

Manual de Acarologia
Acarologia Básica e Ácaros de Plantas
Cultivadas no Brasil

Manual de Acarologia
Acarologia Básica e Ácaros de Plantas
Cultivadas no Brasil

Gilberto José de Moraes

Carlos Holger Wenzel Flechtmann

Gilberto José de Moraes, gjmoraes@esalq.usp.br
Carlos Holger Wenzel Flechtmann, chwflech@esalq.usp.br

© Gilberto José de Moraes & Carlos Holger Wenzel Flechtmann, 2008

Capa: Ana Elizabete Lopes Ribeiro (analopes10@yahoo.com.br)
Arte Final: Juliana Camargo, Moringa Comunicação (www.moringa.ppg.br)

Dados Internacionais de Catalogação da Publicação (CIP)

55
M945a Moraes, Gilberto José
Manual de Acarologia: Acarologia Básica e
Ácaros de Plantas Cultivadas no
Brasil / Gilberto José de Moraes, Carlos
Holger Wenzel Flechtmann. -
Ribeirão Preto : Holos, Editora. 2008.
308 p. : il. ; 23 cm.

1. Zoologia. 2. Acarologia. 3. Agronomia.
4. Ácaros. I. Flechtmann, Carlos Holger
Wenzel. II. Título.

ISBN 978-85-86699-62-7
9788586 699627

C.D.U.

2008

Proibida a reprodução total ou parcial.
Os infratores serão processados na forma da lei.

Holos, Editora Ltda-ME
Rua Bertha Lutz, 390
14.057-280 Ribeirão Preto -SP
telefax: 016.3639.9609
holos@holoseditora.com.br

www.holoseditora.com.br

“Não veja o mundo objetivo como algo a ser explorado; é algo a ser adotado e apreciado.
Então, você poderá obter o máximo de bem-aventurança em seu contato com ele.” (Sri
Sathya Sai Baba)

Sumário

1 Introdução	11
2 Informações históricas	13
Acarologia no mundo	13
Acarologia agrícola no Brasil	14
3 Morfologia geral dos ácaros e sua relação com outros animais	16
4 Classificação e características morfológicas gerais dos ácaros	20
Morfologia externa	20
Anatomia	26
5 Aspectos morfológicos específicos dos principais grupos de ácaros de importância agrícola	42
Mesostigmata	42
Phytoseiidae	42
Ascidae	42
Prostigmata	44
Bdellidae	44
Cheyletidae	45
Cunaxidae	45
Eriophyoidea	46
Erythraeidae	49
Pyemotidae	50
Pygmephoridae	51
Stigmaeidae	51
Tarsonemidae	51
Tenuipalpidae	52
Tetranychidae	54
Tuckerellidae	56
Tydeidae	57
Astigmata	57
Acaroidea	57
Glycyphagoidea	60
Hemisarcoptoidea	60
Histiostomatoidea	62
Oribatida	60

Manual de Acarologia

6 Características biológicas gerais dos ácaros	64
Reprodução	64
Desenvolvimento	65
Alimentação	66
Efeito de fatores abióticos	68
Efeito subletal de produtos químicos	69
Dispersão	70
7 Aspectos biológicos específicos dos principais grupos de ácaros de importância agrícola	72
Mesostigmata	72
Ascidae	72
Phytoseiidae	73
Prostigmata	74
Bdellidae	74
Cheyletidae	75
Cunaxidae	76
Eriophyoidea	76
Erythraeidae	80
Pyemotidae	81
Pygmephoridae	82
Stigmaeidae	83
Tarsonemidae	84
Tenuipalpidae	86
Tetranychidae	88
Tuckerellidae	92
Tydeidae	93
Astigmata	93
Acaroidea	93
Glycyphagoidea	96
Hemisarcoptoidea	97
Histio stomatoidea	97
Oribatida	98
8 Determinação de espécies de importância agrícola	100
9 Ácaros encontrados em diferentes espécies vegetais de importância econômica	106
Cultivos extensivos	107

