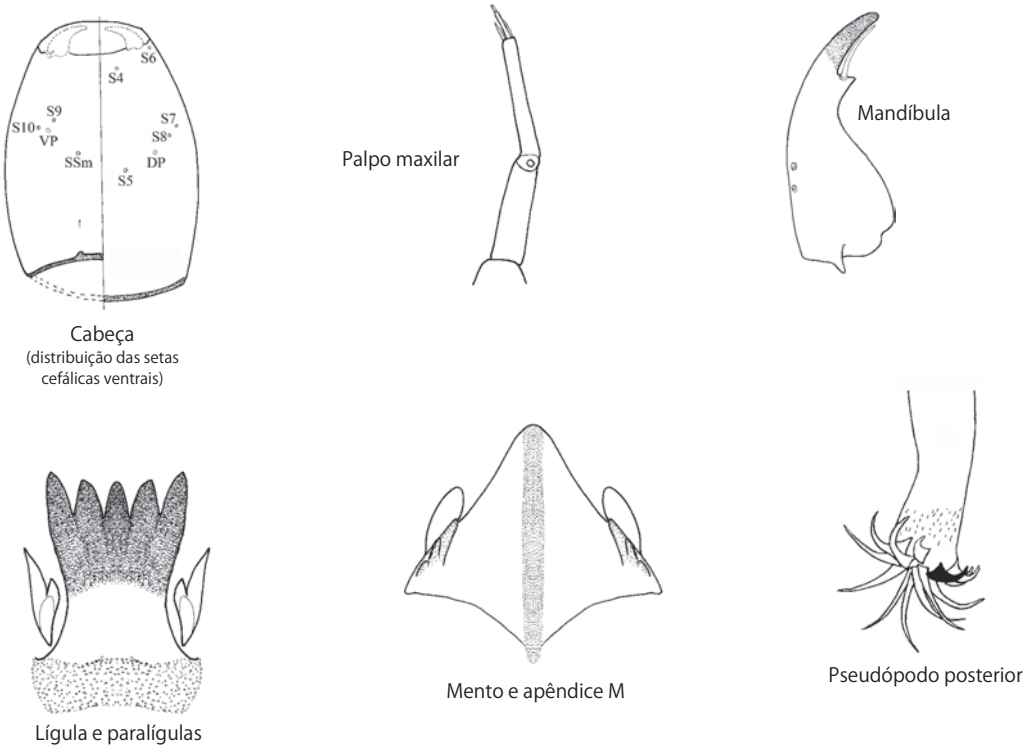



**Figura 165.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Ablabesmyia* (*Karelia*) 2.




**Figura 166.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Ablabesmyia* gr. *annulata.*

## *Alotanypus* Roback, 1971



Larvas em geral grandes, podendo ser avermelhadas, com abdômen contendo franja de pelos laterais. Placa dorsomental com 6 dentes de cada lado e com margem interna arredondada. Lígula com 5 dentes amarelados com disposição côncava; paralígulas bífidas (às vezes trífida). Pseudorádula, igualmente granulosa em toda extensão, com ligeiro estreitamento mediano, se estendendo até a base do apêndice M. Setas ventrolaterais da mandíbula simples (Figura 167).

As larvas de *Alotanypus* juntamente com outras da tribo Macropelopiini, como, *Brundiniella*, *Guassutanypus* e *Macropelopia* são encontradas em locais ricos em detritos orgânicos, com margens de córregos florestados e pequenos reservatórios rurais. A semelhança das várias larvas torna muitas vezes difícil a identificação. A disposição das setas cefálicas pode auxiliar na separação dos gêneros.

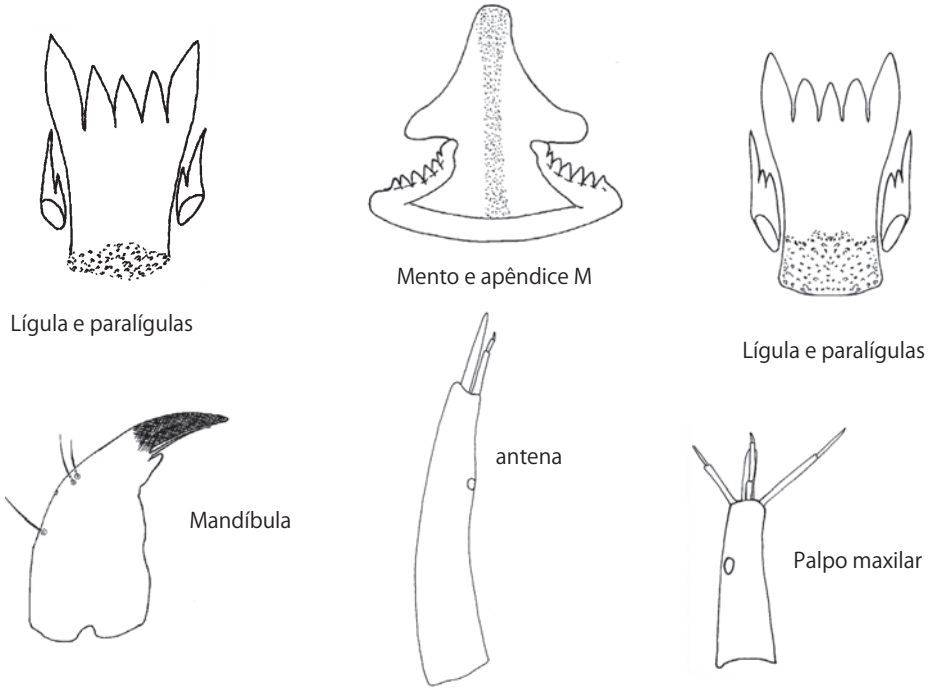



**Figura 167.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Alotanypus.*

## ***Brundiniella*** Roback, 1978



Larvas em geral grandes, podendo ser avermelhadas, com abdômen contendo franja de pelos laterais. Placa dorsomental com 8 dentes de cada lado e com margem interna afilada (esta característica separa o gênero dos demais Macropelopiini). Lígula com 5 dentes amarelados com disposição côncava; paralígulas bífidas. Pseudorádula, com estreitamento mediano, se estendendo até a base do apêndice M. Seta ventrolateral 1 da mandíbula simples; 2 e 3 com 3-4 ramos (Figura 168).

As larvas de *Brundiniella* juntamente com outras da tribo Macropelopiini, como *Alotanypus*, *Guassutanypus* e *Macropelopia* são encontradas em locais ricos em detritos orgânicos, com margens de córregos florestados e pequenos reservatórios rurais. A semelhança das várias larvas torna muitas vezes difícil a identificação. A disposição das setas cefálicas pode auxiliar na separação dos gêneros.

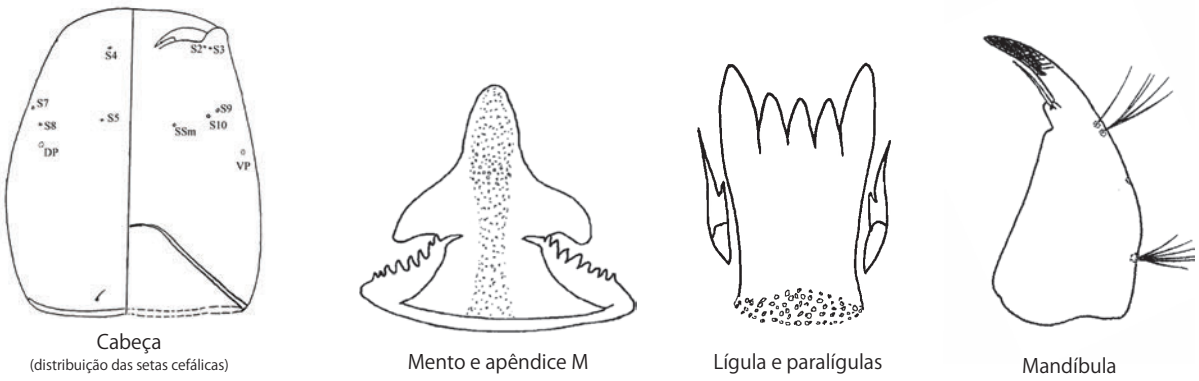
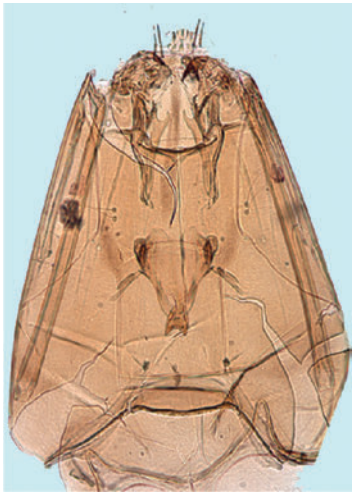



**Figura 168.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Brundiniella.*

## *Clinotanypus* Kieffer, 1913



Larva, em geral grande, com cápsula cefálica de formato cônico e abdômen com densa franja de pelos laterais. Labro com 6 abas (4 centrais estreitas e duas laterais largas). Dentes dorsomentais dispostos em fileiras longitudinais. Lígula muito pequena com 6 dentes; externos muito maiores que os internos. Mandíbulas pequenas fortemente encurvadas, em forma de gancho (Figura 169).

As larvas de *Clinotanypus*, embora não muito comuns, podem ser encontradas em sedimentos de lagoas, de córregos e do litoral de lagos e represas. Por suas dimensões e pelo formato da cabeça podem ser facilmente reconhecidas. Se diferenciam de *Coelotanypus* da mesma tribo, pelo formato de lígula, da mandíbula e pela ausência do par de espinhos na margem posterior do 3º segmento do corpo.

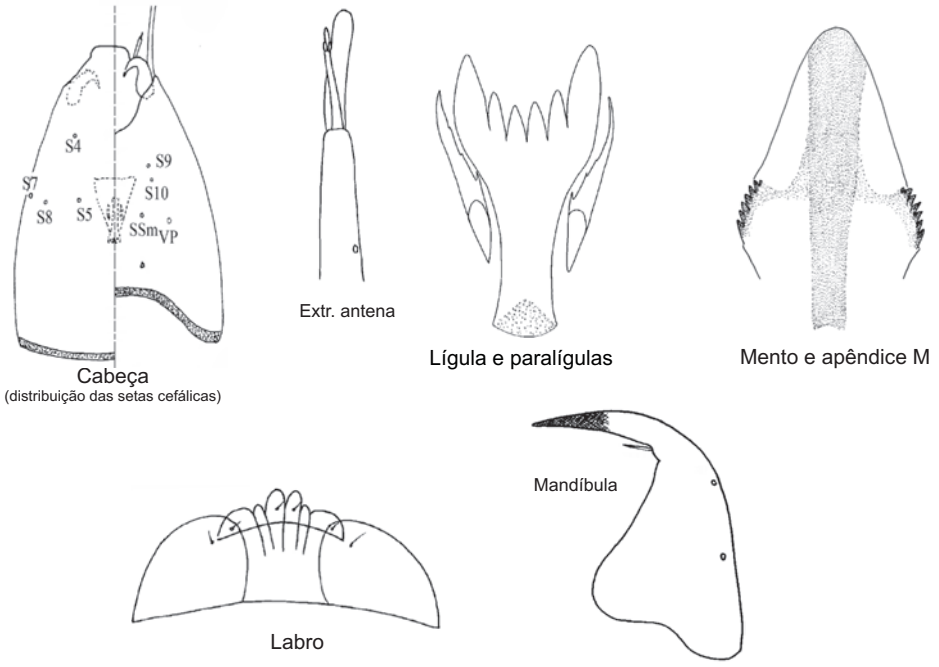
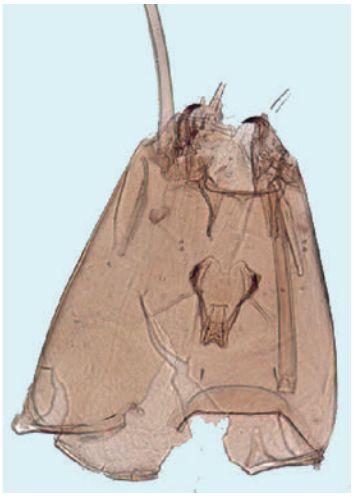



**Figura 169.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Clinotanypus*.

## *Coelotanypus* Kieffer, 1913



Larva em geral grande, com cápsula cefálica de formato cônico e abdômen com densa franja de pelos laterais. Labro com 6 abas (4 centrais estreitas e duas laterais mais largas). Dentes dorsomentais dispostos em fileiras longitudinais (5 a 9 de cada lado). Lígula com 7 dentes (às vezes 6 ou 8) com disposição côncava; penúltimos laterais voltados para fora, às vezes se posicionando sobre os externos. Mandíbulas encurvadas, em forma de gancho. Presença de 1 papila cônica entre os procercos. Com 1 par de espinhos esclerosados na margem posterior do 3º segmento do corpo (Figura 170).

As larvas de *Coelotanypus* são relativamente comuns em sedimentos rasos de lagoas, lagos e represas. Por suas dimensões e pelo formato da cabeça podem ser facilmente reconhecidas. Se diferenciam de *Clinotanypus*, da mesma tribo, pelo formato da lígula, da mandíbula e pela presença do 1 par de espinhos na margem posterior do 3º segmento do corpo.

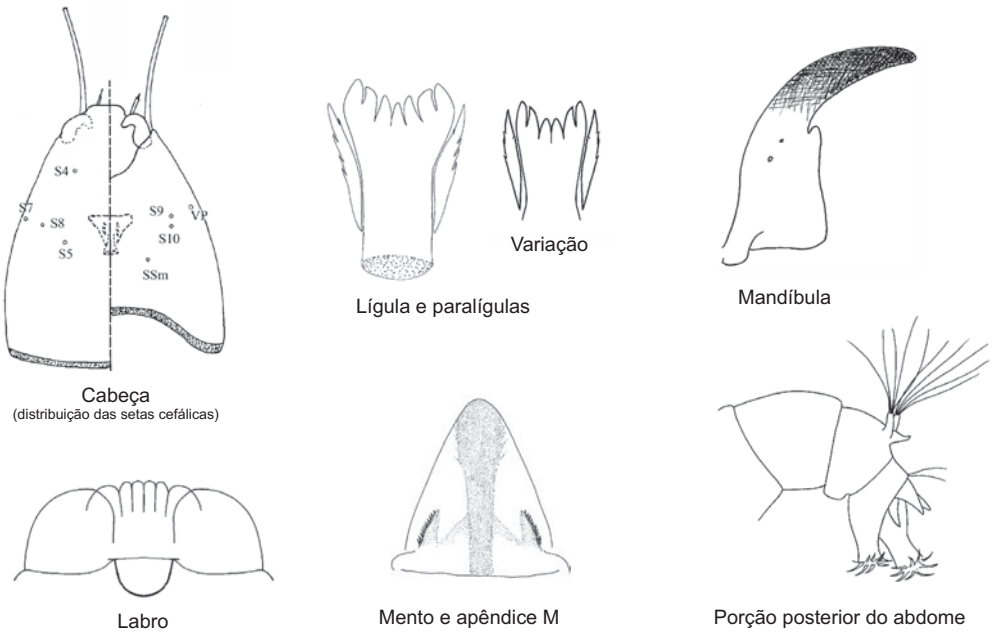
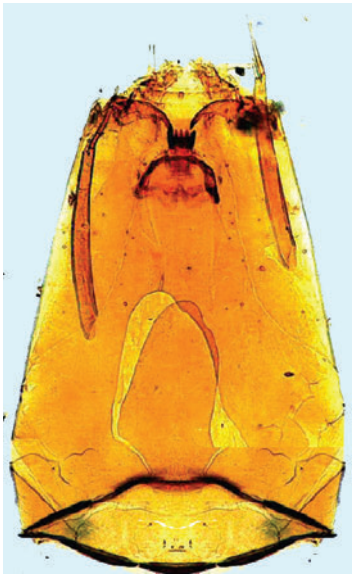



**Figura 170.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Coelotanypus.*

# *Denopelopia* Roback & Rutter, 1988



Larva pequena e delgada, com poucos pelos no corpo. Lígula com 5 dentes subiguais (3 medianos mais claros); paralígulas trífidas. Pseudópodos posteriores com 2 garras bífidas adicionais (dente externo da garra bífida mais longo que interno) (Figura 171).

As larvas de *Denopelopia* são encontradas em lagoas e córregos principalmente em locais com vegetação aquática. Assemelham-se às larvas de *Zavrelimyia* pelo formato das garras dos pseudópodos posteriores. São diferenciadas destas pelo formato da lígula e das paralígulas.

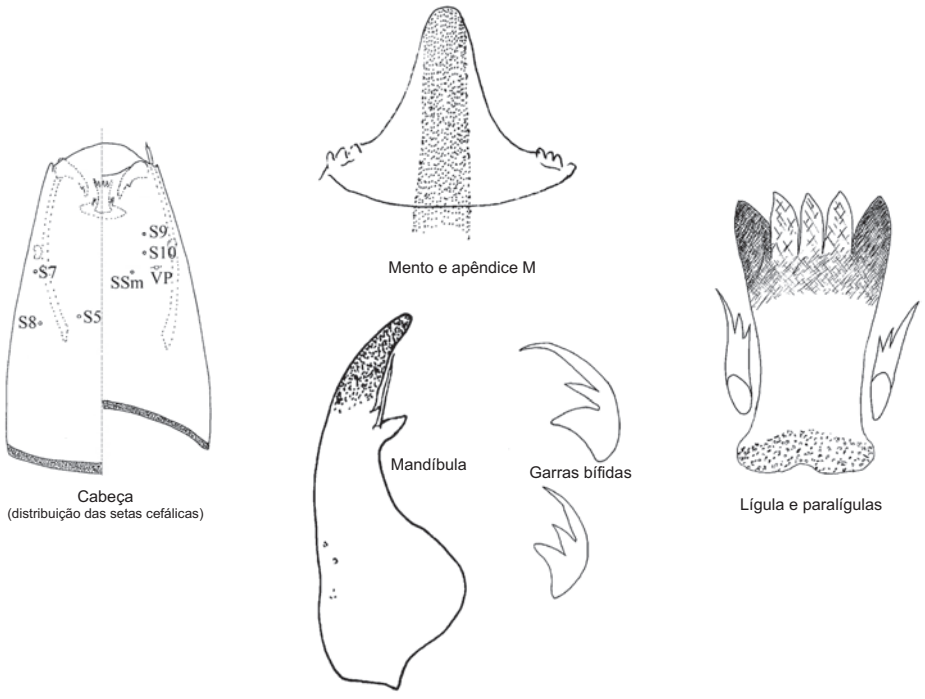



**Figura 171.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Denopelopia*.

## *Djalmabatista* Fittkau,1968



Larva de tamanho médio e cabeça de formato mais ou menos quadrangular. Antena com lâmina antenal longa (em 2 a 2,5 vezes mais longa que flagelo antenal). Mandíbula com dente interno biconvexo. Lígula com 4 ou 5 dentes escuros; paralígulas multidenteadas. Placa dorsomental com 6-7 dentes de cada lado. Larva com franja de pelos laterais (Figuras 172, 173).

As larvas de *Djalmabatista* vivem em sedimentos rasos de lagos, represas, lagoas e rios e são muitas vezes confundidas com *Procladius* (da mesma tribo). Ambas apresentam lígula com dentes escuros. Se diferenciam principalmente pelo comprimento da lâmina antenal e pelo dente interno da mandíbula. São conhecidos 2 tipos larvais,um com lígula com 4 dentes (*D. pulchra*) e outro com 5 dentes.

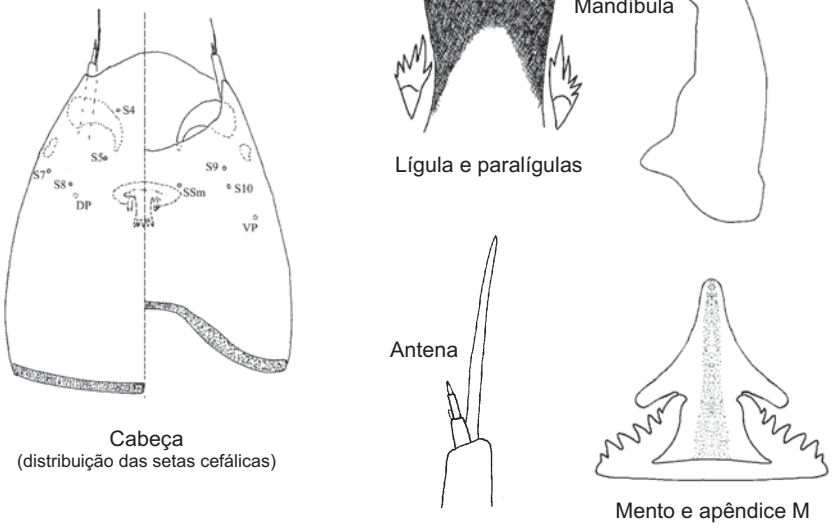



**Figura 172.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Djalmabatista pulchra* (Johannsen, 1908).

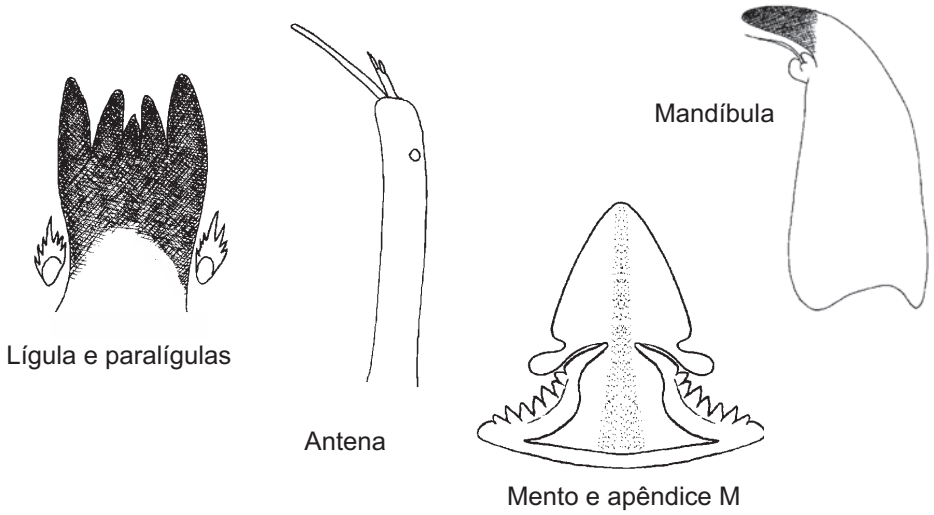
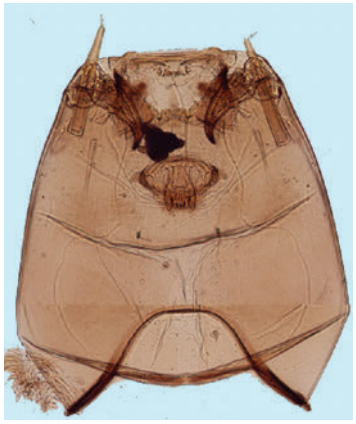



**Figura 173.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Djalmabatista* sp.2.

## *Fittkauimyia* Karunakaran, 1969



Larva com densa franja de pelos nas laterais do abdômen. Placa ventromental com dentes dispostos em arco convexo (3 externos de cada lado voltados para dentro). Mandíbula com múltiplos dentes acessórios dorsais e ventrais. Lígula com 5 dentes amarelados subiguais (1$^{os}$ laterais voltados para dentro); paralígulas com 3 dentes externos (Figuras 174, 175).

As larvas de *Fittkauimyia* vivem em sedimentos arenosos de córregos, de rios e no litoral de lagoas e reservatórios. Na região Neotropical são conhecidas três espécies (Serrano e Nolte 1996; Dantas e Hamada 2013). Trata-se de um gênero relativamente comum na região, provavelmente com mais espécies ainda não descritas.

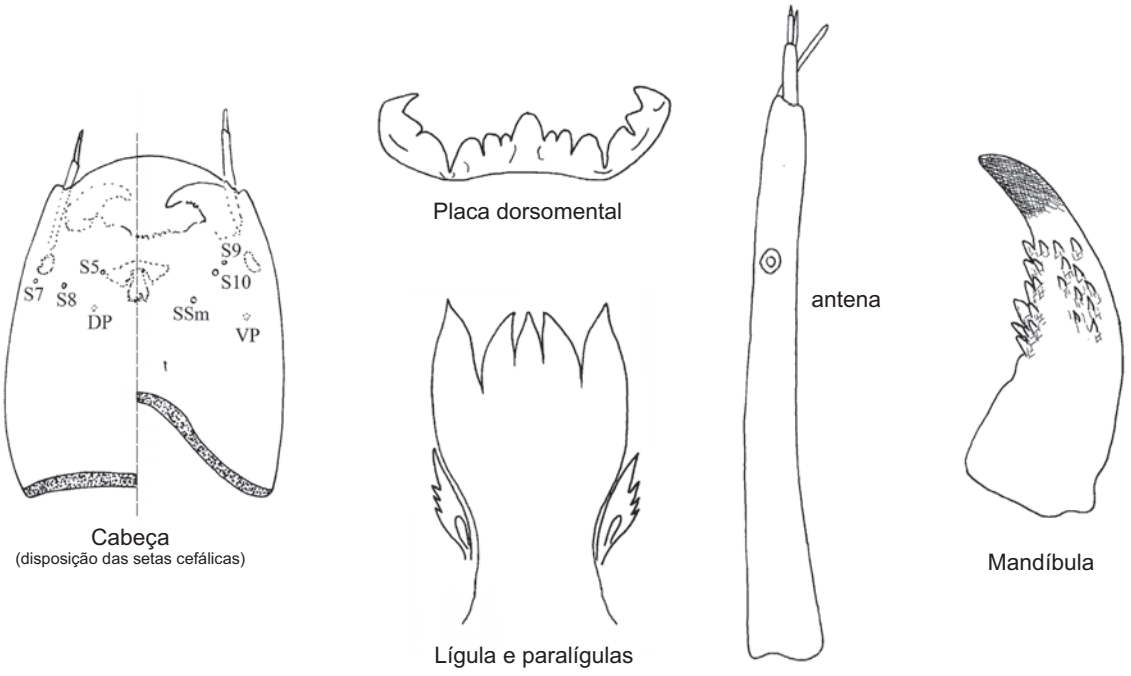



**Figura 174.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Fittkauimyia*.

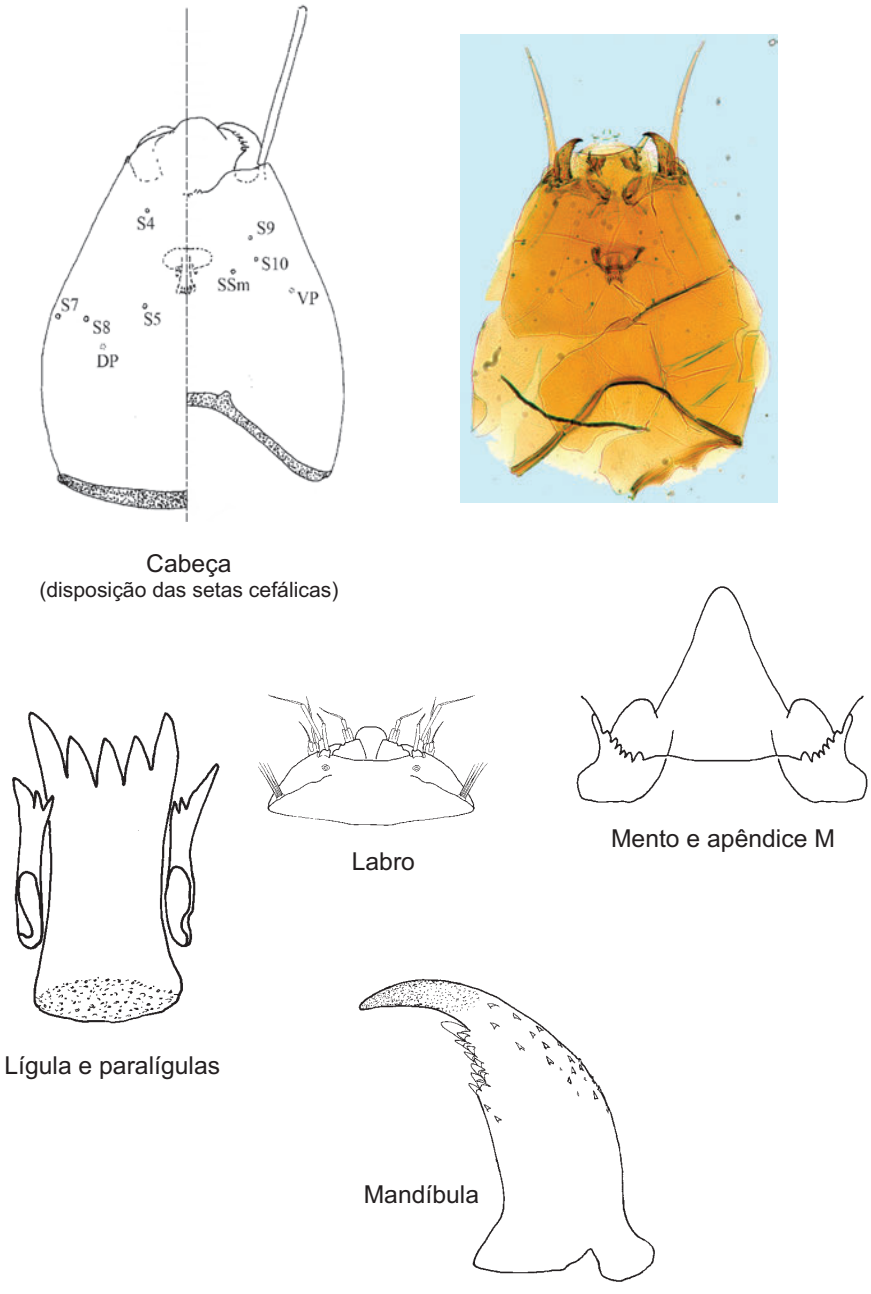
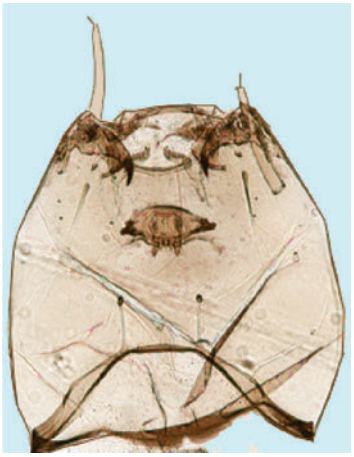



**Figura 175.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de prox. *Fittkauimyia.*

## *Guassutanypus* Roque & Trivinho-Strixino, 2003



Larvas grandes ( ~ 10 mm), avermelhadas, com abdômen fortemente franjado. Placa dorsomental com 9 dentes de cada lado e um pequeno lobo arredondado se estendendo para a linha mediana. Lígula com 5 dentes amarelados com disposição côncava; paralígulas bífidas; pseudorádula uniformemente granulosa se estendendo até a base do apêndice M. Setas ventrolaterais da mandíbula simples (Figura 176).

As larvas de *Guassutanypus*, juntamente com outras da tribo Macropelopiini (*Alotanypus*, *Brundiniella* e *Macropelopia*), são encontradas em locais ricos em detritos orgânicos, como margens de córregos florestados e pequenos reservatórios rurais. A semelhança das várias larvas torna muitas vezes difícil a separação dos gêneros. A disposição das setas cefálicas pode auxiliar na separação dos gêneros.

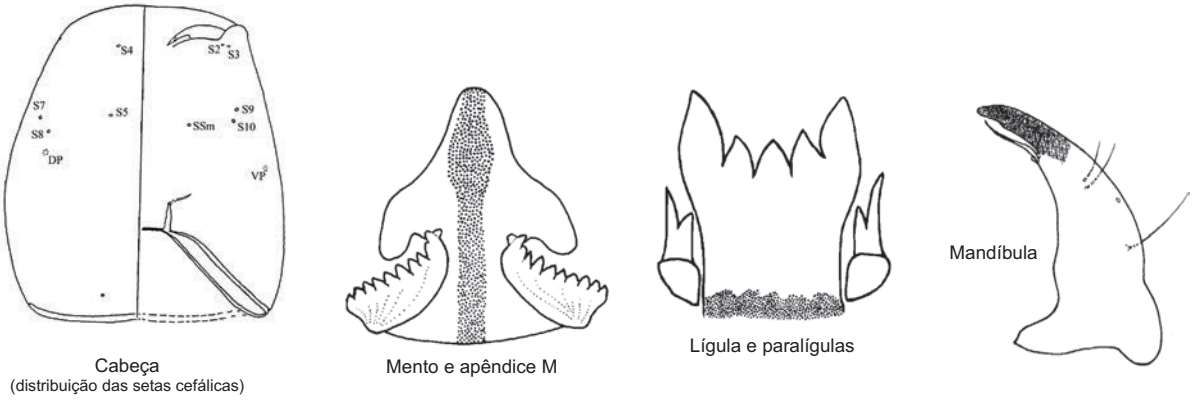



**Figura 176.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Guassutanypus*.

# *Hudsonimyia* Roback, 1979



Larva de tamanho médio ( ~ 8 mm), geralmente com a casula cefálica parcialmente ou totalmente castanha. Lígula com 5 dentes subiguais ou côncava; paralígulas bífidas. Pseudópodos posteriores fortes e dotados de fortes garras escuras. Procercos castanhos, ~5 vezes mais longos que largos. A cabeça e as garras escuras são as principais características diferenciais de suas larvas (Figura 177).

As larvas de *Hudsonimyia* são típicas de biótopos higropétricos, com moderado a baixo fluxo. Só são conhecidas 2 espécies na América do Norte. Larvas do gênero foram coletadas em várias localidades de altitude no estado de São Paulo, Minas Gerais e Rio de Janeiro. No Brasil são conhecidas duas espécies *H. caissara* e *H. araxá* (Silva *et al.* 2012).

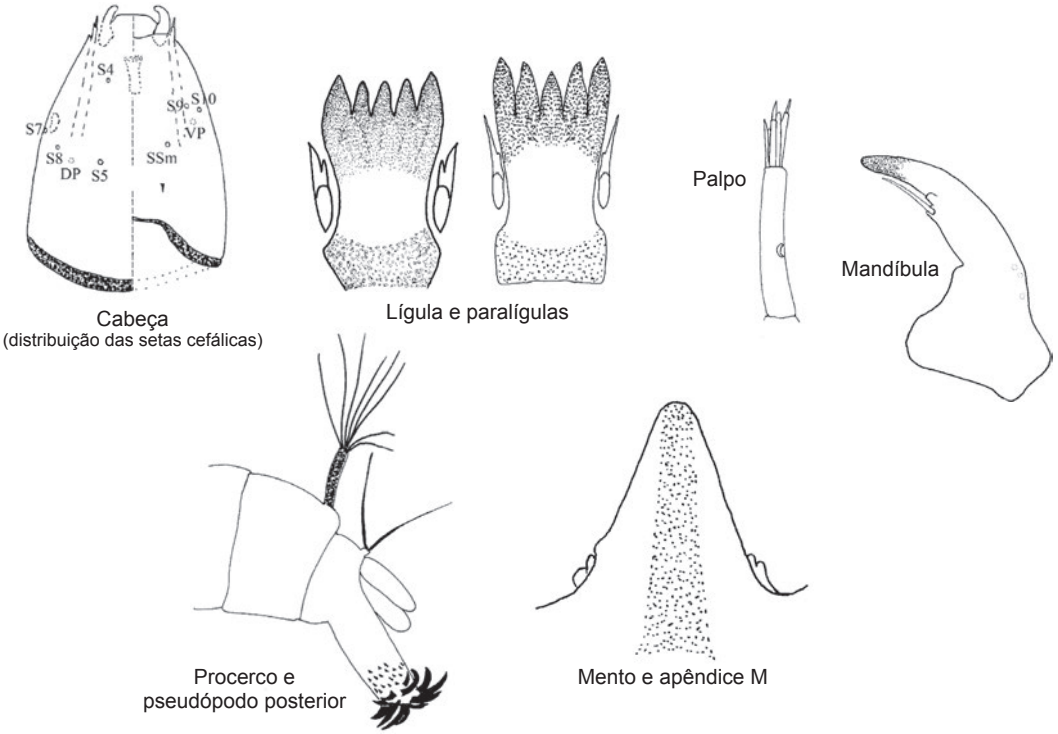



**Figura 177.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Hudsonimyia.*

## *Labrundinia* Fittkau, 1962

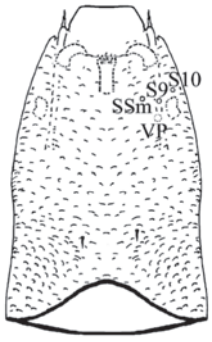


Lígula com 5 dentes claros ou acastanhados (mediano quase sempre maior que primeiros laterais); paralígulas bífidas, trífidas ou multidenteadas; com 1 garra bífida no pseudópodo posterior, com dente externo menor que interno. Gênero muito variado, com espécies apresentando cápsula cefálica lisa, crenulada, com ou sem manchas escuras, com ou sem espinhos laterais (Figuras 178-189). A chave apresentada a seguir reúne alguns morfótipos mais comuns.

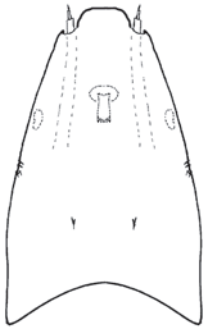
As larvas de *Labrundinia* são freqüentemente encontradas em quase todos os sistemas aquáticos lênticos e lóticos. São mais comuns entre as comunidades da fitofauna de numerosas macrófitas aquáticas. Em córregos e rios de baixa velocidade são encontrados juntos às margens. Embora só exista registros de 2 espécies para o Brasil (*L. maculata* Roback, 1971 e *P. tenata* Roback, 1987), o gênero é fartamente citado em estudos ecológicos (Roque *et al.* 2004). Informações adicionais sobre o gênero na região Neotropical podem ser obtidas em Silva (2009) e Silva e Gessner (2009).

## Chave para identificar larvas de espécies e morfótipos de *Labrundinia*

1. Superfície da cápsula cefálica crenulada (com pequenos espinhos ou nódulos).....2



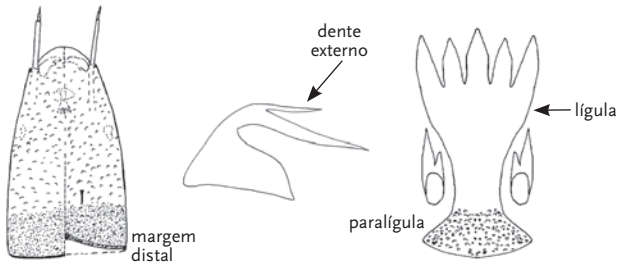

1'. Superfície da cápsula cefálica lisa, podendo apresentar 1 ou mais espinhos agrupados lateral ou ventralmente.....5



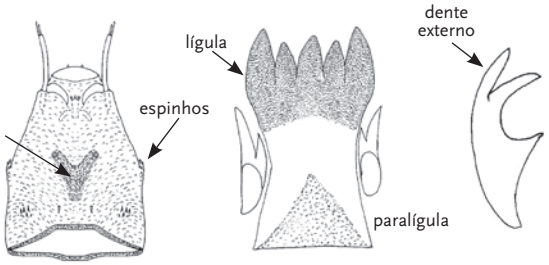
2. Cápsula cefálica com margem distal escurecida ou com espinhos e desenhos ventrais.....3

2'. Margem distal da cápsula cefálica não escurecida.....4

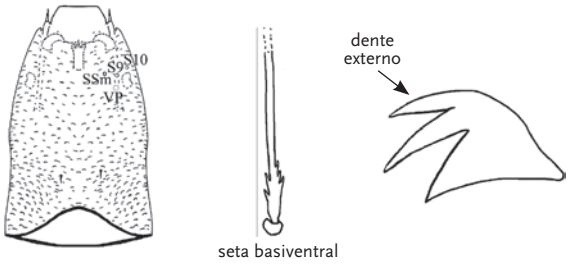
3. Margem distal da cápsula cefálica escurecida; lígula com terço basal afilado; dente externo da garra bífida bem mais curto que interno...*Labrundinia* sp.8



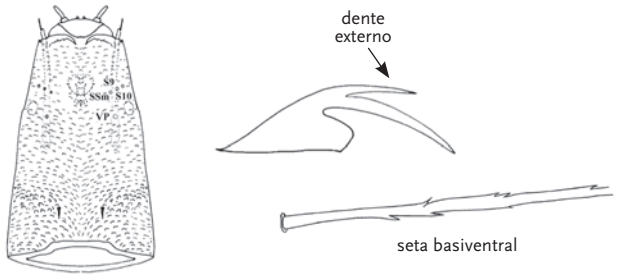

3'. Cápsula cefálica com espinhos e desenhos ventrais; lígula não como acima; dente externo da garra bífida do mesmo comprimento que interno..... *Labrundinia* sp.12




4. Índice cefálico **< 1,5**; dente externo da garra bífida quase do mesmo comprimento que interno; seta basiventral do pseudópodo posterior com espinhos na porção basal .... *Labrundinia* sp.3

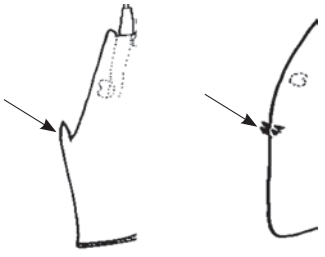



4'. Índice cefálico **> 1,5**; dente externo da garra bífida bem mais curto do que interno; seta basiventral do pseudópodo posterior com espinhos em quase toda extensão ..... *Labrundinia* sp.10

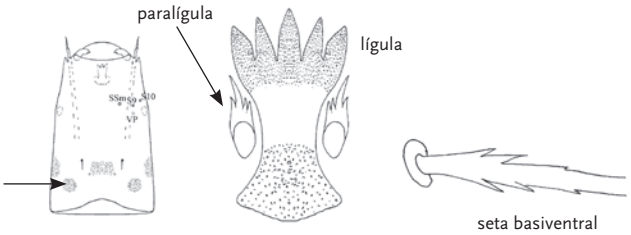



5. Cápsula cefálica inteiramente lisa.....6

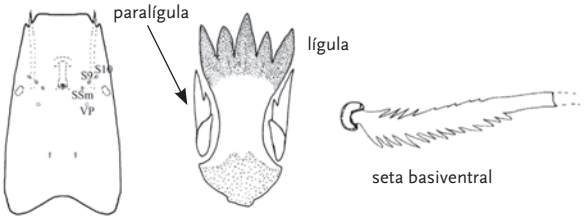
5'. Cápsula cefálica com espinhos laterais e/ou ventrais.....**7**



6. Com manchas acastanhadas distribuídas ventralmente na metade distal da cápsula cefálica; paralígula multidenteada; pseudópodo posterior sem garra denteada, além da garra bífida; seta basiventral do pseudópodo posterior com poucos dentículos.....*Labrundinia* sp.9



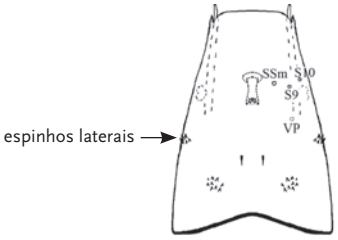

6'. Cápsula cefálica sem manhas acastanhadas; paralígula bífida; pseudópodo posterior com garra denteada, além da garra bífida; seta basiventral do pseudópodo posterior multidenteado ..... ..... *Labrundinia* sp.2



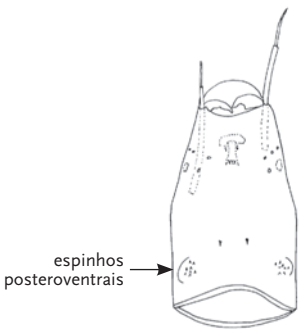

7. Cápsula cefálica com 1 par de agregados de espinhos posteroventrais ..... 8

7'. Cápsula cefálica sem espinhos posteroventrais ..10

8. Cápsula cefálica com espinhos laterais ..... ..... *Labrundinia* sp.7




8'. Cápsula cefálica sem espinhos laterais...9



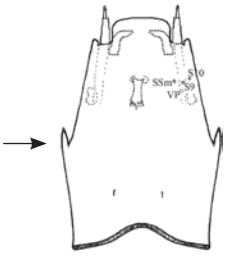

9. Com garra bífida e simples castanhas; sem garra pectinada no pseudópodo posterior ..... ..... *Labrundinia* sp.11



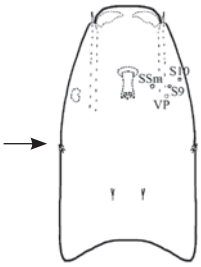

9'. Garras dos pseudópodos posteriores claras; com 1 garra pectinada no pseudópodo posterior ..... *Labrundinia tenata*



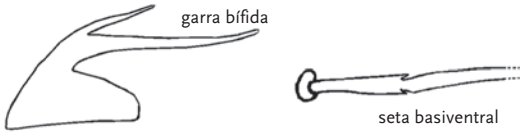

10. Cápsula cefálica com 1 largo espinho lateral .... ..... *Labrundinia* sp.5



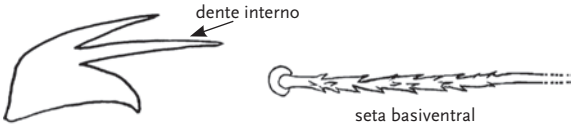
10'. Cápsula cefálica com 2 a 3 pequenos espinhos laterais ..... 11



11. Dente interno da garra bífida 2 vezes mais longo que externo; seta basiventral com poucos espinhos na base ..... *Labrundinia* sp.6




11'. Dente interno da garra bífida não tão longo; seta basiventral com muitos espinhos ..... ..... *Labrundinia* sp.4