Moraes & Flechtmann

Essências florestais	129
Frutíferas	137
Hortaliças	166
Ornamentais	179
Pastagens	198
Produtos armazenados e laboratório	200
10 Controle de ácaros	209
Medidas quarentenárias	209
Resistência de plantas	211
Uso de produtos naturais	213
Controle químico	213
Controle biológico	215
Controles cultural e mecânico	219
Manejo integrado	220
11 Referências	223
Anexo 1. Chave para identificação dos grupos de ácaros encontrados em plantas cultivadas no Brasil	251
Anexo 2. Chave para identificação dos gêneros de Phytoseiidae de importância agrícola no Brasil	254
Anexo 3. Chave para identificação dos gêneros de Eriophyoidea de importância agrícola no Brasil	259
Anexo 4. Chave para identificação dos gêneros de Tarsonemoidea de importância agrícola no Brasil	263
Anexo 5. Chave para identificação das famílias e gêneros de Tetranychoida de importância agrícola no Brasil	265
Anexo 6. Chave para identificação dos gêneros de Astigmata de importância agrícola no Brasil	268
Índice Geral	270

Manual de Acarologia

Prefácio

Esta publicação corresponde a uma versão atualizada e expandida do livro “Ácaros de importância agrícola”, de C.H.W. Flechtmann. A necessidade deste novo livro é decorrente de novas informações obtidas nos últimos 30 anos sobre os ácaros de plantas encontrados no Brasil.

Considera-se que as informações aqui apresentadas sejam de importância às pessoas interessadas no conhecimento dos ácaros que ocorrem em plantas cultivadas no Brasil, particularmente daqueles que causam danos a essas plantas ou que atuam como agentes de controle de ácaros-praga. Seu conteúdo foi baseado nos temas apresentados na disciplina “Acarologia”, oferecida aos alunos de graduação de Engenharia Agrônômica e de Ciências Biológicas da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

A realização deste trabalho só foi possível pela colaboração inestimável que recebemos de diversas pessoas. Devemos expressar nossos sinceros agradecimentos às seguintes pessoas, pelo fornecimento de informações ou ilustrações contidas nesta publicação: Denise Návia M. Ferreira (Embrapa Recursos Genéticos, Brasília-DF), Fernando R. da Silva (Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba-SP), Flávia R. Barbosa (Embrapa Semi Árido, Petrolina-PE), Heraldo N. de Oliveira (Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba-SP), Luis F.A. Alves (UNIOESTE, Cascavel-PR), Luiz G. Chiavegato (Universidade Estadual Paulista, Botucatu-SP), Manoel G.C. Gondim Jr. (Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife-PE), Marcos Botton (Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves-RS), Noeli J. Ferla (UNIVATES, Lajeado-RS), Paulo R. Reis (Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais, Lavras-MG), Reinaldo J.F. Feres (Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto-SP), Ronald Ochoa (USDA-ARS-NL, Estados Unidos da América). Da mesma maneira, valiosa foi a colaboração das seguintes pessoas, ligadas ao Departamento de Entomologia, Fitopatologia e Zoologia Agrícola, na preparação de ilustrações desta publicação: Alberto D.G. Alvarado, Aníbal R. Oliveira, Edmilson S. Silva, Elliot W. Kitajima, Ignace D. Zannou, Imeuda P. Furtado, José E. Sória, Lásaro V.F. da Silva, Luciana O. da Silva, Maxime Ferrero, Paula C. Lopes, Renata A.P. Freire. De maneira especial, agradecemos a Paulo R. Reis (Empresa de Pesquisa Agropecuária de Minas Gerais, Lavras-MG) e Reinaldo J.F. Feres (Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto-SP) pela revisão de uma versão anterior deste trabalho, oferecendo-nos valiosíssimas sugestões.

Manual de Acarologia

1

Introdução

Ácaros são organismos usualmente pequenos, que habitam os mais diferentes ambientes. Corresponderem ao segundo maior grupo de artrópodes, depois dos insetos. Em geral, apresentam maior diversidade e abundância no solo, onde são encontrados em maior quantidade na fração orgânica superficial e nos primeiros centímetros da fração predominantemente inorgânica subjacente. São também comuns no meio aquático, sobre plantas e animais, assim como nos depósitos de alimentos e em abrigos de animais, incluindo aí nossas residências.

A origem dos ácaros tem sido freqüentemente discutida na literatura. Há dúvidas se o grupo de organismos hoje conhecido como ácaros é resultante de um único ancestral comum exclusivo (grupo monofilético) ou de dois ancestrais com relações de parentesco distintas dentro de Arachnida (difilético). Esse assunto é brevemente discutido por Evans (1992), com base em observações de diferentes autores.