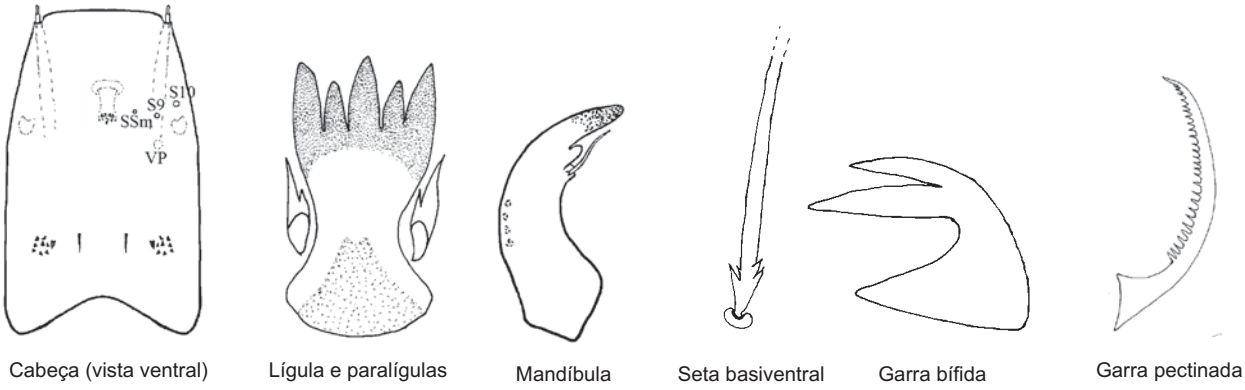



**Figura 178.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior e da larva de *Labrundinia tenata* Roback, 1987.

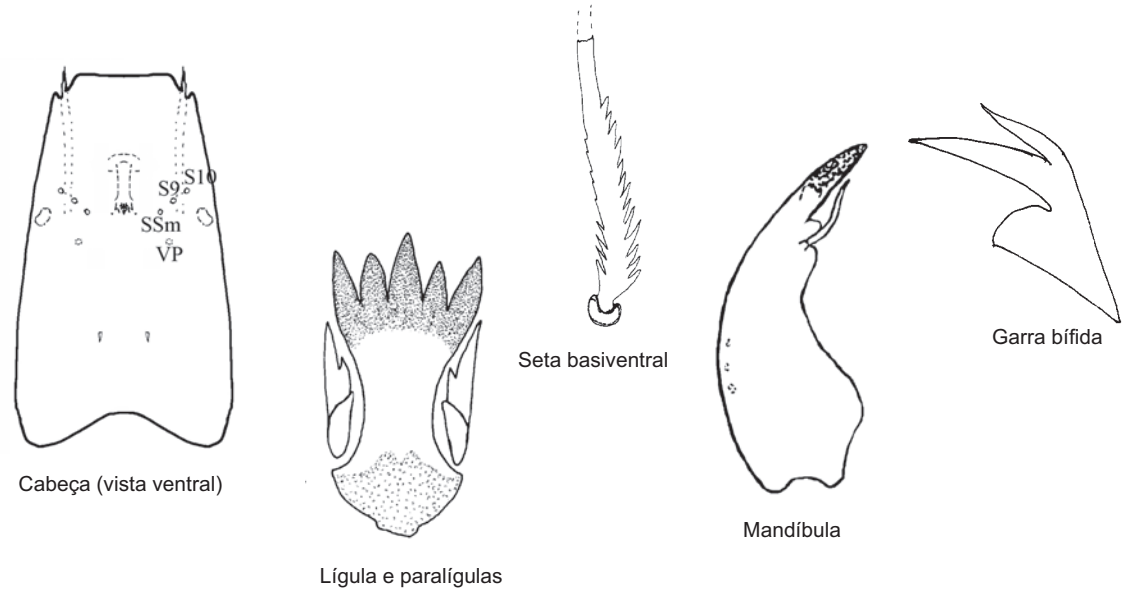



**Figura 179.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.2.

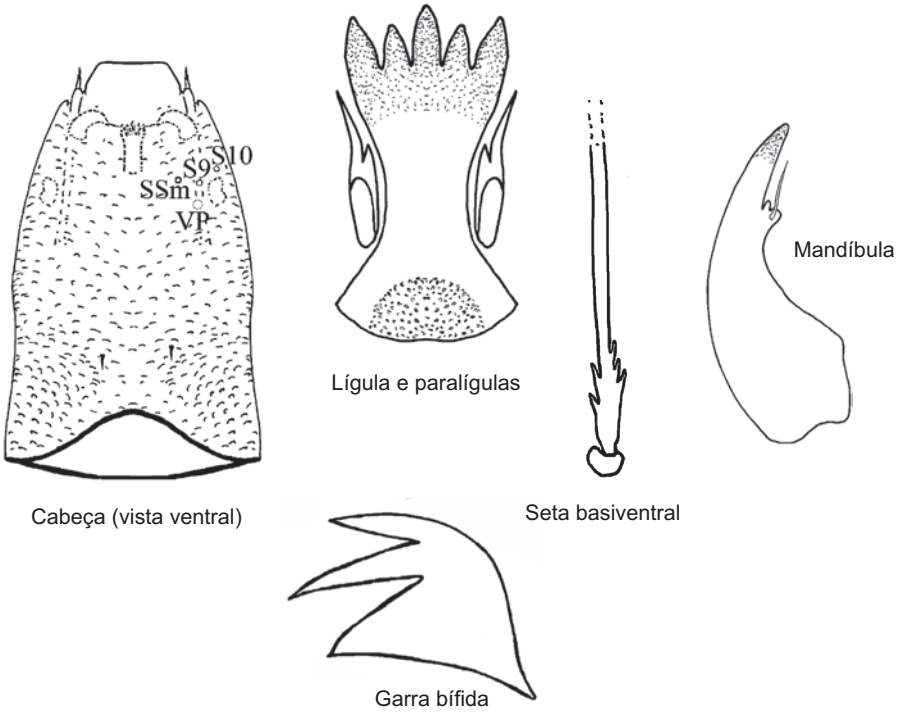



**Figura 180.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.3.

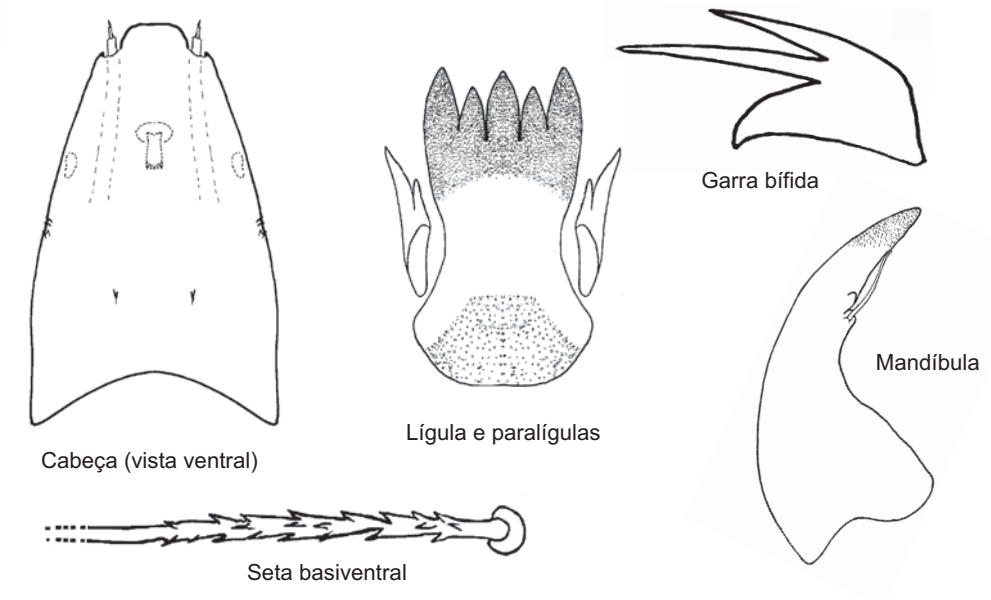



**Figura 181.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.4.

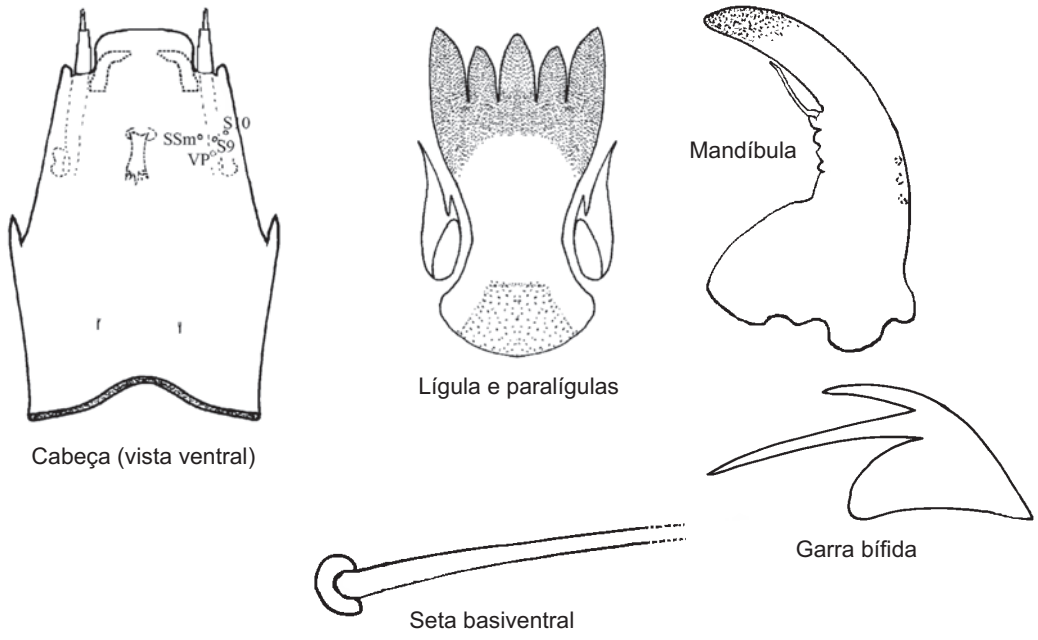



**Figura 182.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.5.

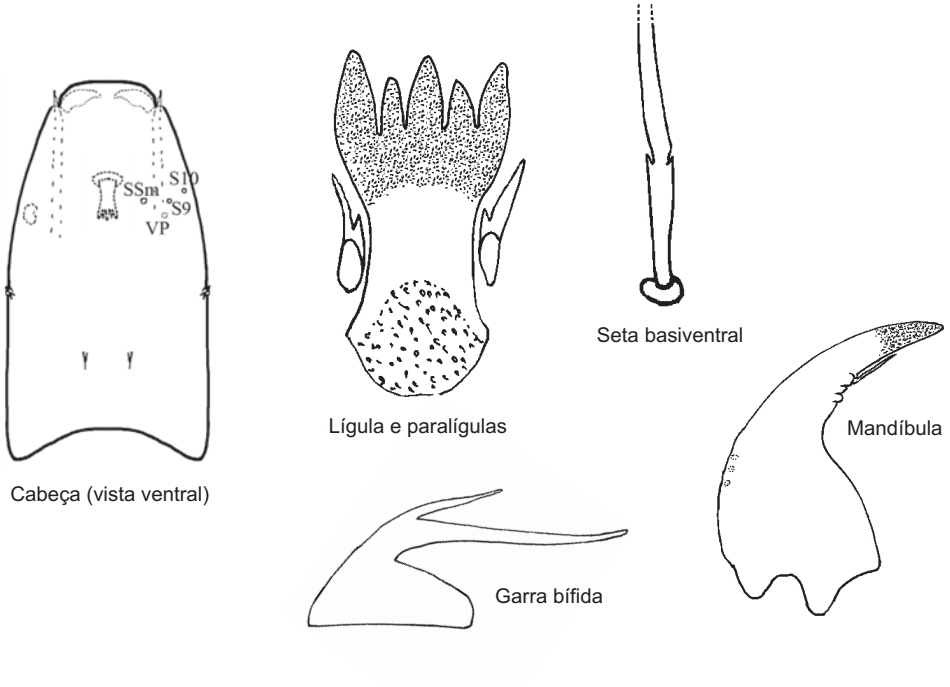



**Figura 183.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.6

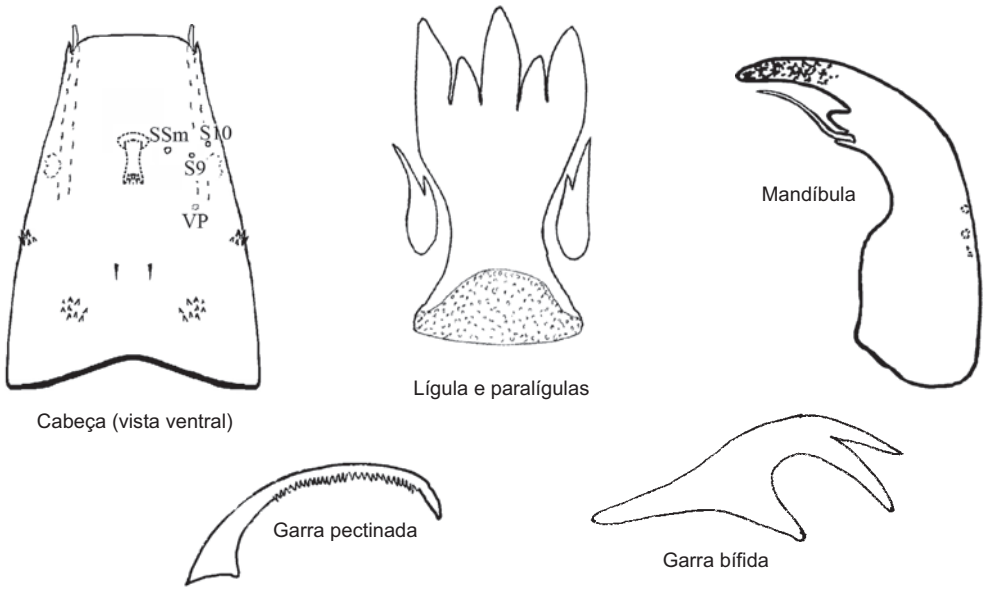



**Figura 184.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.7.

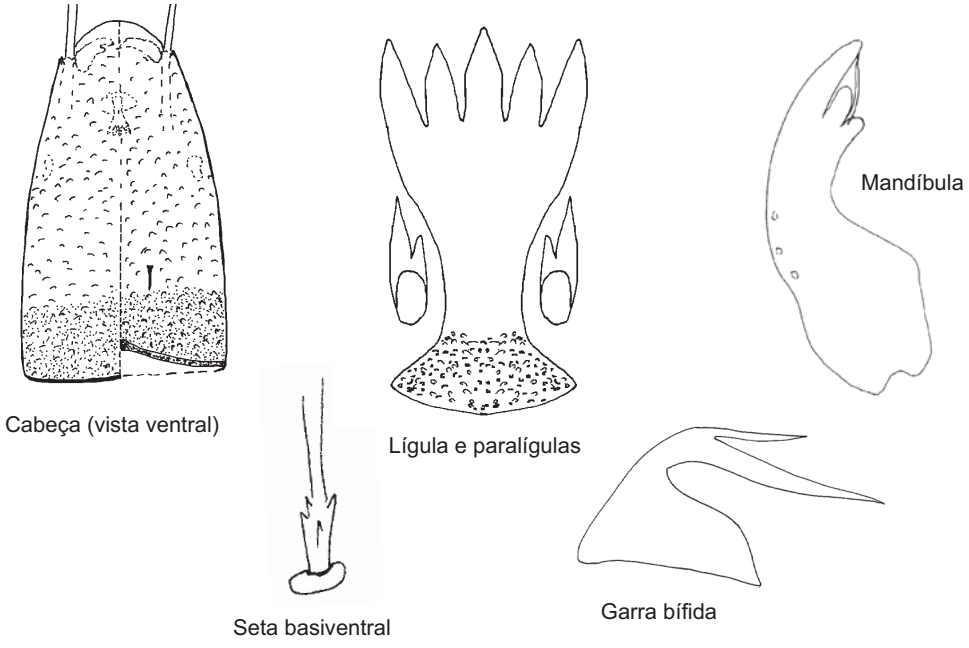



**Figura 185.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.8.

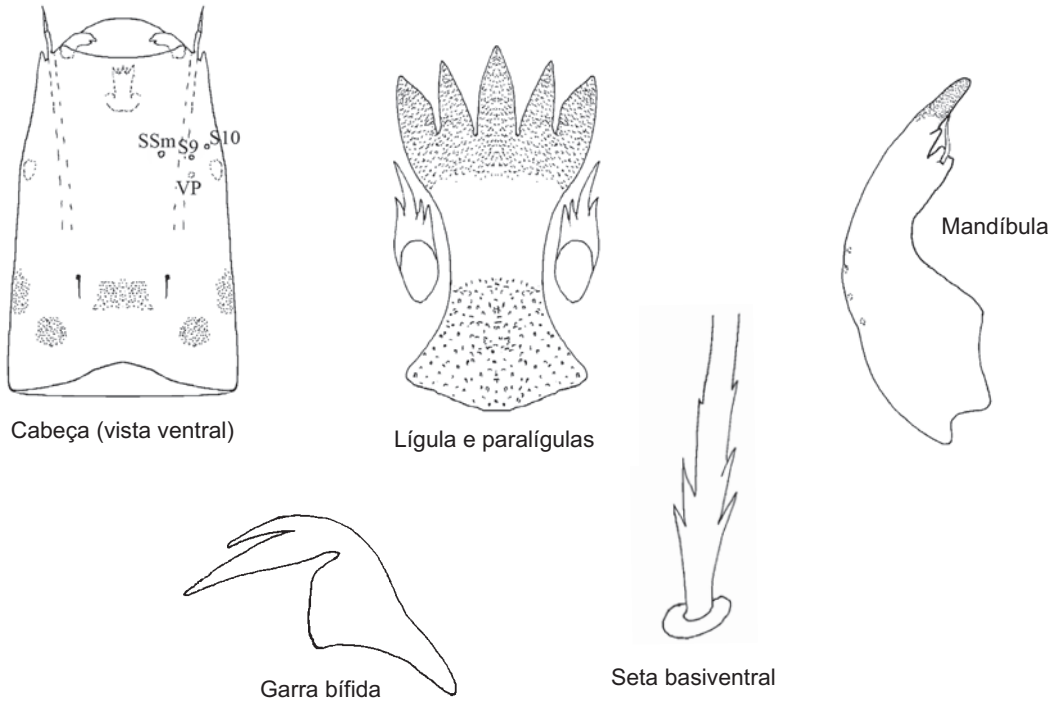



**Figura 186.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.9.

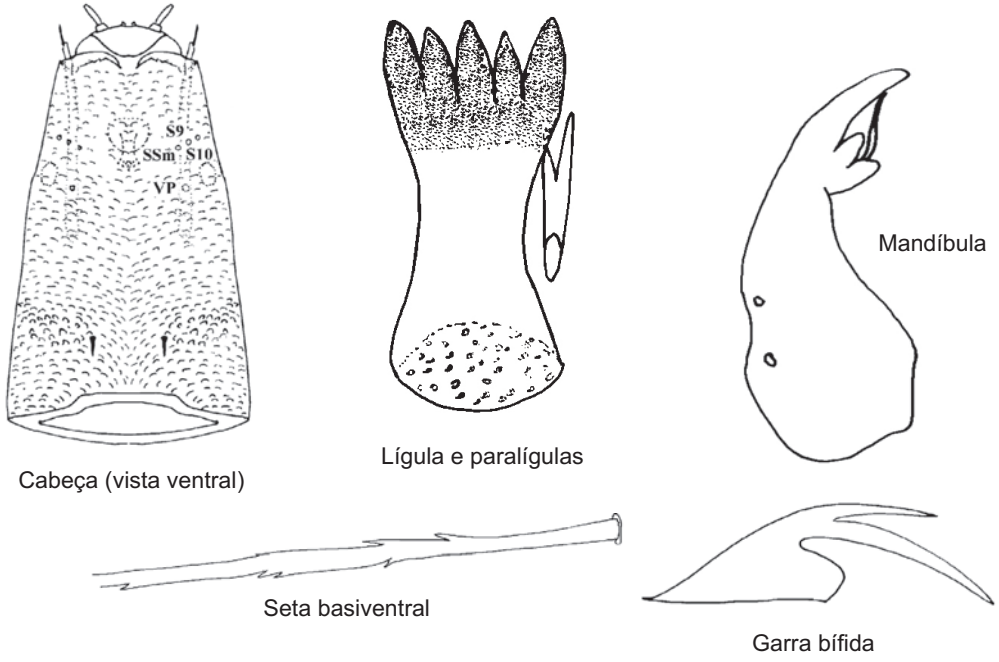



**Figura 187.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.10.

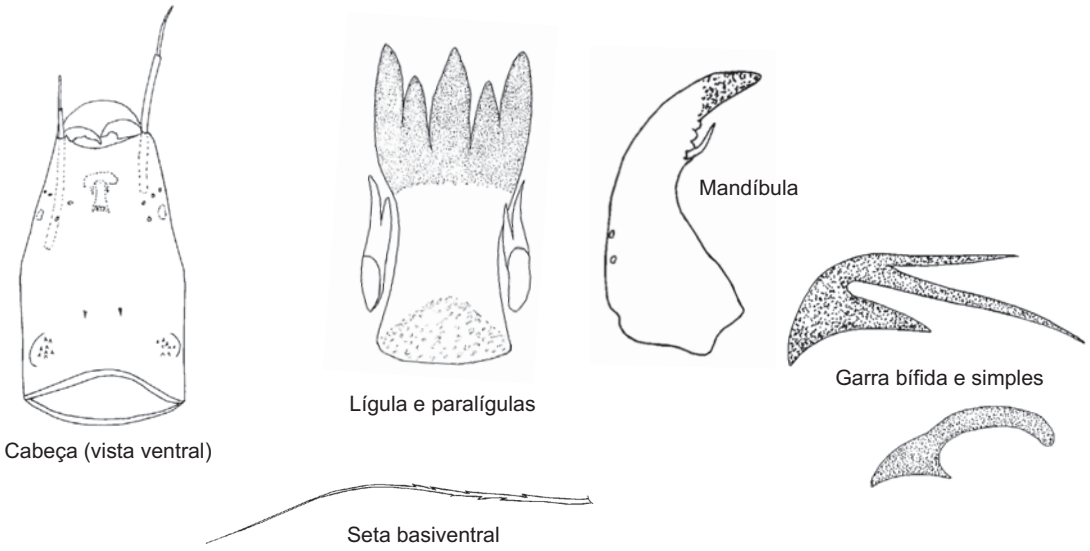



**Figura 188.** Estruturas da cápsula cefálica, da seta basiventral e da garra do pseudópodo posterior da larva de *Labrundinia* sp.11.

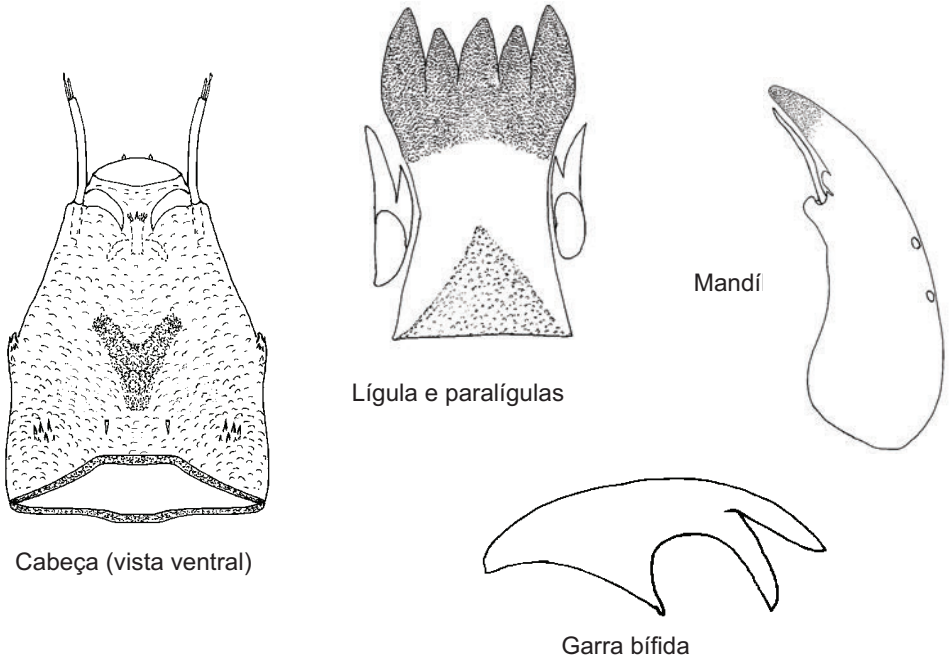
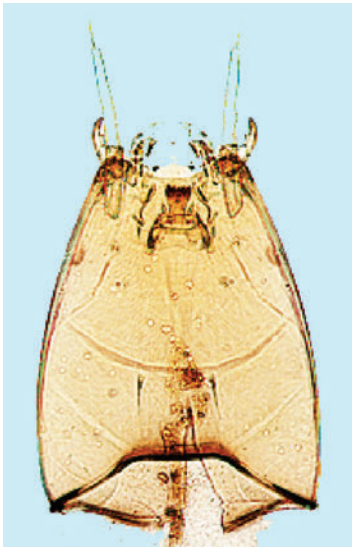



**Figura 189.** Estruturas da cápsula cefálica e da garra do pseudópodo posteriorda larva de *Labrundinia* sp.12.

## *Larsia* Fittkau, 1962



Larva de tamanho médio, com poucos pelos no abdômen. Palpo maxilar com 1 segmento basal (órgão anelar próximo ao meio do segmento). Lígula com 5 dentes castanhos dispostos em arco convexo; paralígulas desigualmente bífidas. Garras dos pseudópodos posteriores simples (Figura 190).

As larvas de *Larsia* são muito comuns, podendo ser encontradas em ambientes lênticos e lóticos, associadas a sedimentos rasos ou a vegetação aquática. Apresentam poucas características diferenciais, podendo ser confundidas com *Pentaneura*. Se diferenciam por apresentarem a seta supranal mais finas. A posição do órgão anelar no meio do segmento basal do palpo maxilar pode ser a principal característica diferencial. Ao contrário, as pupas são bem distintas pelos característicos cornos cefálicos.

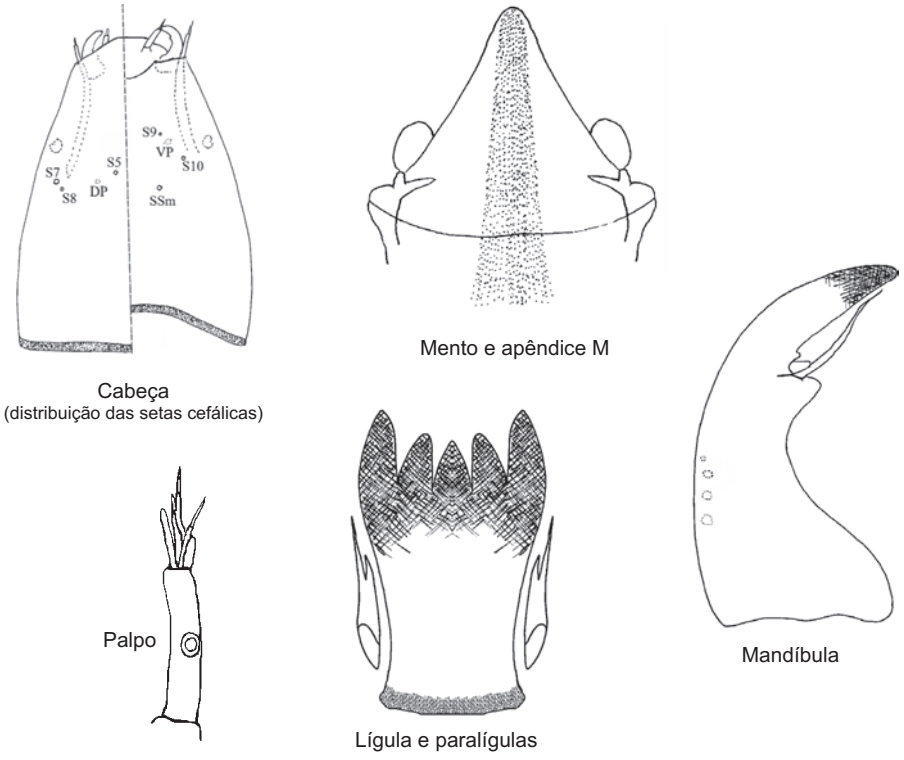
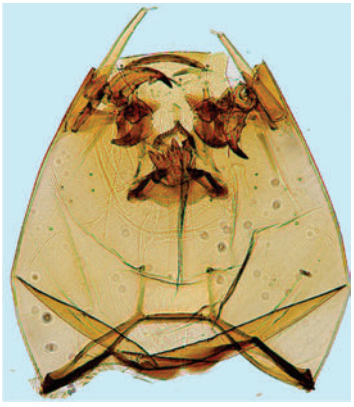



**Figura 190.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Larsia*.

## *Macropelopia* Thienemann, 1916



Larvas grandes, avermelhadas, com abdômen fortemente franjado lateralmente. Placa dorsomental com 10 dentes de cada lado e com margem interna arredondada. Lígula com 5 dentes amarelados com disposição côncava; paralígulas bífidas (às vezes trífida). Pseudorádula se estendendo até a base do apêndice M, com granulação mais forte anteriormente. Seta ventrolateral 1 da mandíbula simples; setas 2 e 3 com 3-4 ramos (Figura 191).

As larvas de *Macropelopia* juntamente com outras da tribo Macropelopiini (*Alotanypus*, *Brundiniella* e *Guassutanypus*) são encontradas em locais ricos em detritos orgânicos, como margens de córregos florestados e pequenos reservatórios rurais. A semelhança das várias larvas torna muitas vezes difícil a separação dos gêneros. A disposição das setas cefálicas pode auxiliar na separação desses gêneros.

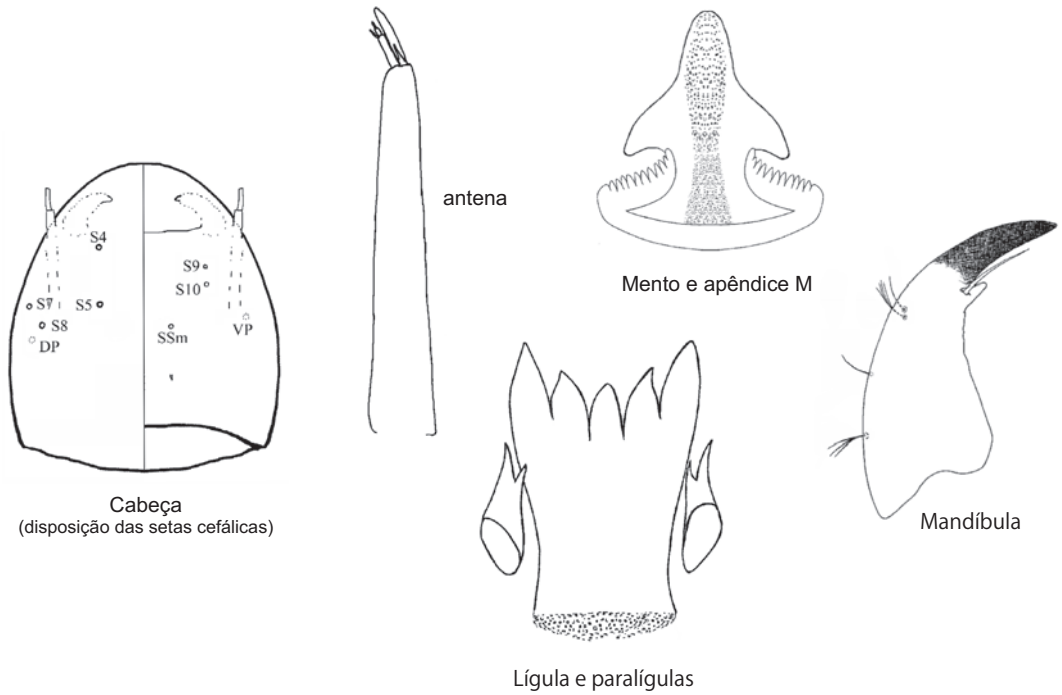



**Figura 191.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de *Macropelopia.*

## *Monopelopia* Fittkau, 1962



Larva, em geral pequena, com poucos pelos no abdômen. Lígula com 5 dentes castanhos; paralígulas desigualmente bífidas. Pseudópodos posteriores com uma garra menor (escura ou clara) encurvada e dotada de dentes internos, característica que diferencia o gênero dos demais Pentaneurini (Figura 192).

As larvas de *Monopelopia* vivem, em geral, em associação com macrófitas aquáticas em rios, lagos e lagoas e também como componente da biota do fitotelmata. São conhecidas três espécies no Brasil: *M. caraguata* Mendes, Marcondes & Pinho, 2003, *M. minuta* Serpa-Filho & Oliveira, 1997 e *M. paranaense* Oliveira, Mendes & Navarro, 2010.

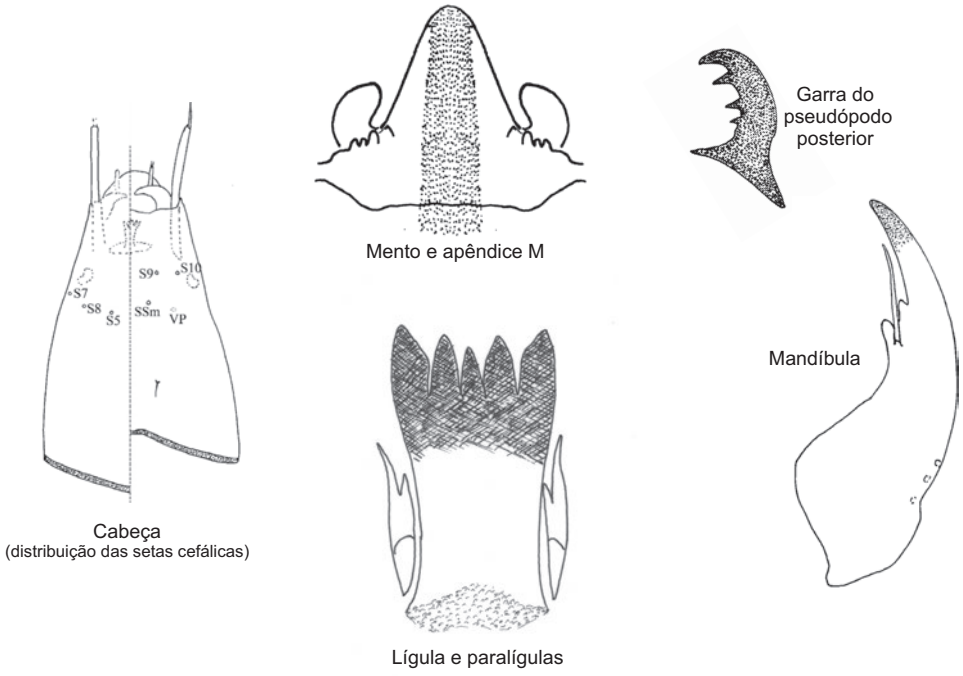



**Figura 192.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Monopelopia.*

## *Nilotanypus* Kieffer, 1923



Larva pequena, com poucos pelos no abdômen e cabeça delgada. Lígula com 5 dentes, muito fina na porção mediana; dente mediano ligeiramente mais longo que os demais; paralígulas desigualmente bífidas. Garras dos pseudópodos posteriores amareladas; garras maiores com espinhos nas margens internas (Figura 193).

As larvas de *Nilotanypus* se caracterizam por apresentarem cabeça alongada e muito fina, podendo ser confundidas com algumas larvas de *Labrundinia* que possuem cabeça lisa. Se diferenciam, porém pelo formato das garras posteriores. Podem ser encontradas em fundos arenosos de zonas mais lentas de rios e córregos. Ainda não há registro de espécies na região Neotropical, sendo conhecidas apenas as formas imaturas.

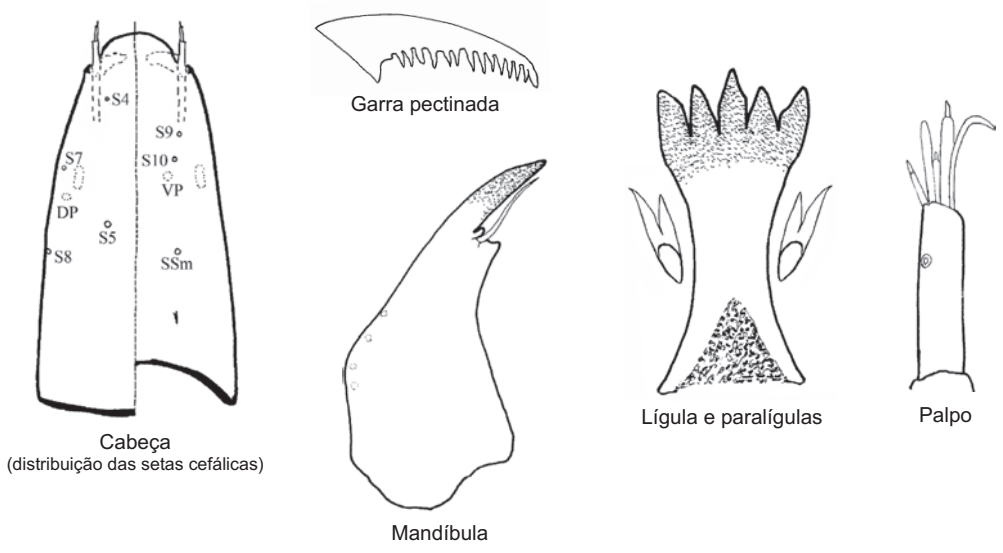
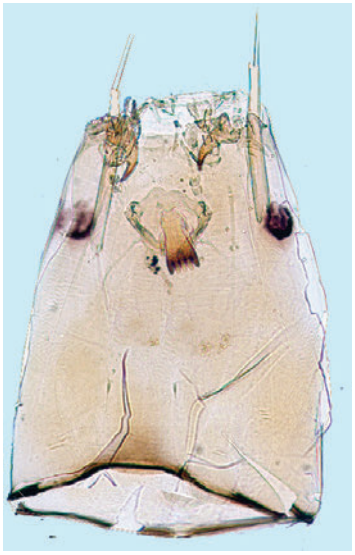



**Figura 193.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Nilotanypus*.

## ***Paramerina*** Fittkau, 1962



Larva de pequeno porte, com poucos pelos no abdômen. Palpo maxilar com 2 segmentos, com um largo órgão anelar entre os dois segmentos. Lígula com 5 dentes subiguais; paralígula desigualmente bífidas. Garras dos pseudópodos posteriores unicoloridas (Figura 194).

A presença de palpo maxilar com 2 segmentos pode confundir a larva de *Paramerina* com larvas jovens de *Ablabesmyia*. A rádula mais estreita e a disposição paralela de sua granulação observada em *Ablabesmyia* permitem separar os dois gêneros. A disposição das setas cefálicas também é auxiliar na separação dos gêneros. As poucas larvas disponíveis do gênero foram coletadas em pequenos córregos do interior do estado de São Paulo.

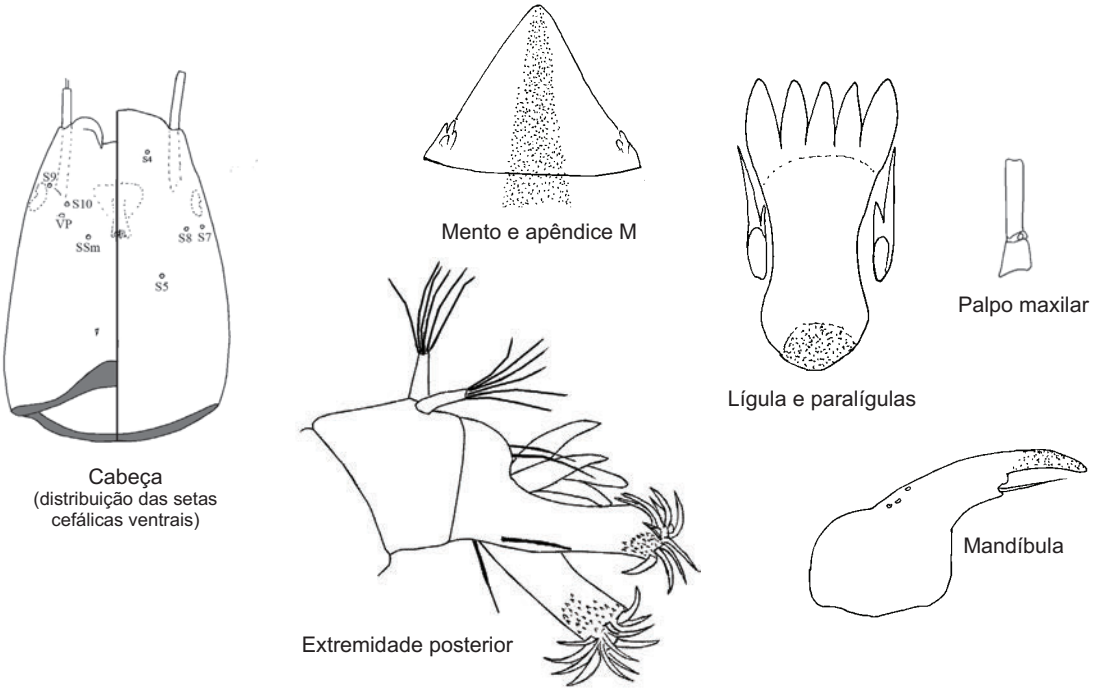
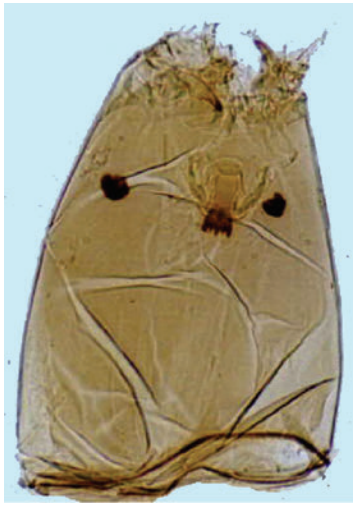



**Figura 194.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Paramerina.*

# Tanypodinae

## *Pentaneura* Philippi,1865

## *Parapentaneura* Stur, Fittkau & Serrano, 2006



Larva de tamanho médio, com poucos pelos no abdômen. Lígula acastanhada, com 5 dentes subiguais; paralígulas desigualmente bífidas. Túbulos anais, em geral, muito longos. Procercos longos ( ~ 4 x mais longo que largo). Seta supranal longa e grossa, ultrapassando os pseudópodos e os túbulos anais (Figura 195).

As larvas de *Pentaneura* e de *Parapentaneura* conjugam várias características larvais. A separação dos dois gêneros só é possível através da visualização da distribuição das setas cefálicas (em *Pentaneura* VP é posterior a S10 e S8 é anterior a DP; em *Parapentaneura* VP está entre S9 e S10 e S8 é posterior a DP). Ambas as larvas podem ser encontradas em córregos de baixa ordem, ou em associação com macrófitas aquáticas em pequenas lagoas. O gênero *Parapentaneura* é Neotropical e informações adicionais podem ser encontradas em Stur *et al.* 2006.

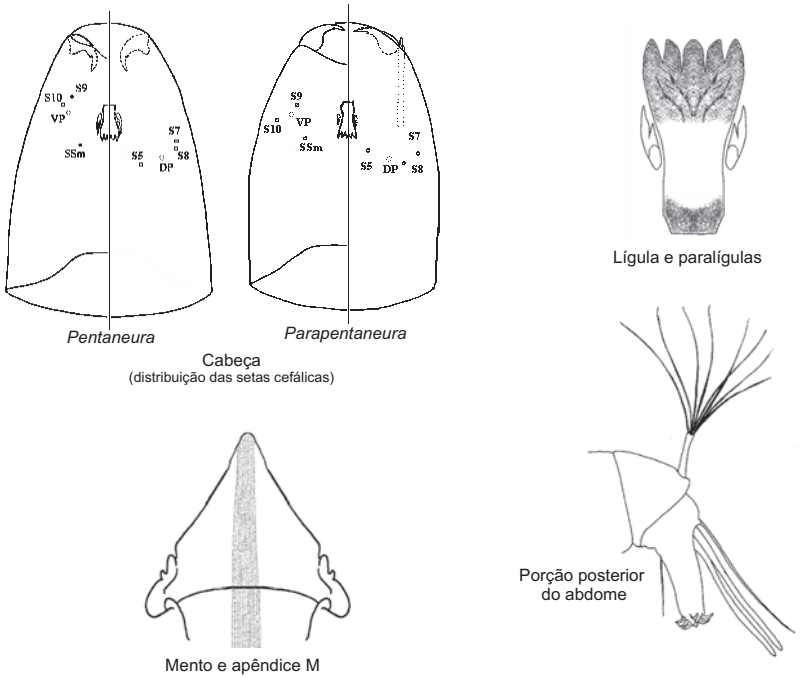



**Figura 195.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Pentaneura* e *Parapentaneura.*

## ***Procladius*** Skuse, 1889



Larva com franja de pelos laterais no abdômen. Placa dorsomental com 7 dentes de cada lado. Lígula com 5 dentes escuros (medianos menores); paralígulas multidenteadas. Lâmina antenal não ultrapassando flagelo antenal. Abdômen com 2 ou 3 pares de túbulos anais (Figuras 196, 197).

As larvas de *Procladius* são relativamente comuns em sedimentos lodosos de sistemas lênticos. Por apresentarem características similares são muitas vezes confundidas com *Djalmabatista* (da mesma tribo). Ambas apresentam lígula com dentes escuros. Se diferenciam principalmente pelo comprimento da lâmina antenal e pelo dente interno da mandíbula.

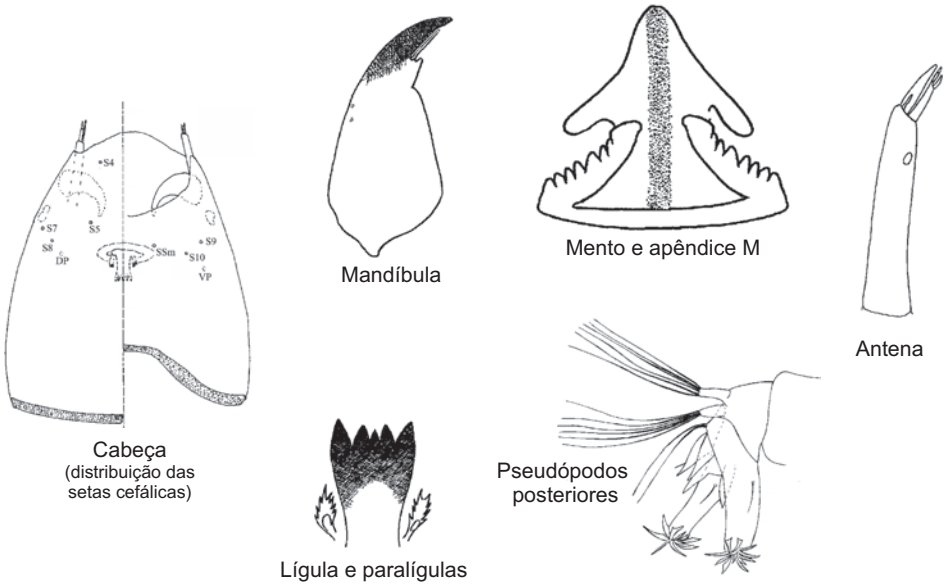



**Figura 196.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Procladius* Tipo a.

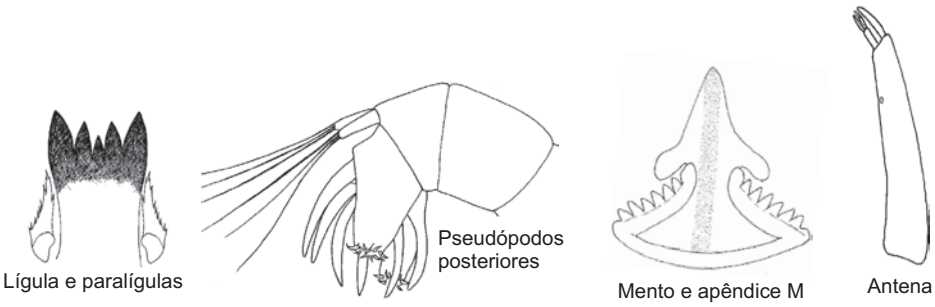



**Figura 197.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de *Procladius* Tipo b.

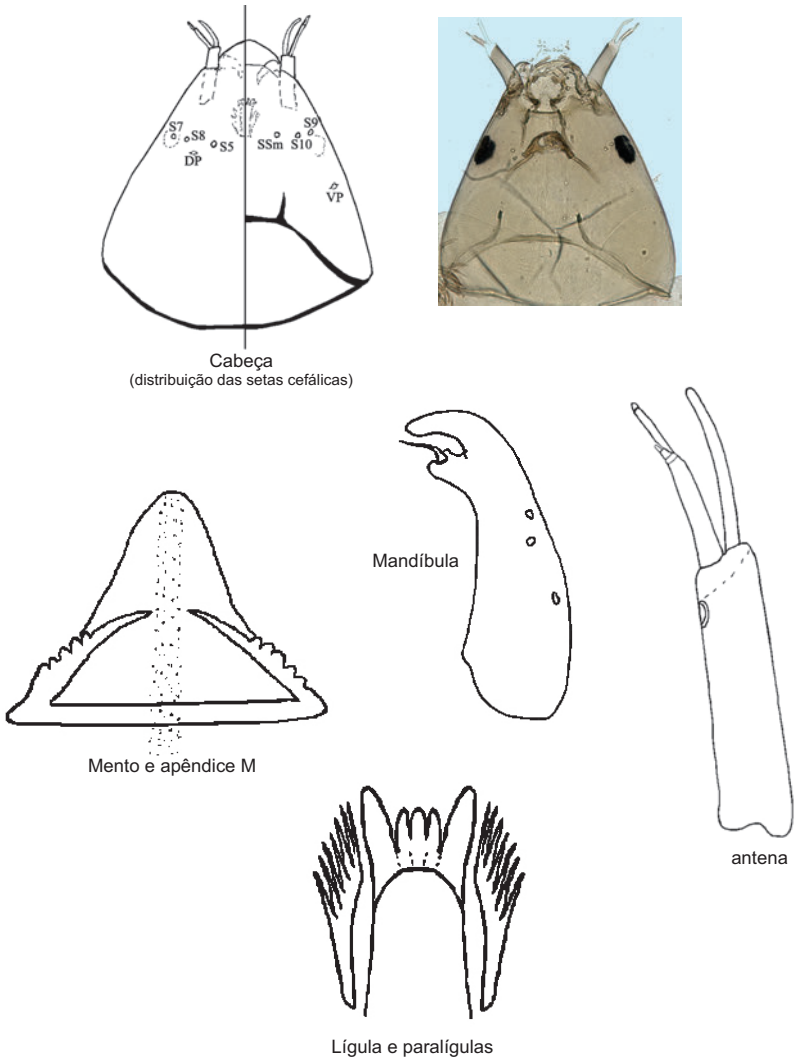



**Figura 198.** Estruturas da cápsula cefálica da larva de próx. Procladiini.

## *Tanypus* Meigen, 1803



Larva de tamanho médio, com franja de pelos laterais no abdômen. Com lobos laterais curtos ou longos no 4º segmento abdominal. Placa dorsomental com dentes dispostos mais ou menos paralelos. Lígula com 5 dentes amarelados ou ligeiramente acastanhados subiguais ou levemente convexos; paralígulas multidenteadas. Com 2 ou 3 pares de túbulos anais (Figuras 199, 200).

As larvas de *Tanypus* vivem em sedimentos lodosos ricos em matéria orgânica de sistemas lênticos (lagos, lagoas e represas). Em sistemas fortemente eutrofizados podem ser dominantes. Dois tipos larvais são as formas mais freqüentes (um com 2 pares de túbulos anais e outro com 3 pares de túbulos anais).

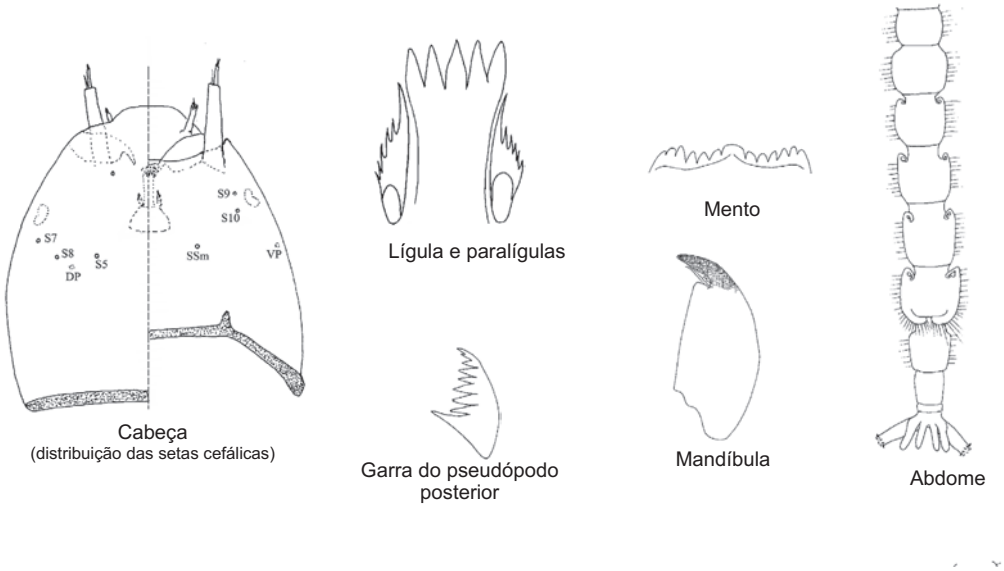



**Figura 195.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de c.f. *Tanypus stellatus*.

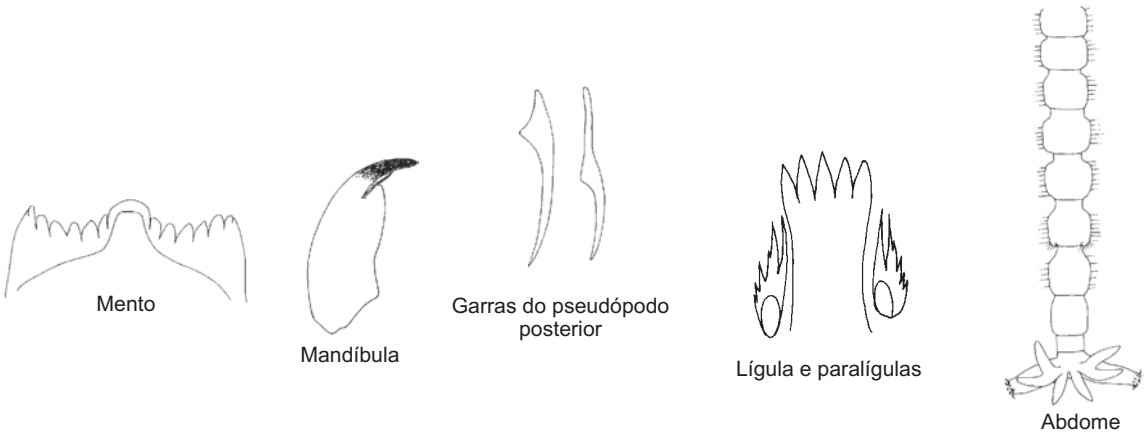
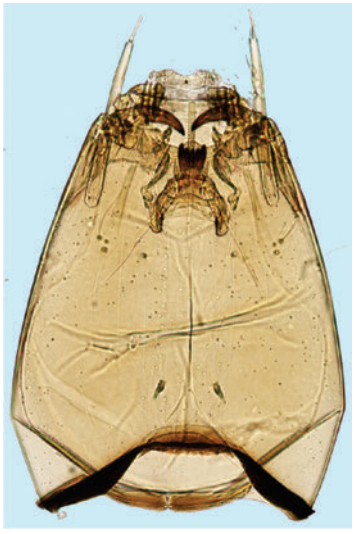



**Figura 200.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva de c.f. *Tanypus punctipennis.*

# Grupo ***Thienemannimyia*** Fittkau, 1957



Grupo de Pentaneurini que inclui vários gêneros cujas características larvais são difíceis de distinção. Em geral apresentam pelos espalhados no abdômen, característica pouco comum entre os Pentaneurini. A lígula é côncava com 5 dentes e as paralígulas desigualmente bífidas (Figuras 201, 202).

As larvas de *Thienemannimyia* vivem em sedimentos arenosos de córregos.

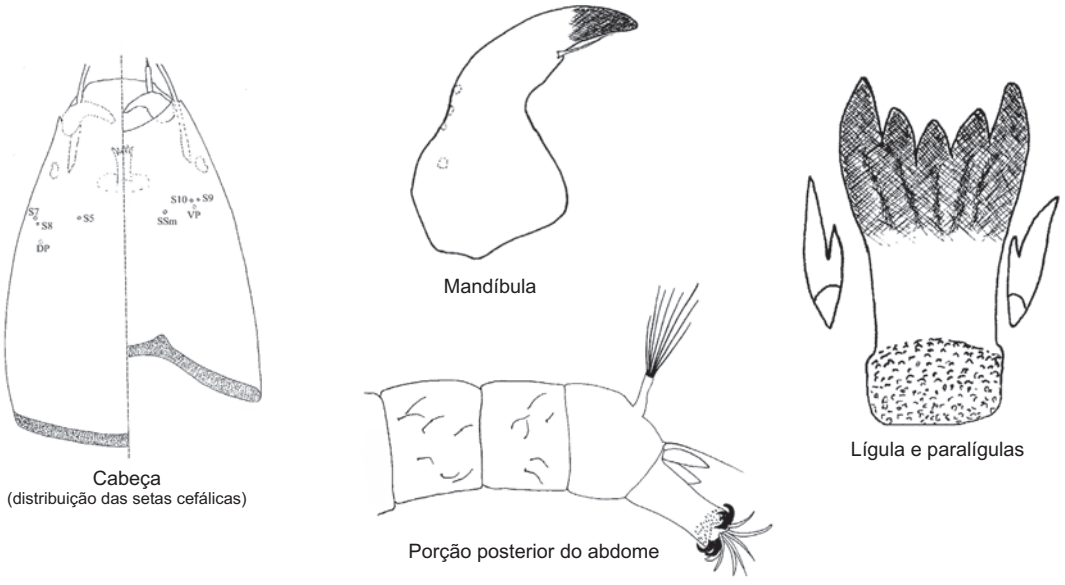



**Figura201.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva do gr. *Thienemannimyia.*

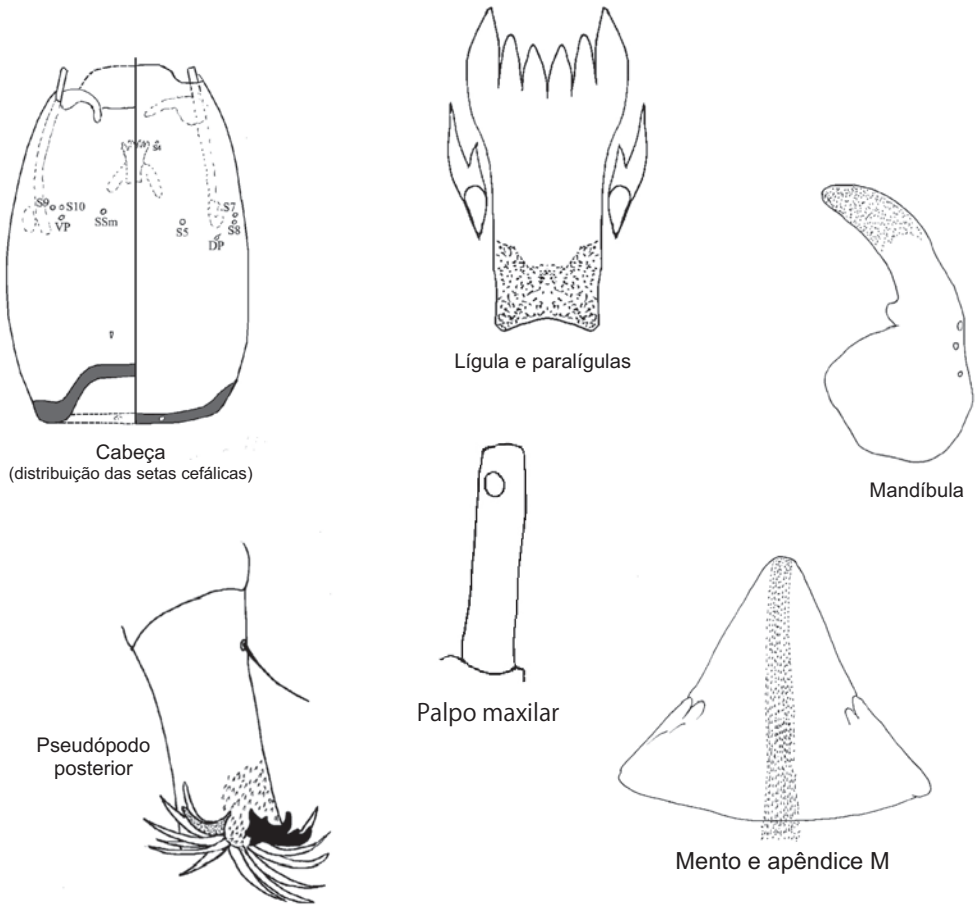
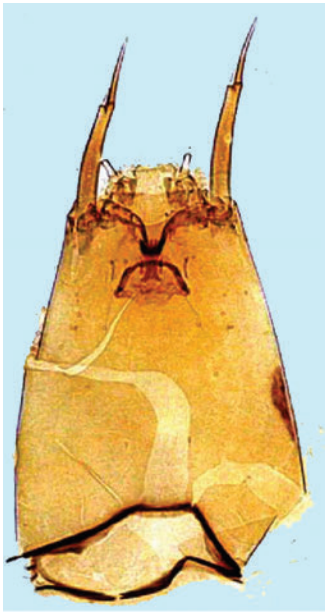



**Figura 202.** Estruturas da cápsula cefálica e do corpo da larva do gr. *Thienemannimyia?*

## *Zavrelimyia* Fittkau, 1962



Larva pequena, com poucos pelos no abdômen. Lígula com 5 dentes castanhos subiguas; paralígulas bífidas. Pseudópodos posteriores com 2 garras bífidas adicionais (dente externo mais longo que interno). Assemelham-se às larvas de *Denopelopia* pelo formato das garras dos pseudópodos posteriores. São diferenciadas destas pelo formato da lígula e das paralígulas (Figura 203).

As larvas de *Zavrelimyia* são encontradas em lagoas e córregos, principalmente em locais com vegetação aquática.

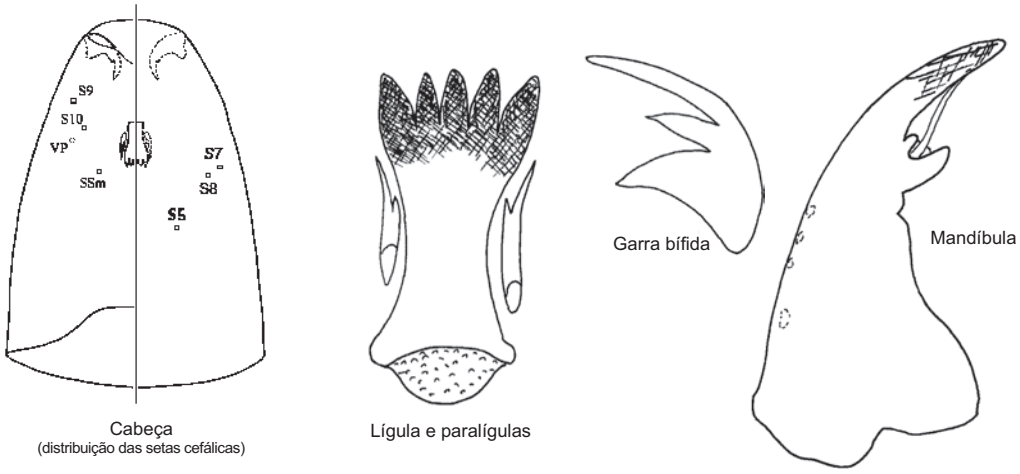



**Figura 203.** Estruturas da cápsula cefálica e do pseudópodo posterior da larva de *Zavrelimyia.*

# ÍNDICE


1. Apresentação..... 455
2. Introdução..... 456
3. Aspectos gerais da biologia e ecologia..... 456
4. Ciclo de vida..... 459
5. Morfologia externa das larvas de Chironomidae..... 462
6. Métodos de preservação das larvas e de montagem em lâminas..... 466
Chave para as subfamílias de Chironomidae do Brasil..... 468
Subfamília Podonominae..... 469
Subfamília Telmatogetoninae..... 471
Chironominae..... 473
Chave de gêneros de Chironominae..... 474
*Aedokritus*..... 486
*Apedilum*..... 487
*Asheum*..... 488
*Axarus*..... 489
*Beardius*..... 490
*Caladomyia*..... 492
*Chironomus*..... 495
*Cladopelma*..... 510
*Cladotanytarsus*..... 512
complexo *Harnischia* 1.1 e 2.2..... 513
complexo *Harnischia* 4.1..... 515
complexo *Harnischia* 5.1..... 516
*Constempellina*..... 517
*Cryptochironomus*..... 518
*Cyphomella*..... 520
*Demicryptochironomus*..... 521
*Dicrotendipes*..... 522

*Endotribelos*..... 524
*Fissimentum*..... 529
*Goeldichironomus*..... 531
*Lauterborniella*..... 537
*Microchironomus*..... 538
*Nilothauma*..... 539
*Oukuriella*..... 541
*Parachironomus*..... 543
*Paralauterborniella*..... 546
*Paratanytarsus*..... 547
*Paratendipes*..... 548
prox. *Paratendipes*..... 549
*Pelomus*..... 550
*Phaenopsectra*..... 552
*Polypedilum*..... 554
*Pseudochironomus*..... 564
*Riethia*..... 565
*Rheotanytarsus*..... 566
*Saetheria*..... 567
*Stempellina*..... 569
*Stempellinella*..... 570
*Stenochironomus*..... 571
*Stictochironomus*..... 572
*Tanytarsus*..... 573
*Xenochironomus*..... 578
*Xestochironomus*..... 579
*Zavreliella*..... 580
Gênero X..... 581
Orthocladiinae..... 582
Chave para alguns Orthocladiinae..... 583
*Antillocladius*..... 587

*Cardiocladius*..... 588
*Clunio*..... 589
*Corynoneura*..... 590
*Cricotopus*..... 591
*Gymnometriocnemus*..... 593
*Ichthyocladiu*..... 594
*Limnophyies*..... 595
*Lopescladius*..... 596
*Metriocnemus*..... 597
*Nanocladius*..... 598
*Onconeura*..... 599
*Paracladius*..... 600
*Parakiefferiella*..... 601
*Parametriocnemus*..... 602
*Paraphaenocladius*..... 603
*Psectrocladius*..... 604
*Rheocricotopus*..... 605
*Thienemannia*..... 606
*Thienemanniella*..... 607
*Ubatubaneura*..... 608
Orthocladiinae A..... 609
Tanypodinae..... 610
Chave de tribos e gêneros de Tanypodinae..... 612
*Ablabesmyia*..... 617
*Alotanypus*..... 619
*Brundiniella*..... 620
*Clinotanypus*..... 621
*Coelotanypus*..... 622
*Denopelopia*..... 623
*Djalmabatista*..... 624
*Fittkauimyia*..... 626

*Guassutanypus*..... 628
*Hudsonimyia*..... 629
*Labrundinia*..... 630
*Larsia*..... 639
*Macropelopia*..... 640
*Monopelopia*..... 641
*Nilotanypus*..... 642
*Paramerina*..... 643
*Parapentaneura*..... 644
*Pentaneura*..... 644
*Procladius*..... 645
prox. *Procladius*..... 646
*Tanypus*..... 647
gr. *Thienemannimyia* ..... 649
*Zavrelimyia*..... 651

## Referências Bibliográficas


Armitage, P.; Cranston, P.S.; Pinder, L.C.V.(eds). 1995. *The Chironomidae. The biology and ecology of nonbiting midges*. Chapman & Hall, London.

Ashe, P.; Murray, D.A.; Reiss, F. 1987. The zoogeographical distribution of Chironomidae (Insecta: Diptera). *Annals of Limnology*, 23(1): 27-60.

Correia, L.C.S.; Trivinho-Strixino, S. 2005. New records of *Chironomus* Meigen (Diptera, Chironomidae) in the State of São Paulo, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 49(3): 430-433.

Correia, L.C.S.; Trivinho-Strixino, S. 2007. New species of *Chironomus* Meigen (Diptera: Chironomidae: Chironominae) from Brazil. *Zootaxa*, 1504: 53-68.

Correia, L.C.S.; Trivinho-Strixino, S.; Michailova, P. 2005. A new species of *Chironomus* Meigen, 1803 (Diptera, Chironomidae) from the southeast of Brazil. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, 40(1): 29-38.

Correia, L.C.S.; Trivinho-Strixino, S.; Michailova, P. 2006. A new species of *Chironomus* Meigen (Diptera: Chironomidae: Chironominae) from polluted streams of southeastern Brazil. *Zootaxa,* 1130: 57-68.

Correia, L.C.S.; Trivinho-Strixino, S.; Michailova, P. 2013. *Chironomus amissum* sp. n. (Diptera, Chironomidae) from southeastern Brazil. *Biota Neotropica*, 13 (4): http://www.biotaneotropica.org.br/v13n4/en/abstract?article+bn02313042013

Dantas, G.P.S., Hamada, N. 2013. Two new species of *Fittkauimyia* Karunakaran (Diptera: Chironomidae) from Brazil. *Zootaxa*, 3681(5): 573-582.

Dantas, G.P.S., Hamada, N.; Mendes, H.F. 2010. A new Neotropical species of *Stenochironomus* Kieffer, 1919 (Diptera: Chironomidae) with wood-mining larvae. *Zootaxa*, 2490: 47-54.

Epler, J.H. 2001. *Identification manual for the larval Chironomidae (Diptera) of North and South Carolina.* FL Dept. Environ. Protection, Tallahassee, FL. 515p.

Ferrington, L.C., Jr. 2008. Global diversity of non-biting midges (Chironomidae: Insecta-Diptera) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 447-455.

Fittkau, E.J.; Reiss, F. 1979. Die zoogeographische Sonderstellung der neotropischen Chironomiden (Diptera). *Spixiana*, 2(3): 273-280.

Fusari, L.M.; Roque, F.O.; Hamada, N. 2013a. Review of *Xenochironomus* Kieffer, 1921 (Diptera: Chironomidae) with description of six new species. *Zootaxa*, 3646(2): 101-126.

Fusari, L.M.; Roque, F.O.; Hamada, N. 2013b. Revision of *Oukuriella* Epler (1986) associated with freshwater sponges. *Insect Systematic and Evolution*. DOI 10.1163/1876312X-04402006.

Fusari. L.M.; Neubern, C.S.O.; Hamada, N.; Roque, F.O. 2012. New species of *Ablabesmyia* Johannsen from the Neotropical region: first report of a sponge-dwelling Tanypodinae. *Zootaxa*, 3239: 43-50.

Mendes, H.F. ; Pinho, L.C. 2014. *Brazilian chironomid home page*. Available at: https://sites.google.com/site/brazilianchironomids/home.

Messias, M.C.; Fittkau, E.J.; Oliveira, S.J. 2000. A new species of *Oukuriella* Epler (Diptera, Chironomidae, Chironominae) with first descriptions of immature stages for the genus. *In:* O. Hoffrichter (Ed), *Late 20th Research on Chironomidae: an Anthology from the 13th International Symposium on Chironomidae*. Shaker Verlag, Aachen, pp. 183-188.

Neubern, C.S.O. 2006. *Contribuição ao estudo do gênero Ablabesmyia Johannsen, 1905 (Chironomidae: Diptera): morfologia, taxonomia e bionomia das espécies do estado de São Paulo.* Mestrado. Universidade Federal de São Carlos, UFSCAR, Brasil.

Neubern, C.S.O.; Gessner, A.A.F. 2006. New species of *Ablabesmyia* Johannsen, 1905 (Diptera, Chironomidae, Tanypodinae) from the Neotropical region, with description of male adults and immature stages. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23: 740-745.

Neubern, C.S.O.; Gessner, A.A.F.; Navarro, M.A. S. 2008. The immature stages of *Ablabesmyia* (*Sartaia*) *metica* Roback, 1983 (Diptera: Chironomidae) with keys to subgenera. *Zootaxa,* 1808: 61-68.

Neubern, C.S.O.; Mendes, H.F.; Silva, M.A.N. 2010. A new species of the genus *Monopelopia* from South Brazil, with keys to the Neotropical–Nearctic species (Diptera: Chironomidae: Tanypodinae). *Zootaxa,* 2420: 53-62.

Neubern, C.S.O.; Navarro, M.A.S.; Gessner, A.A.F.; 2013. Neotropical *Ablabesmyia* Johannsen (Diptera: Chironomidae, Tanypodinae) - Part 1. *Zootaxa,* 3733(1): 1-123.

Neubern, C.S.O.; Trivinho-Strixino, S.; Silva, F.L. 2011. *Riethia manauara* n. sp., an Amazonian chironomid (Diptera: Chironomidae) from Brazil. *Neotropical Entomology,* 40(5): 595-599.

Reis, E.A.; Serpa Filho, A.; Ferreira-Keppler, R.L. 2013. Two new species and records of *Stenochironomus* Kieffer from Brazilian Amazon region, with description of immature stages (Diptera: Chironomidae). *Zootaxa,* 3710: 449-466.

Reiss, F. 1974. Die stehenden Gewässern der Neotropis verbreitete Chironomidengattung *Goeldichironomus* Fittkau (Diptera, Chironomidae). *Studies on the Neotropical Fauna,* 9: 85-112.

Roback, S.S. 1987. The immature Chironomids of Eastern United States IX. Pentaneurini – Genus *Labrundinia* with the description of some Neotropical material. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia*, 139: 159-209.

Roque, F.O.; Correia, L C.S.; Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2004. A Review of Chironomidae studies in lentic systems in State of São Paulo, Brasil. *Biota Neotropica*, 4(2): 1-19.

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S. 2004. *Podonomus pepinellii* n. sp., first record of the genus and subfamily from Brazil (Diptera: Chironomidae: Podonominae). *Zootaxa*, 689: 1-7.

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S. 2003. *Guassutanypus oliveirai*, a new genus and species of Macropelopiini from Brazil (Insecta, Diptera, Chironomidae). *Spixiana*, 26: 159-164.

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S. 2005. *Xenochironomus ceciliae* (Diptera: Chironomidae), a new chironomid species inhabiting freshwater sponges in Brazil. *Hydrobiologia,* 534: 231-238.

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S. 2008. Four new species of *Endotribelos* Grodhaus, a common fallen fruit-dwelling chironomid genus in Brazilian streams (Diptera: Chironomidae: Chironominae). *Studies on Neotropical Fauna and Environment,* 43: 191-207.

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S.; Messias, M.C.; Couceiro, S.R.M. 2007. Female and immature stages of *Oukuriella epleri* Messias & Fittkau, 1997, a freshwater sponge-dwelling Chironomidae. *Aquatic Insects,* 29: 235-240.

Sæther, O. A.; Andersen, T.; Pinho, L.C.; Mendes, H, F. 2010. The problems with *Polypedilum* Kieffer (Diptera: Chironomidae), with the description of *Probolum* subgen. n. *Zootaxa,* 2497: 1-36.

Sanseverino, A.M.; Trivinho-Strixino, S.; Nessimian, J.L. 2010. Taxonomic status of *Nimbocera* Reiss, 1972, a junior synonym of *Tanytarsus* Van Der Wulp, 1874 (Diptera: Chironomidae). *Zootaxa*, 2359: 43-57.

Sanseverino, A.M.; Trivinho-Strixino, S. 2010. New Species of *Tanytarsus* van der Wulp (Diptera: Chironomidae) from São Paulo State, Brazil. *Neotropical Entomology*, 39: 067-082.

Serrano, M.A.S.; Nolte, U. 1996. A sit-and-wait predatory chironomid from tropical Brazil - *Fittkauimyia crypta* sp. n. (Diptera: Chironomidae). *Entomologica Scandinavica,* 27: 251-1258.

Silva, F.L. 2009. *Labrundinia Fittkau, 1962 (Diptera: Chironomidae: Tanypodinae: Pentaneurini): taxonomia e história natural de espécies do estado de São Paulo. São Carlos*. 58p. Dissertação, UFSCar.

Silva, F.L.; Gessner, A.F. 2009 The immature stages of *Labrundinia tenata* (Diptera: Chironomidae:Tanypodinae) and redescription of the male. *Zoologia*, 26(3): 541-546.

Silva, F.L.; Trivinho-Strixino, S.; Oliveira, R.N. 2010. New species of *Cryptochironomus* Kieffer, 1918 (Diptera: Chironomidae: Chironominae) from Brazil. *Zootaxa*, 2614: 18-32.

Silva, F.L.; Wiedenbrug, S.; Trivinho-Strixino, S.; Oliveira, R.N.; Pepinelli, M, 2012. Two new species of *Hudsonimyia* Roback, 1979 (Diptera: Chironomidae: Tanypodinae) from Neotropical Region unveiled by morphology and DNA barcoding. *Journal of Natural History*, 46: 1615-1638.

Spies M.; Reiss, F. 1996. Catalog and bibliography of Neotropical and Mexican ChironomidaeStur, E.; Fittkau, E.J.; Serrano, M.S. 2006. *Parapentaneura bentogomensis* gen. n., sp. n., a new Tanypodinae (Diptera, Chironomidae) from Brazil. *Zootaxa,* 1384: 59-68.

Trivinho-Strixino, S. 2010. Two new species of *Paratanytarsus* (Diptera: Chironomidae) from southeast of Brazil. *Zootaxa,* 2726: 59-67.

Trivinho-Strixino, S. 2012. A systematic review of Neotropical *Caladomyia* Säwedal (Diptera: Chironomidae). *Zootaxa,* 3495: 1-41.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2000. A new species of *Caladomyia* Säwedal, 1981, with description of the female and immature stages (Insecta, Diptera, Chironomidae). *In:* M. Baehr; M. Spies (Eds), Contributions to chironomid research in memory of Dr. Friedrich Reiss. *Spixiana*, 23(2): 167-173.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2000. Two new species of *Beardius* Reiss et Sublette, 1985 (Diptera, Chironomidae) from Southeastern Brazil. *In:* O. Hoffrichter (Ed), *Late 20th Research on Chironomidae: an Anthology from the 13th International Symposium on Chironomidae*. Shaker Verlag, Aachen, pp. 245-250.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2003. The immature stages of two *Caladomyia* Säwedal, 1981 species, from São Paulo State, Brazil (Chironomidae, Chironominae, Tanytarsini). *Revista Brasileira de Entomologia*, 47(4): 597-602.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2004. Two new species of *Tanytarsus* from southeast of Brazil (Insecta, Diptera, Chironomidae). *Spixiana*, 27: 155-164.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2005. Two new species of *Goeldichironomus* Fittkau from southeast Brazil (Diptera, Chironomidae) *Revista Brasileira de Entomologia*, 49(4): 441-445.

Trivinho-Strixino, S.; Messias, M.C. 2005. A new species of *Oukuriella* Epler, 1986 (Insecta, Diptera, Chironomidae, Chironominae) from São Paulo State, Brazil. *Entomología y Vectores*, 12: 283-291.

Trivinho-Strixino, S.; Sanseverino, A. M. 2006. *Tanytarsus rhabdomantis*: New combination for *Nimbocera rhabdomantis* Trivinho-Strixino & Strixino, 1991 (Diptera: Chironomidae). *Zootaxa*, 389: 1-10.

Trivinho-Strixino, S.; Sonoda, K. 2006. A new *Tanytarsus* species (Insecta, Diptera, Chironomidae) from São Paulo State, Brazil. *Biota Neotropica,* 6, bn03506022006.

Trivinho-Strixino, S.; Siqueira, T. 2007. New species of *Beardius* Reiss et Sublette, 1985 (Diptera, Chironomidae) from Southeastern Brazil. *In:* T. Andersen (Ed), *Contribution to the Systematics and Ecology of Aquatic Diptera - A Tribute to Ole A. Sæther*. The Caddis Press, Columbus, pp. 281-286.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2007. A new Neotropical species of *Tanytarsus* van der Wulp, 1874 (Diptera: Chironomidae), with an unusual anal process. *Zootaxa*, 1654: 61-67.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2008. A new species of *Pelomus* Reiss, 1989 (Diptera: Chironomidae) from Southeastern Brazil, with the description of immature stages. *Boletim do Museu Municipal de Funchal*, 13: 217-225.

Trivinho-Strixino, S.; Roque, F.O.; Cranston, P.S. 2009. Redescription of *Riethia truncatocaudata* (Edwards, 1931) (Diptera: Chironomidae), with description of female, pupa and larva and generic diagnosis for *Riethia*. *Aquatic Insects*, 31(4): 247-259.

Trivinho-Strixino, S.; Silva, F.L.; Roque, F.O. 2010. A new species of *Parachironomus* Lenz, 1921 (Diptera: Chironomidae: Chironominae), and description of immature stages of two other species from the Neotropical Region. *Zootaxa* 2689: 1-14.

Trivinho-Strixino, S.; Silva, F.L. 2011. A new species of *Pelomus* Reiss, 1989 (Diptera: Chironomidae: Chironominae) from the Neotropical Region, with emendation of generic diagnosis. *Aquatic Insects*, 33: 273-279.

Wiedenbrug, S.; Trivinho-Strixino, S. 2009. *Ubatubaneura*, a new genus of the *Corynoneura* group (Diptera: Chironomidae: Orthocladiinae) from the Brazilian Atlantic Forest. *Zootaxa*, 1993: 41-52.

Wiedenbrug, S.; Mendes, H.F.; Pepinelli, M.; Trivinho-Strixino, S. 2009. Review of the genus *Onconeura* Andersen et Saether (Diptera: Chironomidae), with the description of four new species from Brazil. *Zootaxa,* 2265: 1-26.

Wiederholm, T. 1983. *Chironomidae of the Holarctic region - keys and diagnoses - Part 1- Larvae.* Entomologica Scandinavica 19, 457p.

27

# Ordem Diptera
# Família Chironomidae

## Gênero *Beardius* Reiss & Sublette, 1985

Luiz Carlos de Pinho[1], Humberto Fonseca Mendes[2], Trond Andersen[3]

**Diagnose.** Os machos de Beardius podem ser separados de todos outros gêneros da tribo Chironomini com base na seguinte combinação de caracteres: squama nua, tíbia anterior com escama reduzida e esporão sem pente, volsela superior não bifurcada, presença de volsela média e/ou projeção na volsela inferior, esternapódema transverso com projeções orais, duas (raramente três) cerdas finas e simples no ápice da volsela inferior, e razão antenal (AR, a proporção do comprimento do 13º flagelômero em relação aos demais) maior que 0,5.

As pupas podem ser separadas de todos outros gêneros de Chironomini com base na combinação: chifre torácico com poucos ramos, não plumoso, frequentemente com ramo diferenciado com pequenos espinhos, chagrin dos tergitos III-VI com uma banda transversa anterior mais forte, tergitos VII e VIII nus, algumas vezes com chagrin em manchas anterolaterais, paratergito VIII frequentemente com espinhos longos e curvados anteriores ao esporão, e segmento abdominal VI com 3 pares de setas L teniadas.

As larvas podem ser separadas de todos outros gêneros de Chironomini com base na combinação: antena com cinco a sete segmentos; órgãos de Lauterborn alternados no ápice dos segmentos 2 e 3; clípeo separado ou fundido ao apótoma frontoclipeal; dente dorsal da mandíbula pálido; dente mediano do mento simples e pálido, em contraste aos demais, e mais baixo que o primeiro lateral, e pente epifaríngeo composto de três placas separadas, cada uma com 3-4 dentes.

## Anatomia externa

**Adultos.** Espécies pequenas a médias, com asa medindo 1,2-2,7 mm de comprimento. Coloração do corpo variando de pálida a marrom, algumas vezes com faixa marrom na região anterior dos tergitos; pernas totalmente pálidas ou alguns tarsômeros total ou parcialmente marrons; asa translúcida. **Cabeça** (Figura 1C). Olhos nus, iridescentes a opacos, com extensão dorsomedial moderada. Antena do macho com 13 flagelômeros (AR 0,5-1,5) e da fêmea com 5 (AR 0,3-0,4). **Tórax** (Figuras 1C-E) com ou sem tubérculo escutal. Acrosticais ausentes ou presentes. Dorsocentrais presentes com 5-10 setas, algumas vezes com até duas localizadas próximas ao antepronoto, separadas das demais; 0-3 prealares. 4-6 escutelares. Asa (Figura 1B) sem setas na membrana. Lobo anal ausente. Costa não estendida, terminando distal a $M_{1+2}$. Asa frequentemente com setas em R e ápice de $R_{4+5}$, algumas vezes R sem setas, $R_1$ e até 2/3 de $R_{4+5}$ com setas. *Squama* nua. Perna com esporão longo no ápice da tíbia anterior. Tíbias média e posterior com 2

[1] Departamento de Ecologia e Zoologia, Centro de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Santa Catarina, Campus Trindade CEP 88040-900 Florianópolis, SC, Brasil.

[2] Centro de Ciências Naturais e Humanas, Universidade Federal do ABC, Rua Santa Adélia 166, CEP 09210–170 Santo André, SP, Brasil.

[3] Departamento de História Natural, Universidade de Bergen, Caixa postal 7800, N-5020, Bergen, Noruega.

pentes separados, um deles com esporão longo. **Abdômen** (macho). Hipopígio (Figura 1F) com bandas tergais de completamente ausentes, fracas (seguindo a margem anterior do tergito IX) a bem desenvolvidas. Setas apicais do tergito IX ausentes. Setas medianas frequentemente ausentes, algumas vezes com até sete setas. Ponta anal ausente, de muito curta a moderada e completamente coberta de microtríquios, ou extremamente longa com ápice hialino. Margem posterior do tergito anal de quadrada a arredondada, algumas vezes com projeção arredondada. Volsela superior digitiforme, em formato de folha ou pediforme, com ou sem microtríquios. Volsela média ausente ou pouco desenvolvida, reduzida a 1-6 pequenos tubérculos com longas setas no ápice. Volsela inferior portando sempre duas setas apicais finas e simples; projeção da volsela inferior frequentemente presente, com lamelas, setas ou microtríquios, partindo da base ou ao longo da metade basal da volsela.

**Pupas.** tamanho pequeno a médio. Exúvias pálidas a levemente marrons. **Cefalotórax**. Chifre torácico (Figura 1G) com cerca de seis ramos lisos, com exceção de um frequentemente presente ramo anterior mais robusto e com pequenos espinhos. Anel basal do chifre torácico de arredondado a elíptico. Tórax frequentemente com finas granulações dorsais. **Abdômen** (Figura 1H). Tergito I nu (com exceção de *B. arawak*); Chagrin dos tergitos II-VI uniforme ou mais forte na região anterior do tergito. Tergitos VII e VIII nu, ou (como em *B. roquei* e *B. arawak*) com espínulas em duas porções anterolaterais. Fileira posterior de ganchos do tegito II contínua, ocupando de 1/3 a 2/3 do tergito. Conjuntiva I/II nua (com exceção de *B. truncatus*, com poucas espínulas); conjuntiva III/IV nua, e IV/V com espínulas dispostas em uma faixa única ou em dois grupos separados. Tergito VIII com esporão largo, curto, simples ou duplo, frequentemente portando dentículos basais; anterior ao esporão, frequentemente estão presentes longos e curvos espinhos ao longo do paratergito. Segmento I sem seta L; II-IV com 3 pares de setas L curtas cada; V com 3-4 pares de setas L teniadas; VI-VII com 4 e VIII com 3-4 pares de setas L teniadas mais longas. Franja do lobo anal com menos de 30 setas teniadas unisseriais.

**Larvas.** tamanho mediano, alaranjada a vermelha. **Cabeça** com clípeo separado ou fundido ao apótoma frontoclipeal. Antena com cinco, seis ou sete segmentos; segmento basal mais curto ou um pouco maior que o flagelo. Mandíbula com um curto e pálido dente dorsal. Pente mandibular indistinto/ausente a conspícuo, com 6-15 setas. Mento com um simples e pálido dente mediano em contraste aos cinco pares de dentes laterais escuros. Dente mediano bem mais baixo, ou cerca de metade da altura do primeiro dente lateral. Dois últimos pares de dentes laterais frequentemente fundidos na base. Placas ventromentais com extremidades mediais apontadas uma contra a outra ou posteriormente, separadas por 1-2X a largura do dente mediano do mento, cada uma 2/3 a largura total do mento. Labro com pente epifaríngeo composto de três placas separadas, cada uma com três a quatro dentes. **Abdômen**. Túbulos ventrais e laterais ausentes. Quatro túbulos anais curtos. Cerca de oito setas anais, tão longas ou maiores que as setas supraanais.

## Diversidade

Larvas de *Beardius* Reiss & Sublette, 1985 se desenvolvem associadas a macrófitas aquáticas (como observado em *B. parcus*, *B. phytophilus* e *B. reissi*) ou madeira submersa em ambientes lóticos e lênticos (por exemplo *B. xylophilus* e *B. urupeatan*) (Reiss e Sublette 1985; Jacobsen e Perry 2000; Trivinho-Strixino e Strixino 2000). Ainda, podem também ser encontradas em depósito de folhas acumuladas em ambientes lóticos, como em *B. cristhinae* (Pinho *et al.* 2013).

*Beardius* tem 33 espécies conhecidas, distribuídas na região Neotropical e sul da região Neártica, sendo que 17 delas são encontradas na região Amazônica (Tabela 1). Para muitas destas espécies tem sido verificada uma ampla distribuição, enquanto outras tem conhecimento atualmente restrito à poucas localidades-tipo. Maiores estudos da diversidade do gênero são necessários para ampliação de dados distribucionais, ecológicos, associação e descrição de formas imaturas e muito possivelmente amostrar e descrever mais espécies novas. Em vista destes fatores, chaves de identificação regionais para o Brasil (baseadas em biomas, por exemplo) são ainda prematuras, de modo que todas espécies do gênero devem ser incluídas no processo de identificação, seja qual for a procedência do material em análise. Assim, as chaves a seguir contemplam o conhecimento disponível de cada um dos semaforontes (larva,

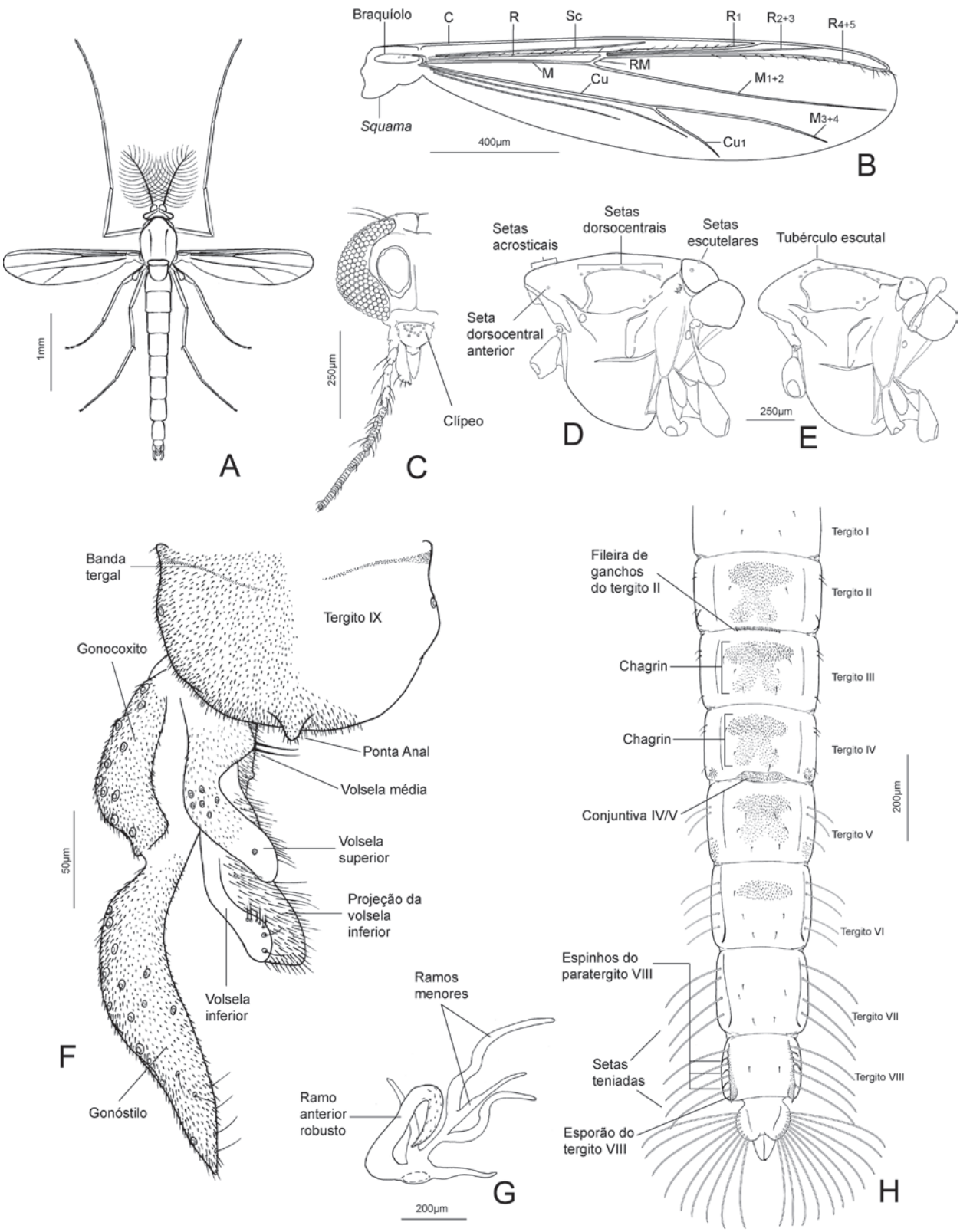



**Figura 1.** Morfologia de *Beardius*. A-F, semaforonte adulto; G-H, pupa. A. macho adulto, vista dorsal de B. mileneae; B. asa de *B. dioi* (C, veia costa; Sc, subcosta); C. cabeça de *B. krenak* com omatídeos e palpo direitos removidos, vista dorsal; D. tórax de *B. dioi*; E. tórax de *B. bucephalus*; F. hipopígio de *B. dioi* com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; G. chifre torácico de *B. urupeatan*; H. tergitos de *B. urupeatan*.

pupa e macho adulto) de todas as espécies do gênero.

A chave de adulto a seguir segue uma nova interpretação da morfologia da genitália masculina das espécies do gênero, discutida por Pinho *et al.* (2013). Em suma, para a maioria das espécies descritas anteriormente (que são *B. breviculus, B. fittkaui, B. lingulatus, B. triangulatus, B. truncatus, B. urupeatan* e *B. xylophilus*), o que era descrito como volsela média deve ser compreendido como uma projeção basal da volsela inferior (Pinho *et al.* 2013). A terminologia geral segue Sæther (1980).