É possível que os ácaros mais primitivos fossem predadores e vivessem no solo. Através de mutações sucessivas, teria havido o aparecimento de novas formas, seguindo-se a extinção natural de várias dessas formas iniciais e a fixação de formas com novas adaptações. Com isso, os ácaros adotaram comportamentos alimentares dos mais variados, passando à fungivoria ou fitofagia, por um lado, ou ao comportamento parasitário, por outro, alimentando-se de outros animais.

Os ácaros compreendem um grande grupo de organismos. Krantz (1978) estimou em mais de 30.000 as espécies descritas até aquela época. Acredita-se que hoje este número deva estar em torno de 50.000 espécies. Considerando-se que os ácaros ainda são pouco conhecidos nas áreas tropicais, onde se espera ocorrer a maior diversidade destes organismos, é de se esperar que o número real de espécies seja muito maior. Adis (2002) estimou que o número de espécies de ácaros existentes seja em torno de 500.000.

Apesar de serem muitas as espécies de ácaros que ocorrem sobre plantas, são relativamente poucas aquelas consideradas sérias pragas agrícolas, como será observado nas seções subseqüentes desta publicação. No entanto, várias destas espécies apresentam importância fundamental, por atacar diversas espécies de plantas cultivadas, assim como por ocorrer em diversas regiões do globo terrestre.

No Brasil, entre 20 e 30 espécies de ácaros causam sérios danos a plantas

Manual de Acarologia

cultivadas, justificando-se o interesse e a necessidade de se conhecer estes organismos, para se poder reduzir os danos por eles causados. O objetivo desta publicação é servir como base para aqueles interessados em iniciar seus conhecimentos sobre os ácaros de importância agrícola. Na organização e na preparação do conteúdo deste livro, levou-se especialmente em conta o mais provável interesse de estudantes de cursos da área agrícola nas instituições brasileiras de ensino superior.

2 Informações Históricas

Os ácaros de maior tamanho geralmente correspondem ao grupo vulgarmente conhecido como carrapatos, que são parasitos de animais. Talvez por atingirem tamanhos relativamente grandes e por serem freqüentemente vetores de patógenos aos seus hospedeiros, muitos dos quais são animais domesticados ou o próprio homem, os carrapatos foram os primeiros ácaros relatados pelo homem, já na antiguidade.

Acarologia no mundo

Cerca de 1500 anos antes de Cristo, organismos mais tarde denominados carrapatos foram relatados nos papiros de Ebers como causadores de uma enfermidade. É aproximadamente da mesma época uma escultura em que o artista parece representar os ácaros. Trata-se de um fragmento de uma tumba egípcia mostrando a cabeça de um animal semelhante a uma hiena, em cuja orelha se observam três estruturas arredondadas, interpretadas por Arthur (1965) como representando carrapatos.

Bem mais tarde, cerca de 850 anos antes de Cristo, Homero referiu-se a esse grupo de organismos. Relatando o retorno de Ulisses à sua terra natal, no livro “Odisséia”, o autor descreve (Canto XVII, 300) o encontro do herói com seu cão Argos, que se encontrava coberto de carrapatos. Também no livro “Ilíadas”, Homero referiu-se aos carrapatos.

Passaram-se cerca de 500 anos até que outro grego, Aristóteles, mencionasse os ácaros novamente na literatura. Foi ele quem pela primeira vez se referiu aos ácaros como “akari”, isto é, “sem cabeça”, termo oficialmente estabelecido por De Geer em 1778 para representar todos os organismos hoje conhecidos como ácaros e carrapatos. Aristóteles referia-se a ácaros encontrados sobre favos velhos de abelhas. Relatou também a ocorrência de organismos por ele designados “kroton” e “kynoraistes”, correspondendo aos organismos hoje conhecidos como carrapatos, e “scolekes”, que significa “vermes”, para se referir a parasitos de gafanhotos, hoje interpretados como uma espécie de ácaro da família Trombidiidae. Citou ainda os “phtheires”, causando a sarna em seres humanos —considera-se que estivesse se referindo ao ácaro hoje conhecido com *Sarcoptes scabiei* (De Geer).

Referências a vários outros relatos na literatura antiga foram apresentadas por diferentes autores em um livro organizado por Prasad (1982). Em relação às artes,

Manual de Acarologia

Gorirossi-Bourdeau (1995) relatou a escultura mais antiga até hoje conhecida (cerca de 150 anos depois de Cristo) em que os ácaros são mostrados de forma bem reconhecível. Trata-se da ornamentação do templo de Bacchus, no Líbano, que inclui uma série de quatro esculturas representando os ácaros.