**Tabela 1.** Espécies, semaforontes conhecidos e dados distribucionais das espécies de *Beardius* Reiss & Sublette (♂, macho adulto; ♀, fêmea adulta; L, larva; P, pupa).

| Espécies | Semaforontes | Distribuição |
|---|---|---|
| *Beardius abbadi* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (AM) |
| *Beardius aciculatus* Andersen & Sæther | ♂, ♀ | México, Costa Rica |
| *Beardius arawak* Pinho, Mendes & Andersen | ♂, P | Brasil (AC, AM) |
| *Beardius bizzoi* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (SC) |
| *Beardius breviculus* Reiss & Sublette | ♂, L, P | Panamá, EUA |
| *Beardius bucephalus* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (PB, AC) |
| *Beardius chapala* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | México |
| *Beardius cristhinae* Trivinho-Strixino & Siqueira | ♂, ♀, L, P | Brasil (AM, MT, SP) |
| *Beardius curticaudatus* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (AM) |
| *Beardius dioi* Pinho, Mendes & Andersen | ♂, ♀, P | Brasil (AM) |
| *Beardius fittkaui* Pinho, Mendes & Andersen | ♂, P | Brasil (AM) |
| *Beardius hirtidorsum* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (RR, MT) |
| *Beardius krenak* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (MG) |
| *Beardius kumadueni* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (PA) |
| *Beardius lingulatus* Andersen & Sæther | ♂ | Costa Rica |
| *Beardius longicaudatus* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (AM) |
| *Beardius mileneae* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (SC) |
| *Beardius nebularius* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (SC) |
| *Beardius neusae* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (AM) |
| *Beardius novoairensis* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (AM) |
| *Beardius parcus* Reiss & Sublette | ♂, ♀, L, P | Brasil (AM, PA, MT, SP), Venezuela, México |
| *Beardius phoenix* Pinho, Mendes & Andersen | ♂, P | Brasil (AC, AM, PA) |
| *Beardius phytophilus* Trivinho-Strixino & Strixino | ♂, L, P | Brasil (SP) |
| *Beardius reissi* Jacobsen | ♂, ♀, L, P | EUA |
| *Beardius roquei* Trivinho-Strixino & Siqueira | ♂, P | Brasil (AM, PA, SP) |
| *Beardius sapiranga* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (BA) |
| *Beardius triangulatus* Andersen & Sæther | ♂ | Costa Rica |
| *Beardius truncatus* Reiss & Sublette | ♂, P | EUA |
| *Beardius tupinamba* Pinho, Mendes & Andersen | ♂, ♀, L, P | Brasil (BA, MG, RJ, SP) |
| *Beardius urupeatan* Pinho, Mendes & Andersen | ♂,♀,L,P | Brasil (AC, AM, PA, MT, MA, SP, SC) |
| *Beardius vanessae* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (SP) |
| *Beardius xylophilus* Trivinho-Strixino & Strixino | ♂,L | Brasil (AC, MT, BA, SP) |
| *Beardius yperoig* Pinho, Mendes & Andersen | ♂ | Brasil (SP) |

## Chave para identificar machos adultos de *Beardius*

1. Volsela superior fundida a inferior (Figura 2) .....*Beardius cristhinae*

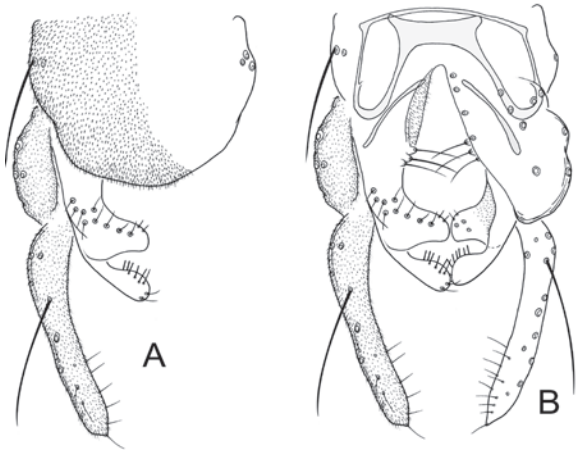



**Figura 2.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

1'. Volsela superior e inferior separadas.....2

2. Acrosticais presentes.....3

2'. Acrosticais ausentes.....14

3. Bandas tergais ausentes.....4

3'. Bandas tergais presentes.....7

4. Volsela média consistindo de um a dois tubérculos curtos, portando setas longas.....5

4'. Volsela média ausente, mas com uma projeção basal da volsela inferior longa (tão longa quanto a volsela superior), com numerosos macrotríquios (Figura 3).....*B. chapala*

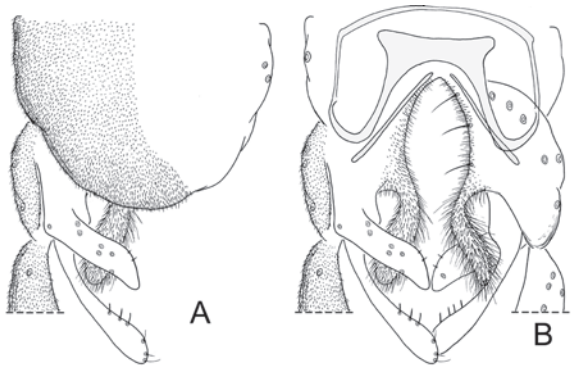



**Figura 3.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

5. Volsela média consistindo de dois a três tubérculos curtos, portando cada um apenas uma seta longa.....6

5'. Volsela média consistindo de um único tubérculo, relativamente longo, portando numerosas setas (Figura 4)..... *B. reissi*

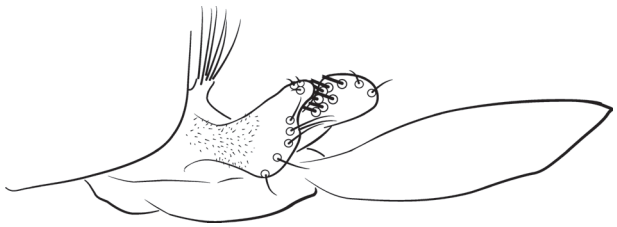


**Figura 4.** Hipopígio, vista dorsal [modificada de Jacobsen e Perry (2000)].

6. Volsela superior digitiforme, ponta anal presente (Figura 5) .....*B. yperoig*

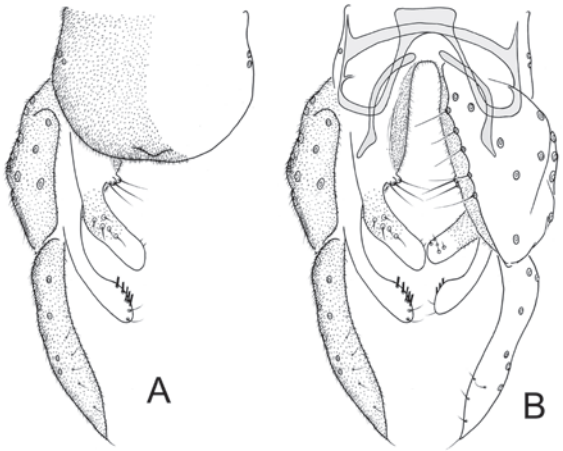



**Figura 5.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

6'. Volsela superior em forma de folha, ponta anal ausente (Figura 6).....*B. sapiranga*

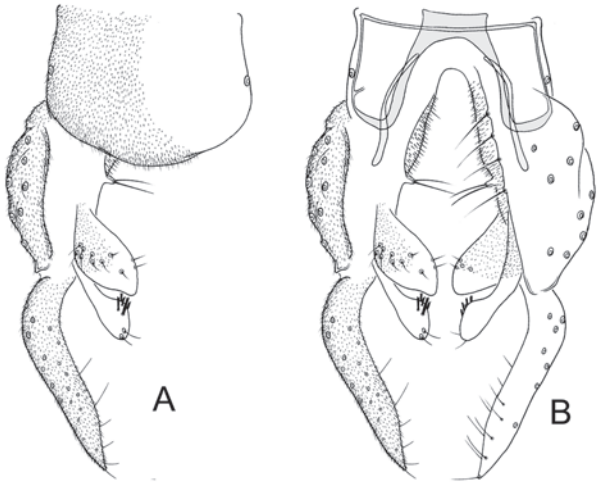



**Figura 6.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

7. Projeção da volsela inferior longa, ligular, fusionada a volsela inferior em toda sua metade basal. Clípeo com cerca de 40 setas (Figura 7).....*B. dioi*

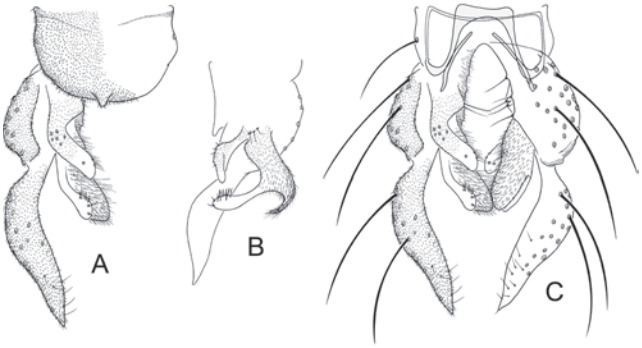



**Figura 7.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio, vista lateral; C. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

7'. Projeção ventral da volsela inferior, se presente, partindo da base da volsela inferior. Clípeo com cerca de 15 setas.....8

8. Volsela média consistindo de dois a quatro tubérculos curtos, cada um portando uma seta (Figuras 8-9).....9

8'. Volsela média ausente, mas com uma projeção basal da volsela inferior variando de digitiforme a quadrada, única, portando numerosos macrotríquios ou lamelas (Figuras 10, 11, 13).....10

9. Ponta anal curta. Volsela média no ápice de uma projeção da volsela inferior, subtriangular e bem desenvolvida (Figura 8).....*B. fittkaui*

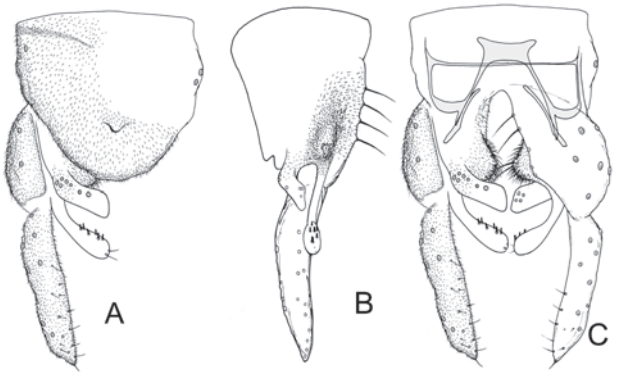



**Figura 8.** A. asa; B. tentório e bomba cibarial; C. tórax; D. hipopígio, vista dorsal; E. hipopígio, vista lateral; F. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita [modificada de Pinho *et al.* (2009)].

9. Ponta anal longa, com ponta hialina. Volsela média no ápice de uma baixa projeção (Figura 9) .....*B. roquei*

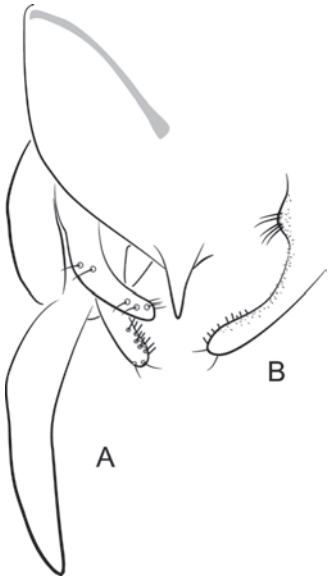



**Figura 9.** A. hipopígio, vista dorsal. B. Volselas média e inferior [modificada de Trivinho-Strixino e Siqueira (2007)].

10. Ponta anal bem desenvolvida (Figuras 10-12)...11

10'. Ponta anal ausente ou muito curta (Figuras 13-15).....13

11. Ponta anal longa (tão longa quanto a volsela inferior), com constrição subapical e ponta hialina. Microtríquios ventrais presentes por quase toda a volsela superior (Figura 10).....*B. longicaudatus*

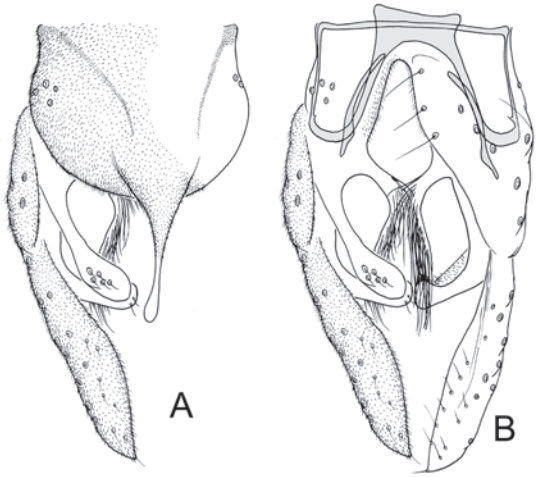



**Figura 10.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B, hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

11'. Ponta anal mais curta (não maior que 2/3 da volsela inferior), com margens retas e totalmente coberta de microtríquios.....12

12. Projeção da volsela inferior subquadrada, transversa, com aspecto digitiforme em vista dorsal (Figura 11).....*B. arawak*

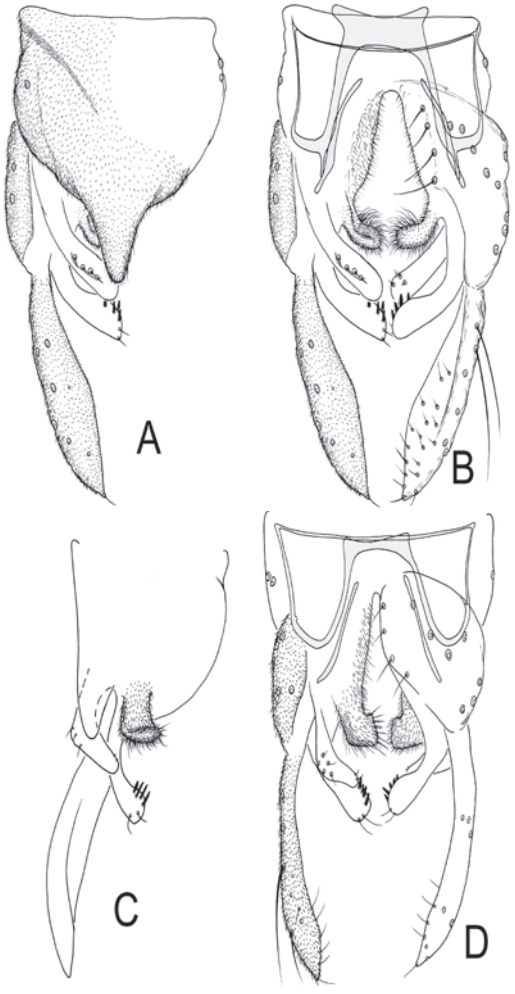



**Figura 11.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita; C. hipopígio, vista lateral. D. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita, variação.

12'. Projeção da volsela inferior digitiforme, com longas lamelas alcançando o ápice da volsela inferior (Figura 12)..... *B. xylophilus*

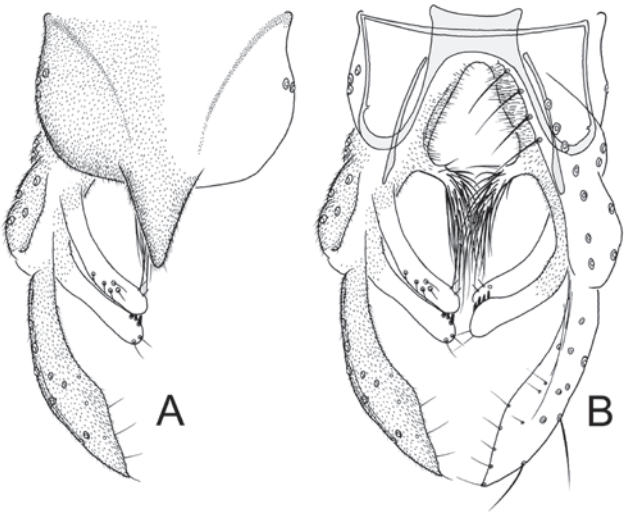



**Figura 12.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

13. Ponta anal ausente, tergito nono sem projeção arredondada. Volsela inferior com setas subapicais relativamente finas, "cortadas no ápice" (Figura 13).....*B. truncatus*

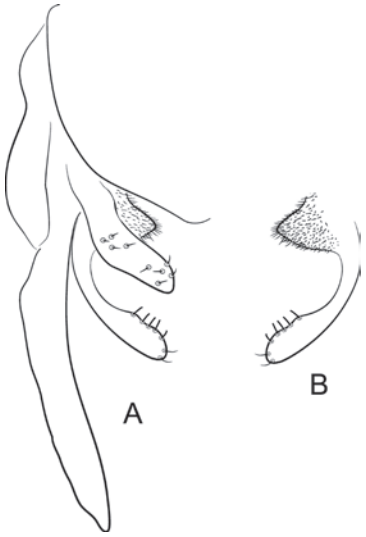



**Figura 13.** A, hipopígio, vista dorsal; B, volsela inferior [modificada de Reiss e Sublette (1985)].

13'. Ponta anal curta, no ápice de uma projeção arredondada. Volsela inferior com setas subapicais robustas, quase lanceoladas (Figura 14).....*B. curticaudatus*

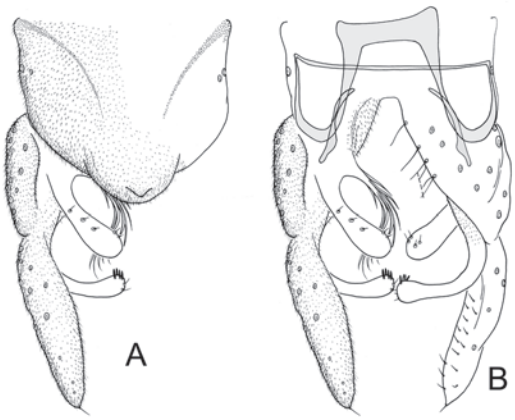



**Figura 14.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

14. Volsela média curta presente, portando de uma a várias setas (ou projeção longa da volsela média em forma de agulha); sem projeção da volsela inferior....15

14'. Volsela média curta presente ou ausente, portando de uma a várias setas; com projeção da volsela inferior em diversas formas.....20

15. Volsela superior pediforme. Volsela inferior alargada desde a base (Figuras 15, 16).....16

15'. Volsela superior digitiforme. Volsela inferior estreita, com no máximo o ápice alargado (Figuras 19, 20).....17

16. Tergito nono com setas medianas. Volsela média curta, com numerosas setas (Figura 15)....*B. parcus*

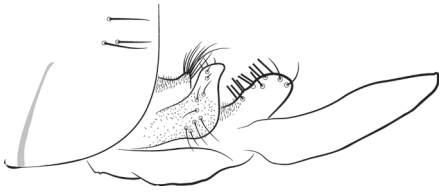


**Figura 15.** Hipopígio, vista dorsal [modificada de Reiss e Sublette (1985)].

16'. Tergito nono sem setas medianas. Volsela média em forma de agulha, com no máximo uma seta basal (Figura 16) ..... *B. aciculatus*



**Figura 16.** Hipopígio, vista dorsal [modificada de Andersen e Sæther (1996)].

17. Volsela inferior com microtríquios até a metade basal; setas subapicais curtas e robustas.....18

17'. Volsela inferior com microtríquios, no máximo, no quarto basal; setas subapicais relativamente longas e finas.....19

18. Volsela superior com ápice estreitado; bandas tergais presentes; região posterior do escudo com densos e longos microtríquios (Figura 17) ..... *B. hirtidorsum*

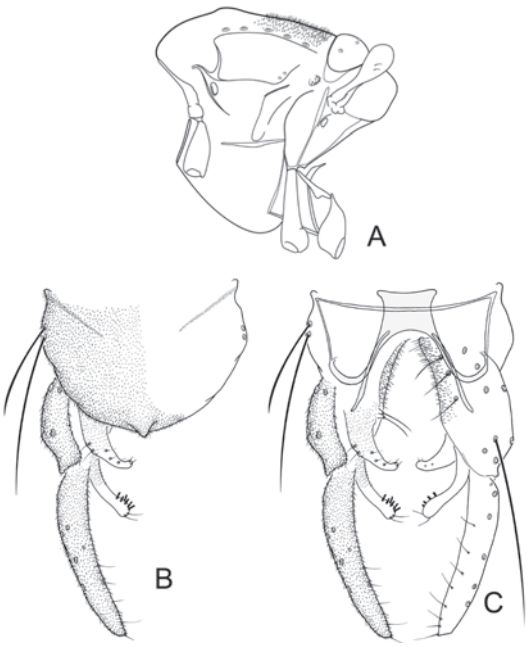



**Figura 17.** A. tórax; B. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; C. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

18'. Volsela superior não estreitada no ápice; bandas tergais ausentes; região posterior do escudo com microtríquios curtos (Figura 18).....*B. phytophilus*

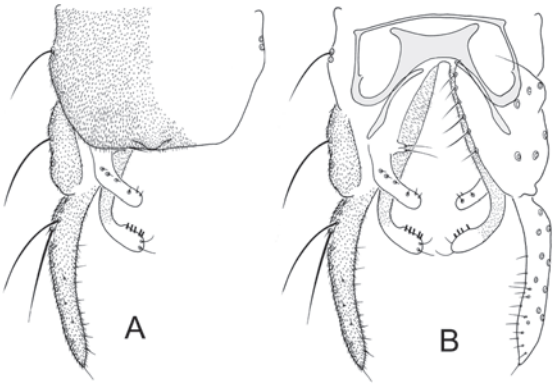



**Figura 18.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

19. Microtríquios dorsais da volsela superior presentes somente na base; volsela inferior quase reta, com setas ao longo de todo os 2/3 distais; sem projeção dorsomediana do gonocoxito (Figura 19) .....*B. neusae*

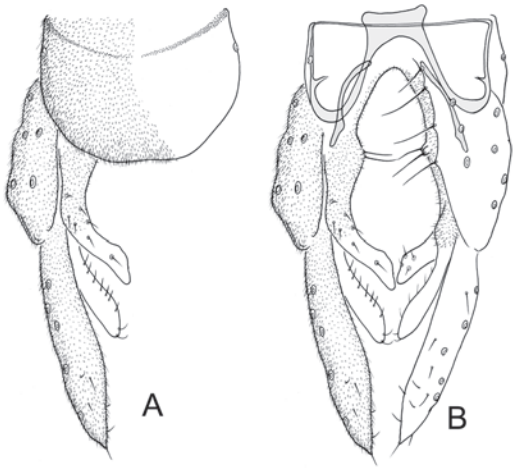



**Figura 19.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

19'. Microtríquios dorsais distribuidos ao longo de quase toda a volsela superior; volsela inferior curvada, com setas restritas ao 1/3 distal; com projeção dorsomediana do gonocoxito (Figura 20) .....*B. kumadueni*

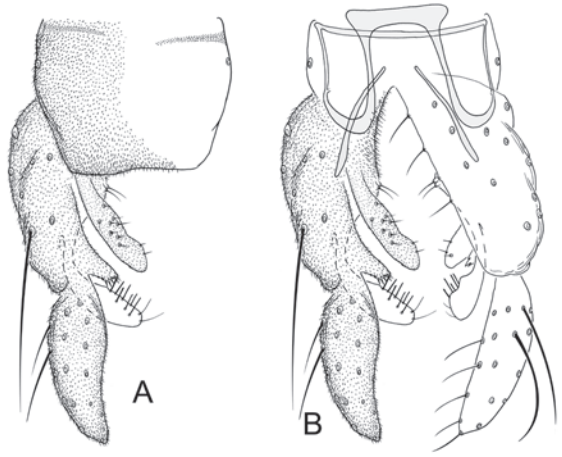



**Figura 20.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

20. Volsela inferior com projeção bem desenvolvida, ligada à volsela ao longo dos 2/3 basais,com longos macrotríquios e lamelas orientadas medialmente (Figuras 21-24).....21

20'. Volsela inferior com projeção partindo da base, se ligada à volsela ao longo dos 2/3 basais então triangular, pequena, orientada posteriormente (Figuras 25-27).....24

21. Microtríquios na volsela superior presentes. Coloração geral marrom.....22

21'. Microtríquios na volsela superior ausentes. Coloração geral marrom ou pálido.....23

22. AR 1,15-1,27. $R_1$ nua. Projeção da volsela inferior bem desenvolvida, com ápice acuminado, ultrapassando o ápice da volsela inferior (Figura 21).....*B. nebularius*

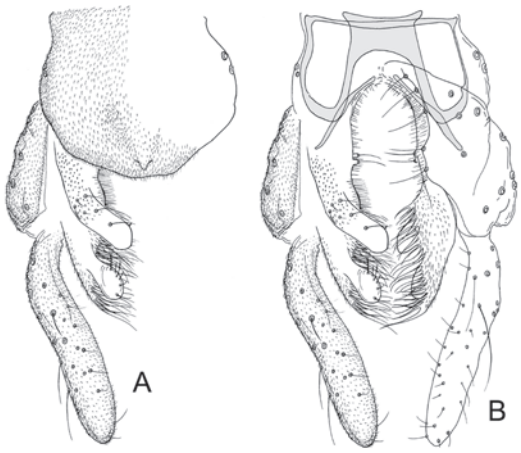



**Figura 21.** A. asa; B. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; C. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

22'. AR 0,84-0,92. $R_1$ com setas. Projeção da volsela inferior menor, com ápice arredondado (em vista dorsal), não ultrapassando a volsela inferior (Figura 22).....*B. mileneae*

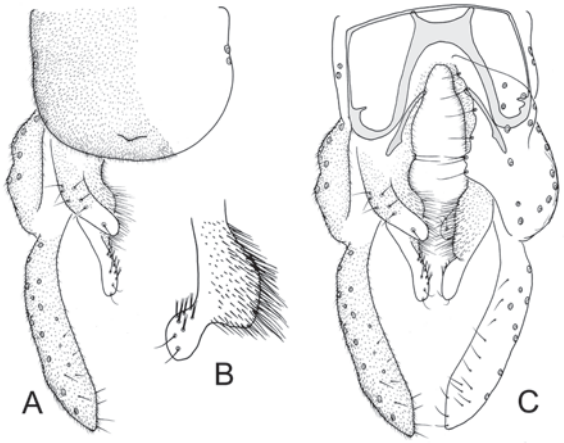



**Figura 22.** A. asa; B. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; C. volsela inferior, vista lateral; D. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

23. Comprimento total 3,81-4,90 mm. $R_1$ com setas. Coloração geral marrom claro (Figura 23)...*B. bizzoi*

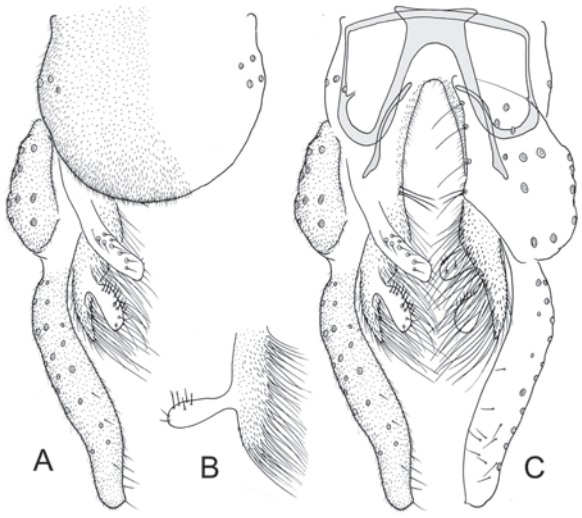



**Figura 23.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. volsela inferior, vista lateral; C. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

23'. Comprimento total 2,34-2,96 mm. $R_1$ nua. Coloração geral pálida (Figura 24) ..... *B. tupinamba*

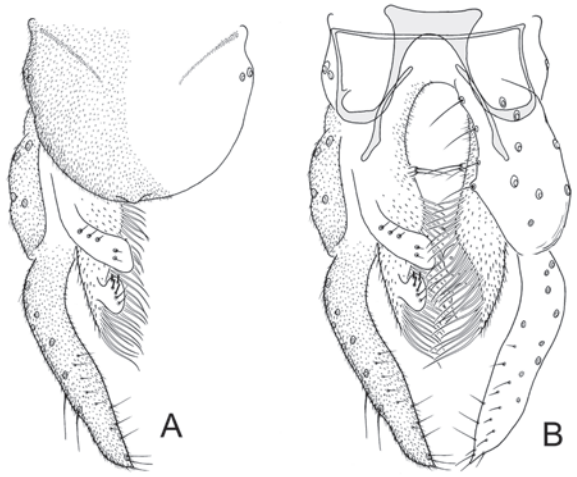



**Figura 24.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

24. Ponta anal presente, frequentemente reduzido a um pequeno tubérculo na margem do tergito nono.....25

24'. Ponta anal ausente.....27

25. Ponta anal partindo de uma projeção arredondada do tergito nono; projeção da volsela inferior mais ou menos quadrada, transversa (Figura 25). Tubérculo escutal presente..... *B. bucephalus*

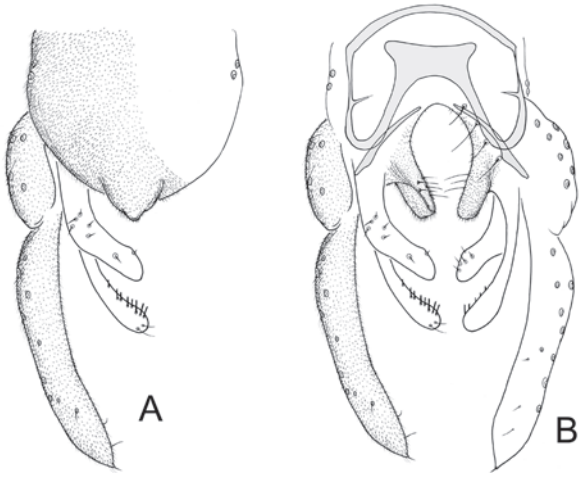



**Figura 25.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

25'. Ponta anal partindo diretamente da margem do tergito nono; projeção da volsela inferior não como acima. Tubérculo escutal ausente.....26

26. Volsela superior em forma de folha. Projeção da volsela inferior partindo da base, em forma de raquete (Figura 26).....*B. phoenix*

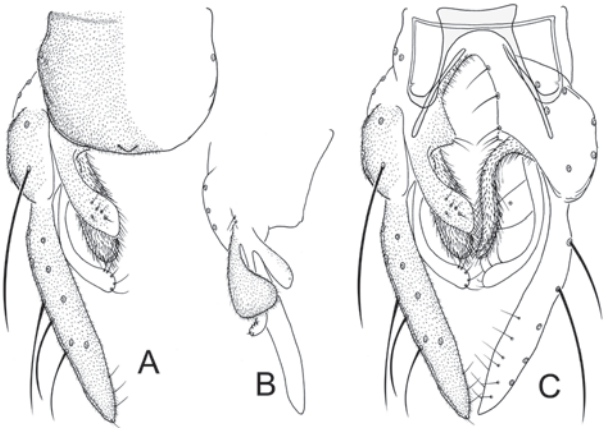



**Figura 26.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio, vista lateral; C. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

26’. Volsela superior digitforme. Projeção da volsela inferior partindo da metade da volsela, triangular, apontada posteriormente (Figura 27).....*B. abbadi*

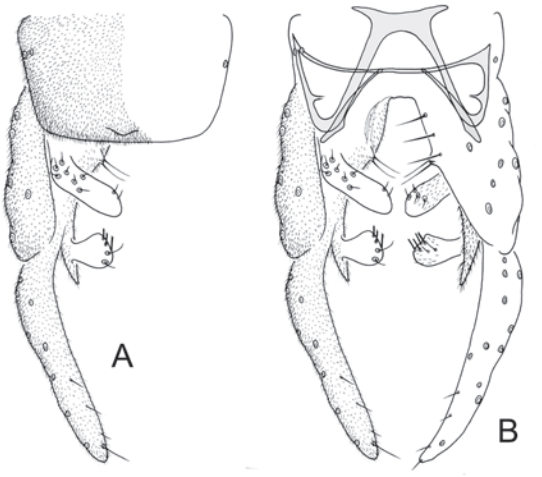



**Figura 27.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX e ponta anal removidos, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

27. Tubérculo escutal presente. Volsela inferior fortemente curvada na base, com ápice reto e projeção ligular ou arredondada, podendo ser fundida a superfície ventral da volsela superior .....28

27’. Tubérculo escutal ausente. Volsela inferior de quase reta (com base levemente curvada) a fortemente curvada. Projeção não como acima, se arredondada então orientada transversalmente.....29

28. Projeção da volsela inferior arredondada, fundida a superfície ventral da volsela superior (Figura 28) .....*B. vanessae*

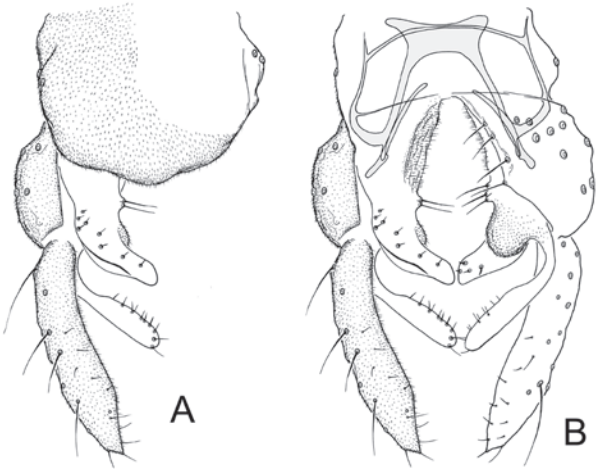



**Figura 28.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

28’. Projeção da volsela inferior ligular, não fundida a superfície ventral da volsela superior (Figura 29)..... *B. lingulatus*

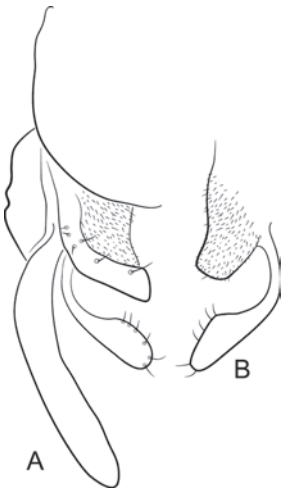



**Figura 29.** A. hipopígio, vista dorsal; B. volsela inferior [modificada de Andersen e Sæther (1996)].

29. Volselas superior e inferior muito finas, quase retas. Projeção da volsela inferior muito longa (tão longa quanto a volsela inferior), com margens paralelas e ápice triangular, ou transversa, arredondada, com diferentes aspectos em vista dorsal. Setas medianas presentes ou ausentes no tergito nono.....30

29’. Volselas superior e inferior relativamente mais grossas. Projeção da volsela inferior nunca tranversa, subtriangular com ápice curvado ou triangular. Tergito nono sem setas.....31

30. Tergito nono com 2 setas medianas. Projeção da volsela inferior muito longa (tão longa quanto a volsela inferior), com margens paralelas e ápice triangular (Figura 30) .....*B. novoairensis*

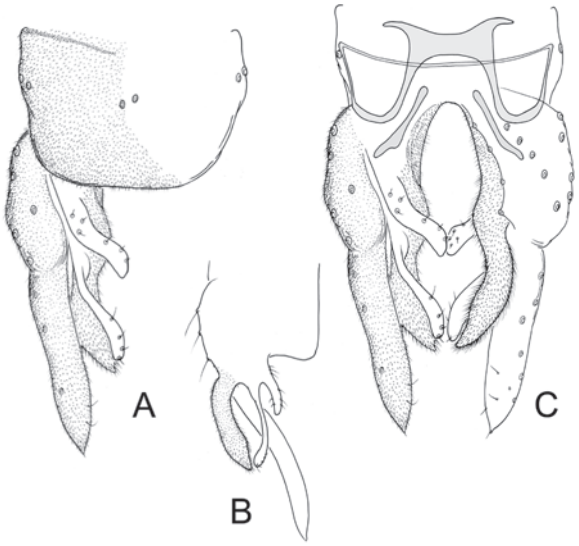



**Figura 30.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio, vista lateral; C. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

30’. Tergito nono sem setas medianas. Projeção da volsela inferior transversa, arredondada, com diferentes aspectos em vista dorsal (Figura 31) ... *B. urupeatan*

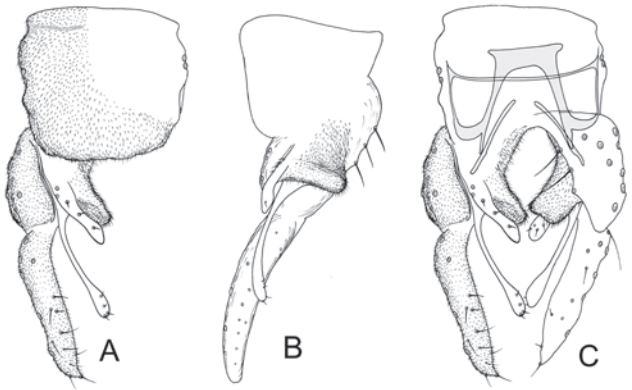



**Figura 31.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio, vista lateral ; C. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita [modificada de Pinho *et al.* (2009)].

31. Projeção da volsela inferior triangular, com macrotríquios apenas. Volsela inferior com setas subapicais finas, simples. Bandas tergais ausentes ..... 32

31’. Projeção da volsela inferior mais ou menos triangular, com ápice posteriormente curvado, portando longas setas que ultrapassam o ápice da volsela inferior. Volsela inferior com setas subapicais robustas, “cortadas no ápice”. Bandas tergais presentes (Figura 32).....*B. krenak*

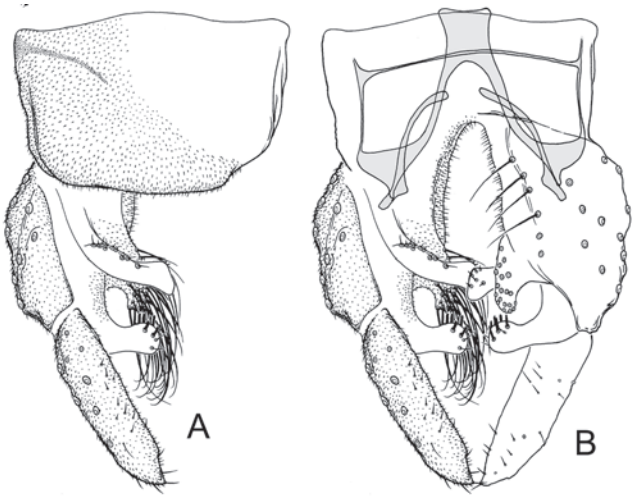



**Figura 32.** A. hipopígio com gonocoxito e gonóstilo direito removidos, vista dorsal; B. hipopígio com tergito IX removido, vista dorsal à esquerda, vista ventral à direita.

32. AR por volta de 0,5. Microtríquios apicais da projeção da volsela inferior relativamente longos. Volsela média presente, composta de apenas uma seta em tubérculo curto (Figura 33) ..... *B. triangulatus*

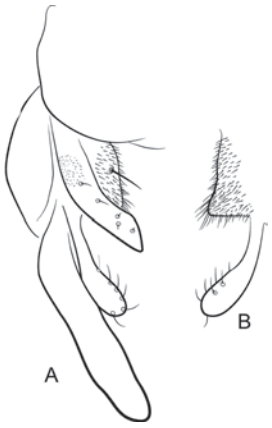



**Figura 33.** A. hipopígio, vista dorsal; B. volsela inferior [modificada de Andersen e Sæther (1996)].

32’. AR aproximadamente 1,3. Microtríquios apicais da projeção da volsela inferior bem curtos. Volsela média ausente (Figura 34).....*B. breviculus*

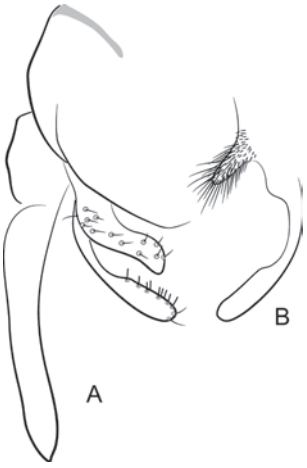



**Figura 34.** A. hipopígio, vista dorsal; B. volsela inferior [modificada de Reiss e Sublette (1985)].

## Chave para identificar pupas de *Beardius*

1. Tergitos VII e VIII com duas porções anterolaterais de espínulas (Figura 35).....2

1'. Tergitos VII e VIII nus (Figuras 36, 37, 38).....3

2. Paratergito VIII liso, sem espinhos laterais. Paratergito II com área anterior de finas espínulas; paratergito V com espínulas distais desde a base de LS 1-2 (Figura 35).....*B. arawak*

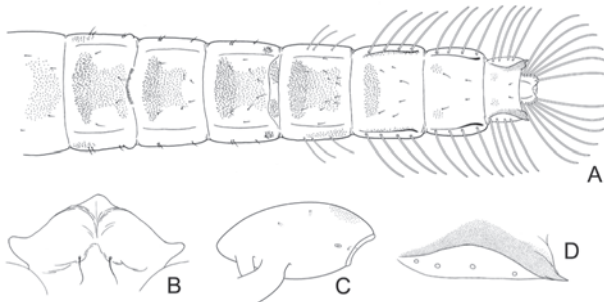



**Figura 35.** A. segmentos abdominais I-IX e lobo anal, vista dorsal; B. apótoma frontal; C. tórax; D. paratergito VIII.

2'. Paratergito VIII com numerosos espinhos finos e compridos. Paratergito II sem espínulas; paratergito V com espínulas restritas ao ápice.....*B. roquei*

3. Chagrin forte e uniforme por todo o tergito II (Figura 36).....4

3'. Faixa transversa de chagrin mais forte na região anterior do tergito II (Figuras 37, 38, 39).....6

4. Segmento abdominal V com 4 setas laterais teniadas; conjuntiva I/II com porção mediana de finas espínulas.....*B. truncatus*

4'. Segmento abdominal V com 3 setas laterais teniadas; conjuntiva I/II nua.....5

5. Paratergito VI sem espínulas distais. Espinhos longos e curvos sempre presentes no paratergito VIII (Figura 36).....*B. urupeatan*

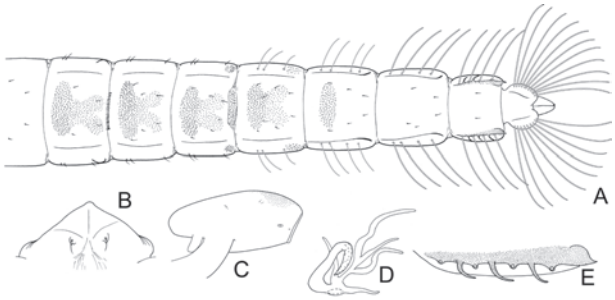



**Figura 36.** A. segmentos abdominais I-IX e lobo anal, vista dorsal; B. apótoma frontal; C. tórax; D. chifre torácico; E. paratergito VIII.

5'. Paratergito VI com espínulas distais. Espinhos longos e curvos presentes ou ausentes no paratergito VIII.....*B. breviculus*

6. Paratergito VIII com longos espinhos (Figura 37)....7

6'. Paratergito VIII com espinhos, se presentes, muito curtos, localizados principalmente próximos ao esporão (Figuras 39, 40).....10

7. Chagrin no tergito VI restrito a uma faixa transversa no 1/3 anterior.....*B. reissi*

7'. Chagrin nos 2/3 anteriores do tergito VI 8

8. Esporão do tergito VIII com dente dominante e 1-3 dentes acessórios, relativamente grandes .....*B. phytophilus*

8'. Esporão do tergito VIII com dente dominante e minúsculos dentes acessórios, se presentes.....9

9. Conjuntiva IV/V com espínulas separadas em duas porções. Fileira de ganchos ocupando por volta de 1/2 da margem posterior do tergito II.....*B. cristhinae*

9'. Conjuntiva IV/V com espínulas em uma única porção. Fileira de ganchos ocupando por volta de 1/3 da margem posterior do tergito II (Figura 37).....*B. fittkaui*

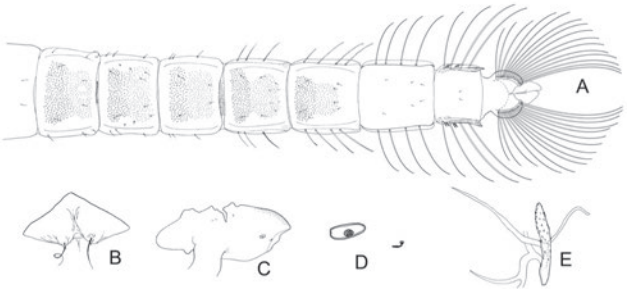



**Figura 37.** A, segmentos abdominais I-IX e lobo anal, vista dorsal; B, apótoma frontal; C, tórax; D, anel basal do chifre torácico e seta precorneal; E, chifre torácico.

10. Esporão do tergito VIII com um dente apenas, sem dentículos acessórios.....11

10'. Esporão do tergito VIII com dente dominante e vários dentículos acessórios.....12

11. Ramo diferenciado do chifre torácico com apenas um espinho (Figura 38).....*B. tupinamba*

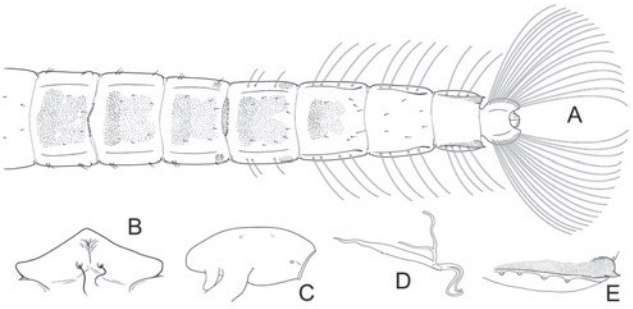



**Figura 38.** A. segmentos abdominais I-IX e lobo anal, vista dorsal; B. apótoma frontal; C. tórax; D. chifre torácico; E. paratergito VIII.

11'. Ramo diferenciado do chifre torácico com vários espinhos ao longo da metade distal (Figura 39) ..... ..... *B. phoenix*

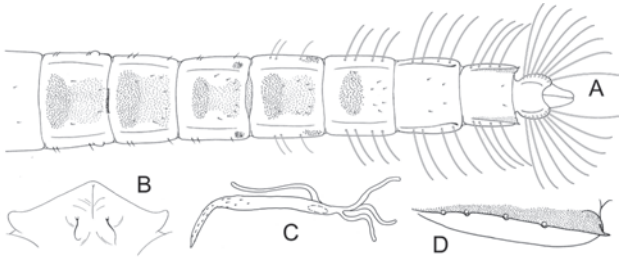



**Figura 39.** A. segmentos abdominais I-IX e lobo anal, vista dorsal; B. apótoma frontal; C. chifre torácico; D. paratergito VIII.

12. Chagrin no tergito VI restrito a uma faixa transversa no 1/3 anterior..... *B. parcus*

12'. Chagrin nos 2/3 anteriores do tergito VI, e em duas porções posterolaterais (Figura 40)..... *B. dioi*

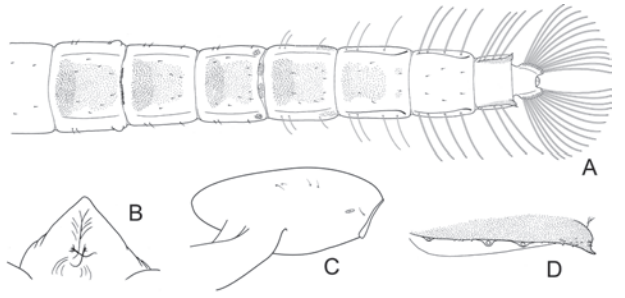



**Figura 40.** A. segmentos abdominais I-IX e lobo anal, vista dorsal; B. apótoma frontal; C. tórax; D. paratergito VIII.

## Chave para identificar larvas de *Beardius*

1. Antena com 7 segmentos (segmentos 2-4 podem ser apenas parcialmente separados).....2

1'. Antena com 5 ou 6 segmentos.....3

2. Clípeo separado do apótoma frontal; placas ventromentais separadas por uma distância relativa a largura do dente mediano do mento. AR 0,87-1,05 (Figura 41)..... *B. parcus*

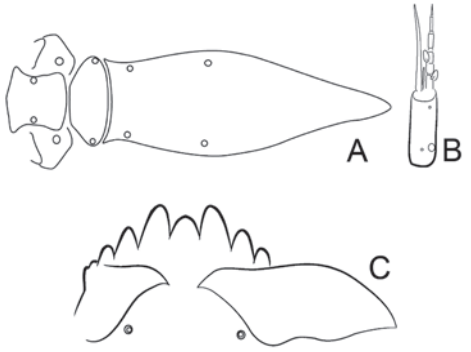



**Figura 41.** A. escleritos dorsais da cabeça; B. antena; C. mento e placas ventromentais [modificada de Reiss e Sublette (1985)].

2'. Clípeo fundido ao apótoma frontoclipeal (como na Figura 43E); placas ventromentais separadas por uma distância relativa ao dobro da largura do dente mediano do mento. AR 0,70-0,79 (Figura 42)..... *B.* sp. C. (Jacobsen e Perry 2000)




**Figura 42.** A. antena; B. mento e placas ventromentais [modificada de Jacobsen e Perry (2000)].

3. Antena com cinco segmentos.....4

3'. Antena com seis segmentos.....8

4. Pente mandibular ausente/indistinto.....5

4'. Pente mandibular distinto, com cerca de sete setas...6

5. Dente mediano bem mais baixo que o primeiro lateral (Figura 43).....*B. tupinamba*

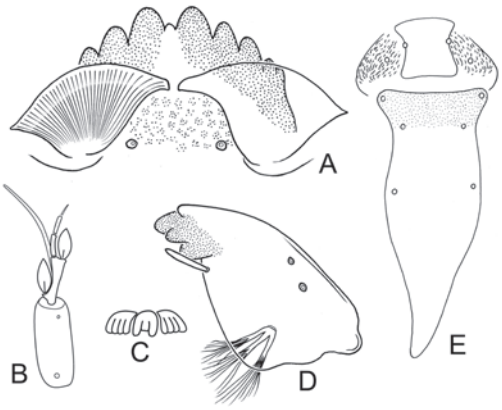



**Figura 43.** A. mento e placas ventromentais; B. antena; C. pente epifaríngeo; D. mandíbula; E. escleritos dorsais da cabeça.