Outro marco de extrema relevância na história da acarologia corresponde às referências de Lineu aos ácaros em sua publicação “*Systema Naturae*”. De acordo com Krantz (1978), na primeira edição daquela obra, publicada em 1735, Lineu usou o termo genérico *Acarus*. Na décima edição, publicada em 1758, o autor definiu resumidamente o gênero *Acarus* e nele incluindo 31 espécies. Na época, o autor considerou aqueles organismos como pertencentes à “Ordem Aptaera” da Classe Insecta. É a partir dessa edição do *Systema Naturae* que o sistema binominal de nomenclatura zoológica é considerado válido, como determinado no “Código Internacional de Nomenclatura Zoológica” (International Commission on Zoological Nomenclature, 1999).

Logo em seguida, o número de espécies de ácaros descritas aumentou significativamente, através das contribuições de diferentes pesquisadores. Nos séculos XVIII e XIX, o desenvolvimento da acarologia deu-se principalmente pelos trabalhos desenvolvidos por europeus. Foi apenas a partir de meados do século XX que os norte-americanos passaram a ter uma contribuição significativa no desenvolvimento desta disciplina. A contribuição daqueles autores foi citada no livro organizado por Prasad (1982).

Contribuições mais significativas para o estabelecimento dos fundamentos da acarologia foram realizadas a partir do século XVIII por C. De Geer, A.L.D. Dugès, J.C. Fabricius, K.C.L. Koch e P.A. Latreille. A partir do século XIX, incluem-se N. Banks, A. Berlese, J.L.R. Claparède, G. Canestrini, A.L. Donnadieu, A.A.D. Dugès, F. Dujardin, H.E. Ewing, F.L.P. Gervais, F. Grandjean, G. Haller, A.P. Jacot, P.M. Kraemer, H.T. Lohmann, C.O. Lundblat, R. Marshall, J.P. Mégnin, E.A. McGregor, A.D. Michael, A. Nalepa, M.H. Nicolet, A.C. Oudemans, M. Sellnick, S. Thor, I.O.H. Tragardh, E.L. Trouessart, H.G. Tullgren, K.H. Viets, H.L.W. Vitzthum, H.C.C. Willmann e H. Womersley. A partir do início do século XX, M. André, E.W. Baker, D. De Leon, W.B. Dubinin, A. Fain, F. Fonseca, H. Hoogstraal, A.M. Hughes, H.H. Keifer, M.K.P.S. Meyer, M.H. Muma, K.O. Viets, G.W. Wharton e A.A. Zakhvatkin.

Atualmente, vários taxonomistas de renome contribuem para o conhecimento dos ácaros, vários dos quais já aposentados, mas em atividade. No estudo dos ácaros neotropicais, destacam-se D. Chant, H.A. Denmark, E.E. Lindquist, J.A. McMurtry e R. Ochoa, além de pesquisadores brasileiros, como discutido na parte final desta seção. Muitos outros pesquisadores têm também prestado contribuições significativas no que se refere ao conhecimento da biologia, ecologia e controle biológico dos ácaros. Dentre esses devem ser destacados W. Helle, M.W. Sabelis e D.E. Walter.

Acarologia agrícola no Brasil

Foi só a partir da década iniciada em 1920 que informações sobre os ácaros encontrados em plantas passaram a ser publicadas no Brasil. O russo Gregório Bondar, radicado no Brasil, relatou nos anos 20 e 30 a ocorrência de ácaros em diferentes cultivos no Estado da Bahia. A partir dos anos 30, A.A. Bittancourt iniciou suas diversas

Moraes & Flechtmann

publicações sobre os ácaros de plantas cultivadas.

O conhecimento dos ácaros de interesse agrícola aumentou muito a partir da segunda metade do século XX. Logo no início deste período, Braga (1957) fez o primeiro esforço para sintetizar as informações até então publicadas sobre os ácaros relatados em plantas cultivadas e em produtos armazenados no Brasil. As primeiras contribuições significativas nesse período foram publicadas por C. Robbs, V. Rossetti e A.S. Costa. Outro autor, C.H.W. Flechtmann, produziu um grande número de publicações sobre a taxonomia dos ácaros plantícolas no Brasil. É de sua autoria o primeiro livro publicado no país tratando especificamente dos ácaros de importância agrícola. A última edição daquele livro foi publicada em 1979 (Flechtmann, 1979). Outros pesquisadores brasileiros que têm contribuído para o conhecimento da taxonomia dos ácaros de plantas incluem A.D. Paschoal, G.J. de Moraes, R.J.F. Feres, D. Návía, M.G.C. Gondim Jr. e M.S. Zacarias.

Em relação aos aspectos básicos de ecologia dos ácaros, trabalhos têm sido publicados por A. Pallini Filho, G.J. de Moraes e R.J.F. Feres. No que concerne à biologia e ao controle de ácaros plantícolas, têm grande expressão os trabalhos conduzidos por L.G. Chiavegato, C.A.L. de Oliveira e P.R. Reis, a partir da década iniciada em 1960. Mais recentemente, têm contribuído ou contribuíram em relação a estas áreas de trabalho os pesquisadores J.V. de Oliveira, D. Lorenzato, I. Delalibera Jr., A.C.S. Noronha, S. Gravena, M.R. Vieira, J.C.V. Rodrigues, A.L. Matioli, N.J. Ferla e L.B. Monteiro.

3 Morfologia Geral dos Ácaros e sua Relação com Outros Animais

Na décima edição de “Systema Naturae”, Lineu havia reconhecido 6 grandes grupos de animais, por eles designados de “classes”: Vermes, Insecta, Pisces, Amphibia, Aves e Mammalia. Lineu dividiu o grupo por ele designado Insecta nas “ordens” Coleoptera, Hemiptera, Lepidoptera, Neuroptera, Hymenoptera, Diptera e Aptaera. Nesta última “ordem”, além dos ácaros, incluiu alguns grupos de insetos ápteros, além de aranhas, opiliões, crustáceos, quilópodos e diplópodos. No início do século XIX, Lamarck reconheceu quatro grandes grupos de Arthropoda (Cirripedia, Crustacea, Arachnida e Insecta), separando assim os ácaros dos insetos.

Nos sistemas de classificação mais recentes, os Arachnida têm sido considerados como uma classe, dentro do subfilo Chelicerata do filo Arthropoda (Hickman *et al.*, 2003; Ruppert *et al.*, 2005), ou como uma subclasse, dentro da classe Chelicerata do subfilo Cheliceriformes do filo Arthropoda (Brusca & Brusca, 2002). No primeiro caso, o subfilo Chelicerata inclui as classes Merostomata e Arachnida, de acordo com Hickman *et al.* (2003), ou Xiphosura, Arachnida e Pycnogonida (= Pantopoda), de acordo com Ruppert *et al.* (2005). No último caso, o subfilo Cheliceriformes inclui as classes Pycnogonida e Chelicerata, esta última incluindo Merostomata e Arachnida como subclasses.

Nesta publicação, será adotada a classificação utilizada por Hickman *et al.* (2003). Os ácaros serão, então, considerados uma subclasse (Acari), que compõe a classe Arachnida, juntamente com as seguintes subclasses: Amblypygi, Araneae, Opiliones, Palpigradi, Pseudoscorpionida, Ricinulei, Schizomida, Scorpiones, Solpugida e Uropygi.

A classe Arachnida é caracterizada pelo fato de seus membros geralmente apresentarem: corpo dividido em duas regiões (tagmas), prossoma (anterior) e opistossoma (posterior) (Figura 1); prossoma composto por um ácron e seis segmentos, coberto por um escudo; opistossoma composto por até 12 segmentos e um télson; apêndices do prossoma correspondendo a um par de quelíceras, um par de pedipalpos e quatro pares de pernas; antenas ausentes; cada um dos apêndices segmentado e composto por um único ramo; opistossoma sem apêndices ou estes em forma de fiandeiras (aranhas) ou pectinas (escorpiões); trocas gasosas por traquéias, pulmões foliáceos (filotraquéias) ou pela difusão através da parede do corpo; quase todos