5'. Dente mediano com cerca de metade do comprimento do primeiro lateral (Figura 44).....*B. urupeatan*

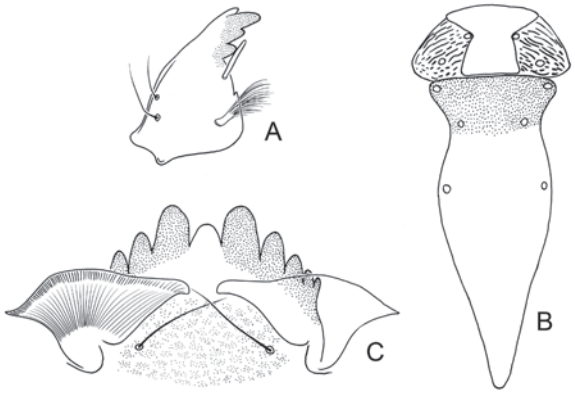



**Figura 44.** A. mandíbula; B. escleritos dorsais da cabeça; C. mento e placas ventromentais.

6. Distância entre as placas ventromentais cerca de duas vezes a largura do dente mediano do mento (Figura 45).....*B. truncatus*

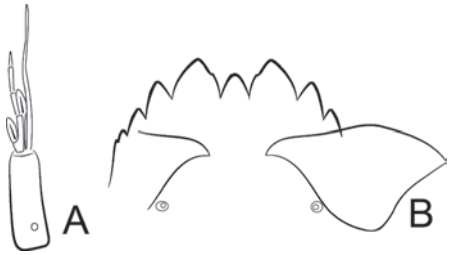



**Figura 45.** A. antena; B. mento e placas ventromentais [modificada de Epler (2001)].

6'. Distância entre as placas ventromentais até 1,5X a largura do dente mediano do mento.....7

7. Dois últimos dentes laterais do mento fundidos na base, mas distintos no ápice, último mais baixo que o penúltimo (como em *B. parcus*). Ornamentação da margem externa da mandíbula indistinta/ausente (Figura 46).....*B. phytophilus*

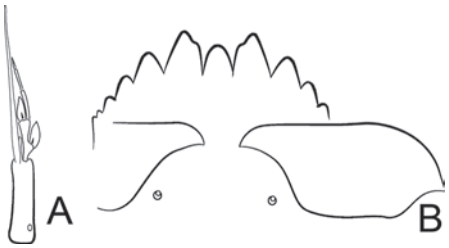



**Figura 46.** A. antena; B. mento e placas ventromentais [modificada de Trivinho-Strixino e Strixino (2000)].

7'. Dois últimos dentes laterais do mento quase totalmente fundidos, com leve separação apical (com o mento desgastado, Figura 47B, não é possível visualizar isto), último quase na altura do penúltimo. Ornamentação da margem externa da mandíbula distinta (Figura 47).....*B. cristhinae*

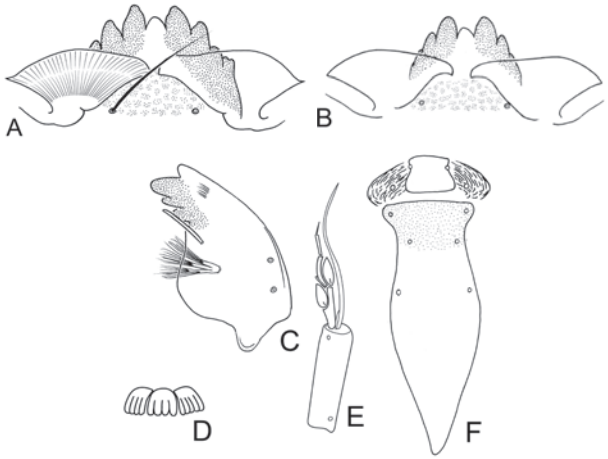



**Figura 47.** A. mento e placas ventromentais; B. mento e placas ventromentais, variação; C. mandíbula; D. pente epifaríngeo; E. antena; F. escleritos dorsais da cabeça.

8. Segundo dente lateral do mento tão alto quanto o primeiro lateral (Figura 48).....*B.* sp. A

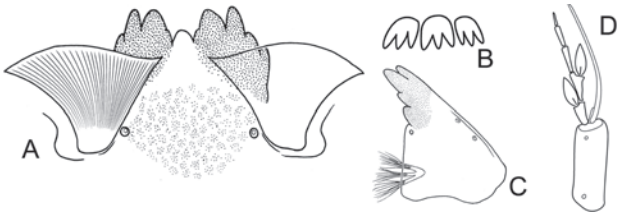



**Figura 48.** A. mento e placas ventromentais; B. pente epifaríngeo; C. mandíbula; D. antena. Nota: Morfótipo coletado em madeira submersa no igarapé Barro Branco (Reserva Ducke, Manaus, AM). Provavelmente corresponde à larva de *B. arawak*, já que somente esta espécie emergiu da criação em massa estabelecida com os troncos em que se encontrou esta larva.

8’. Segundo dente lateral do mento mais baixo que o primeiro lateral.....9

9. Lâmina antenal tão longa quanto o flagelo; extremidades mediais das placas ventromentais apontadas posteriormente (Figura 49).....*B. reissi*

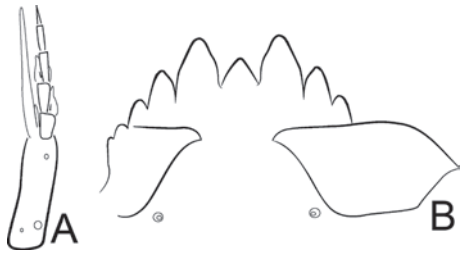



**Figura 49.** A. antena; B. mento e placas ventromentais [modificada de Jacobsen e Perry (2000)].

9’. Lâmina antenal mais longa que o flagelo; extremidades mediais das placas ventromentais apontadas uma contra a outra (Figura 50 .....*B. xylophilus*




**Figura 50.** A. antena; B. mento e placas ventromentais [modificada de Trivinho-Strixino e Srixino (2000)].

## Referências Bibliográficas


Andersen, T.; Sæther, O.A. 1996. New species and records of *Beardius* Reiss et Sublette (Diptera: Chironomidae). *Annals of Limnology*, 32: 33-44.

Epler, J.H. 2001. *Identification manual for the larval Chironomidae (Diptera) of North and South Carolina*. FL Dept. Environ. Protection, Tallahassee, FL.

Jacobsen, R.E.; Perry, S.A. 2000. A review *of Beardius* Reiss & Sublette, with description of a new species from Everglades National Park, Florida (Insecta, Diptera, Chironomidae). *Spixiana*, 23: 129-144.

Pinho, L.C.; Mendes, H.F.; Andersen, T. 2009. New species and records of *Beardius* Reiss & Sublette from Brazil (Diptera, Chironomidae). *Spixiana*, 32: 255-264.

Pinho, L.C.; Mendes, H.F.; Andersen, T. 2013. Revision *of Beardius* Reiss et Sublette, 1985 (Diptera: Chironomidae), with the description of twenty new species. *Zootaxa*, 3742: 1-78.

Reiss, F.; Sublette, J.E. 1985. *Beardius* new genus with notes on additional Pan-american taxa. *Spixiana*, 11: 179-193.

Sæther, O.A. 1980. Glossary of Chironomid morphology terminology (Diptera: Chironomidae). *Entomologica Scandinavica*, 14: 1-51.

Trivinho-Strixino, S.; Siqueira, T. 2007. New species of *Beardius* Reiss et Sublette, 1985 (Diptera, Chironomidae) from Southeastern Brazil. In: Andersen, T. (ed). *Contribution to the Systematics and Ecology of Aquatic Diptera - A Tribute to Ole A. Sæther.* The Caddis Press, Columbus, p. 281-286.

Trivinho-Strixino, S.; Strixino, G. 2000. Two new species of Beardius Reiss et Sublette, 1985 (Diptera, Chironomidae) from Southeastern Brazil. *In: Late 20th Research on Chironomidae: an Anthology from the 13th International Symposium on Chironomidae* (O. Hoffrichter, ed). Shaker Verlag, Aachen, p. 245-250.

28

# Estado da arte dos Tanypodinae da região Amazônica

Fabio Laurindo da Silva[1,2], Caroline Silva Neubern de Oliveira[1], Galileu Petronilo da Silva Dantas[3]

Os Tanypodinae constituem a terceira subfamília de Chironomidae (Diptera) mais rica, apenas atrás de Chironominae e Orthocladiinae (Spies e Reiss 1996). Estabelecida por Thienemann e Zavřel (1916) com base em estágios imaturos, possui oito tribos: Anatopyniini, Coelopyniini, Coelotanypodini, Macropelopiini, Natarsiini, Pentaneurini, Procladiini e Tanypodini (Ashe e O'Connor 2009). Cranston *et al.* (2010), com base em dados moleculares, estabeleceram Podonominae como grupo-irmão de Tanypodinae e determinaram a monofilia da subfamília.

Tanypodinae apresenta 575 espécies descritas em todo o mundo, inseridas em 57 gêneros (Ashe e O'Connor 2009). No Brasil a subfamília era representada por 17 espécies inseridas em seis gêneros (Spies e Reiss 1996). Posteriormente, dois novos gêneros foram estabelecidos, *Guassutanypus* Roque *et* Trivinho-Strixino, 2003 e *Parapentaneura* Stur, Fittkau *et* Serrano, 2006 e diversas espécies novas descritas, tais como: *Monopelopia caraguata* Mendes, Marcondes *et* Pinho 2003; *Ablabesmyia oliveirai* Oliveira *et* Gessner 2006, *Monopelopia paranaense* Neubern, Mendes *et* Navarro 2010, *Larsia hamadae* e *L. gelhausi* Oliveira *et* Silva 2011, *Ablabesmyia tucuxi* Neubern *et* Fusari 2012. Na região Amazônica 12 gêneros são registrados, com sete espécies descritas (ver Tabela 1).

## Estado da arte de Tanypodinae da região Amazônica

Estudos taxonômicos com a subfamília Tanypodinae na região Amazônica são escassos e pouco se conhece sobre o grupo, mesmo em nível genérico. A maioria dos registros de gêneros provém de estudos ecológicos com larvas (Callisto e Esteves 1998, Fonseca *et al.* 2004; Walker 1998) ou taxonômicos com morfotipos de exúvias de pupas (Ospina-Torres 1992; Serpa-Filho 2004). Na maioria dos casos, estes estudos estão restritos apenas às listas dos gêneros encontrados nesta região, uma vez que o reconhecimento das espécies somente com a fase larval é dificultado devido à ausência de estudos que relacionem todas as fases do desenvolvimento.

A primeira espécie de Tanypodinae formalmente descrita para a Amazônia foi *Coelotanypus amoenis* Roback, 1963. No entanto, os estudos de Tanypodinae na região tiveram início efetivamente com os trabalhos pioneiros dos pesquisadores alemães Drs. Ernst Fittkau e Friederich Reiss, em meados da década de 60 (Fittkau 2001). Oliveira *et al.* (1992) erigiram o gênero *Laurotanypus* designando como espécie-tipo *L. travassoi* por monotipia, baseados em material amazônico. Recentemente, Neubern e Silva (2011)

[1] Universidade Federal de São Carlos, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Departamento de Hidrobiologia. Rodovia Washington Luís (SP-310), Km 235, CEP 13565-905, São Carlos, SP, Brasil.

[2] Section of Natural History, Museum of Natural History and Archaeology, Norwegian University of Science and Technology, NO–7491, Trondheim, Norway.

[3] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Programa de Pós-graduação em Entomologia, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

descreveram *L. hamadae*, a primeira espécie do gênero para a Amazônia e em 2012, *Ablabesmyia tucuxi* Neubern *et* Fusari foi descrita, espécie com peculiar morfologia devido aos imaturos habitarem o interior de esponjas de água doce.

## Avanços gerados pelo PRONEX

Na última década, o maior impulso no conhecimento taxonômico dos Chironomidae na região Amazônica, sem dúvida, originou-se a partir do Projeto '*Insetos aquáticos: biodiversidade, ferramentas ambientais e a popularização da ciência para melhoria da qualidade de vida humana no Estado do Amazonas*', desenvolvido no âmbito do Programa de Apoio a Núcleos de Excelência em Ciência e Tecnologia (Pronex) e fomentado pelo Governo do Estado do Amazonas por meio da Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Amazonas (FAPEAM) em parceria com o Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq).

Com uma equipe formada por pesquisadores de diversas universidades do País, a pesquisa realizada pelo Pronex forneceu subsídios para a capacitação de vários pesquisadores taxônomos e ecólogos. No entanto, a subfamília Tanypodinae, apesar de abundante em quase todos os sistemas aquáticos amazônicos, apresentou modesto avanço no seu conhecimento, com apenas duas novas espécies descritas nos últimos 20 anos, totalizando oito espécies registradas para a região Amazônica. Esta defasagem pode ser atribuída à escassez de pesquisas com enfoques taxonômicos e bionômicos mais específicos, principalmente no que diz respeito às formas imaturas, o que gera uma lacuna no conhecimento da subfamília,

**Tabela 1.** Lista de tribo, gêneros, espécies e morfótipos de Tanypodinae registrados na região Amazônica.

| Táxons | Registros |
|---|---|
| Coelotanypodini | |
| *Coelotanypus amoenis* Roback, 1963 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| *Coelotanypus* spp. | Fittkau (1971); Fonseca *et al*. (2004); Ospina-Torres (1992) |
| Macropelopiini | |
| *Alotanypus* sp. | Callisto e Esteves (1998) |
| *Fittkauimyia* sp. | Murray e Fittkau (1989) |
| Pentaneurini | |
| *Ablabesmyia tucuxi* Neubern et Fusari, 2012 | Fusari *et al*. (2012) |
| *Ablabesmyia* spp. | Callisto e Esteves (1998); Fittkau (1971); Fonseca *et al*. (2004); Ospina-Torres (1992) |
| *Labrundinia* spp. | Callisto e Esteves (1998); Fittkau (1971); Fonseca *et al*. (2004); Ospina-Torres (1992) |
| *Larsia hamadae* Neubern et Silva, 2011 | Neubern e Silva (2011) |
| *Larsia* spp. | Callisto e Esteves (1998); Ospina-Torres (1992) |
| *Monopelopia* sp. | Callisto e Esteves (1998) |
| *Nilotanypus* sp. | Ospina-Torres (1992) |
| *Pentaneura* spp. | Ospina-Torres (1992) |
| Procladiini | |
| *Djalmabatista amancii* Fittkau, 1968 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| *Djalmabatista antonii* Fittkau, 1968 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| *Djalmabatista dellomei* Fittkau, 1968 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| *Djalmabatista director* Fittkau, 1968 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| *Djalmabatista ivanyae* Fittkau, 1968 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| *Djalmabatista* spp. | Fittkau (1971); Ospina-Torres (1992) |
| *Laurotanypus travassosi* Oliveira, Messias et Silva-Vasconcelos, 1992 | Ashe e O'Connor (2009); Spies e Reiss (1996) |
| Tanypodini | |
| *Tanypus* spp. | Callisto e Esteves (1998); Fonseca *et al*. (2004) |

consequentemente, no avanço em estudos que originem melhorias em programas de conservação de biodiversidade e nas avaliações de impacto ambiental.

Parte dessa lacuna deverá ser sanada com a publicação dos dados oriundos das teses de doutorado de Caroline Silva Neubern de Oliveira, Fabio Laurindo da Silva e Galileu Petronilo da Silva Dantas, nas quais três gêneros comuns e abundantes na região, *Ablabesmyia*, *Labrundinia* e *Larsia*, estão sendo revisados. Tais revisões são estudos de sistemáticos e incluem elevado material de origem amazônica, especialmente para o gênero *Larsia,* e permitirão avanços no conhecimento da sistemática e biogeografia dos grupos, além de incrementar a coleções do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA) em termos de espécimes-tipo, sequências de DNA e amostras de tecido que poderão ser utilizadas em futuros estudos moleculares.

## Ecologia e Taxonomia

A maioria das larvas de Tanypodinae é predadora e de vida livre. Elas tanto ingerem suas presas (inclusive outros quironomídeos), quanto sugam seus fluídos corpóreos. Entretanto, muitas espécies são onívoras, ingerindo detrito e algas. Larvas de Tanypodinae não constroem tubos, podendo ocupar temporariamente, casulos de outros Chironomidae (Trivinho-Strixino 2011), vivendo em ambientes lóticos e lênticos associadas à areia de fundo ou, ainda, à vegetação aquática.

A importância do grupo manifesta-se em diferentes campos de estudo. Na limnologia, embora exista a necessidade de mais estudos, alguns gêneros são considerados indicadores de condições ambientais, como por exemplo *Tanypus* e *Procladius* (Strixino e Strixino 1998), sendo utilizados em avaliações de qualidade ambiental (Fonseca *et al.* 2004). Estudos paleolimnológicos utilizam registros fósseis para interpretações cronológicas, biogeográficas e climáticas (Eggermont e Verschuren 2004, 2007). Enquanto pesquisas em biologia molecular, para a identificação e delimitação de espécies, incluem indivíduos da subfamília, como por exemplo, o gênero *Labrundinia*, em estudos de casos que envolvem marcadores moleculares e o método *DNA barcoding* (Silva *et al.* 2013).

Todos os estágios de Tanypodinae são morfologicamente bastante homogêneos, fato que torna a identificação específica difícil mesmo para os observadores mais experientes. A maioria das espécies não pode ser reconhecida sem magnificação ou preparo de lâminas. A Dra. Susana Trivinho Strixino (Universidade Federal de São Carlos - UFSCar) realizou um amplo estudo taxonômico das larvas de Tanypodinae, bem como de larvas de outras subfamílias de Chironomidae. Tal estudo resultou em um recente guia de identificação para larvas de Chironomidae do Brasil (Trivinho-Strixino 2011). Dessa forma, somente machos adultos e pupas dos gêneros de Tanypodinae ocorrentes na região amazônica são incluídos na chave deste capítulo.

**Diagnose.** Os machos adultos de Tanypodinae diferenciam-se das outras subfamílias pelos seguintes caracteres: antena com 12-15 flagelômeros. Extensão dorso-mediana do olho com 2-4 omatídeos. Setas temporais unisseriais a multisseriais. Palpo maxilar com 4-5 segmentos. Tórax com *sensillachaetica* anteriormente; depressão pré-escutelar com cicatriz mediana; antepronoto bem desenvolvido; setas antepronotais medianas ausentes; setas acrosticais e dorsocentraisunisseriais a multisseriais. Asa membranosa com macrotríquias;*squama*setosa; *brachiolum* com 2-9 setas. Pernas sem pigmentação, exceto em *Ablabesmyia*. Esporões tibiais apicais presentes. Perna posterior com pente tibial presente. Abdômen com oito segmentos. Nono segmento reduzido, com setas presentes ou ausentes. Ponta anal membranosa presente. Hipopígio cilíndrico com megaseta móvel.

As pupas de Tanypodinae podem ser separadas das outras subfamílias pelos seguintes caracteres: órgão respiratório localizado antero-dorsalmente no tórax, variando em forma e em tamanho nos diferentes gêneros e com superfície lisa, reticulada ou com espinhos. Plastron presente, ausente (*Arctopelopia* e *Tanypus*) ou reduzido (*Ablabesmyia* e *Guttipelopia*). Pente torácico presente na maioria dos gêneros. Abdômen com oito segmentos, tergito I com cicatriz (scar) geralmente. Chagrin arranjados em arcos ou linearmente, variando genericamente. Filamentos laterais (LS) presentes nos segmentos VII-VIII, exceto por *Tanypus* que apresenta LS nos segmentos II-VII. Lobo anal com dois longos filamentos laterais.

## Chave para identificar machos dos gêneros de Tanypodinae registrados para a região Amazônica

1. Quarto tarsômero cordiforme em todos os tarsos; tibia posterior possui pente com setas em duas linhas paralelas; asa com veia $R_2$ não conectada a veia $R_3$, FCu próxima a MCu .... *Coelotonaypus*

1'. Quarto tarsômero cilíndrico em todos os tarsos; tibia posterior possui pente com setas em linha única ou ausente; $R_2$ conectada a $R_3$, FCu distante de MCu ... 2

2. Asa com FCu distintamente distal a MCu ... 3

2'. FCu proximal ou adjacente a MCu ..... 5

3. Distância entre FCu e MCu menor que ⅓ da distância de $Cu_1$, asas com macrotriquías; tubérculo escutelar presente ..... *Tanypus*

3'. Distância entre FCu e MCu ao menos ½ da distância de $Cu_1$; asas com ou sem macrotriquías; tubérculo escutelar presente ou ausente ..... 4

4. Olhos iridescentes; tubérculo escutelar ausente; gonóstilo robusto e curvado distalmente ..... *Djalmabatista*

4'. Olhos não iridescentes; tubérculo escutelar presente; gonóstilo não curvado distalmente ..... *Laurotanypus* Oliveira, Messias *et* da Silva-Vasconcelos

5. Posnoto com ou sem setas. Asa com Costa distintamente produzida além de $R_{4+5}$ ..... 6

5'. Posnoto sem setas. Costa não produzida além de $R_{4+5}$ ..... 7

6. Terceiro segmento do palpo maxilar semi-globloso. Posnoto com setas; tubérculo escutelar presente ..... *Fittkauimyia*

6'. Terceiro segmento do palpo maxilar cilíndrico. Posnoto sem setas; tubérculo escutelar ausente ..... *Alotanypus*

7. Tíbias com 3 ou 4 bandas escuras; complexo edeagal presente; megaseta côncava ... *Ablabesmyia*

7'. Tíbias unicolores ou com 1 banda escura; complexo edeagal ausente; megaseta simples ... 8

8. Olhos pubescentes ..... *Nilotanypus*

8'. Olhos não pubescentes ..... 9

9. Esporões tibiais em forma de lira; tibia mediana com dois esporões. Pente tibial reduzido ou ausente ... 10

9'. Esporões tibiais alongados; tibia mediana com um esporão. Pente tibial presente ..... 11

10. Tubérculo escutelar presente; $R_2$ ausente ... *Larsia*

10'. Tubérculo escutelar ausente; $R_2$ presente ... *Pentaneura*

11. Tibia posterior com esporão; TIX fortemente convexo com linha de setas transversal ... *Monopelopia*

11'. Tibia posterior sem esporão; TIX fortemente convexo com linha de setas transversal ... *Labrundinia*

## Chave para identificar pupas dos gêneros de Tanypodinae registrados para a região Amazônica

1. Lobo anal semicircular ou quadrangular .... 2

1'. Lobo anal triangular ou forma de remo ..... 3

2. Lobo anal quadrangular. Corno torácico bulboso ..... *Tanypus*

2'. Lobo anal semicircular. Corno torácico oblongo e achatado ..... *Djalmabatista*

3. Lobo anal em forma de remo, com franja de setas ..... 4

3'. Lobo anal triangular, sem franja de setas .... 6

4. Segmento VII com mais de 8 finas setas (numerosas). Átrio do corno torácico perfurado ..... *Fittkauimyia*

4'. Segmento VII com não mais de 8 finas setas. Átrio do corno torácico não perfurado ..... 5

5. Setas abdominais $D_2$, $D_3$ e $L_2$ ramificadas .. ..... *Coelotanypus*

5'. Setas abdominais $D_2$, $D_3$ e $L_2$ não ramificadas ..... *Alotanypus*

6. Pente torácico ausente ..... *Monopelopia*

6'. Pente torácico presente ..... 7

7. Átrio do corno torácico alveolar ..... *Larsia*

7'. Átrio do corno torácico não alveolar ..... 8

8. Corona ausente ou reduzida ..... 9

8'. Corona bem desenvolvida, cerca de ½ do comprimento do corno torácico ..... 10

9. Pupa com 2–3 mm de comprimento. Corno torácico com indistinta reticulação .... *Labrundinia*

9'. Pupa com 5–8 mm de comprimento. Corno torácico com distinta reticulação .... *Ablabesmyia*

10. Saco anal longo, ultrapassando o comprimento do lobo anal .... *Nilotanypus*

10'. Saco anal curto, não ultrapassando o comprimento do lobo anal .... *Pentaneura*

Nota: Os estágios imaturos do gênero *Laurotanypus* permanecem desconhecidos.

## Referências Bibliográficas


Ashe, P.; O'Connor, J.P. 2009. *A World Catalogue of Chironomidae* (Diptera). Part 1. Buchonomyiinae, Chilenomyiinae, Podonominae, Aphroteniinae, Tanypodinae, Usambaromyiinae, Diamesinae, Prodiamesinae and Telmatogetoninae. Irish Biogeographical Society & National Museum of Ireland, Dublin. 445 pp.

Callisto, M.; Esteves, F. 1998. Biomonitoramento da macrofauna bentônica de Chironomidae (Diptera, Insecta) em dois igarapés amazônicos sob influência das atividades de uma mineração de bauxita. *Oecologia Brasiliensis*, 5: 299-309.

Cranston, P.S.; Hardy, N.B.; Morse, G.E.; Puslednik, L.; Mccluen, S.R. 2010. When molecules and morphology concur: the 'Gondwanan' midges (Diptera: Chironomidae). *Systematic Entomology*, 35: 636-648.

Eggermont, H.; Verschuren, D. 2004. Sub-fossil Chironomidae from East Africa. 1. Tanypodinae and Orthocladiinae. *Journal of Palaeolimnology*, 32, 383-412.

Eggermont, H.; Verschuren, D. 2007. Taxonomy and diversity of Afroalpine Chironomidae (Insecta: Diptera) on Mount Kenya and the Ruwenzori Mountains, East Africa. *Journal of Biogeography*, 34: 69-89.

Fittkau, E.J. 1968. Eine neue Tanypodinae-Gattung, *Djalmabatista* (Chironomidae, Dipt.), aus dem brasilianischen Amazonasgebiet. *Amazoniana*, 1: 327-349.

Fittkau, E.J. 1971. Distribution and ecology of Amazonian chironomids (Diptera). *The Canadian Entomologist*, 103: 407-413.

Fonseca, J.; Esteves, F.; Callisto, M. 2004. Distribution of chironomidae larvae in an Amazonian flood-plain lake impacted by bauxite tailings (Brazil). *Amazoniana*, 18: 109-123.

Fusari, L.M.; Neubern, C.S.O.; Hamada, N.; Roque, F.O. 2012. New species of *Ablabesmyia* Johannsen from the Neotropical region: first report of a sponge-dwelling Tanypodinae. *Zootaxa*, 3239: 43-50.

Mendes, H.M.; Marcondes, C.B.; Pinho, L.C. 2003. A new phytotelmatic species of *Monopelopia* Fittkau, 1962 (Insecta: Diptera: Chironomidae: Tanypodinae) from South Brazil. *Zootaxa*, 262: 1-10.

Neubern, C.S.O.; Mendes, H.F.; Navarro, M.A.S. 2010. *Monopelopia paranaense,* a new tanypod species from South, Brazil, with keys to the Neotropical - Nearctic species (Diptera: Chironomidae). *Zootaxa*, 2420: 53-62.

Neubern, C.S.O.; Silva, F.L. 2012. Two new species of *Larsia* Fittkau, 1962 (Diptera: Chironomidae: Tanypodinae) from Neotropical Region, with a checklist of *Larsia* species of the world. *Zootaxa*, 2786: 27-41.

Ospina-Torres, R. 1992. *Die Chironomidenfauna zentral-amazonischer Waldbäche*. Ph.D. thesis, Munich, Ludwig-Maximilians-Universität, vol I, 377p. / vol II, 221p.

Oliveira, S.J.; Messias M.C.; Silva-Vasconcelos, A. 1992. On a new neotropical genus of the subfamily Tanypodinae (Diptera, Chironomidae). *Memórias do instituto Oswaldo Cruz*, 87: 161-165.

Oliveira, C.S.N.; Fonseca-Gessner, A.A. 2006. New species of *Ablabesmyia* Johannsen, 1905 (Diptera: Chironomidae: Tanypodinae) from the Neotropical region, with description of male adults and immature stages. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23: 740-745.

Roback, S.S. 1963. New Neotropical *Coelotanypus* (Diptera, Tendipedidae, Pelopiinae). *Entomological News*, 74: 169-176.

Roque, F.O.; Trivinho-Strixino, S. 2003. *Guassutanypus oliveirai*, a new genus and species of Macropelopiini (Diptera: Chironomidae) from Brazil. *Spixiana Supplement*, 26: 159-164.

Serpa-Filho, A. 2004. *Estudo taxonômico e estrutura da comunidade da subfamília Tanypodinae (Insecta: Diptera: Chironomidae) em dois igarapés da Amazônia Central, Brasil*. Manaus, Tese (Doutorado em Entomologia), INPA/UFAM, pp. 166.

Silva, F.L., Ekrem, T.; Fonseca-Gessner, A.A. 2013. DNA barcodes for species delimitation in Chironomidae (Diptera): a case study on genus *Labrundinia*. *The Canadian Entomologist*, 145: 589-602

Spies, M.; Reiss F. 1996. Catalog and bibliography of Neotropical and Mexican Chironomidae (Insecta, Diptera). *Spixiana Supplement*, 22: 61-119.

Strixino, G.; Trivinho-Strixino. 1998. Povoamentos de Chironomidae (Diptera) em lagos artificiais, pp. 141–154. In Nessimian, J. L. e Carvalho, A. L. Ecologia de Insetos Aquáticos. Series *Oecologia Brasiliensis*, vol. V. PPGE-UFRJ. Rio de Janeiro, Brasil.

Stur, E.; Fittkau, E.J.; Serrano, M. A. S. 2006. *Parapentaneura bentogomensis* gen. n., sp. n., a new Tanypodinae (Diptera, Chironomidae) from Brazil. *Zootaxa*, 1384: 59-68.

Thienemann, A.; Zavřel, J. 1916. Die Metamorphose der Tanypinen. *Archiv fur Hydrobiologie und Planktonkunde,* 2: 566-654.

Trivinho-Strixino, S. 2011. *Larvas de Chironomidae (Diptera) do Estado de São Paulo*. Guia de identificação. São Carlos, 371 p.

Walker, I. 1998. Population dynamics of Chironomidae (Diptera) in the Central Amazonian blackwater river Tarumã-Mirim (Amazonas, Brazil). *Oecologia Brasiliensis*, 5: 235-252.

# Ordem Diptera
# Família Simuliidae

29

Neusa Hamada[1], Jeferson Oliveira da Silva[1], Mateus Pepinelli[2], Leo Rossy Ribeiro da Trindade[1]

**Diagnose**. Adulto com antenas curtas, palpos maxilares alongados e compostos por cinco artículos; tórax bem desenvolvido; asas membranosas, com a região anal bem desenvolvida e veias da região anterior conspícuas. Pupa envolvida por casulo que pode ser completo ou incompleto; brânquias torácicas espiraculares, com número, disposição e forma dos filamentos branquiais variáveis. Larva com cabeça bem estruturada e esclerosada, geralmente, com um par de leques cefálicos; uma falsa perna protorácica; região terminal do abdômen com um anel de fileiras de ganchos e um esclerito dorsal.

## Anatomia externa

**Adulto.** Pequeno (1 a 5 mm), de coloração escura, algumas espécies são amarelo-alaranjadas (Figuras 1A-D). **Cabeça.** Macho com olhos holópticos (que se tocam dorsalmente) e com omatídeos superiores maiores do que os inferiores (Figuras 2A, B, respectivamente); fêmeas dicópticas (olhos são separados) com todos os omatídeos de tamanhos similares (Figuras 2C, D, respectivamente). Antena curta (Figura 3A), constituída por escapo, pedicelo e flagelômeros (com nove artículos, excepcionalmente sete ou oito). Palpo maxilar (Figuras 3A, B) com cinco artículos, o terceiro abriga o órgão de Lutz ou vesícula sensorial. O cibário da fêmea pode possuir dentes ou ser liso (Figuras 3C, D, respectivamente), macho possui cibário pouco desenvolvido. Tórax, bem desenvolvido, com microcerdas que, dependendo do ângulo de incidência da luz, pode resultar em diferentes padrões de manchas. Asa membranosa, com região anal ampla e veias desenvolvidas na região anterior (Figura 4). Pernas com cerdas de formato variável (filiforme, petaliforme) e garras tarsais com ou sem dente basal (Figuras 3E, F, respectivamente). **Abdômen**. Macho, genitália (Figura 5A) composta por gonocoxito e gonóstilo e, o edeago, constituído pela placa ventral, esclerito mediano e endoparâmero, que é formado por dois ramos esclerosados com ou sem dentes robustos. A placa ventral é uma estrutura de grande valor taxonômico e, dependendo da espécie pode ser muito tridimensional, portanto, deve ser examinada em diferentes posições (Figuras 5B, C). Fêmea, genitália constituída pelos cercos e paraproctos, oitavo esternito, forquilha genital e ducto da espermateca; apenas uma espermateca presente, com ou sem espículas na parede (Figuras 6A-E).

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil.

[2] Universidade Federal de São Carlos, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Departamento de Hidrobiologia. Rodovia Washington Luís (SP-310), Km 235, CEP 13565-905, São Carlos, SP, Brasil.

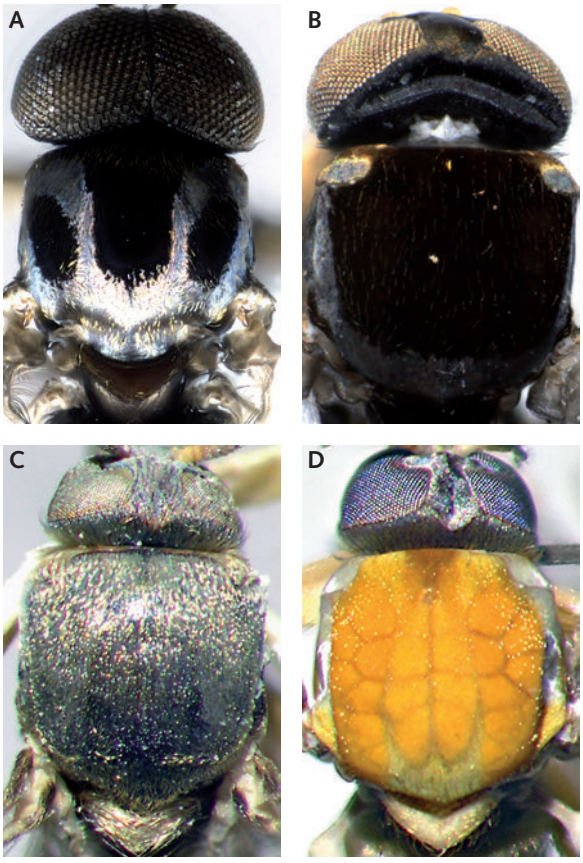



**Figura 1.** Adultos de Simuliidae (Diptera), cabeça e escuto, vista dorsal. A. Macho de *Simulium guianense*. B-D. Fêmeas. B. *S. goeldii*; C. *S. pertinax*. D. *S. perflavum*.

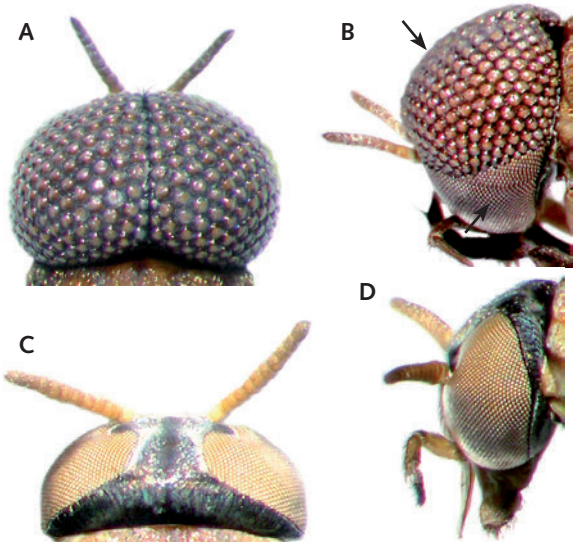



**Figura 2.** Dimorfismo sexual em Simuliidae (Diptera). A-B. Macho. A. Olhos holópticos. B. Omatídeos superiores maiores do que os inferiores. C-D. Fêmea. C. Olhos dicópticos. D. Omatídeos superiores de tamanho similar aos inferiores.

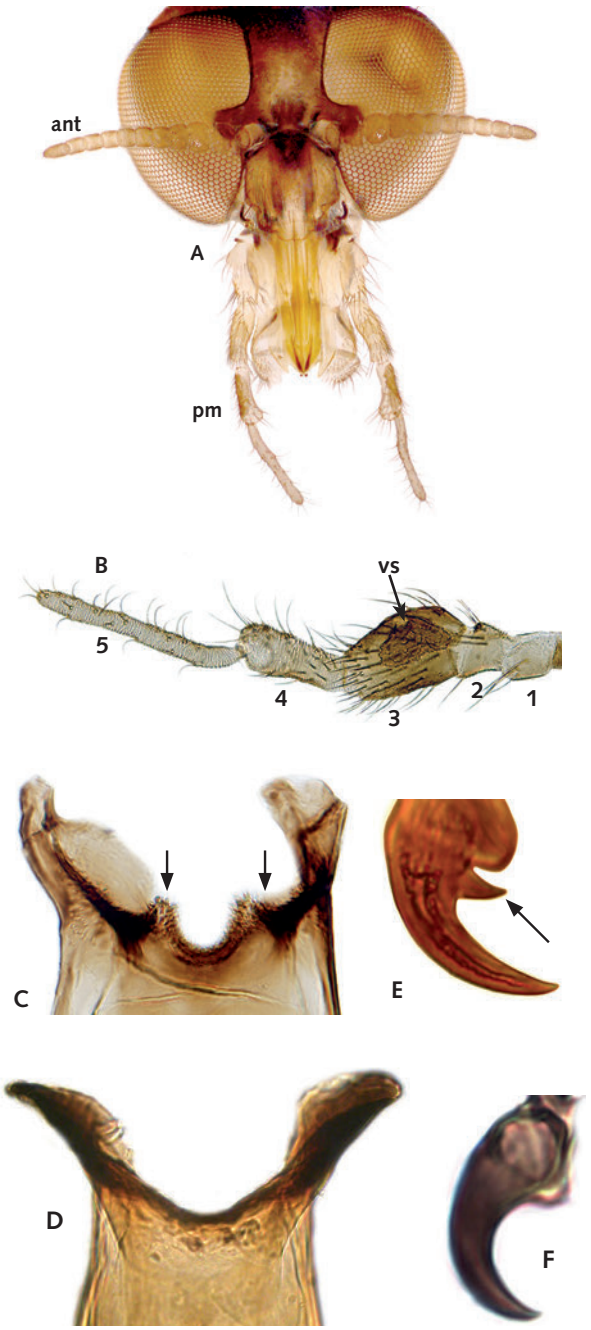



**Figura 3.** Fêmea de Simuliidae (Diptera). A. Vista frontal da cabeça; ant= antena; pm= palpo maxilar. B. Palpo maxilar, com vesícula sensorial (vs) localizado no terceiro palpômero. C-D. Cibário, com (C) e sem (D) dentes. E-F. Garras tarsais, com (E) e sem (F) dente basal.

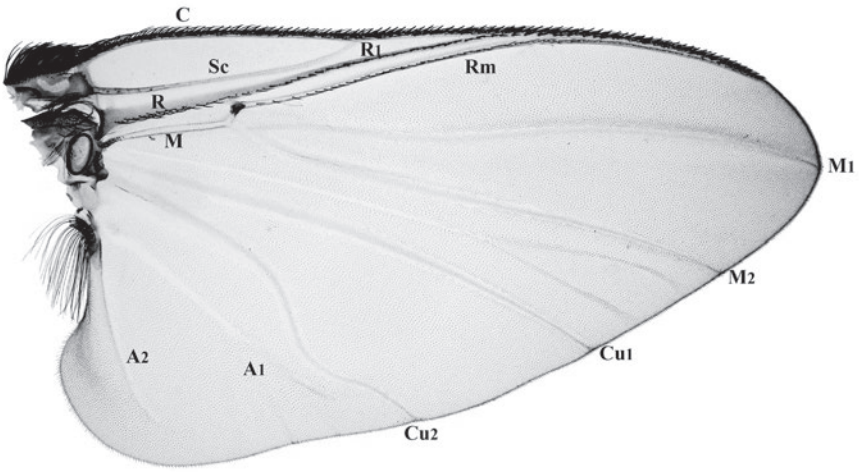



**Figura 4.** Principais veias da asa de *Simulium* (Simuliidae). C= Costa; Sc= Subcosta; R= setor basal da radial; $R_1$= Primeira veia radial 1; Rs= setor radial; M, $M_1$, $M_2$= Média; $Cu_1$, $C_2$= Cubital; $A_2$= Anal.

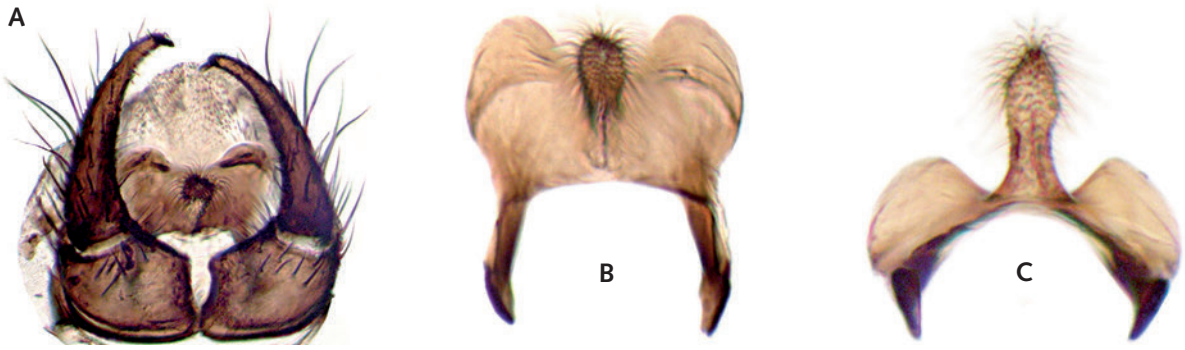



**Figura 5.** Genitália do macho de Simuliidae. A. Vista ventral. B-C. Placa ventral, em duas posições diferentes.

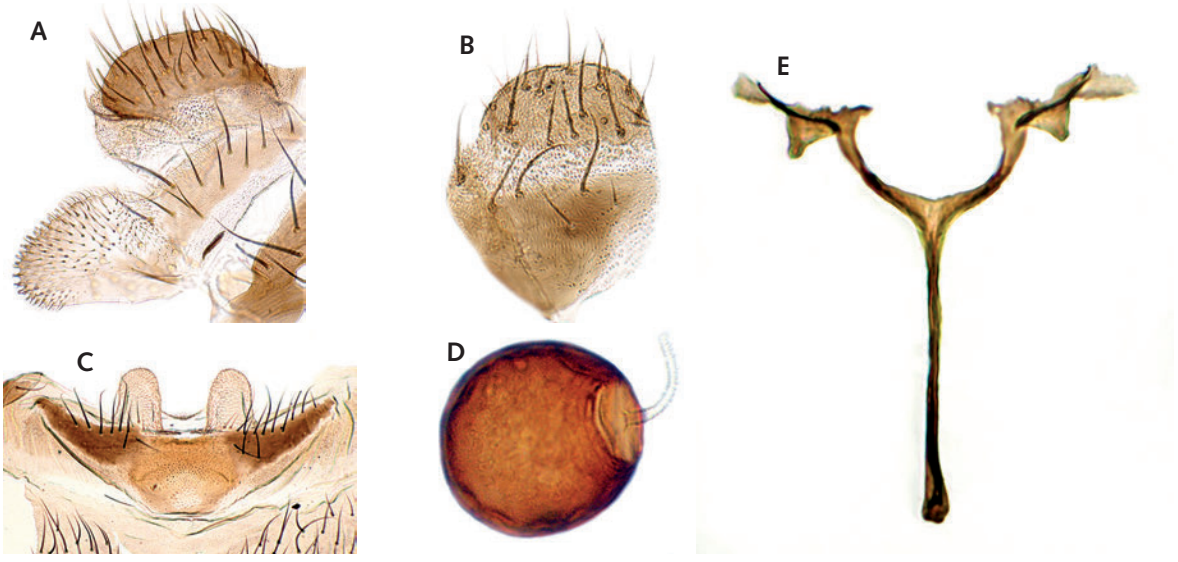



**Figura 6.** Genitália da fêmea de Simuliidae. A-B. Cerco e paraprocto, em diferentes configurações. C. Oitavo esternito. D. Espermateca. E. Forquilha genital.

## Imaturos

**Ovo.** Subtriangular a oval irregular (Figura 7A), geralmente, colocados em grupos (Figura 7B).

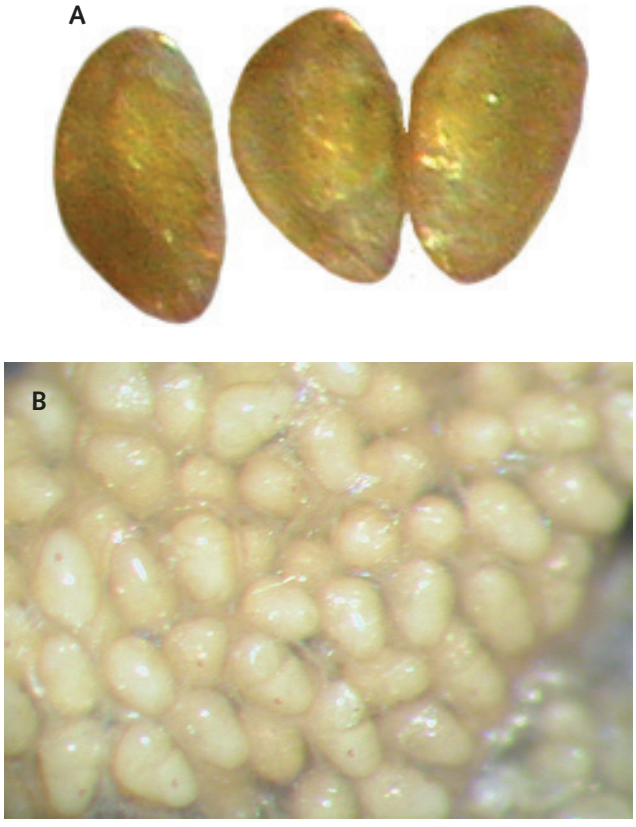



**Figura 7.** Simuliidae. A. Ovos. B. Massa de ovos.

**Larva** de último estádio, caracterizada pela presença dos histoblastos branquiais, histoblastos das pernas e histoblastos das asas, completamente formados (Figura 8A). A cutícula do corpo pode ser glabra ou com cerdas de tamanho e formato variável (Figura 8B); tubérculos (Figura 10A) dorsais e ou laterais podem estar presentes no abd*ô*men e, às vezes, no último segmento torácico. **Cabeça** (Figura 9A) bem estruturada e esclerosada; pode apresentar ou não um padrão de manchas no apódema cefálico, resultante da inserção de músculos; geralmente, com um par de leques cefálicos; antenas (Figura 9D) compostas por três artículos de comprimentos variáveis e uma sensila apical; fenda gular de formato variável (Figuras 9F-I), profunda ou não - como resultado, a altura da ponte gular também varia desde menor até maior do que a altura do hipostômio. Dentes do hipostômio com formato e distribuição de tamanho variável (Figuras 9J, K). Mandíbula, geralmente, com um processo látero mandibular (Figura 9E) simples, bífido ou trífido, que pode variar em sua forma e espessura; esse processo pode estar ausente ou presente em maior número. **Tórax** (Figura 8A), com uma falsa perna protorácica, ventralmente e histoblastos das brânquias, pernas, asas e balancins desenvolvidos. **Abdômen** com a região distal abrigando um disco anal, composto por fileiras de ganchos (Figura 10A); esclerito anal, localizado dorsalmente (Figura 10C); brânquias anais eversíveis (Figura 10B), inseridas dorsalmente, com três ramos compostos por número de lóbulos variáveis; um par de tubérculos posteriores (Figura 10A) ventrais presentes ou ausentes.

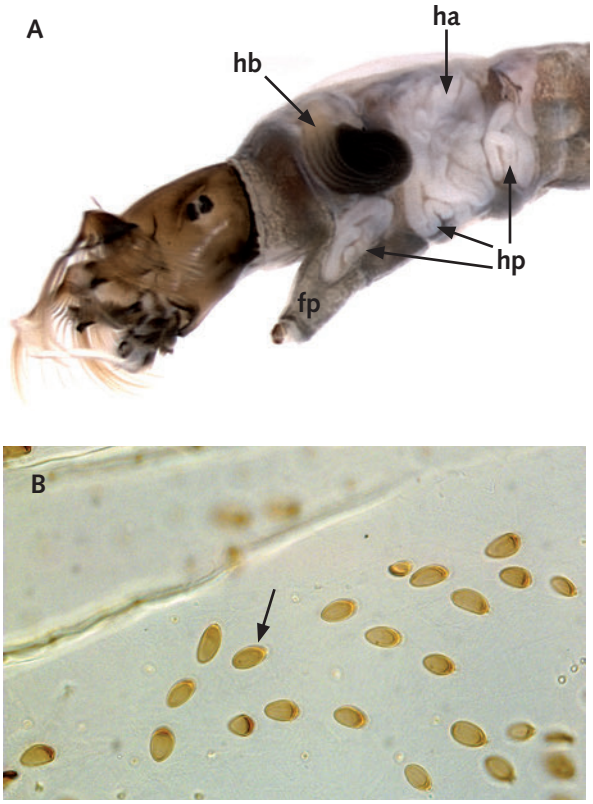



**Figura 8.** Larva de Simuliidae. A. Vista lateral da cabeça e tórax. hb = histoblasto branquial; hp = histoblastos das pernas; ha = histoblasto da asa; fp= falsa perna protorácica. B. cerdas do corpo em forma de raquete.

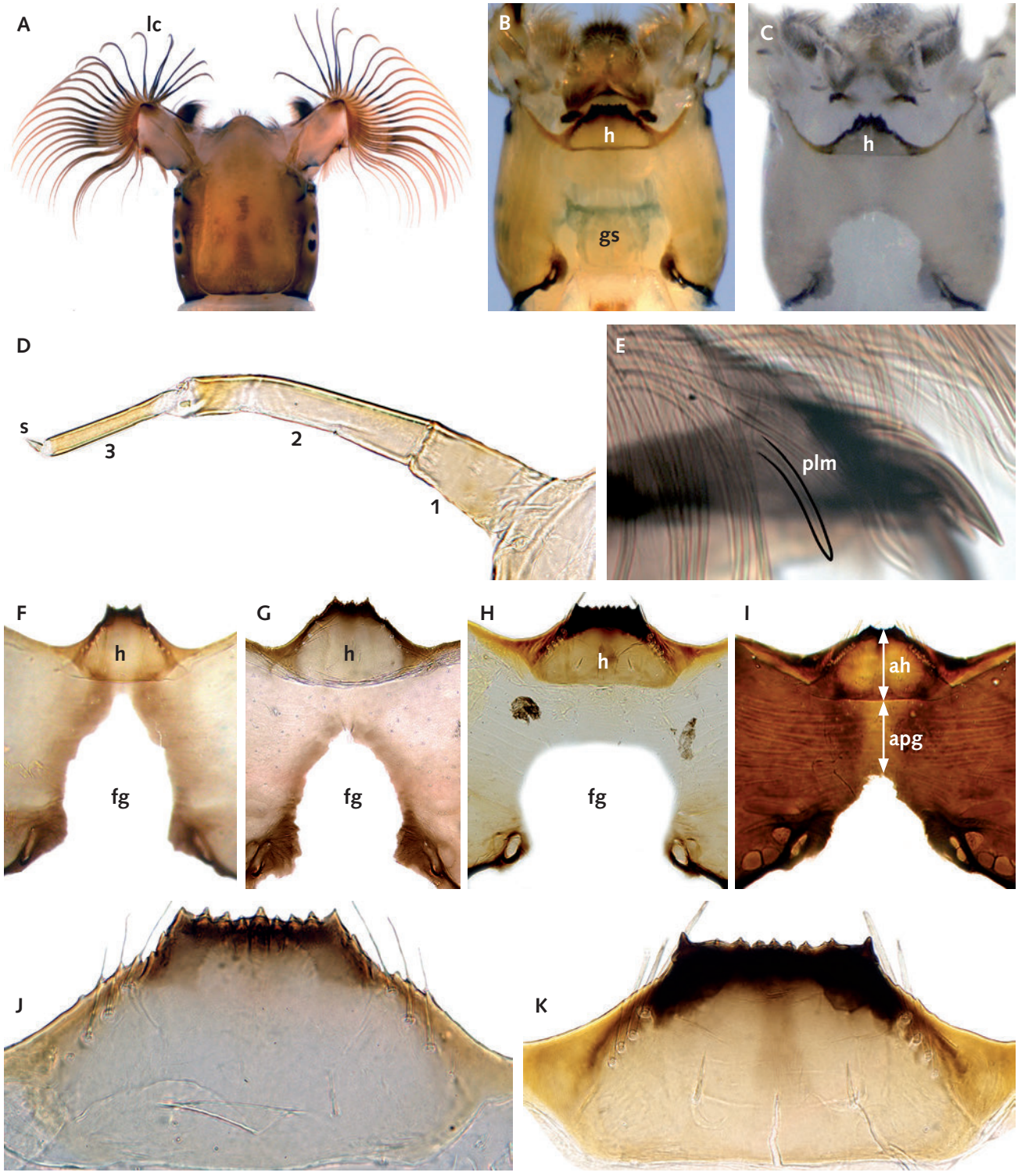



**Figura 9.** Cabeça da larva de Simuliidae. A. Vista dorsal da cabeça; lc= leque cefálico. B-C. Vista ventral da cabeça; gânglio subesofageano (gs) pigmentado (B) e não pigmentado (C); h= hipostômio; fg= fenda gular. D. Antena; s= sensila. E. Processo látero mandibular (plm). F-H. Fenda gular (fg) e hipostômio (h) em vista ventral, em diferentes configurações; I. altura da ponte gular (apg) maior do que a altura do hipostômio (ah). J-K. Hipostômio, com diferentes números e distribuição de dentes.

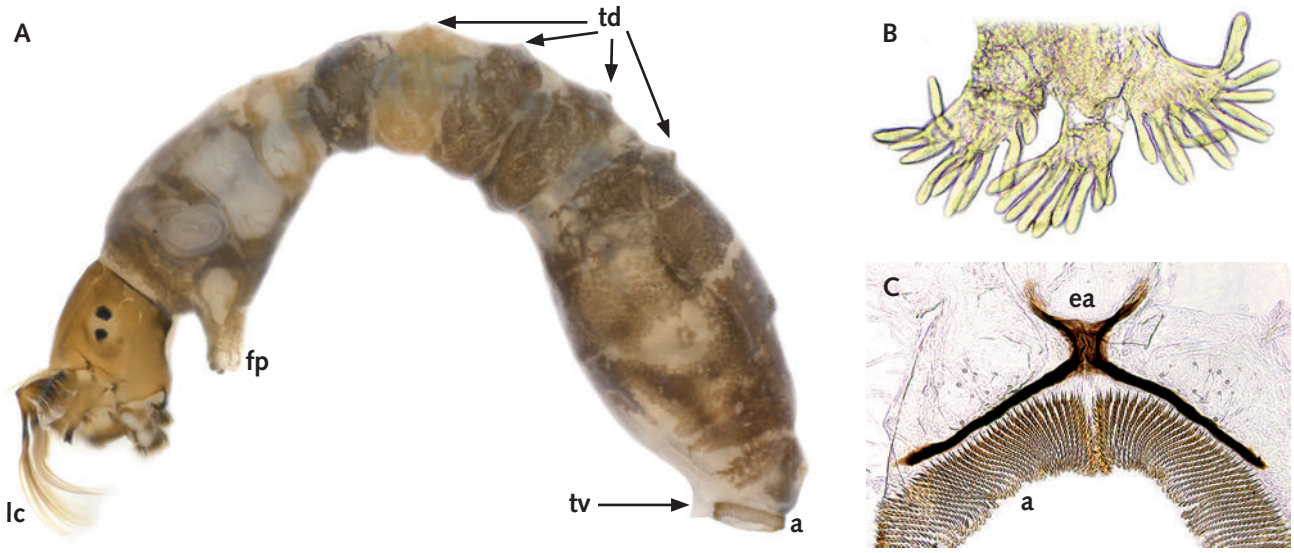



**Figura 10.** Larva de Simuliidae. A. Vista lateral da larva. B. Brânquias anais. C. Esclerito anal (ea) e vista parcial do anel de ganchos (a). Nota: td= tubérculos dorsais; tv= tubérculos posteriores ventrais; fp= falsa perna protorácica; lc= leque cefálico.

**Pupa**. Casulo incompleto (Figura 11A) ou completo (Figura 11B), com abertura da trama variável. Quando completo, com ou sem projeção dorsal mediana, com ou sem projeção da região anterior (conferindo ao casulo um formato de sapato/ bota ou de chinelo). Dimorfismo sexual, geralmente presente, machos com frontoclípeo alongado (Figura 12B) e, fêmeas com essa estrutura mais curta (Figura 12A). Comprimento e forma dos tricomas do frontoclípeo (faciais e frontais) (Figuras 13 A-C) e do tórax variáveis e, forma e distribuição dos tubérculos no frontoclípeo (Figuras 13 A-C) e torácicos também variáveis. Brânquias espiraculares (Figuras 14 A-D) inseridas no tórax, com número, disposição e forma dos filamentos variáveis.




**Figura 11.** Vista lateral da pupa de Simuliidae. A. Casulo incompleto. B. Casulo completo

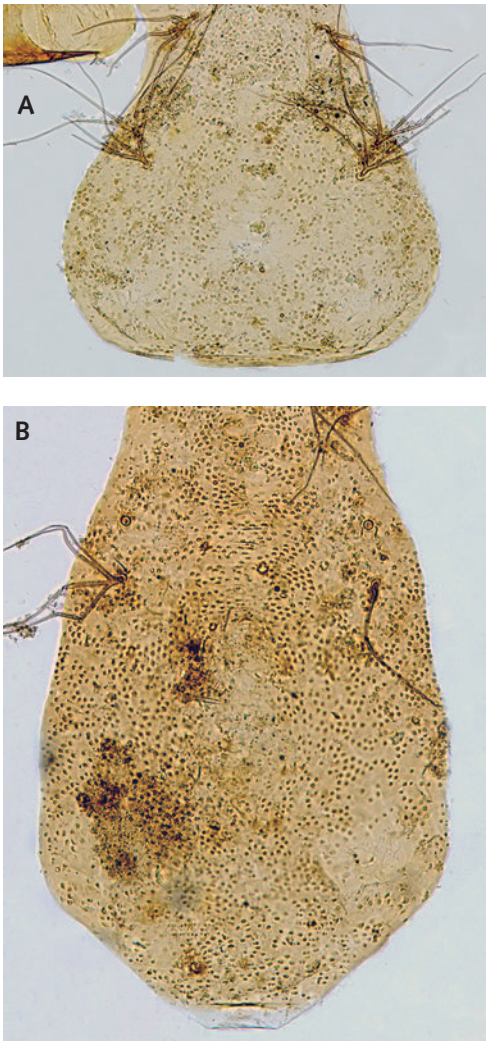



**Figura 12.** Dimorfismo sexual em pupa de Simuliidae. A. Frontoclípeo de fêmea. B. Frontoclípeo de macho.

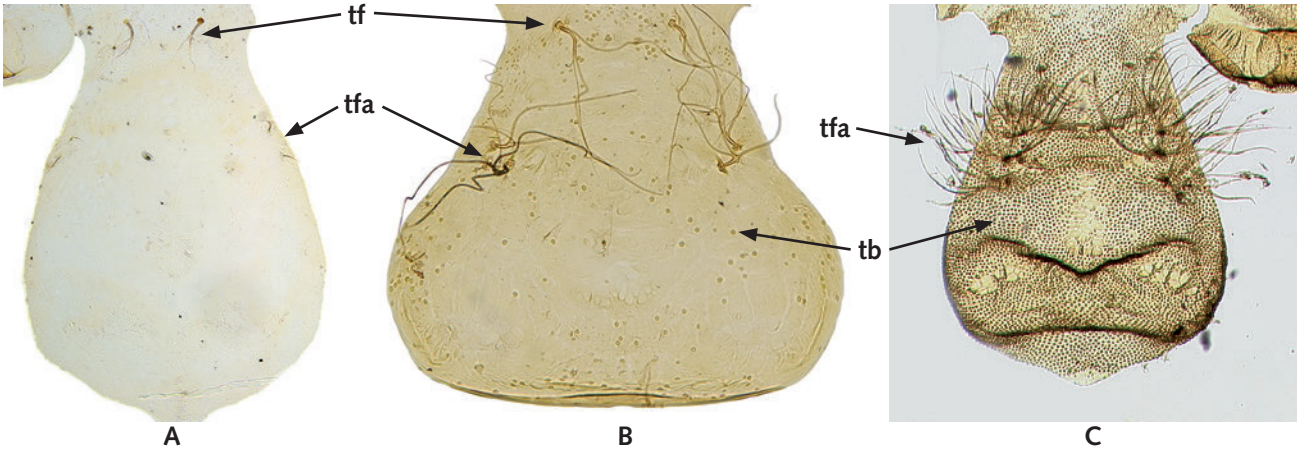



**Figura 13.** Frontoclípeo de pupa. A. Com poucos tubérculos (tb) e tricomas faciais (tfa) e frontais (tf) curtos. B. Com poucos tubérculos e tricomas faciais e frontais longos, com 2-4 ramificações. C. Com tubérculos numerosos e tricomas faciais e frontais multiramificados.

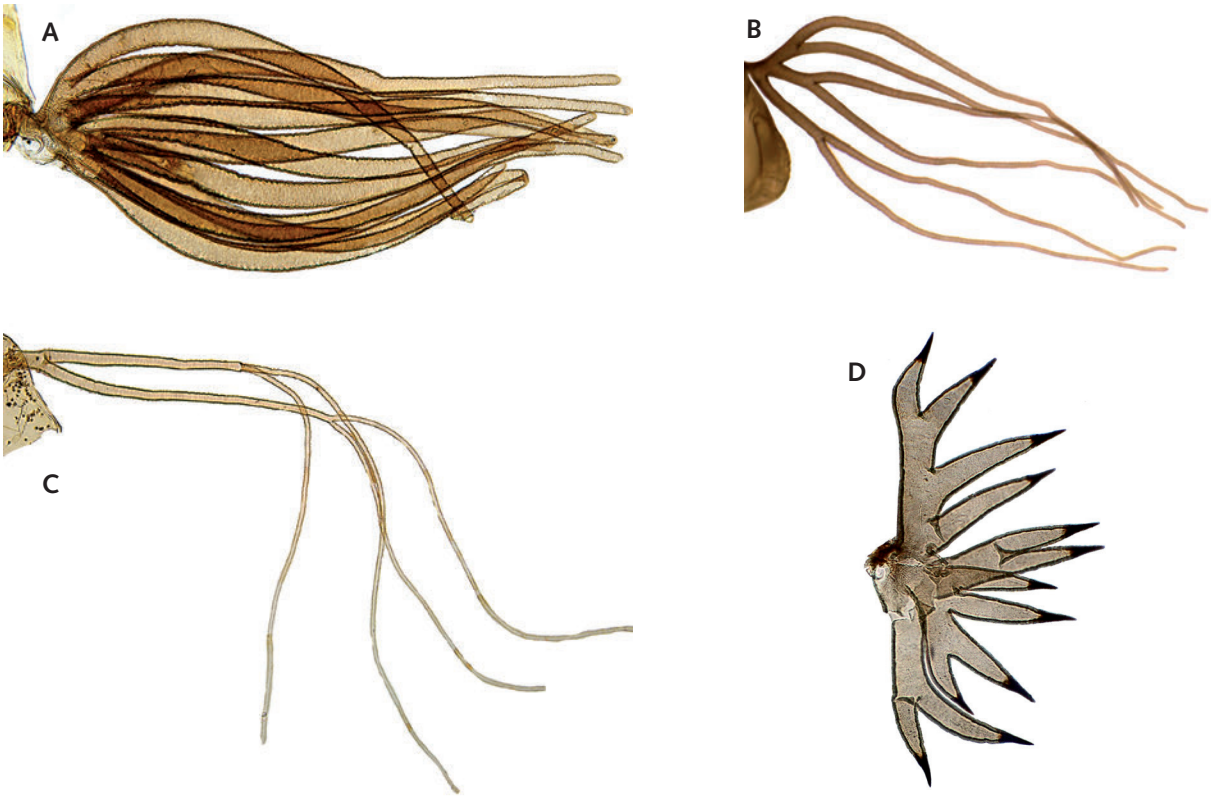



**Figura 14 A-D.** Diferentes configurações (número e forma dos filamentos) de brânquias de pupas de Simuliidae.

## Taxonomia e biologia

A família tem aproximadamente 2.150 espécies, incluindo 12 fósseis, distribuídas em Parasimuliinae e Simuliinae. Somente Simuliinae ocorre na região Neotropical, com aproximadamente 320 espécies, em duas tribos. No Brasil ocorrem dois gêneros de Prosimuliini (*Lutzsimulium* d'Andretta & d'Andretta e *Arauchnephia* Wygodzinsky & Coscarón) e um de Simuliini (*Simulium* Latreille) (Adler e Crosskey 2013). Hamada e Mardini (2011) assinalaram equivocadamente *Araucnephioides* Wygodzinsky & Coscarón para o Brasil, esse gênero somente tem registro de ocorrência para o Chile (Adler e Crosskey 2013).

Na região Neotropical, diferentes classificações são utilizadas quanto ao posicionamento das espécies em gêneros e subgêneros (*e.g.*, Py-Daniel e Sampaio 1994; Coscarón e Coscarón-Arias 2007; Adler e Crosskey 2013), no presente estudo, seguimos as classificações de Coscarón e Coscarón-Arias (2007) e Adler e Crosskey (2013). Essa família abriga muitas espécies crípticas, que aos poucos têm sido reveladas por meio de ferramentas taxonômicas não tradicionais como análise de cromossomos politênicos (*e.g.*, Hamada e Adler 1999) e marcadores moleculares (*e.g.*, Hamada *et al*. 2010, Crainey *et al.*2014)

Para o Brasil são registradas 92 espécies e, para o estado do Amazonas, 26 distribuídas em dois gêneros (Adler e Crosskey 2013). Além dessas espécies, no Amazonas ocorre um morfótipo ainda não descrito, *Simulium* "A" (Hamada e Adler 2001, Adler e Crosskey 2013) que foi incluído na Tabela 1 e nas chaves para identificar larvas e pupas de espécies registradas para o Estado.

Das espécies registradas por Adler & Crosskey (2013) para o estado do Amazonas, seis não foram coletadas pelos autores deste trabalho nesse Estado e não foram localizados espécimes coletados no estado, na Coleção de Invertebrados do INPA. Dessa forma, informações contidas nas chaves para identificar larva e pupa até espécie foram obtidas a partir da observação de exemplares coletados nos estados de Roraima (*S. lutzianum*, *S. ochraceum*), Rondônia (*S. amazonicum*, *S. subnigrum*), Pará (*S. pertinax*) e Minas Gerais (*S. minusculum* – proveniente da localidade tipo). Nas chaves foram incluídas também *Simulium sanchezi*, considerada sinônimo de *S. oyapockense* por Shelley *et al*. (2010) mas que estudos moleculares recentes (Crainey *et al.*, dados não publicados) corroboram seu status específico.

Várias espécies são consideradas sinônimos de *S. ochraceum* baseado, principalmente, na morfologia dos adultos (*e.g.*, Shelley *et al.* 2010, Adler e Crosskey 2013). No entanto, larvas e pupas examinadas por nós, coletadas em Roraima indicam que as populações de Roraima e, provavelmente as do estado do Amazonas apresentam diferenças morfológicas quando comparadas com as larvas e pupas de *S. ochraceum sensu strictu*. As larvas de *S. ochraceum* da Venezuela e da Guiana Francesa (N. Hamada, observação pessoal) não apresentam o padrão de coloração observado na cápsula cefálica das populações de Roraima e os filamentos e os casulo da pupa também são distintos das pupas de *S. ochraceum sensu strictu*. Estudos adicionais, utilizando ferramentas citotaxonômicas e/ ou moleculares são imprescindíveis para esclarecer os problemas taxonômicos envolvendo essa espécie nominal, como já sugerido por outros autores (e.g., Millest 1992).

**Tabela 1.** Tribos, gêneros e espécies de Simuliidae (Diptera) registrados para o estado do Amazonas, de acordo com Adler e Crosskey (2013).

| Tribo / Gênero | Espécie |
|---|---|
| Prosimuliini Enderlein | |
| *Lutzsimulium* d'Andretta & d'Andretta | *L. simplicicolor* (Lutz) |
| Simuliini Newman | |
| *Simulium* Latreille | *S. amazonicum* Goeldi<br>*S. argentiscutum* Shelley & Luna Dias<br>*S. cauchense* Floch & Abonnenc<br>*S. daltanhani* Hamada & Adler<br>*S. exiguum* Roubaud<br>*S. goeldii* Cerqueira & Nunes de Mello<br>*S. guianense* Wise<br>*S. iracouboense* Floch & Abonnenc<br>*S. lundi* (Py-Daniel & Barbosa)<br>*S. lutzianum* Pinto<br>*S. maroniense* Floch & Abonnenc<br>*S. minusculum* Lutz<br>*S. nunesdemelloi* Hamada, Pepinelli & Hernandez<br>*S. ochraceum* Walker<br>*S. oyapockense* Floch & Abonnenc<br>*S. perflavum* Roubaud<br>*S. pertinax* Kolar<br>*S. quadrifidum* Lutz<br>*S. rorotaense* Floch & Abonnenc<br>*S. sanchezi* Ramirez-Perez, Yarzabal & Peterson<br>*S. suarezi* Ramírez Pérez, Rassi & Ramírez<br>*S. subnigrum* Lutz<br>*S. tergospinosum* Hamada<br>*S. trombetense* Hamada, Py-Daniel & Adler<br>*S. ulyssesi* (Py-Daniel & Coscarón)<br>* Morfótipo *S.* "A" |

* morfótipo ainda não descrito.

Os simulídeos passam por quatro estágios sendo, portanto, holometábolos. Os três primeiros estágios (ovo, larva e pupa) são aquáticos enquanto que o último (adulto) é terrestre.

A oviposição ocorre principalmente ao entardecer (*e.g.*, Gorayeb 1981, Hamada 1998); há diferentes estratégias de oviposição de acordo com a espécie (Crosskey 1990). Os ovos são depositados em substratos submersos, mas algumas espécies ovipõem sobre a vegetacão ripária, em áreas úmidas adjacentes a corredeiras e cachoeiras (Moreira e Sato 1996). O número de ovos por postura pode chegar a centenas, e o período de incubação varia de 4 a 6 dias (Petry *et al*. 2006).

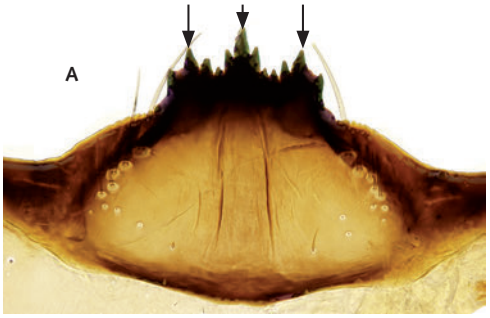
Os imaturos desta família são encontrados em ambientes lóticos, de cursos d'águas pequenos ou grandes. As larvas podem se fixar sobre os substratos submersos na água, (*e.g.*, rochas, vegetação, folhas decíduas e raízes submersas da vegetação ripária) utilizando seda secretada pelas suas glândulas salivares. A pupa se desenvolve, geralmente, em uma semana, dependendo de alguns parâmetros ambientais, especialmente a temperatura.

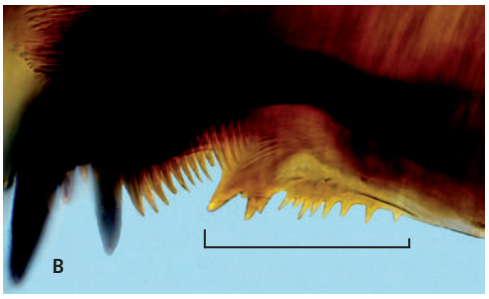
As fêmeas dessa família, no geral, são hematófagas, por esse fato são potenciais vetores de patógenos aos seus hospedeiros (*e.g.*, Hamada e Mardini 2011). As que não são hematófagas são obrigatoriamente autógenas, utilizando reservas acumuladas no estágio larval para maturar seus ovos.

A seguir, apresentamos chaves para identificar larvas e pupas de gêneros de Simuliidae que ocorrem no Brasil e, para identificar larvas e pupas de espécies registradas para o estado do Amazonas por Adler e Crosskey (2013).

## Chave para identificar larvas de gêneros de Simuliidae registrados para o Brasil e espécies ocorrentes no estado do Amazonas

1. Dentes do hipostômio arranjados em três grupos conspícuous (Figura A); mandíbula com serrações marginais numerosas, mais do que cinco (B) ..... *Arauchnephia*

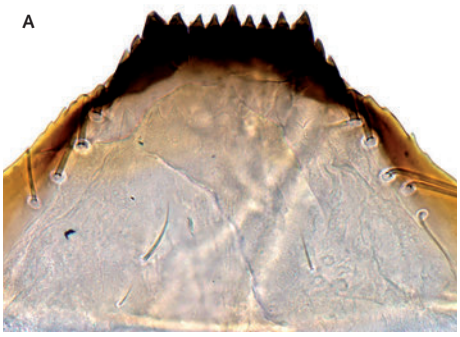


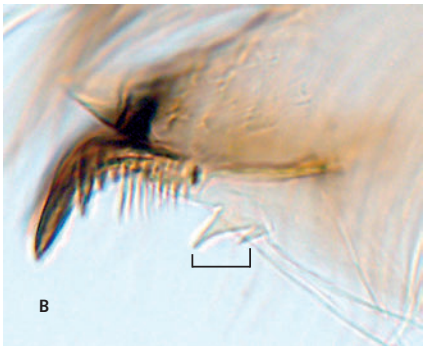





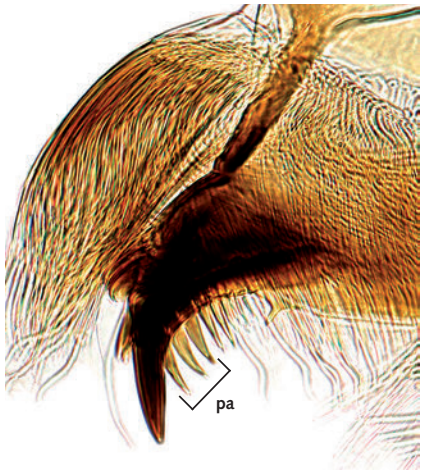

*A. cearensis*

1'. Dentes do hipostômio distribuídos de forma regular (A), não arranjado em três grupos conspícuos; mandíbula com serrações marginais pouco numerosas, não mais do que 5, geralmente 2 (B) ..... 2

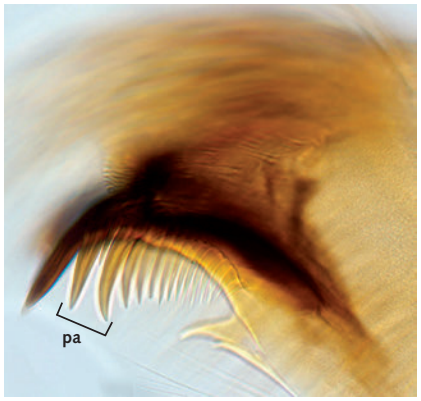





2. Dentes pré-apicais da mandíbula (pa) de alturas similares, ou decrescendo do primeiro para o terceiro dente ..... *Simulium* ..... 3

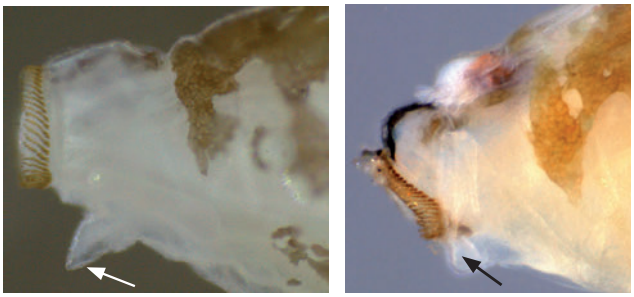



2'. Dentes pré-apicais da mandíbula (pa) com o segundo dente mais curto do que o primeiro e do que o terceiro ..... *Lutzsimulium* (*L. simplicicolor*)






3. Presença de 1 + 1 tubérculo posterior ventral ..... 4



3'. Ausência de 1 + 1 tubérculo posterior ventral ..... 15



4. Gânglio subesofageano pigmentado ..... 5

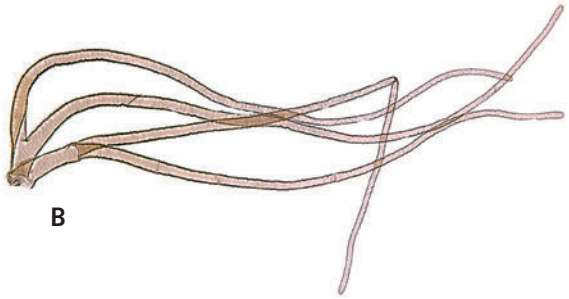


4'. Gânglio subesofageano não pigmentado ..... 9



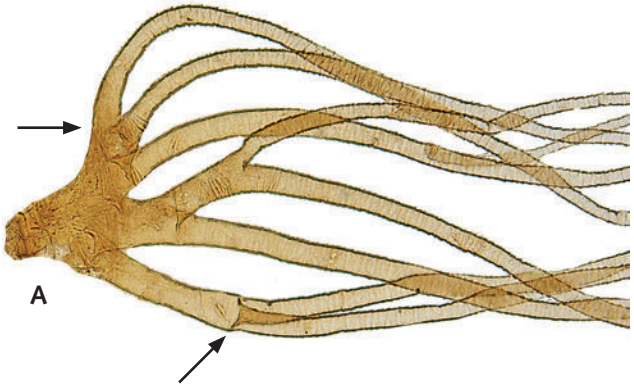
5. Abdômen com tubérculos pontiagudos na região dorsal (A), histoblasto branquial dissecado com quatro filamentos (B) ..... *S. tergospinosum*




5'. Abdômen sem tubérculos pontiagudos na região dorsal e lateral, histoblasto branquial, dissecado, com seis ou oito filamentos ..... 6

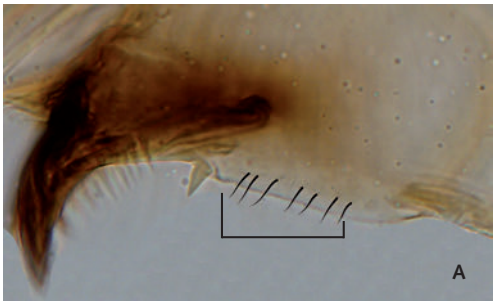
6. Histoblasto branquial, dissecado, com oito filamentos curtos, bifurcando-se próximos da base (A) ..... *S. amazonicum*

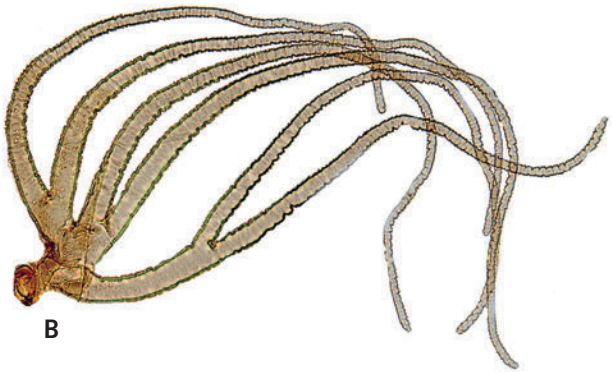


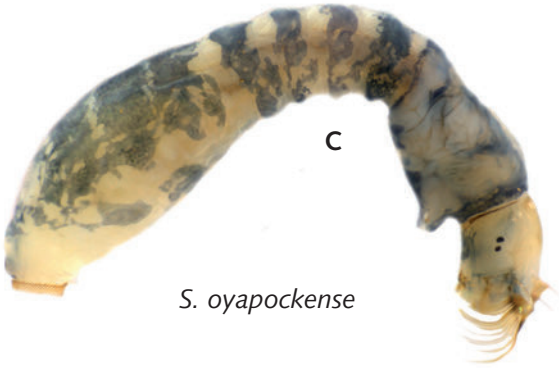



6'. Histoblasto branquial, dissecado, com seis filamentos ..... 7

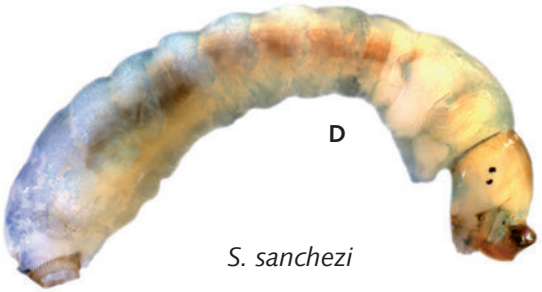
7. Mandíbula com fileira de cerdas filiformes a nível supra-marginal (A); histoblasto branquial dissecado, com filamentos branquiais curtos (B) ..... *S. oyapockense* (C)/ *S. sanchezi* (D)



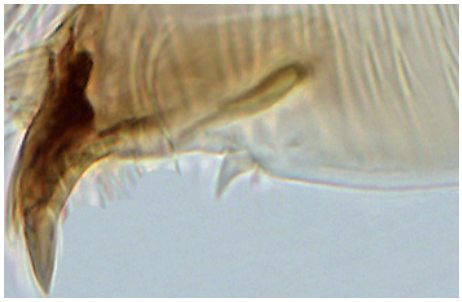




*S. oyapockense*

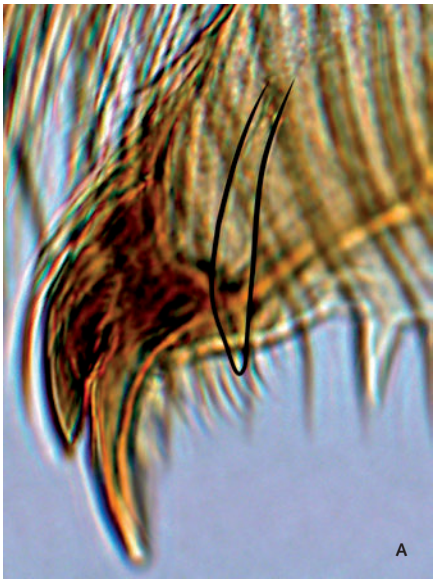


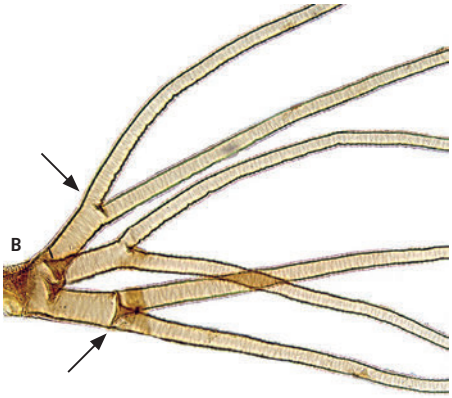

*S. sanchezi*

7’. Mandíbula sem fileira de cerdas filiformes a nível supra-marginal; histoblasto branquial dissecado, com filamentos branquiais curtos ou longos ..... 8



8. Processo látero mandibular alargado (A); histoblasto branquial dissecado com filamentos longos originando-se próximos da base, na mesma altura (B) ..... *S. daltanhani*

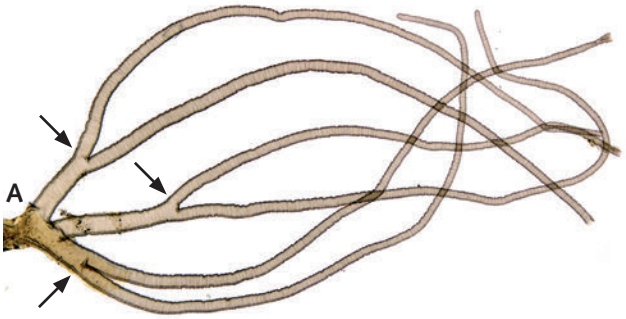




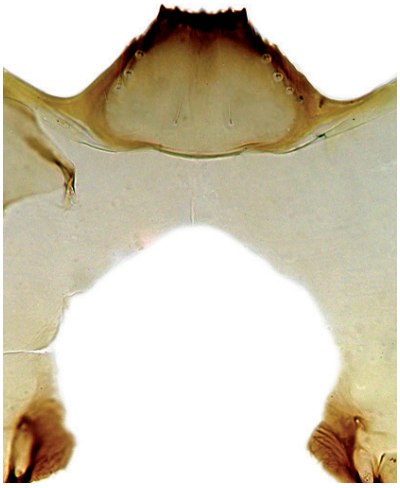

8’. Processo látero mandibular filiforme, geralmente em número de dois (A); histoblasto branquial dissecado com filamentos curtos, originando-se a diferentes alturas (B) ..... *S. minusculum*






9. Fenda gular de formato arredondado ..... 10



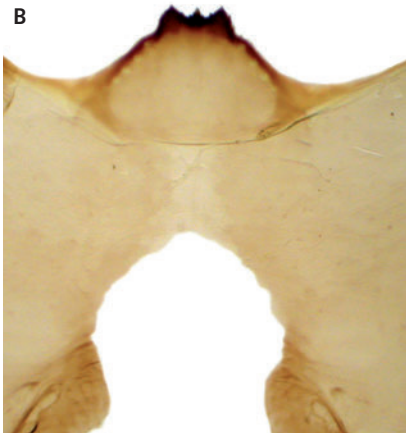


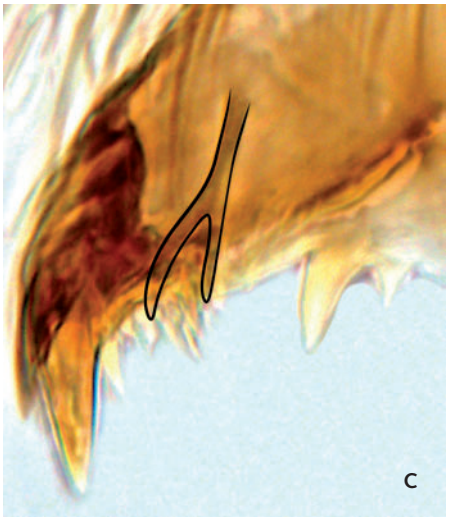
9'. Fenda gular de formato não arredondado, triangular ..... 14



10. Altura da ponte gular quase tão alta (A) ou maior (B) do que a altura do hipostômio; processo látero-mandibular bífido (C) ou trífido, histoblasto branquial dissecado com seis ou oito filamentos ..... 11



10’. Altura da ponte gular menor do que a altura do hipostômio, processo látero-mandibular simples, histoblasto branquial dissecado com quatro filamentos ..... 13



11. Histoblasto branquial dissecado, com oito filamentos longos (A) ..... *S. goeldii*

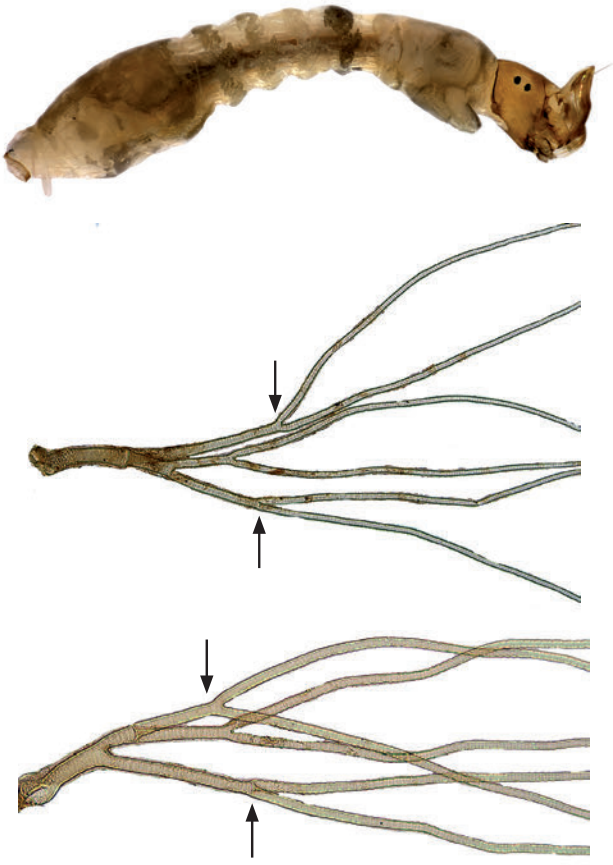



11’. Histoblasto branquial dissecado, com seis filamentos longos ..... 12

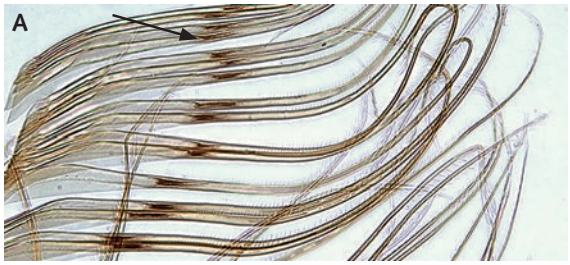
12. Filamentos bifurcando-se em diferentes alturas ..... *S. ulyssesi*



12’. Filamentos bifurcando-se em altura similar ... *S.* A

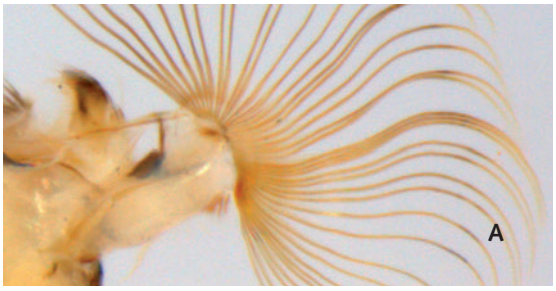


13. Leque cefálico com uma mancha escura no 1/4 basal do raio (A) ..... *S. quadrifidum*






13'. Leque cefálico sem mancha preta no ápice do 1/4 basal do raio (A) ..... *S. cauchense*





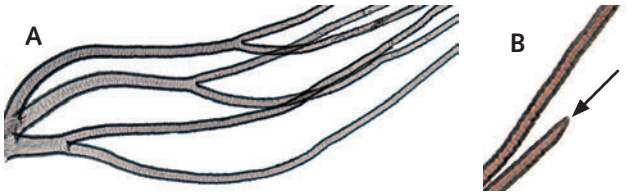

14. Comprimento do terceiro artículo antenal maior do que duas vezes o comprimento do segundo artículo (A); histoblasto branquial dissecado, com duas brânquias espessas (B) ..... *S. lundi*







14'. Comprimento do terceiro artículo antenal similar ou pouco maior do que o do segundo artículo; histoblasto branquial dissecado com seis filamentos finos (A), de ápices mamiliformes (B) ..... *S. subnigrum*

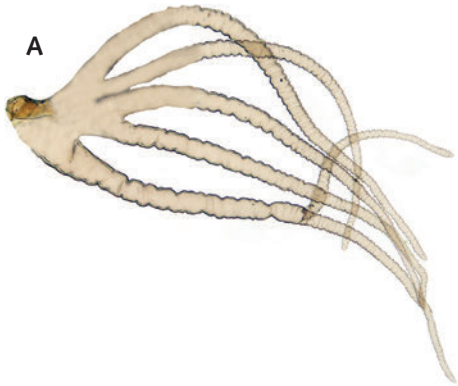





15. Gânglio subesofageano pigmentado ..... 16

15'. Gânglio subesofageano não pigmentado ..... 19

16. Histoblasto branquial dissecado, com seis filamentos (A) ..... *S. argentiscutum*



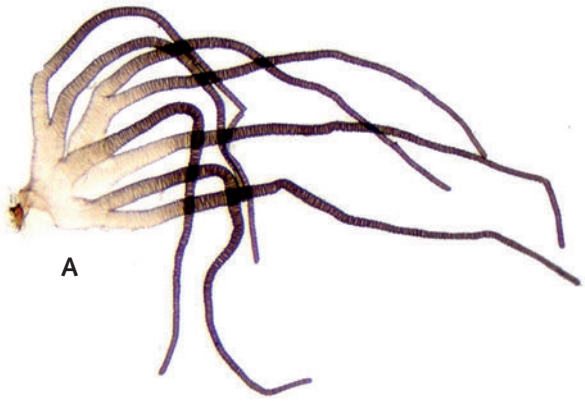



16'. Histoblasto branquial dissecado com oito a 22 filamentos ..... 17

17. Histoblasto branquial dissecado com 12 a 22 filamentos de ápices pontiagudos ..... 18

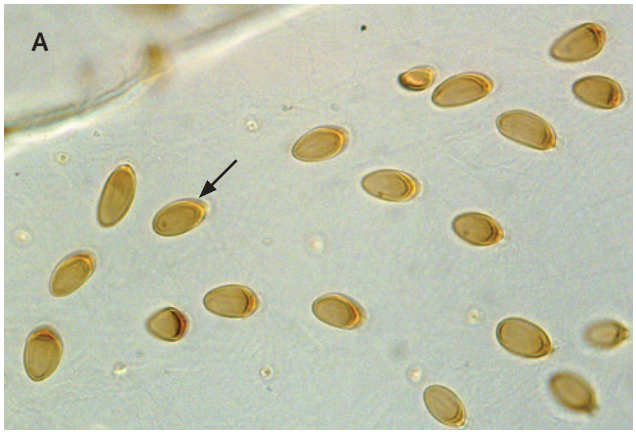


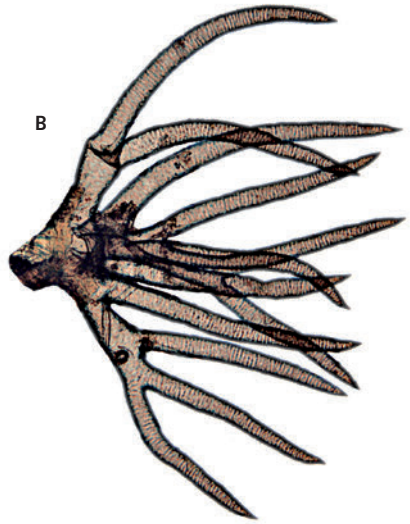
17'. Histoblasto branquial dissecado com oito filamentos (A) de ápices não pontiagudos .. *S. exiguum*





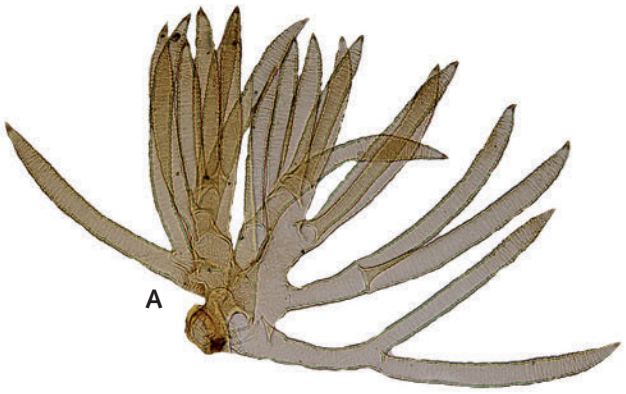

18. Cutícula do corpo com cerdas em forma de raquete (A); histoblasto branquial dissecado, com 12 filamentos (B) ..... *S. guianense*






18'. Cutícula do corpo sem cerdas em forma de raquete; histoblasto branquial dissecado, com 20 a 22 filamentos (A) ..... *S. nunesdemelloi*





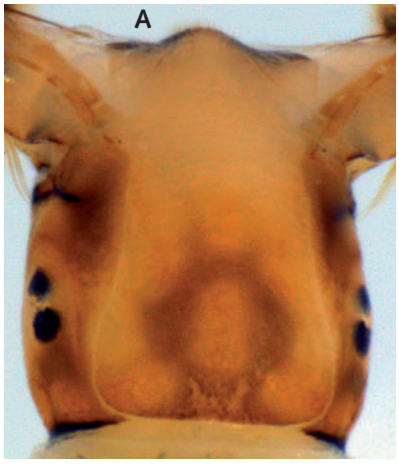

19. Região dorsal da cápsula cefálica com padrão em forma de "H"(A) ..... *S. iracouboense*






19'. Região dorsal da cápsula cefálica sem padrão de mancha em forma de "H" ..... 20