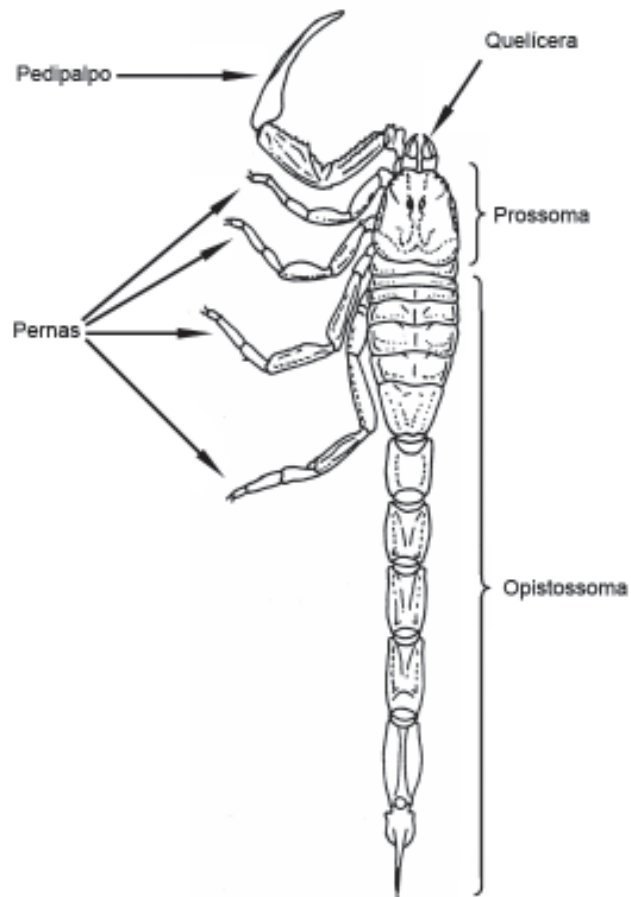


Figura 1. Escorpião (Scorpiones), representante da classe Arachnida, com os nomes de diferentes regiões e estruturas do corpo.

terrestres (Brusca & Brusca, 2002). Em sua forma “primitiva”, a quelícera é uma estrutura segmentada, permitindo a apreensão ou a dilaceração do alimento, que usualmente é ingerido na forma líquida, exceto em certos grupos de ácaros (da superordem Actinotrichida) e opiliões.

A grande maioria dos ácaros difere dos demais aracnídeos pela ausência de segmentação do corpo (o que também é verdade para a grande maioria das aranhas), ausência de subdivisão do corpo em tagmas separados, presença de um gnatosoma (estrutura na extremidade anterior do corpo, também presente na subclasse Ricinulei) e presença de apenas três pares de pernas no primeiro estágio móvel de desenvolvimento ontogenético (que também ocorre em Ricinulei).

A perda da segmentação levou pesquisadores a considerar os ácaros como

Manual de Acarologia

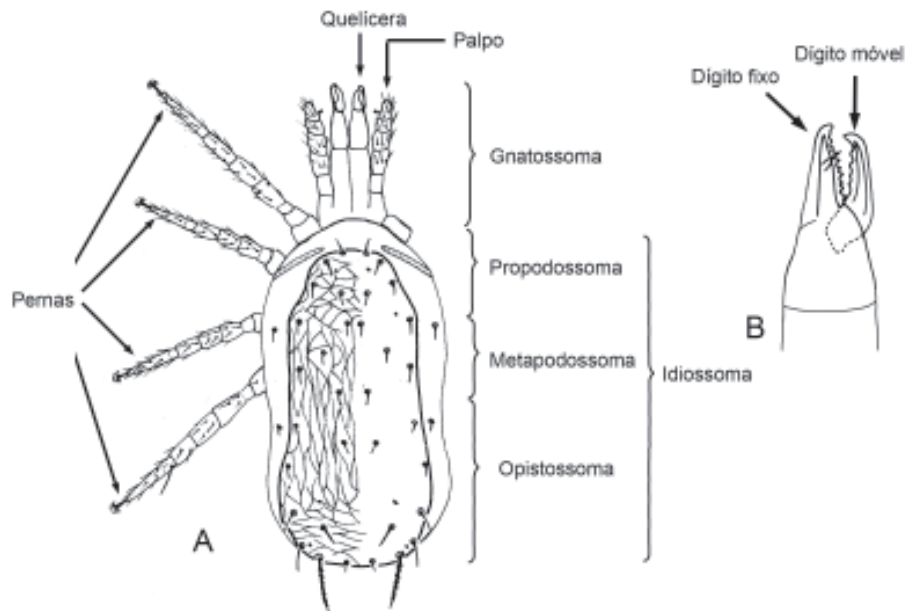


Figura 2. Mesostigmata, fêmea. A: diferentes regiões e estruturas do corpo; B: Quelícera.

artrópodes altamente especializados, alguns dos quais os consideram membros de um grupo que se afastou muito cedo da linha principal de evolução dos artrópodes. Fósseis de ácaros têm sido encontrados em diversos estratos geológicos, a idade dos fósseis mais antigos é estimada em torno de 380 milhões de anos (Labandeira *et al.*, 1997).