20. Região dorsal da cápsula cefálica com mancha em forma de anel ..... *S. lutzianum*






20'. Região dorsal da cápsula cefálica sem mancha em forma de anel ..... 21

21. Região dorsal da cápsula cefálica escura da base até 2/3 do seu comprimento com manchas claras distribuídas nas laterais e região central da área escura ..... *S. ochraceum*



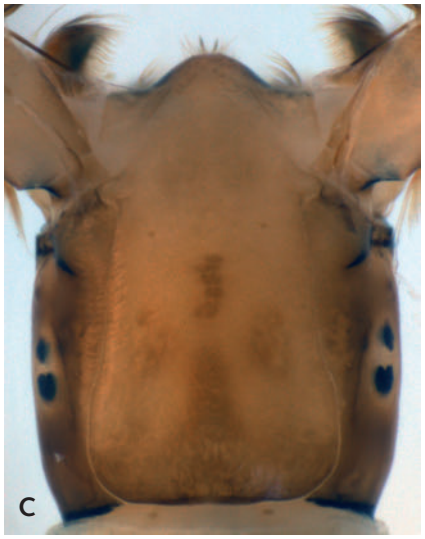



21’. Região dorsal da cápsula cefálica com uma mancha escura de formato subtriangular (A, B) ou sem padrão definido, neste último caso, com manchas escuras distribuídas centralmente e lateralmente (C) ..... 22

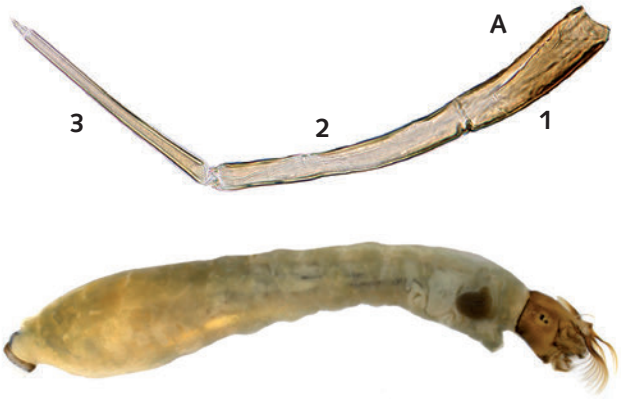




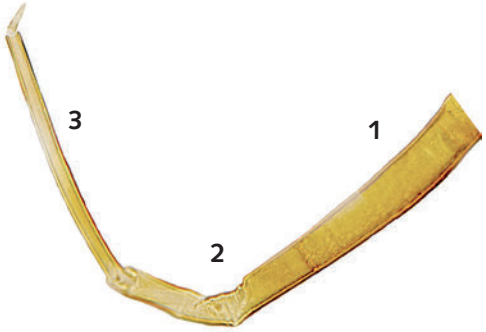





22. Segundo artículo antenal cerca de duas vezes o comprimento do primeiro (A) ..... *S. perflavum*



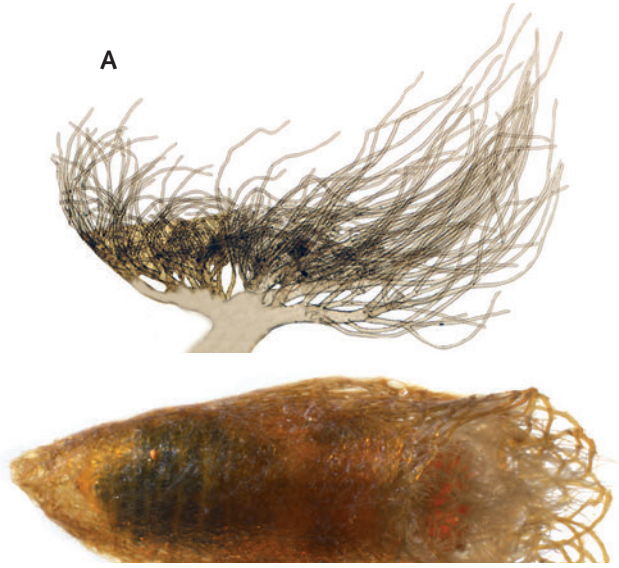

22’. Segundo artículo antenal menor do que duas vezes o comprimento do primeiro ..... 23



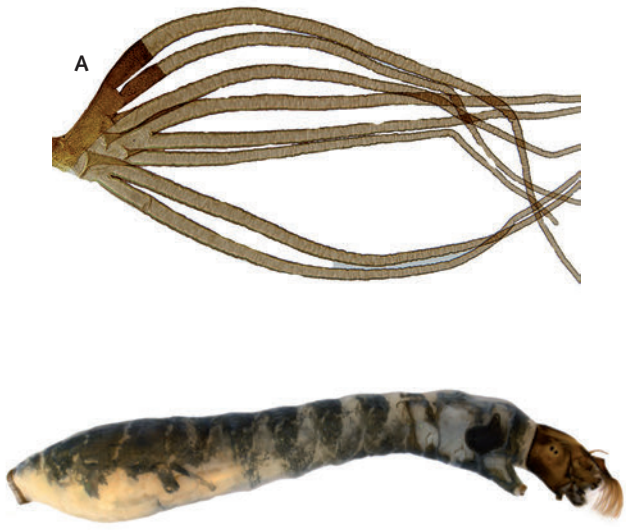

23. Comprimento total do corpo maior do que 6 mm ..... 24

23’. Comprimento total do corpo menor do que 6 mm ..... 25

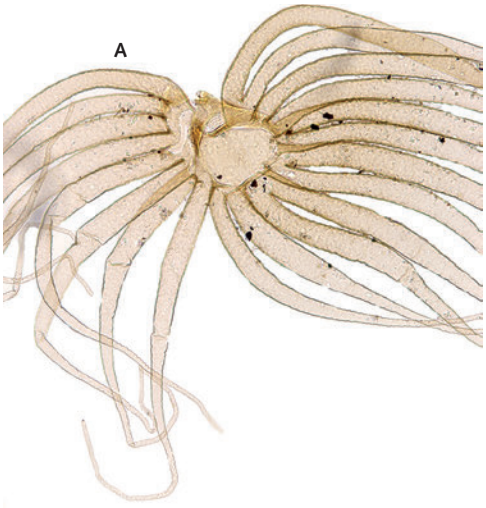
24. Histoblasto branquial dissecado, com mais de 160 filamentos (A) ..... *S. trombetense*



24'. Histoblasto branquial dissecado, com oito filamentos (A) ..... *S. pertinax*



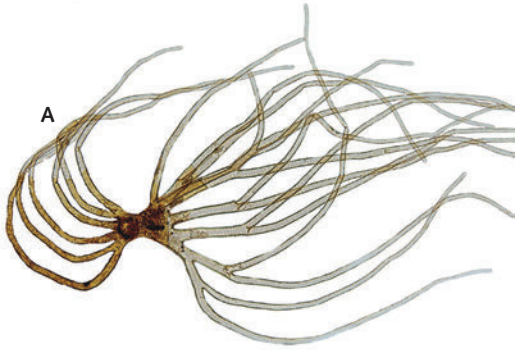

25. Histoblasto branquial dissecado com 20-22 filamentos, originando-se de uma mesma base; filamentos espessos, estreitando-se nas extremidades (A), sem pontuações ..... *S. suarezi*

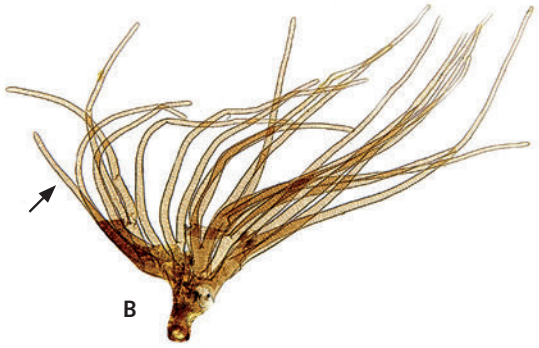





25'. Histoblasto branquial dissecado com 17 a 23 filamentos, originando-se a diferentes alturas; filamentos com espessura similar ao longo do comprimento, com pontuações ..... 26

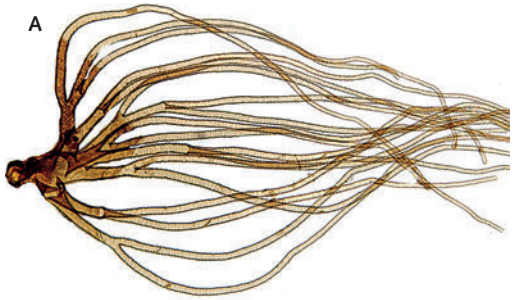
26. Histoblasto branquial dissecado com filamentos arranjados tridimensionalmente, formando uma roseta na região basal (A), ramos dorsais mais curtos que os ventrais (B) ..... *S. maroniense*






26'. Histoblasto branquial dissecado com filamentos não arranjados tridimensionalmente, direcionados para a região anterior, ramos dorsais, geralmente, com comprimento similar aos ventrais (A) ..... *S. rorotaense*






## Chave para identificar pupas de gêneros de Simuliidae registrados para o Brasil e espécies ocorrentes no estado do Amazonas

1. Esternitos VI e VII (A) divididos longitudinalmente por uma área membranosa, estriada (m); ganchos dos tergitos VI e VII simples; tergitos VIII e IX (A, B), em geral, com cerdas robustas, encurvadas bífidas ou em forma de gancho (g); casulo incompleto ou sem forma definida (C) ..... 2

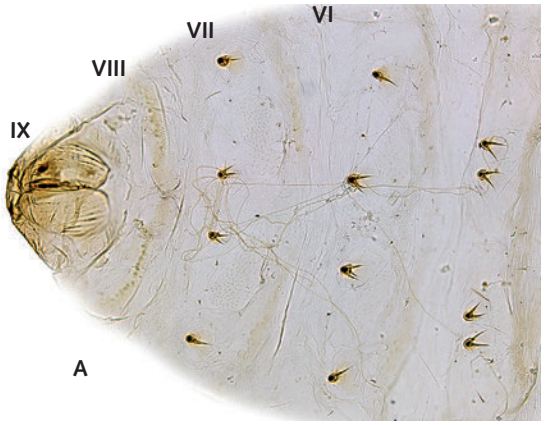








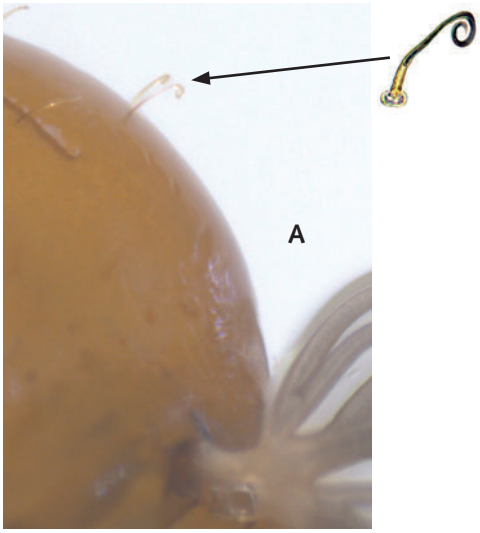

1'. Esternitos VI e VII inteiros (A), ganchos dos tergitos VI e VII, em geral, bífidos ou trífidos; tergitos VIII e IX sem cerdas robustas, encurvadas bífidas ou em forma de gancho, casulo completo, com forma definida (B) ..... *Simulium* ..... 3





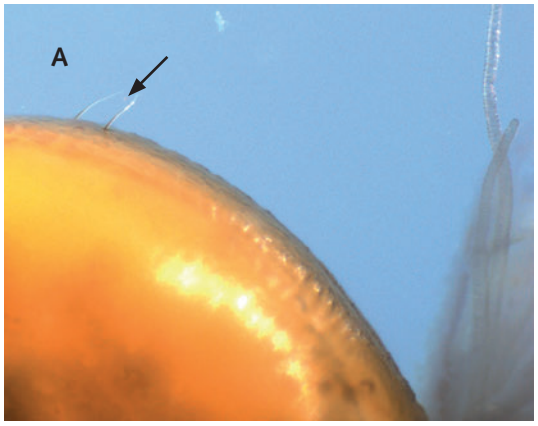


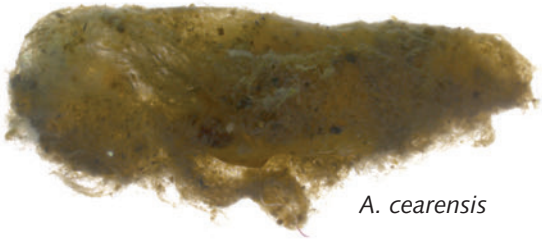
2. Tricomas faciais e tricomas torácicos (A) enrolados apicalmente ..... *Lutzsimulium* (*L. simplicicolor*)





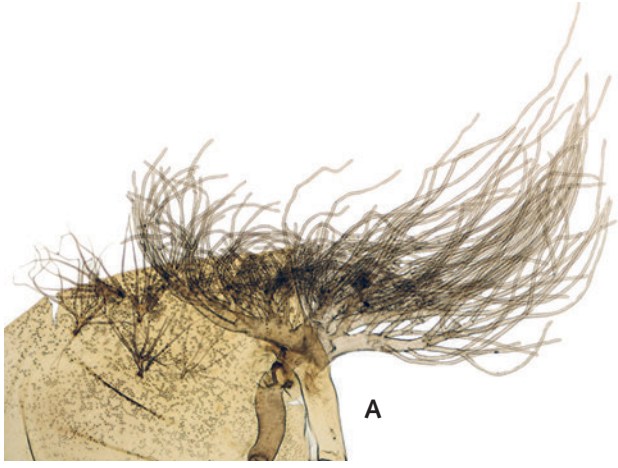

2’. Tricomas faciais e torácicos (A) não enrolados apicalmente ..... *Araucnephia*



*A. cearensis*

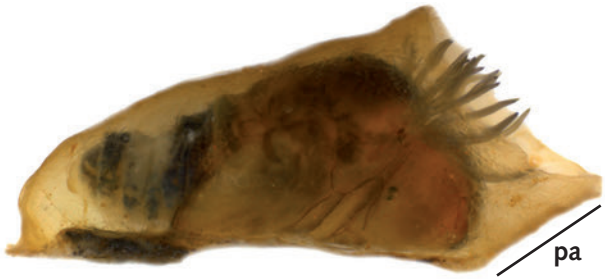
3. Brânquias (A) com mais de 150 filamentos ..... ..... *S. trombetense*






3’. Brânquias com menos de 25 filamentos ..... 4

4. Casulo sapatiforme, com prolongamento na região anterior (pa) do casulo ..... 5




4’. Casulo chineliforme, sem prolongamento na região anterior do casulo ..... 10



5. Casulo de trama fechada, sem fenestras; filamentos branquiais com ápices pontiagudos ou não ..... 6



5’. Casulo de trama grossa, aberta, com fenestras (f); filamentos branquiais sem ápices pontiagudos ..... 8




6. Brânquias com 12 a 22 filamentos de ápices pontiagudos ..... 7

6’. Brânquias com oito filamentos de ápices não pontiaguados ..... *S. pertinax* (em parte)



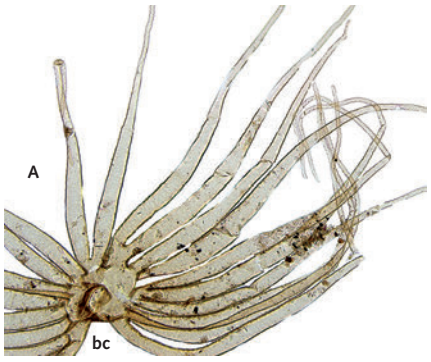
7. Brânquias com 20 a 22 filamentos ... *S. nunesdemelloi*



7’. Brânquias com 12 filamentos .... *S. guianense*



8. Brânquias com 20-21 filamentos que se ramificam próximo da base central (bc); filamentos espessos estreitando-se nas extremidades (A) ..... *S. suarezi*

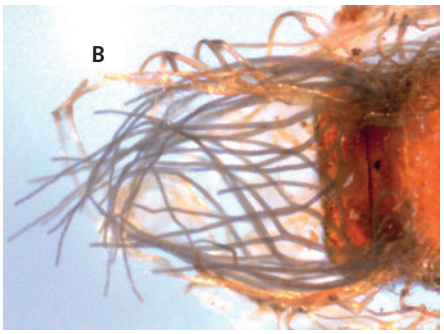





8’. Brânquias com 17-23 filamentos, que se ramificam a diferentes alturas a partir da base; filamentos de espessura similar ao longo do comprimento ..... 9

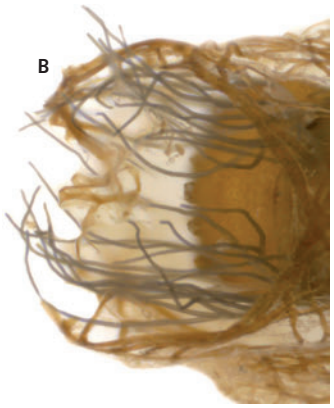
9. Filamentos dorsais das brânquias mais curtos do que os ventrais (A); filamentos dispostos em forma de roseta (B) ..... *S. maroniense*




9’. Filamentos dorsais das brânquias com comprimento similar aos ventrais (A); filamentos não dispostos em forma de roseta, projetados anteriormente (B) ..... *S. rorotaense*

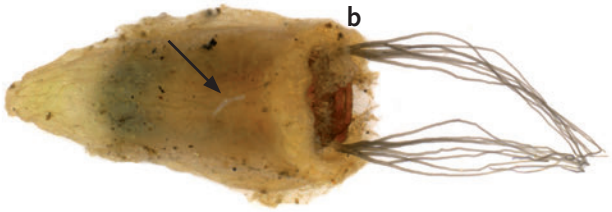



10. Brânquias com oito filamentos ..... 11

10’. Brânquias com seis ou menos filamentos ... 18

11. Casulo grosso, com aspecto de feltro; borda anterior do casulo espessa (b); presença de uma quilha longitudinal na região dorsal ..... *S. lutzianum*



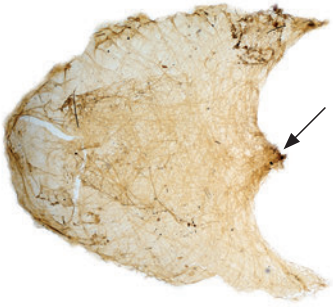

11’. Casulo não como acima, borda anterior do casulo não espessa; ausência de quilha longitudinal na região dorsal ..... 12

12. Casulo com aspecto coriáceo, rígido, sem tramas visíveis ..... *S. pertinax* (em parte)



12’. Casulo sem aspecto coriáceo, de tramas visíveis ..... 13

13. Casulo com projeção dorsal ..... 14



13’. Casulo sem projeção dorsal ..... 15



14. Filamentos branquiais longos, pelo menos 1,5 vezes o comprimento dorsal do casulo ..... *S. goeldii*



14’. Filamentos branquiais mais curtos do que o comprimento dorsal do casulo ..... *S. amazonicum*

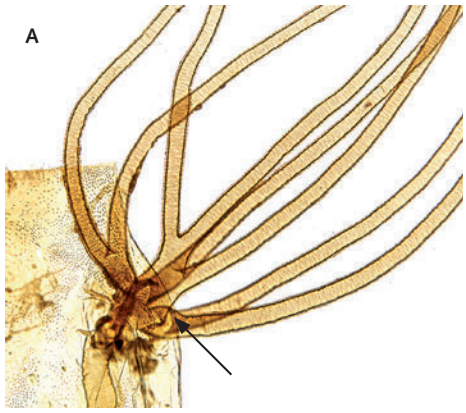


15. Casulo com expansão lateral, de trama aberta ..... *S. ochraceum*



15’. Casulo sem expansão lateral, de trama mais fechada ..... 16

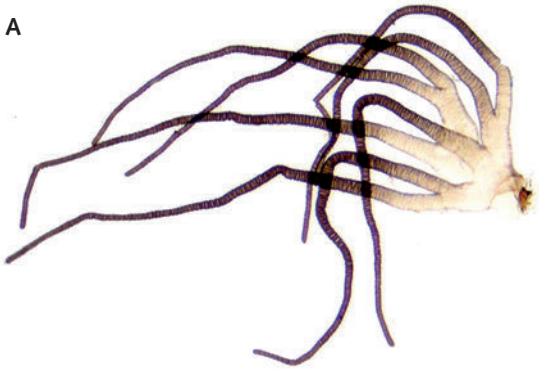
16. Filamentos branquiais originando-se próximo da base (A), bifurcando se aos pares (2 + 2 + 2 + 2); casulo de trama fechada ..... *S. perflavum*

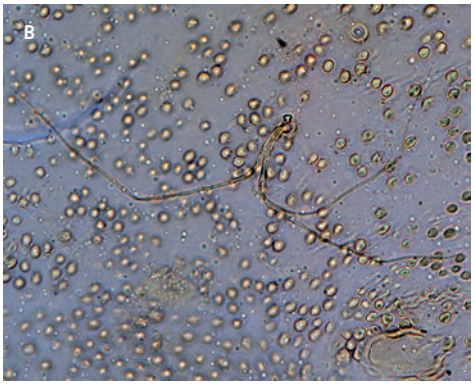





16'. Filamentos branquiais originando-se a diferentes alturas, bifurcação 3 + 3 + 2, casulo de trama aberta ..... 17

17. Filamentos branquiais escuros, de aspecto grosseiro e endurecido (A); tricomas torácicos com 2-6 ramificações (B) ..... *S. exiguum*

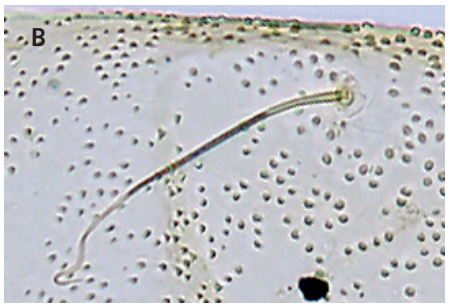





17'. Filamentos branquiais claros (A), de aspecto não grosseiro; tricomas torácicos simples ou bífidos (B) ..... *S. iracouboense*




18. Pupa com 6 filamentos branquiais ..... 19

18'. Pupa com 4 ou menos filamentos branquiais .... 26

19. Casulo sapatiforme ..... 20

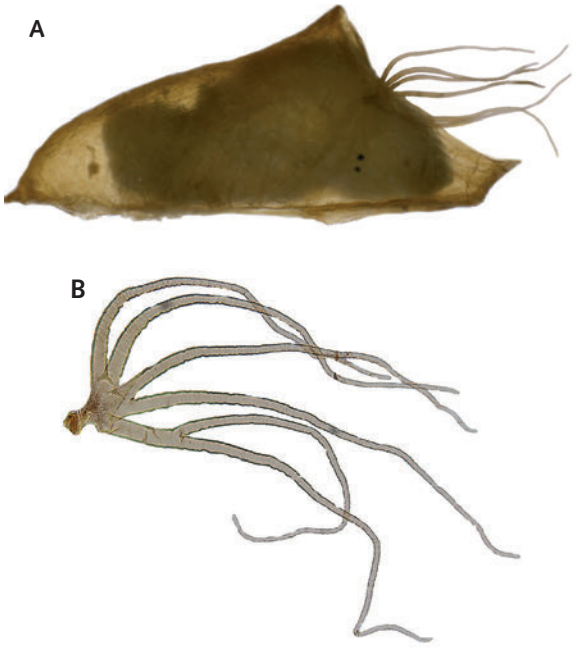
19'. Casulo chineliforme ..... 21

20. Casulo espesso (A), pupa não visível por transparência; filamentos branquiais espessos (B) ..... *S. argentiscutum*






20’. Casulo não como acima, pupa visível por transparência (A); filamentos branquiais não espessos como acima (B) ..... *S. sanchezi*

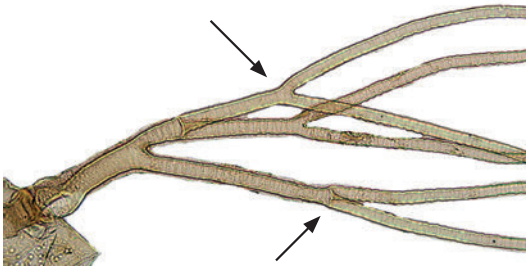



21. Filamentos branquiais longos, pelo menos 1,5 vezes o comprimento dorsal do casulo ..... 22

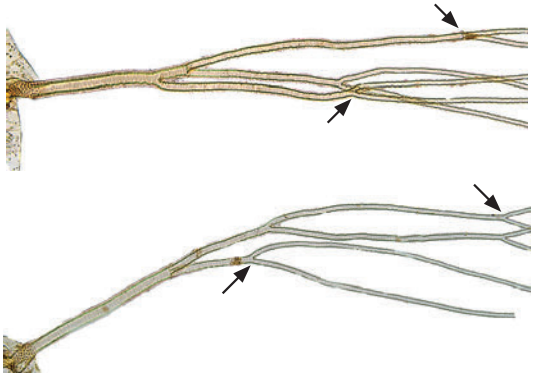


21’. Filamentos branquiais curtos, menores do que 1,5 vezes o comprimento dorsal do casulo ..... 23

22. Filamentos branquiais bifurcando-se, aproximadamente, no mesmo nível, perto da base ..... S. “A”



22’. Filamentos branquiais não bifurcando-se no mesmo nível ..... *S. ulyssesi*



23. Casulo sem projeção dorsal; filamentos bifurcando-se em diferentes alturas e, geralmente, com ápices mamiliformes (A) ..... *S. subnigrum*

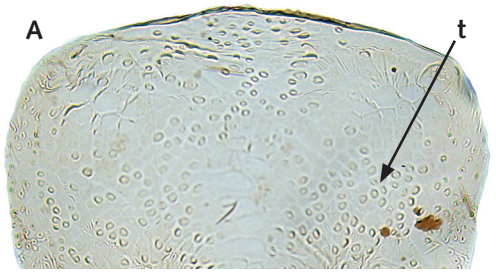




23’. Casulo com projeção dorsal; filamentos bifurcando-se próximo da base, com ápices arredondados ..... 24



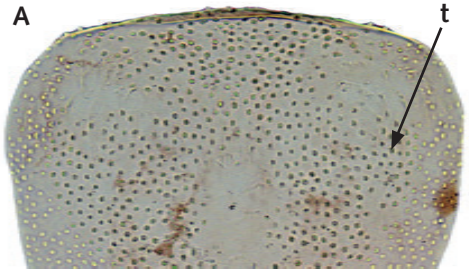
24. Filamentos branquiais mais longos do que o comprimento dorsal do casulo, tubérculos do frontoclípeo (t) amplos ..... *S. daltanhani*





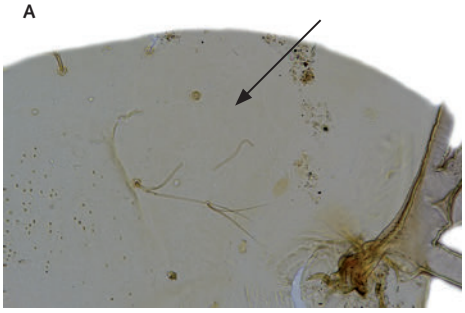


24'. Filamentos branquiais mais curtos do que o comprimento dorsal do casulo, tubérculos do frontoclípeo (t) pequenos ..... 25



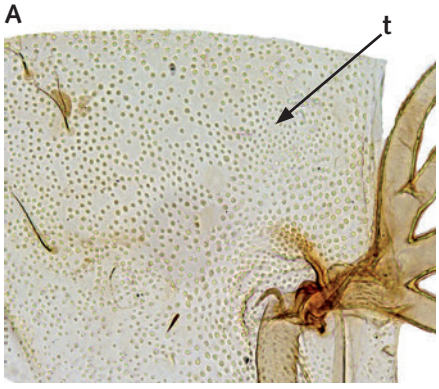



25. Frontoclípeo e parte do tórax (A) com poucos tubérculos ..... *S. minusculum*





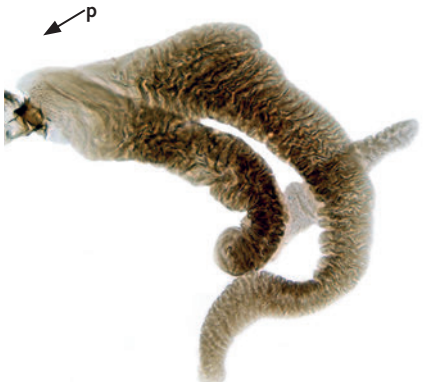

25'. Frontoclípeo e parte do tórax (A) com tubérculos (t) em abundância ..... *S. oyapockense*








26. Brânquias com dois filamentos longos, o dorsal com uma protuberância (p) ..... *S. lundi*



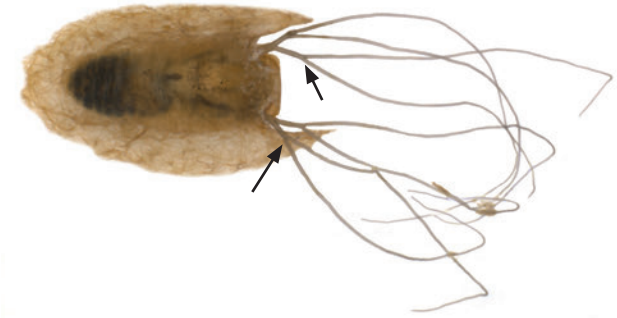
26'. Brânquias com quatro filamentos ..... 27

27. Filamentos branquiais mais longos do que o comprimento dorsal do casulo ..... 28

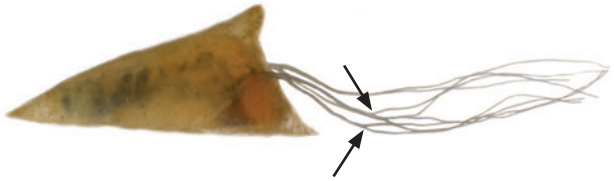
27'. Filamentos branquiais mais curtos do que o comprimento dorsal do casulo ... *S. tergospinosum*



28. Filamentos branquiais bifurcando-se próximo da base ..... *S. quadrifidum*



28'. Filamentos branquiais bifurcando-se próximo da metade do comprimento total do filamento ..... *S. cauchense*



## Agradecimentos

Ao projeto Insetos Aquáticos - PRONEX/FAPEAM-CNPq pelo apoio financeiro que possibilitou o inventário de Simuliidae no estado do Amazonas. Ao CNPq e FAPEAM (Edital Universal Amazonas) pelas bolsas fornecidas a N. Hamada e L.R.R. Trindrade, respectivamente. À Jeane M.C. Nascimento pelo auxílio na preparação das figuras.

## Referências Bibliográficas

Adler, P.H.; Crosskey, R.W. 2013. *World blackflies (Diptera: Simuliidae): a comprehensive revision of the taxonomic and geographical inventory*. South Carolina, Clemson University. http://www.clemson.edu/cafls/departments/esps/biomia/pdfs/blackflyinventory.pdf. Acesso em: 12/11/2013.

Coscarón, S.; Coscarón-Arias, C.L. 2007. *Neotropical Simuliidae (Diptera: Insecta)*. *In*: Adis, J.; Arias, J.R.; Rueda-Delgado, G.; Wantzen, K.M. (eds.). Aquatic biodiversity in Latin America (ABLA). Vol.3. Sofia/Moscow: Pensoft, 685p.

Crainey, L.; Mattos-Glória, A.; Hamada, N.; Luz, S.L.B. 2014. New tools and insights to assist with the molecular identification of *Simulium guianense s.l.*, main *Onchocerca volvulus* vector within the highland areas of the Amazonia onchocerciasis focus. *Acta Tropica*, 131: 47-55.

Crosskey, R.W. 1990. *The natural history of blackflies*. Chichester: Iohn Wiley and Sons, 711p.

Gorayeb, I.S. 1981. Comportamento de oviposição e ciclo evolutivo de *Simulium fulvinotum* Cerq. e Mello, 1968 (Diptera, Nematocera). *Acta Amazonica*, 11: 595-604.

Hamada, N. 1998. Bionomics of *Simulium perflavum* Roubaud (Diptera: Simuliidae) in Central Amazonia, Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia,* 41: 523-526.

Hamada, N.; Adler, P.H. 1999. Cytotaxonomy of four species in the *Simulium perflavum* Species-group (Diptera: Simuliidae) from Brazilian Amazonia. *Systematic Entomology*, 24: 273-288.

Hamada, N.; Adler, P.H. 2001. Bionomia e chave para imaturos e adultos de *Simulium* (Diptera: Simuliidae) na Amazônia Central, Brasil. *Acta Amazonica*, 31: 109-132.

Hamada, N.; Mardini, L.B.P. 2011. Simuliidae. *In* Marcondes, C.B. *Entomologia médica e veterinária*. 2. ed. São Paulo, Editora Atheneu, 526p.

Hamada, N., Pepinelli, M., Mattos-Glória, A.; Luz, S.L. 2010. A new black fly species from Brazil, closely related to *Simulium guianense* Wise (Diptera, Simuliidae), revealed by morphological and DNA barcoding. *Zootaxa*, 2428: 22-36.

Moreira, G.R.P.; Sato, G. 1996. Blackfly oviposition on riparian vegetation of waterfalls in an Atlantic rain forest stream. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25: 557-562.

Millest, A.L. 1992. Identification of members of the *Simulium ochraceum* species complex in

the three onchocerciasis foci in Mexico. *Medical and Veterinary Entomology*, 6: 23-28.

Py-Daniel ,V.; Sampaio, R.T.M. 1994. *Jalacingomyia* gen. n. (Culicomorpha): a ressurreição de Gymnopaidinae; a eliminação do nível tribal; apresentação de novos caracteres e a redescrição dos estágios larval e pupal de *Simulium colombaschense* (Fabricius, 1787) (Diptera: Simuliidae). *Memorias del CAICET*, 4: 101-148.

Petry, F.; Lozovei, A.L.; Chahad-Ehlers, S. 2006. Eggs fertility and biological aspects of the life cycle in natural populations of *Simulium* (Diptera, Simuliidae). *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 49: 799-805.

Shelley, A.J., Hernández, L.M., Maia-Herzog, M., Luna Dias, A.P.A., Garritano, P.R. 2010. *The blackflies (Diptera: Simuliidae) of Brazil*. In: Arias, J.R., Golovach, S., Wantzen, K.M., Domínguez, E., Adler, P. (Eds.). Aquatic Biodiversity in Latin America, vol. 6. Pensoft, Sofia-Moscow, 821p.

30

# ORDEM DIPTERA

## FAMÍLIA CERATOPOGONIDAE

Ruth Leila Ferreira-Keppler[1], Maria Marcela Ronderos[2], Florentina Díaz[2], Gustavo Ricardo Spinelli[2], Sharlene Roberta da Silva Torreias[1]

Insetos da família Ceratopogonidae pertencem à ordem Diptera, subordem Culicomorpha (Borkent 2012). São conhecidos vulgarmente como *polvorines*, *manta blanca* e *jejenes* (nome popular compartilhado com simulídeos) em países de língua hispânica, maruim, mosquitos-pólvora ou meruim no Brasil; *chaquistes* no México e *biting midges*, *no-see-ums* ou *punkies* nos países de língua inglesa (Spinelli e Wirth 1993). É um grupo ancestral, com registros fósseis em âmbar, variando de 17 a cerca de 121 milhões de anos (Borkent e Spinelli 2007).

Mundialmente são reconhecidas cinco subfamílias, 127 gêneros e 6.298 espécies (Borkent 2012). Na região Neotropical, quatro (Leptoconopinae, Forcipomyiinae, Dasyheleinae e Ceratopogoninae) incluem mais de 1.188 espécies em 52 gêneros, destes, 16 são cosmopolitas. No Brasil ocorrem as quatro subfamílias, representadas por 424 espécies e 31 gêneros (Ronderos, dados não publicados).

Leptoconopinae inclui somente *Leptoconops* Skuse, bem representado em várias partes do mundo. No Brasil, há registros de *L. knowltoni* Clastrier & Wirth no estado de Santa Catarina e apenas *L. brasiliensis* (Lutz) para o estado do Amazonas, Acre e Pará (Borkent e Spinelli 2000; Pessoa *et al.* 2012). Forcipomyiinae inclui *Atrichopogon* Kieffer e *Forcipomyia* Meigen; Dasyheleinae inclui somente *Dasyhelea* Kieffer. Ceratopogoninae representa o grupo mais diverso em gêneros e espécies, é composto por seis tribos: Culicoidini Kieffer (representado no Brasil por *Culicoides* Latreille); Ceratopogonini, representado por *Alluaudomyia* Kieffer, *Bahiahelea* Wirth, *Brachypogon* Kieffer, *Downeshelea* Wirth & Grogan, *Echinohelea* Macfie, *Fittkauhelea* Wirth & Blanton, *Monohelea* Kieffer, *Parabezzia* Malloch, *Schizonyxhelea* Clastrier, e *Stilobezzia* Kieffer. Heteromyiini representado por *Clinohelea* Kieffer, *Heteromyia* Say, *Pellucidomyia* Macfie; Sphaeromiini por *Groganhelea* Spinelli & Dippolito, *Johannsenomyia* Malloch, *Mallochohelea* Wirth, *Neobezzia* Wirth & Ratanaworabhan, *Nilobezzia* Kieffer; Palpomyiini por *Amerohelea* Grogan & Wirth, *Bezzia* Kieffer, *Clastrieromyia* Spinelli & Grogan, *Pachyhelea* Wirth, *Palpomyia* Meigen e *Phaenobezzia* Haeselbarth; e Stenoxenini por *Paryphoconus* Enderlein, *Stenoxenus* Coquillett (Borkent e Spinelli 2007).

[1] Laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos, Coordenação de Biodiversidade, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia. Avenida André Araújo 2936, CEP 69067-375 Manaus, AM, Brasil

[2] División Entomología, Museo de La Plata, CCT-CONICET-CEPAVE-ILPLA, Paseo del Bosque s/n 1900, La Plata, Buenos Aires, Argentina.

**Diagnose.** Diferenciam-se dos demais Diptera por seu tamanho que varia de pequeno a médio, a exemplo de *Culicoides* (Figura 1). Largura da asa igual a 0,4-7,0 mm. Ocelos ausentes. Antena geralmente com 13 flagelômeros (podendo chegar a seis flagelômeros). A maioria dos machos possui antena plumosa e, grande parte das fêmeas tem mandíbulas denteadas. Anepisterno dividido em duas porções (anterior e posterior) por meio da fenda anepisternal. Pós-noto sem sulco médio longitudinal. Asa com 1-2 veias radiais que alcançam a margem, com duas ramificações medianas (a posterior pode ser fraca) que chegam à margem. Asas sobrepostas sobre o dorso abdominal em repouso (exceto em algumas espécies de *Stilobezzia*). Perna anterior mais curta que a posterior. Primeiro tarsômero de todas as pernas, igual ou mais longo do que o segundo (exceto em algumas espécies de *Forcipomyia*). Os adultos são similares a alguns Chironomidae, mas podem ser distinguidos pela combinação da ausência do sulco médio longitudinal no pós-noto (exceto nos Chironomidae (Podonominae) e pela ausência da veia transversal "médio-cubital", presente em Podonominae) (Spinelli e Ronderos 2011). As larvas possuem cápsula cefálica bem desenvolvida, complexo faringeano desenvolvido, sem espiráculos funcionais. As pupas possuem órgão respiratório bem desenvolvido, não dividido, com uma série de poros. Terceira perna inserida embaixo da asa. Ápice do abdômen não enrolado embaixo do tórax, com dois processos terminais pontiagudos.

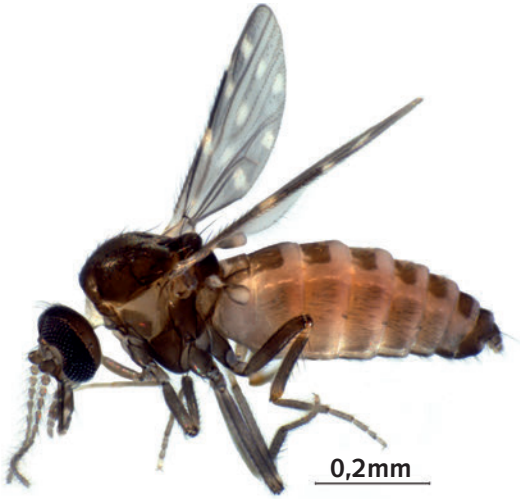



**Figura 1.** Adulto de *Culicoides crucifer* Clastrier (♀), obtido de imaturos coletados em criadouro artificial na área urbana de Manaus, AM.

## Imaturos

**Ovos** - Em geral apresentam massa gelatinosa (Díaz *et al.* 2005; Ronderos *et al*. 2006). Entretanto possuem formato variável, de acordo com a subfamília, podendo ser ovais, alongados, em forma de ferradura e alguns recobertos por uma massa gelatinosa. No Amazonas, estes ainda são praticamente desconhecidos. Alguns foram encontrados em folhiço no leito e margem de igarapés de terra firme ou ainda em pecíolos de macrófitas aquáticas flutuantes nos lagos de várzea (Figuras 2 A-D) ou formando massa gelatinosa de posturas concêntricas (ver capítulo 4, no presente livro).

**Larvas** - Apresentam formato vermiforme e, dependendo do criadouro apresentam fototaxia positiva ou negativa. Não dependem da respiração atmosférica sendo capazes de colonizar corpos de água grandes ou pequenos em diferentes profundidades (Ronderos e Díaz 2002; Ronderos *et al*. 2006).

Quanto à posição da cabeça e a relação da morfologia do aparelho bucal, podem ser hipognatas e prognatas. As larvas de algumas espécies são filtradoras e, neste caso, apresentam peças bucais claras e parcialmente unidas. Outras larvas são detritívoras apresentando peças bucais fortes e adaptadas para rasgar e moer (Kettle *et al*. 1975). Há espécies carnívoras (*e.g.*, *Bezzia*) e, no estágio de larva alimentam-se de ovos de outros insetos aquáticos. Outras se alimentam de fitoplâncton ou pequenos detritos, entretanto, muitas são onívoras (McCafferty 1981).

Larvas de Leptoconopinae apresentam movimentos lentos, sendo encontradas em areia úmida de praias marinhas ou em solos alcalinos rachados ou argilosos, onde penetram na areia para alimentar-se de micro-organismos (Mullen e Hribar 1988), entretanto, até o momento só há registros de adultos no Amazonas, onde as fêmeas são conhecidas pela atividade diurna de picar (Pessoa *et al.* 2012).

Larvas de Forcipomyiinae (Figuras 3A, B) são aquáticas, semi-aquáticas ou terrestres. As aquáticas, geralmente, estão restritas a ambientes lênticos, porém algumas espécies são encontradas em rios ou igarapés, associadas a musgos e algas. Possuem falsas pernas primitivas (anteriores e posteriores) utilizadas para se deslocar sobre os

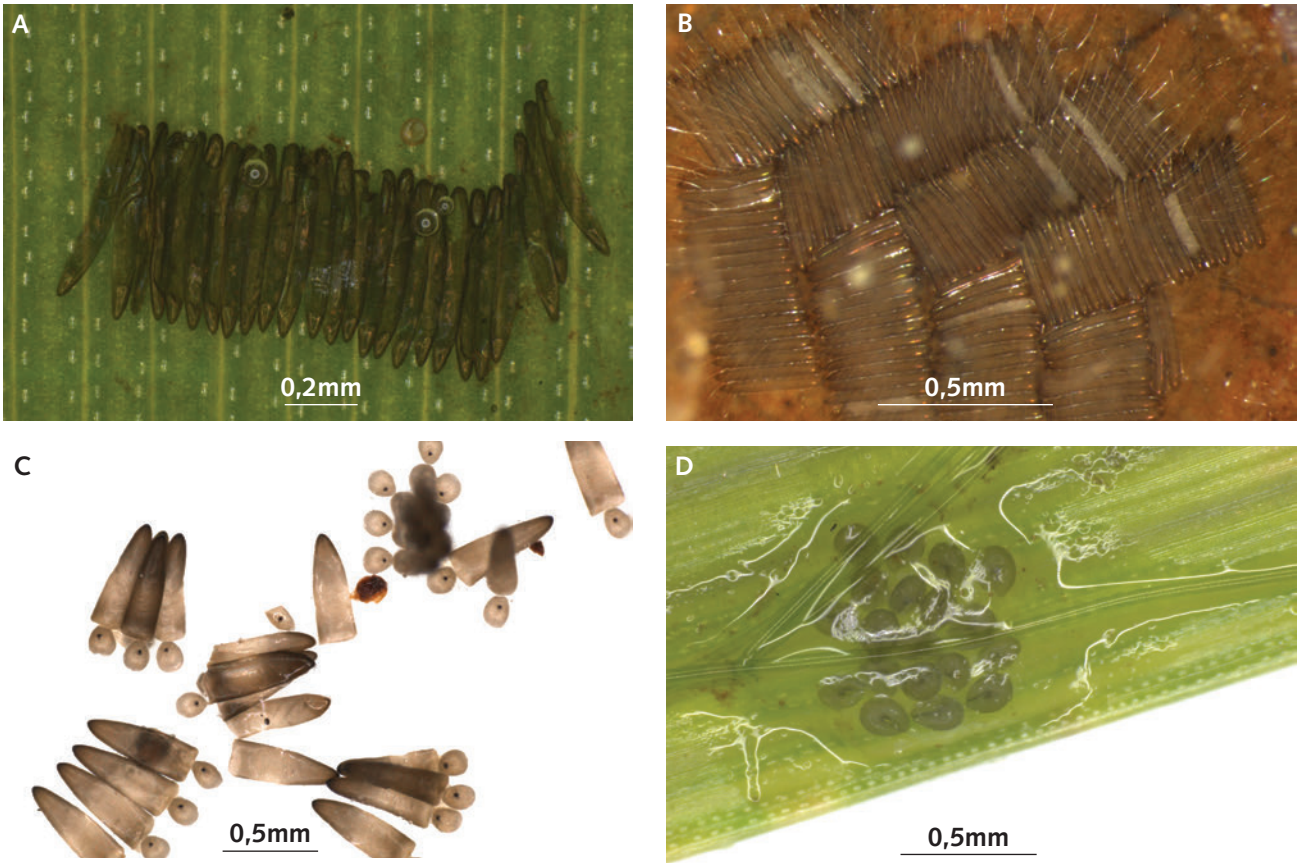



**Figura 2.** Ovos de Ceratopogonidae coletados em criadouros naturais e artificiais do município de Manaus, AM. A, B. Culicoidini; C. Palpomyiini; D. Dasyheleinae.

substratos, embaixo ou acima da água em busca de micro-organismos para alimentação. Algumas espécies se alimentam sobre vegetação decomposta, enquanto, outras têm sido encontradas associadas a fezes. As larvas de várias espécies possuem cerdas especializadas ao longo de todo o corpo, que secretam um líquido viscoso e repele as formigas. Ao empupar, a maior parte das larvas retêm o exoesqueleto larval na parte posterior de seus corpos. Algumas espécies de Forcipomyiinae se alimentam de diatomáceas, hifas de fungos e oligoquetos (Hribar e Mullen 1991; Hribar 1993).

Larvas de Dasyheleinae (Figura 3C) são aquáticas e semiaquáticas. Costumam ser lentas, podendo ser encontradas em pequenos corpos d'água a exemplo de epífitas, buracos em árvore, bambus abertos, axilas de bananeira, casca de frutos, epífitas e na margem de lagos e rios (Spinelli e Wirth 1993; Borkent *et al*. 2009; Díaz *et al*. 2013). Algumas espécies são habitantes regulares de mangues e pântanos salinos e vegetação úmida. Em geral, se alimentam de detritos e algas, algumas espécies atuam como necrófagas, alimentando-se de insetos mortos.

Larvas de Ceratopogoninae (Figuras 3 D-F) são aquáticas e semiaquáticas. Em muitos hábitats, provavelmente atuam como controladores biológicos ou ainda como fonte de alimento para diversos invertebrados e peixes. Espécies de *Culicoides* são adaptadas a uma grande variedade de hábitats podendo ser encontradas em ambientes lênticos, em frutos, epífitas, mangue, vegetação em decomposição, buracos em árvore (Frank e Lounibos 1983; Kitching 2000; Ronderos *et al.* 2008b, 2010, 2013), além de outros ambientes como solo úmido e em estrume de animais (Borkent *et al*. 2009; Marino *et al*. 2013).

Em geral, as linhagens mais primitivas de Ceratopogoninae (Culicoidini e Ceratopogonini) se encontram em pequenos hábitats, enquanto que as linhagens mais derivadas (Heteromyiini, Sphaeromiini e Palpomyiini habitam grandes corpos d´água, como rios, lagos, lagoas e mananciais (Spinelli e Ronderos 2011).

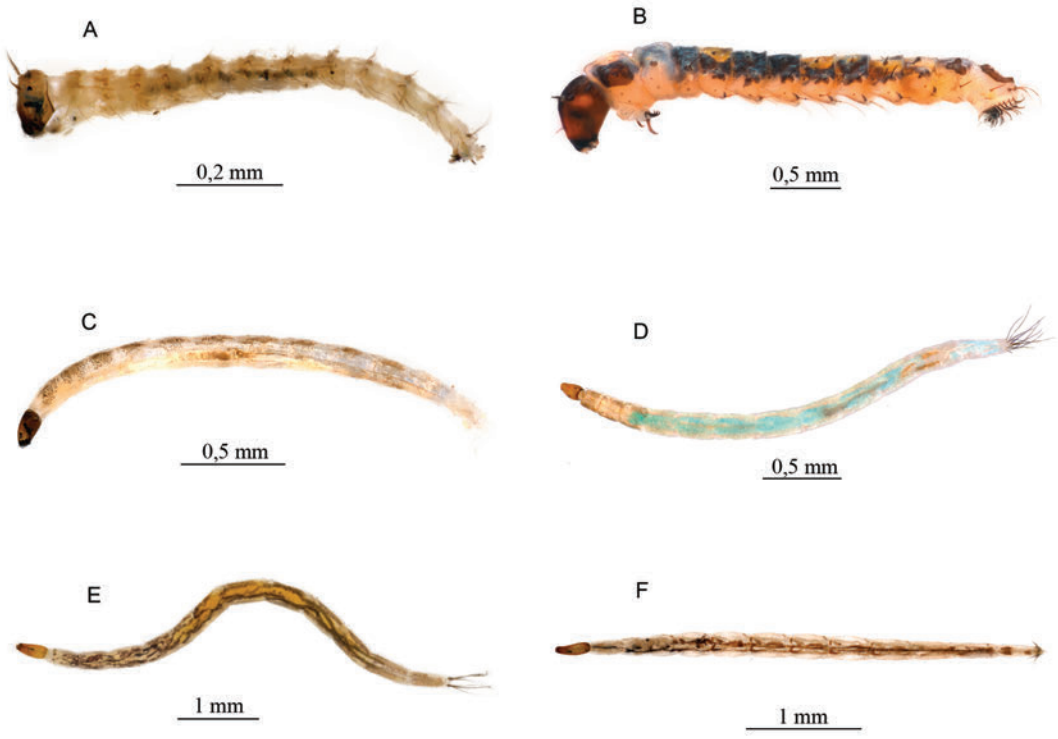



**Figura 3.** Larvas de Ceratopogonidae coletadas em criadouros naturais e artificiais em Manaus, AM. A. *Forcipomyia* Meigen. B. *Atrichopogon* Kieffer. C. *Dasyhelea* Kieffer. D. *Culicoides* Latreille. E. *Palpomyia* Meigen. F. *Bezzia* Kieffer.

No Brasil, larva e pupa de *Culicoides insignis* Lutz e pupa de *Dasyhelea pusilla* Lutz foram encontradas em mangue, valas de rua com água, em pequenas poças d'água e em buracos de crustáceos braquiúros (Forattini *et al.* 1956; Forattini e Rabello 1957). Larvas de *Culicoides* são bastante frequentes em buracos de árvores, com registros na América do Norte (Kitching 2000), na América Central (Vitale *et al.* 1981), na Índia (Wirth e Hubert 1972), no Pacífico Sul (Wirth 1976), Europa e Austrália (Kitching 2000). Outros ceratopogonídeos ocorrem em axilas de aráceas, bromélias, cana-de-açúcar, cacau, inflorescência de *Heliconia* L., *Calathea* G. Mey e *Phenakospermum* Endl. e em *Nepenthes* Linn. (Kitching 2000).

As pupas apresentam movimentos lentos e ondulatórios do abdômen, podendo permanecer na superfície da água por longos períodos, mantendo contato com o ar, através de um par de trompas respiratórias ou chifres respiratórios (Borkent *et al*. 2009; Ronderos *et al.* 2010, 2013).

## Biologia e comportamento de adultos

Os estágios de desenvolvimento dos ceratopogonídeos incluem quatro fases: ovo, larva, pupa e adulto. Espécies de ambos os sexos sugam carboidratos de flores, mas, em geral apresentam hábitos alimentares variados podendo ser hematófagos, predadores e ectoparasitas (Borkent *et al*. 2009). De acordo com Borkent (2004) o comportamento hematófago está presente nos gêneros *Austroconops* Wirth & Lee, *Culicoides*, *Leptoconops, Forcipomyia* (*Lasiohelea*).

Espécies de Forcipomyiinae e Dasyheleinae são importantes polinizadores de abacate, cacau, manga, seringueira e de plantas de importância comercial em áreas tropicais e subtropicais (Soria *et al.* 1978; Chapman e Soria 1983; Young 1986). Outras espécies dessas subfamílias são ectoparasitas, alimentando-se de líquidos corporais (hemolinfa) de outros insetos. Alguns, já relatados sobre as veias alares de mantídeos, bicho-pau, libélulas, neurópteros, tipulídeos, culicídeos e larvas de lepidópteros (Spinelli e Wirth 1993).

Algumas espécies da subfamília Ceratopogoninae de maior porte (*e.g.*, *Palpomyia*) são predadores de pequenos insetos como Chironomidae e Ephemeroptera e, também de machos de Ceratopogonidae, que capturam durante o vôo (Downes 1978; Spinelli e Wirth 1993).

Os adultos vivem próximos a áreas onde se desenvolvem as larvas. Machos e fêmeas são encontrados em revoadas onde copulam sobre diferentes habitats aquáticos e semiaquáticos ou bem próximo destes. A maioria tem atividade ao longo de todo o dia, entretanto, as espécies hematófagas tendem a ser crepusculares ou noturnas, sendo abundantes em ambientes sombreados (Borkent *et al*. 2009).

## Importância médica e veterinária

As espécies hematófagas são consideradas importantes por serem capazes de transmitir doenças, se alimentando de sangue de humanos (antropofílicas) e de animais (zoofílicas).

Em locais onde o pico de atividade é alto os Ceratopogonidae tornam-se incômodos, pois ataques contínuos a indivíduos sensíveis podem resultar em reações alérgicas (Rees e Smith 1952; Ronderos *et al*. 2003a; Ronderos *et al*. 2004). A hipersensibilidade a picada de insetos é uma das doenças de pele mais comuns em animais como cavalos e ao homem sendo causada principalmente por proteínas presentes na saliva das fêmeas de espécies pertencentes principalmente a *Culicoides* e a outros gêneros hematófagos (Spinelli e Wirth 1993; Ronderos *et al*. 2003a).

De acordo com Borkent *et al*. (2009), entre os patógenos, estão protozoários, nematóides e vírus. Espécies de *Culicoides* veiculam esporos, parasitando mamíferos arbóreos, gansos, patos domésticos e silvestres. Quanto aos nematóides, são conhecidas espécies de filárias transmitidas por espécies de *Culicoides* e *Leptoconops* cujos hospedeiros incluem anfíbios, aves e mamíferos (Borkent 2004; Ronderos *et al*. 2003b). *Culicoides furens* Poey e *Culicoides paraensis* Goeldi são conhecidos vetores da microfilária *Mansonella ozzardi* Manson no Caribe e nas Ilhas São Vicente (Buckley 1934; Shelley e Shelley 1976) e Colômbia (Tidwell 1982).

Entre os vírus, o Oropouche (OROV) é o mais importante agente etiológico transmitido por *C. paraensis* ao homem (Linley *et al.* 1983); embora não seja fatal, esta é uma enfermidade debilitante. Na Amazônia, inúmeras epidemias dessa doença febril têm sido registradas em surtos urbanos nos estados do Amapá, Amazonas, Maranhão, Pará, Rondônia e Tocantins. Nas quais muitas pessoas foram infectadas chegando a 96.000 pessoas infectadas durante 1980-1981 somente no município de Manaus (Linley *et al.* 1983). Há registros também no norte da Argentina e em outras regiões na América do Sul e Caribe (Pinheiro *et al*. 1981; Gorch *et al*. 2002).

Em animais, há transmissão do vírus da encefalite equina isolados de maruins na América do Sul (Linley *et al*. 1983). O vírus da língua azul "Bluetongue", onde *Culicoides insignis* Lutz é vetor da enfermidade, é transmitido a ruminantes domésticos e selvagens, a exemplo de bovinos, ovinos, caprinos e cervos provocando suas mortes, podendo assim acarretar implicações no comércio de animais e produtos de origem animal (Gorch e Lager 2001; Gorch *et al*. 2002). *Forcipomyia* (*Lasiohelea*) apresenta espécies suspeitas de serem vetores de diferentes arboviroses e da oncocercose bovina, bubalina e de cavalos (Debenham 1983; Linley 1985).

## Conhecimento sobre adultos e imaturos de Ceratopogonidae na Amazônia brasileira

Wirth e Blanton (1973) estudaram o material coletado por Thomas H. G. Aitken com isca humana no nível do solo e, em plataforma a 20 e 35 m na floresta da Área de Pesquisas Ecológicas do Rio Guamá, Belém, Pará resultando em quinze espécies novas e 60 registros para a região.

Na década de 90 na Amazônia Central, deu-se início a trabalhos com objetivo de estudar a diversidade entre ambientes através da utilização de armadilhas para captura de espécies de *Culicoides* na Reserva Florestal Ducke, Manaus, Amazonas (Castellón 1990). Castellón e Ferreira (1991) assinalaram *C. todatangae* Wirth & Blanton, *C. foxi* Ortiz, *C. fusipalpis* Wirth & Blanton e *C. pseudodiabolicus* Fox utilizando isca humana em coletas noturnas. Posteriormente, Veras e Castellón (1998 a, b) forneceram dados de sazonalidade e estratificação vertical sobre populações de *Culicoides* na mesma área. Castellón *et al.* (1990) registraram espécies de maruins de três hidrelétricas nos estados do Amazonas e Pará,

onde de 22 espécies de *Culicoides*, quatro foram registros novos para região.

Felippe-Bauer *et al*. (2000) descreveram *C. kampa* de material coletado com armadilha luminosa no estado do Acre. Em áreas costeiras do estado do Pará, Trindade e Gorayeb (2005, 2010) realizaram levantamento em duas áreas sendo este o primeiro estudo de áreas litorâneas, encontrando 18 espécies de *Culicoides* e a espécie *Leptoconops brasiliensis* Lutz. No estado do Amazonas, Spinelli *et al*. (2007) descreveram *C. felippebauerae* do município de Manaus; Felippe-Bauer *et al*. (2009, 2010) descreveram as espécies *C. baniwa* e *C. kuripako*, de material proveniente da região do rio Içana, município de São Gabriel da Cachoeira, Amazonas.

Da Amazônia Oriental e Ocidental, no estado do Pará, Silva *et al.* (2010) utilizando armadilha luminosa e atrativa humana, forneceram dados de sazonalidade em área florestada em Alter do Chão, Santarém. Trindade e Felippe-Bauer (2011) descreveram *C. juritiensis* e *C. martyrius*, também no Pará. Aparício *et al*. (2011) utilizando técnicas de geo-processamento registraram *Culicoides* coletadas em 57 municípios da Amazônia legal com destaque para Belém, Alto Alegre e Manaus.

## Imaturos no estado do Amazonas

### Criadouros e coletas

Potenciais criadouros em ambientes aquáticos desta região são constituídos de substratos minerais (areia e pedras) e orgânicos (galhos, folhas, flores, frutos, raízes e troncos) em grandes e pequenos cursos d´água a exemplo de rios, lagos e igarapés, criando barreiras naturais.

O material orgânico que geralmente entra nos sistemas aquáticos, vem com auxílio das fortes chuvas, resultante da queda da vegetação ripária. Em área de pouca correnteza, esses substratos se estabelecem e se constitui um habitat denominado *kinon* (Fittkau 1977), bastante comum em rios e igarapés no Amazonas.

Em lagos naturais, os imaturos de Ceratopogonidae estão associados a plantas flutuantes a exemplo de macrófitas aquáticas (Torreias *et al.* 2013) de onde retiram alimento e oxigênio dos aerênquimas das plantas (Borkent e Craig 2001; Cazorla e Marino 2004). Outro microhabitat propício à colonização por imaturos de Ceratopogonidae são axilas ou bainhas de plantas ou parte destas, capazes de acumular água de chuvas e detritos alóctones, constituindo fitotelmatas (Frank e Lounibos 1983).

Os criadouros artificiais representados por bandejas plásticas, latas de alumínio, vasos de cerâmica, tanque de amianto, caixas de isopor entre outros descartados em áreas urbanas e peri-urbanas, também são positivos para o desenvolvimento dos imaturos (Díaz *et al.* 2013; Ronderos *et al.* 2013).

Para as coletas em grandes cursos d'água são utilizadas redes entomológicas aquáticas em forma de 'D' com dimensão de 45x35x55 cm confeccionadas com haste de alumínio, lona e nylon (0,4 $mm^2$ de abertura) além de conchas metálicas de 450 ml (15x6 cm).

Em fitotelmatas, se prioriza a retirada do líquido, mas também, a matéria orgânica acumulada entre bainhas e axilas através de aspiradores apropriados a sucção mecânica. Em criadouros artificiais, o líquido contido e a matéria orgânica também são importantes na busca ativa pelos imaturos que algumas vezes se fixam ao substrato e a parede do criadouro.

Todo o material coletado é despejado em bandejas plásticas de fundo branco para facilitar a localização dos imaturos, que são retirados por sucção, utilizando pipetas plásticas de 10 ml, pois muitas larvas nadam ativamente, sendo facilmente reconhecidas por seus movimentos ondulatórios, enquanto as pupas são geralmente encontradas flutuando na superfície da água onde ficam praticamente imóveis.

Os imaturos são transportados ao laboratório em frascos tampados de 80 mL, junto aos substratos e a água recolhida do criadouro, onde, são mais uma vez triados e posteriormente individualizados em pequenos recipientes plásticos de criação (2,8 x 2,8 cm). As pupas são individualizadas em tubos de centrifugação contendo 1 mL de água e recobertos com um tampão de algodão, aguardando a emergência do adulto, a uma temperatura entre 22 a 27ºC.

A cada dois dias, para cada larva, se aspira o material decomposto e se repõe alimento. Para isso utilizamos porções fracionadas de briófitas e água desclorada. As briófitas utilizadas servem de alimento, pois abrigam ampla comunidade biótica (a exemplo das algas, protozoários, cianobactérias, mixomicetos e invertebrados, além disso, possuem

propriedades bactericidas e citotóxicas) (Ferreira e Rafael 2006; Lisboa 2004).

Após a emergência dos adultos, as exúvias de larvas e pupas são preservadas em álcool 70%. Posteriormente, o material é montado entre lâmina/lamínula em Bálsamo de Canadá, para observação sob microscópio e identificação de gênero/espécie ou morfótipo (Borkent e Spinelli 2007).

### Espécies obtidas por meio de criação em laboratório

As espécies *Stilobezzia coquilletti* Kieffer e *Paryphoconus oliveirai* Lane foram relatadas quanto aos aspectos bionômicos dos imaturos, coletados em baixa abundância em igarapés urbanos com fundo arenoso e com forte pressão antrópica em Manaus (Ronderos *et al*. 2007; Ronderos *et al.* 2008a).

Em fitotelmata de bananeira-brava (Strelitziaceae), foram coletados *Culicoides* e duas espécies de *Forcipomyia*: *F. (Forcipomyia) genualis* Loew e *F. (Phytohelea) musae* Clastrier & Delécolle, que totalizaram 14.230 indivíduos, representando 97% do total em relação a outros representantes da Classe Insecta (Carrasco 2007), tendo nesse sistema como predadores, larvas de *Wyeomyia* Theobald (Culicidae) e aproximadamente seis larvas de Lampyridae (Coleoptera).

Brácteas de palmeiras de buriti (Arecaceae) e axilas de bromélia epífitas e terrestres são excelentes criadouros para ceratopogonídeos no Amazonas. Em Arecaceae de áreas peri-urbanas a abundância de *Culicoides* e *Forcipomyia* foi de 58% em relação a outros invertebrados com 9.236 indivíduos registrados, sendo os predadores de topo, larvas de Odonata e culicídeos do gênero *Toxorhynchites* (Neiss 2007). Em bromélias *Guzmania brasiliensis* Ule registrou-se 13% (1.093) em relação a outros indivíduos e em *Vriesea splitgerberi* (Mez) L.B. Sm. & Pittendr. 116 indivíduos (4,8%), sendo seus possíveis predadores, larvas de Odonata, Tabanidae, Hydrophylidae e Dytiscidae (Torreias 2008; Torreias e Ferreira-Keppler 2011).

Em macrófitas aquáticas de *Eichhornia crassipes (*Mart.) (Pontederiaceae), *Pistia stratiotes* L. (Araceae) e *Salvinia auriculata* Aubl. (Salviniaceae) de lagos de várzea do rio Solimões, Torreias *et al*. (2013) registraram a ocorrência 16 espécies, gerando cinco novos registros para o estado do Amazonas e, descrições de duas espécies novas de *Dasyhelea* e *Stilobezzia*. Cazorla *et al*. (2012) descreveram uma nova espécie *Stilobezzia pseudopunctulata* Cazorla & Ronderos em coletas realizadas em macrófitas aquáticas da mesma localidade.

Em criadouro artificial constituído de bandeja plástica, em um fragmento urbano no município de Manaus, foram descritos *Dasyhelea eloyi* Díaz & Ronderos e a pupa de *Culicoides crucifer* Clastrier (Díaz *et al*. 2013; Ronderos *et al.* 2013, respectivamente). Nesse ambiente temporário, sob a copa das árvores, constituído de águas pluviais e abundante matéria orgânica em decomposição (a exemplo de folhas, pequenos frutos e gravetos), se mantêm um habitat para invertebrados como Diptera Culicidae e Chironomidae, mas também para oligoquetos.

Espécimes de Ceratopogonidae criados no laboratório de Citotaxonomia e Insetos Aquáticos da Coordenação de Biodiversidade do Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/ INPA são listados na Tabela 1 e algumas destas podem ser visualizadas nas Figuras 3 e 4.

## Chave para identificar larva das subfamílias de Ceratopogonidae do Brasil

1. Pseudópodo presente no protórax; com fortes cerdas na cápsula cefálica e no corpo (Figuras 3A, B) ..... Forcipomyiinae

1'. Pseudópodo ausente no tórax; sem fortes cerdas na cápsula cefálica e no corpo ..... 2

2. Cápsula cefálica direcionada antero-ventralmente; final do abdômen com uma série de ganchos, eventualmente dispostos como dois pseudópodos (retraídos em exemplares preservados em álcool), nunca com cerdas alongadas (Figura 3C) ..... Dasyheleinae

2'. Cápsula cefálica prognata; final do abdômen simples e sem ganchos, com ou sem cerdas alongadas ..... 3

3. Cápsula cefálica com pigmentação pouco desenvolvida, com apódemas bem desenvolvidos direcionados posteriormente, se extendendo até o protórax; abdômen com segmentos divididos secundariamente ..... Leptoconopinae

3'. Cápsula cefálica bem desenvolvida, sem apódemas posteriores na margem da cápsula cefálica; abdômen com segmentos normais, não divididos secundariamente (Figuras 3D-F) ... Ceratopogoninae

**Tabela 1.** Espécies/ morfótipos de Ceratopogonidae (Diptera) obtidos da criação em laboratório, com referência aos criadouros e substratos dos imaturos coletados no Amazonas.

| Espécies/ morfótipos | Criadouros | Substratos associados |
|---|---|---|
| *Forcipomyia* (*F.*) *genualis* (Loew)<br>*Forcipomyia* (*P.*) *musae* Clastrier & Delécolle<br>*Culicoides* (*M.*) *felippebauerae* Spinelli | Fitotelmata | Exudato gelatinoso<br>de axilas de *Phenakospermum guyanense* Endl. (Strelitziaceae) |
| *Culicoides* sp.<br>*Forcipomyia* sp. | Fitotelmata | Matéria orgânica em decomposição em axilas de *Mauritia flexuosa* Linn. (Arecaceae)<br>*Guzmania brasiliensis* Ule e<br>*Vriesea splitgerberi* (Mez) (Bromeliaceae) |
| *Stilobezzia* (*S.*) *coquilletti* Kieffer<br>*Paryphoconus oliveirai* Lane | Igarapé poluído | Areia |
| *Alluaudomyia* sp.<br>*Dasyhelea* sp. n.<br>*Dasyhelea paulistana* Forattini & Rabello<br>*Heteromyia* sp.<br>*Monohelea* sp.<br>*Neobezzia fittkaui* Wirth & Ratanaworabhan<br>*Paryphoconnus aemulus* Macfie<br>*Stilobezzia* (*Eukraiohelea*) *elegantula* (Johannsen)<br>*Stilobezzia* (*Stilobezzia*) *pseudopunctulata* Cazorla & Ronderos<br>*Stilobezzia* (*Stilobezzia*) *punctulata* Lane<br>*Stilobezzia* (*Stilobezzia*) *rabelloi* Lane | Lagos de Várzea | Macrófitas aquáticas flutuantes<br>*Eicchornia crassipes* Mart. (Solms.) (Pontederiaceae) e<br>*Pistia stratiotes* Linn. (Araceae);<br>*Salvinia auriculata* Aubl. (Salviniaceae) |
| ***** *Dasyhelea eloyi* Díaz & Ronderos<br>*Culicoides crucifer* Clastrier<br>*Forcipomyia* (*Euprojoannisia)* sp.<br>*Palpomyia* sp.<br>*Bezzia* sp. | Criadouro artificial e fitotelmata | ***** Matéria orgânica vegetal em decomposição retida em bandeja plástica branca e em<br>fitotelma de Bromeliaceae e Poaceae |
| *Culicoides fluvialis* Macfie<br>*Paryphoconus* sp.<br>*Pachyhelea pachymera* (Williston) | Kinon | Matéria orgânica flutuante |

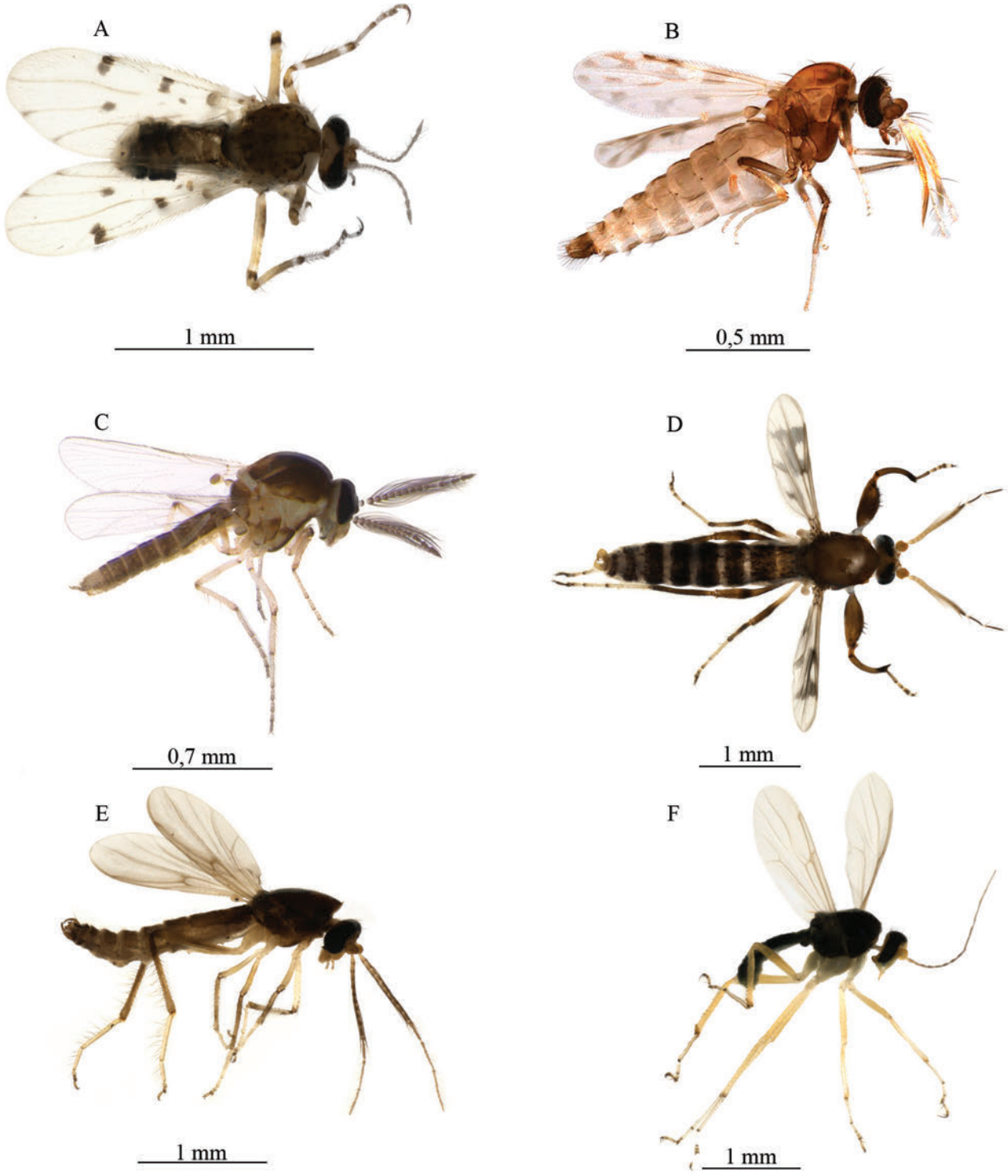



**Figura 4.** Adultos de Ceratopogonidae obtidos da criação em laboratório, coletados em macrófitas aquáticas de lagos de Várzea, Manaus, AM. A. *Alluaudomyia* Kieffer. B. *Culicoides* Latreille. C. *Dasyhelea* Kieffer. D. *Heteromyia* Say. E. *Paryphoconus* Enderlein. F. *Stilobezzia* Kieffer.

## Referências Bibliográficas


Aparício, A.A.S.; Castellón, E.G.; Fonseca, F.O.R. 2011. Distribuição de *Culicoides* (Diptera Ceratopogonidae) na Amazônia Legal através de técnicas de Informática e geoprocessamento. *Revista Colombiana de Ciências Animales*, 3(2): 283-299.

Borkent, A.; Spinelli, G.R. 2000. Catalogue of the New World Biting Midges South of the United States of America (Diptera: Ceratopogonidae). *Contributions on Entomology International,* 4: 1-107.

Borkent, A.; Craig, D.A. 2001. Submerged *Stilobezzia rabelloi* Lane (Diptera: Ceratopogonidae) pupae obtain oxygen from the aquatic fern *Salvinia minima* Baker. *Proceedings of the Entomological Society of Washington,* 103(3):655-665.

Borkent, A. 2004. The Biting Midges, the *Ceratopogonidae.* pp, 113-126. *In*: Marquardt, W.C. (Ed). *Biology of Disease Vectors*. 2nd Edition. Elsevier Academic Press. Burlington, San Diego, London, xxiii + 785p.

Borkent, A.; Spinelli, G. R. 2007. Neotropical Ceratopogonidae (Diptera: Insecta). *In*: Adis, J., Arias J. R., Rueda-Delgado G. & Wnatzen K.M. (*Eds*). *Aquatic Biodiversity in Latin America* (ABLA). Volume 4. Pensoft, Sofia-Moscow, 198 p.

Borkent, A.; Spinelli, G.R.; Grogan, W.L. 2009. Ceratopogonidae (Biting Midges, Purrujas). p. 407-435. *In*: Brown, B.V.; Borkent, A.; Cumming, J.M.; Wood, D.M.; Woodley, N.E.; Zumbado, M.A. (eds.). *Manual of Central American Diptera:* Volume 1. NCR Research Press, Ottawa, Ontario, Canada, 714p.

Borkent, A. 2012. World species of Biting Midges (Diptera: Ceratopogonidae). Available from: http://www.inhs.illinois.edu/research/FLYTREE/CeratopogonidaeCatalog.pdf (Acesso: 27/09/2013)

Borkent, A. 2013. The Pupae of Culicomorpha – Morphology and a new Phylogenetic Tree. *Zootaxa,* 3396:1-98.

Buckley, J.J.C. 1934. On the development, in *Culicoides furens* Poey, of filaria = *Mansonella ozzardi* Manson, 1897. *Journal of Helminthology*, 12: 99-118.

Carrasco, D.S. 2007. *Caracterização morfológica e fatores ecológicos de imaturos de Ceratopogonidae (Diptera) em fitotelmatas de Phenakospermum guyannense Endl.* 1833 (*Strelitziaceae*), *Manaus-Presidente, Amazonas*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/ Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas. 87p.

Castellón, E.G. 1990. *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) na Amazônia brasileira. II. Espécies coletadas na Reserva Florestal Adolpho Ducke, aspéctos ecológicos e distribuição geográfica. *Acta Amazonica*, 20: 83-93.

Castellón, E.G.; Ferreira, R.L.M.; da Silva, M.N.T. 1990. *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) na Amazônia brasileira. I. Coletas na usina hidroelétrica (UHE) de Balbina, Usina Hidroelétrica (UHE) Cachoeira Porteira e Cachoeira dos Espelhos (Rio Xingu). *Acta Amazonica*, 20: 77-81.

Castellón, E.G.; Ferreira, R.L.M. 1991. *Culicoides* Latreille (Diptera: Ceratopogonidae) da Amazônia. III. Resultados de coletas noturnas na Reserva Florestal Ducke, Estado do Amazonas, Brasil. *Boletim Museo Paraense Emílio Goeldi, Série Zoologia*, 7: 117-123.

Cazorla, C.G.; Marino, P. 2004. The pupa of *Stilobezzia punctulata* Lane from Peruvian Amazonia. (Diptera: Ceratopogonidae). *Amazoniana* 18: 75-80.

Cazorla, C.G; Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R.; Torreias, S.R.S.; Ferreira-Keppler, R.L. 2012. A new species of *Stilobezzia* Kieffer from the Neotropical Region (Diptera: Ceratopogonidae). *Revista Brasileira de Entomologia,* 56(4):399-404.

Chapman, R.K.; Soria, S. de J. 1983. Comparative *Forcipomyia* pollination cacao of in Central America and southern Mexico. *Revista Theobroma*, 13(2): 129-139.

Debenham, M.L. 1983. Australasian species of the blood- feeding *Forcipomyia* subgenera *Lasiohelea* and *Dacnoforcipomyia* (Diptera: Ceratopogonidae). *Australian Journal of Zoology*, 95: 1-61.

Díaz, F.; Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R. 2005. The immatures of the neotropical species *Culicoides venezuelensis* Ortiz & Mirsa (Diptera:

Ceratopogonidae). *Transaction of the American Entomological Society*, 131 (1 + 2): 1-20.

Díaz, F.; Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R.; Ferreira-Keppler, R.L.; Torreias, S.R.S. 2013. A New Species of *Dasyhelea* Kieffer (Diptera: Ceratopogonidae) from Brazilian Amazonia. *Zootaxa,* 3686: 085-093.

Downes, J.A. 1978. Feeding and mating in the insectivorus Ceratopogonidae (Diptera). *Memoirs of the Entomology Society of Canada*, 104: 1-62.

Felippe-Bauer, M.L.; Veras, R.S.; Castellón, E.G.; Moreira, N.A. 2000. A New *Culicoides* from the Amazonian Region, Brazil. (Diptera: Ceratopogonidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 95: 35-37.

Felippe-Bauer, M.L.; Damasceno, C.P.; Py-Daniel, V.; Spinelli, G.R. 2009. *Culicoides baniwa* sp. nov. from the Brazilian Amazon Region with a synopsis of the *hylas* species Group (Diptera: Ceratopogonidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 104: 851-857.

Felippe-Bauer, M.L.; Damasceno, C.P.; Trindade, R.L.; Py-Daniel, V. 2010. A New *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) of the *reticulatus* species Group from Brazilian Amazon Region. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz,* 105: 863-865.

Fittkau, E.J. 1977. Kinal and kinon, habitat and coenosis of the surfaces drift as seen in Amazonian running waters. *Geo-Eco-Trop*, 1(1): 9-20.

Forattini, O.P.; Rabello, E.X. 1957. Dados sobre *Dasyhelea* Kieffer, 1911 do Brasil (Diptera: Ceratopogonidae). *Revista Brasileira de Entomologia,* 7:241-250.

Forattini, O.P.; Rabello, E.X.; Patolli, D. 1956. Nota sobre a larva e pupa de *Culicoides insignis* Lutz, 1913 (Diptera: Ceratopogonidae). *Revista Brasileira de Entomologia,* 4:195-198.

Frank, J.H.; Lounibos, L.P. 1983. *Phytotelmata: Terrestrial Plants as Host for Aquatic Insects Communities*. Plexus Publishings Inc. New Jersey (USA). 293p.

Gorch, C.; Larger, I. 2001. Lengua azul. Actualización sobre el agente y la enfermedad. *Revista Argentina de Microbiologia*, 33: 122-132.

Gorch, C.; Vagnozzi, A.; Duffy, S.; Miquet, J.; Pacheco, J.; Bolondi, A.; Draghi, G.; Cetra, B.; Soni, C.; Ronderos, M.; Russo, S.; Ramirez, V.; Lager, I. 2002. Lengua Azul: Aislamiento y caracterización del vírus e identificación de vectores em El noreste argentino. *Revista Argentina de Microbiologia,* 34: 150-156.

Hribar, L.J.; Mullen, G.R. 1991. Alimentary tract contents of some bitting midge larvae (Diptera: Ceratopogonidae). *Journal of Entomological Science,* 26: 429-435.

Hribar, L.J. 1993. *Mouthpart morphology and feeding behavior of biting midge larvae (Diptera: Ceratopogonidae).* In. CW Schaefer, RAB Leshen (eds), Functional Morphology of Insect Feeding, Thomas Say Publications in Entomology: Proceedings Entomological Society of America, USA, p. 44-57.

Kettle, D.S.; Wild, C.H.; Elson, W.W. 1975. A new technique for rearing individual *Culicoides* larvae (Diptera: Ceratopogonidae). *Journal of Medical Entomology*, 12(2): 263-264.

Kitching, R.L. 2000. *Food webs and container habitats: the natural history and ecology of phytotelmata.* Cambridge Univ. Press, Cambridge, USA, 431p.

Linley, J.R. 1985. Biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) as vectors of nonviral animal pathogens. *Journal of Medical Entomology*, 22: 589-599.

Linley, J.R.; Hoch, A.L.; Pinheiro, F.P. 1983. Biting midges (Diptera: Ceratopogonidae) and human health. *Journal of Medical Entomology*, 20(4): 347-364.

Lisboa, R.C.L. 2004. Diversidade e papel ecológico das briófitas nos ecossistemas amazônicos. MCT/MPEG/ Coordenação de Botânica - http://www.museu-goeldi.br/ biodiversidade/e_g_brio.asp, acessado em 13/01/2014.

Marino, P.I.; Cazorla, C.G.; Ronderos, M.M. 2013. Study of the immature stages of two species of the biting midges *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae,* 53(2):777-792.

McCafferty, W.P. 1981. *Aquatic Entomology*. The fishermen's and Ecologists' Illustrated Guide to Insects and their Relatives. Jones and Barllet Publishers, London, 448p.

Mullen, G.R.; Hribar, L.J. 1988. Biology and feeding behavior of Ceratopogonid larvae (Diptera:

Ceratopogonidae) in North America. *Bulletin of the Society for Vector Ecology,* 13(1): 60-81.

Neiss, U.G. 2007. *Estrutura da comunidade de macroinvertebrados aquáticos associados à Mauritia flexuosa Linnaeus (Arecaceae), fitotelmata, na Amazônia Central, Brasil*. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas, 68p.

Pessoa, F.A.C.; Bermúdez, E.G.C.; Medeiros, J.F.; Camargo, L.M.A. 2012. First occurrence of the human biting midge *Leptoconops brasiliensis* (Lutz) (Diptera: Ceratopogonidae) in the triple border of Brazil, Peru, and Bolívia. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical,* 45(1): 138-139.

Pinheiro, F.P.; Hock, A.L.; Gomes, M.L.; Roberts, D.R. 1981. Oropouche vírus IV. Laboratory transmission by *Culicoides paraensis*. The *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 30:172–176.

Rees, D.M.; Smith, J.V. 1952. Control of biting gnats in North Salt Lake City, Utah (Diptera: Heleidae). *Mosquito News*, 12: 49-52.

Ronderos, M.; Diaz, F. 2002. Rearing *Culicoides bambusicola* (Lutz, 1913) (Diptera: Ceratopogonidae) in laboratory. Observations and new records. *Boletín del Museo Nacional* de *Historia Natural del Paraguay*, 14(1-2): 43-48.

Ronderos, M.M.; Spinelli, G. R.; Lager, I.; Díaz, F. 2003a. La importância sanitaria de lós Jejenes del gênero *Culicoides* (Díptera: Ceratopogonidae) em la Argentina. *Entomologia y Vectores,* 10(4): 601-612.

Ronderos, M.M.; Greco, N.M.; Spinelli, G.R. 2003b. Diversity of biting midges of the genus *Culicoides* Latreille (Diptera: Ceratopogonidae) in Área of the Yacyretá Dam Lake between Argentina and Paraguay. *Memórias Instituto Oswaldo Cruz,* 98(1): 19-24.

Ronderos, M.M.; Díaz, F.; Spinelli, G. R. 2004. Clave gráfica de adultos de los géneros hematófagos de Ceratopogonidae (Diptera: Nematocera) presentes em la región Neotropical. *Entomología y Vectores,* 11(3): 505-519.

Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R.; Díaz, F. 2006. Observations on the immatures of *Dasyhelea necrophila* Spinelli & Rodriguez in laboratory (Diptera: Ceratopogonidae). *Transactions of the American Entomological Society*. 132 (3 + 4): 291-297.

Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R.; Carrasco, D.S. 2007. Redescription of the pupa of *Paryphoconus oliveirai* Lane (Diptera: Ceratopogonidae) from Brazil. *Entomological News*, 18(4): 365-361.

Ronderos, M.M.; Cazorla, C.G.; Spinelli, G.R.; Carrasco, D.S. 2008a. Description of immature stages and adult diagnosis of *Stilobezzia coquilletti* Kieffer 1917 (Diptera: Ceratopogonidae). *Zootaxa*, 1958: 31-40.

Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R.; Borkent, A. 2008b. A description of the larva and pupa of *Culicoides charruus* Spinelli & Martinéz (Diptera: Ceratopogonidae) from leaf axils of *Eryngium pandanifolium* (Apiaceae) in Argentina. *Russian Entomological Journal,* 77(1): 115-122.

Ronderos, M.M.; Cazorla, C.G.; Spinelli, G.R. 2010. The immature stages of the biting midge *Culicoides debilipalpis* Lutz (Diptera: Ceratopogonidae). *Zootaxa,* 2716: 42-52.

Ronderos, M.M.; Spinelli, G.R.; Ferreira-Keppler, R.L. 2013. Description of the pupa of *Culicoides crucifer* Clastrier. *Neotropical Entomology,* 42:492-497.

Shelley, A.J.; Shelley, A. 1976. Further evidence for the transmission of *Mansonella ozzardi* by *Simulium amazonicum* in Brazil. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 70: 213-217.

Silva, F.D.F.; Okada, Y.; Felippe-Bauer, M.L. 2010. *Culicoides* Latreille (Diptera: Ceratopogonidae) da vila do Alter do Chão, Santarém, Pará, Brasil. *Revista Pan-Amazônica de Saúde*, 1: 69-74.

Soria, S. de J.; Wirth, W.W; Besemer, H.A. 1978. Breeding places and sites of collebtion of adults of *Forcipomyia* spp. midges (Diptera: Ceratopogonidae) in cacao plantations in Bahia, Brazil: A progress report. *Revista Theobroma*, 8: 21-29.

Spinelli, G. R.; Wirth, W.W. 1993. *Los Ceratopogonidae de la Argentina (Insecta: Diptera). In:* Castellanos, Z. A. (ed). *Fauna de Agua Dulce de la Republica Argentina*. 38(3): 1-121.

Spinelli, G.R.; Ronderos, M.M.; Marino, P.; Carrasco, D.S.; Ferreira, R.L.M. 2007. Description of *Culicoides* (*Mataemyia*) *felippebauerae* sp. n., *Forcipomyia musae* immatures, and occurrence

of *F. genualis*, breeding in banana stems in Brazilian Amazônia (Diptera: Ceratopogonidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 102(6): 659-669.

Spinelli, G.R.; Ronderos, M.M. 2011. *Orden Diptera. Familia Ceratopogonidae*. En: Julieta Massaferro (Comp.). Guía de Insectos Acuáticos del Parque Nacional Nahuel Huapi. Larvas y Pupas. 1er ed. Río Negro Administración de Parques Nacionales, 2011 Fundación Flores, pp 118-127.

Tidwell, M.A. 1982. Development of *Mansonella ozzardi* in *Simulium amazonicum*, *S. argentiscutum* and *Culicoides insinuatus* from Amazonas, Colombia. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene,* 3: 1137-1141.

Torreias, S.R.S. 2008. *Macroinvertebrados associados a Vriesea splitgerberi (Mez.) L.B. Sm. and Pitten. (1953) (Bromeliaceae) em uma floresta de campinarana na Reserva Florestal Adolpho Ducke, Amazônia Central,* Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Universidade Federal do Amazonas, Manaus, 92p.

Torreias, S.R.S; Ferreira-Keppler, R.L. 2011. Macroinvertebrates Inhabiting the Tank Leaf Terrestrial and Epiphyte Bromeliads at Reserva Adolpho Ducke, Manaus, Amazonas. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 54(6): 1193-1202.

Torreias, S.R.S.; Ferreira-Keppler, R.L.; Ronderos, M.M. 2013. Biting midges (Ceratopogonidae: Diptera) present in aquatic macrophytes from wetlands of Marchantaria Island, Iranduba, Central Amazonia, Brazil. *Journal of Natural History* 1-14.

Trindade, R.L.; Gorayeb, I.S. 2005. Maruins (Ceratopogonidae: Diptera) do estuário do Rio Pará e do litoral do estado do Pará, Brasil. *Entomología y Vectores*, 12(1): 61-74.

Trindade, R.L.; Gorayeb, I.S. 2010. Maruins (Diptera: Ceratopogonidae: Culicoides) após a estação chuvosa, na Reserva de Desenvolvimento Sustentável Itatupã-Baquiá, Gurupá, Pará, Brasil. *Revista Pan-Amazônica de Saúde*, 1:121-130.

Trindade, R.L.;Felippe-Bauer, M.L. 2011. Two new biting midges from Pará, Brazil (Diptera: Ceratopogonidae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106: 61-64.

Veras, R.S.; Castellón, E.G. 1998a. Diversity and seasonality of species of *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) in the Adolpho Ducke Forest Reserve, Brazilian Amazon. 1998. *Neotrópica*, 44 (111-112): 81-86.

Veras, R.S.; Castellón, E.G. 1998b. *Culicoides* Latreille (Diptera, Ceratopogonidae) in Brazilian Amazon. V. Efficiency of traps and baits and vertical stratification in the Forest Reserve Adolpho Ducke. *Revista Brasileira de Zoologia*, 15(1): 145-152.

Vitale, G.; Wirth, W.W.; Aitken, T.H.G. 1981. New species and records of *Culicoides* from arboreal habitats in Panama, with a synopsis of the *Debilipalpus* group (Diptera). *Proceedings of the Entomological Society of Washington,* 83: 140-159.

Wirth, W.W. 1976. A new species and new records of *Dasyhelea* from the Tonga Islands and Samoa (Diptera: Ceratopogonidae). *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society,* 22: 381-384.

Wirth, W.W.; Hubert, A.A. 1972. A new oriental species of *Culicoides* breeding in tree rot cavities (Diptera: Ceratopogonidae). *Journal of the Washington Academy of Sciences,* 62: 41-42.

Wirth, W.W.; Blanton, F. S. 1973. A review of the maruins or biting midges of the genus *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) in the Amazon Basin. *Amazoniana*, 4: 405-470.

Young, A.M. 1986. Habitat differences in cocoa tree flowering, fruit-set, and pollinator availability in Costa Rica. *Journal of Tropical Ecology*, 2: 163-186.

Insetos aquáticos constituem um grupo muito heterogêneo de hexápodes que têm em comum a permanência no meio aquático durante algum estágio do seu desenvolvimento. Embora representem somente cerca de 3% das espécies de Hexapoda, esse grupo constitui cerca de 90% de toda fauna de invertebrados dos ambientes de água doce, tendo papel muito relevante nos sistemas aquáticos continentais, com participação nos diversos processos ecológicos. Devido à grande diversidade do grupo, tanto em número de espécies, quanto no que tange a estratégias de vida, alimentação, habitat, requerimentos e adaptações com relação às diversas variáveis do meio aquático, insetos são excelentes indicadores ambientais e vêm sendo, cada vez mais, usados em programas de avaliação e monitoramento da qualidade de água. Contudo, dentre as principais dificuldades quanto ao uso efetivo de insetos aquáticos como ferramentas, estão o impedimento taxonômico e a falta de taxonomistas. Apesar de crescentes e consistentes esforços, estamos longe ainda de saber quais e quantas espécies estão presentes no Brasil e, sobretudo, na Amazônia, onde ainda existe imensa lacuna do conhecimento.

Apesar de haver alguns compêndios, em língua portuguesa, dedicados à entomologia, raras publicações são dirigidas especificamente ao estudo de insetos do Brasil, menos ainda aos da Amazônia, sobretudo os insetos aquáticos, o que confere ao presente trabalho um caráter pioneiro e de grande importância. O livro tem cunho didático e poderá servir como guia para estudos de taxonomia e biologia de insetos aquáticos, auxílio para a identificação de insetos aquáticos de diversas ordens e ponto de partida para estudos mais aprofundados. Destina-se aos pesquisadores docentes e estudantes de graduação e pós-graduação, técnicos ambientais, funcionários de empresas responsáveis por avaliação ambiental, especialmente no estado do Amazonas e ao público em geral, com interesse na área da entomologia aquática.

ISBN 978-85-211-0194-9
9 788521 101949

ADAPTA
ADAPTAÇÕES DA BIOTA AQUÁTICA DA AMAZÔNIA
PRONEX
Programa de Apoio a Núcleos de Excelência
CNPq
Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico
FAPEAM
FUNDAÇÃO DE AMPARO À PESQUISA DO ESTADO DO AMAZONAS
CERTIFICADA PELA ISO 9001:2008
SECRETARIA DE ESTADO DE PLANEJAMENTO, DESENVOLVIMENTO, CIÊNCIA, TECNOLOGIA E INOVAÇÃO
GOVERNO DO ESTADO DO AMAZONAS
INPA
INSTITUTO NACIONAL DE PESQUISAS DA AMAZÔNIA
editoraINPA
UNIDADE DE PESQUISA DO
MINISTÉRIO DA CIÊNCIA, TECNOLOGIA, INOVAÇÕES E COMUNICAÇÕES
PÁTRIA AMADA BRASIL
GOVERNO FEDERAL