Dentre os ácaros, observa-se uma considerável variação na estrutura interna e externa. O formato do corpo desses organismos varia de aproximadamente ovóide a achatada ou vermiforme. As diferentes regiões do corpo dos ácaros recebem designações específicas, como mostrado na Figura 2.

O corpo como um todo é chamado de idiossoma. Os 2 pares de apêndices mais anteriores, quelíceras e palpos, correspondem à região conhecida como gnatossoma. Dentre as formas de quelíceras hoje existentes, as consideradas menos evoluídas são formadas por 2 a 3 segmentos e são em forma de quela, contendo uma extremidade fixa (dígito fixo) e outra móvel (dígito móvel). Entretanto, a quelícera de vários ácaros sofreu modificações e adquiriu formatos diferentes. Em muitos casos, o dígito fixo da quelícera tornou-se rudimentar, enquanto o dígito móvel se transformou em estrutura em forma de lâmina ou de estilete de comprimento variável. Em um grupo de ácaros, as quelíceras foram gradativamente sofrendo fusão de seus segmentos acompanhada da redução até a perda do dígito fixo da quela e alongamento do dígito móvel, que se transformou em um longo estilete. Resultou, finalmente, uma estrutura formada por um estilóforo (= portador de estiletos, resultante da fusão dos segmentos basais das duas quelíceras) com dois estiletos. Em sua forma menos evoluída, os palpos apresentam cinco segmentos livres; considera-se que a região basal do

Moraes & Flechtmann

gnatossoma seja resultante da fusão do segmento mais basal dos palpos. Em suas formas mais evoluídas, os palpos apresentam um número menor de segmentos.

As pernas dos ácaros estão implantadas na região latero-ventral do idiossoma. A região em que se implantam os dois pares anteriores de pernas é conhecida como propodossoma; a região em que se implantam os dois pares posteriores é conhecida como metapodossoma; a região posterior ao último par de pernas é conhecida como opistossoma. As pernas são compostas pelos segmentos designados (da base para o ápice) como coxa, trocânter, fêmur, gênu, tíbia e tarso. Fusões de segmentos vizinhos ou subdivisões de segmentos são comuns. Na extremidade distal do tarso de cada perna, observa-se geralmente uma estrutura conhecida como pré-tarso ou ambulacro. O pré-tarso é formado tipicamente por duas unhas laterais e uma estrutura ímpar membranosa, chamada pulvilo, este último funcionando como ventosa (Evans, 1992). Muitos ácaros apresentam na região ventral do corpo, logo atrás do gnatossoma, uma estrutura conhecida como tritosterno. Tanto o idiossoma como os apêndices apresentam um número variável de estruturas conhecidas como setas. Essas estruturas são consideradas órgãos sensoriais importantes para os ácaros.

4 Classificação e Características Morfológicas Gerais dos Ácaros

A nomenclatura dos grandes grupos de ácaros até a categoria de subordem, adotada neste livro, é aquela empregada por Evans (1992), indicada a seguir. Para algumas categorias superiores, nomes alternativos propostos por vários autores são mencionados entre parênteses em seguida àqueles mencionados por Evans. Isso reflete o fato de que nem todos membros de uma categoria particular exibem a característica implícita em seu nome. Os nomes empregados para a designação das distintas ordens são baseados na ausência ou presença e localização das aberturas respiratórias dos ácaros (estigmas).

Abaixo da categoria de ordem, são citados apenas os grupos de importância agrícola. Um quadro comparativo das diversas classificações propostas para as categorias superiores da subclasse Acari foi apresentada por Flechtmann (1975).

Morfologia externa

O estudo da natureza da quitina encontrada nas setas dos ácaros revelou que certas setas de um grupo de ácaros são opticamente ativas (birrefringentes; sob luz polarizada aparecem como tubos de lâmpadas de neon acesas) e se colorem facilmente com iodo; as setas do outro grupo são opticamente inativas e não se colorem com iodo. Grandjean (1935), que primeiro observou este fenômeno, designou a quitina opticamente ativa de actinoquitina e incluiu os seus portadores no grupo hoje designado Actinotrichida; os demais foram reunidos no grupo hoje designado Anactinotrichida. Essa é a origem dos nomes das duas superordens utilizadas por Evans (1992). Os representantes de cada uma das superordens e ordens podem ser reconhecidos pelas características citadas a seguir.

Anactinotrichida(Parasitiformes + Opilioacariformes)

Sem sulco sejal no idiossoma e sem papilas genitais (= acetábulas). Pernas com todos os segmentos distintos, sem subdivisões (exceto em Opilioacarida) ou fusões; coxas livres, articuladas e móveis. Tritosterno freqüentemente presente. Quelícera geralmente trissegmentada, em forma de quela e denteada. Palpo normalmente com apotele, estrutura que corresponde às unhas das pernas, com um número variável de ramos.

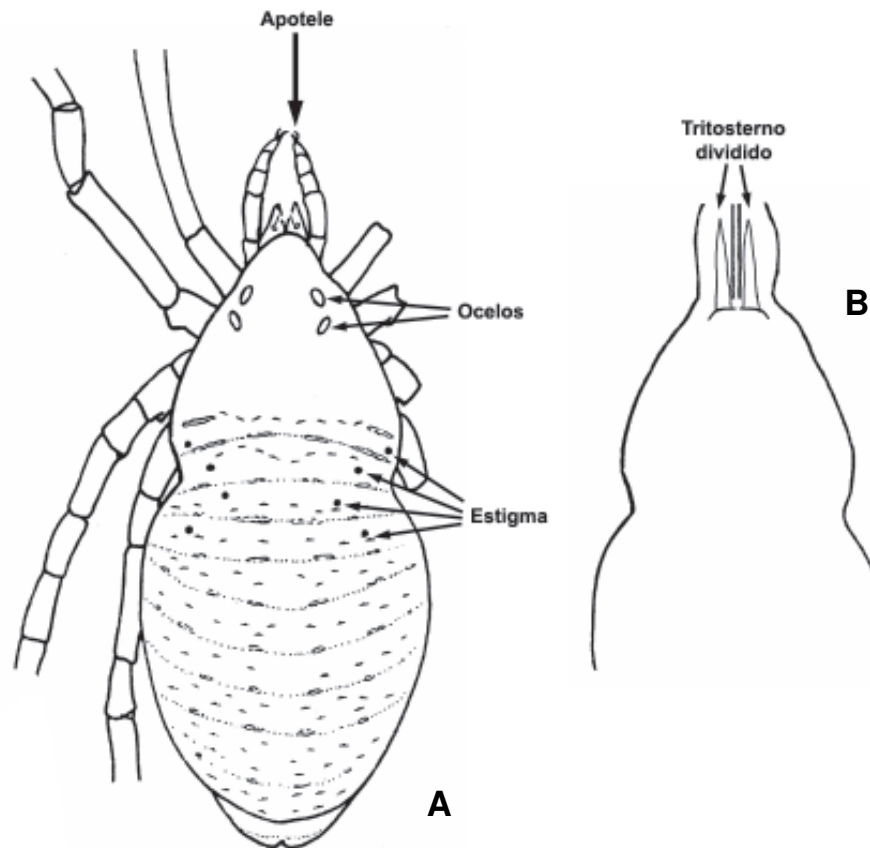


Figura 3. Notostigmata, fêmea. A. Dorso do idiossoma (adaptado de Krantz, 1978); B. Ventre do idiossoma, com detalhe do tritosterno.

Notostigmata (Opilioacarida) (Figura 3). Pequeno grupo de ácaros com 1,5 a 2,3 mm de comprimento na fase adulta e com aspecto geral de opiliões, donde advém o nome “Opilioacarida” para o grupo. O idiossoma é desprovido de escudos e apresenta uma leve constrição após o podossoma. O prodorso pode apresentar dois a três pares de ocelos laterais. Tritoninfa e adultos têm 4 pares de estigmas simples dorsolateralmente no opistossoma; protoninfa e deutoninfa com 2 e 3 pares de estigmas, respectivamente. Tritosterno presente, subdividido. Quelícera distintamente trissegmentada, em forma de quela denteada. Apotele distal.

O idiossoma desses ácaros é de cor geral marrom-amarelada com bandas azuladas, ou esverdeadas, devido a pigmentos subcuticulares. A maioria das espécies deste grupo tem sido relatada no solo, sob pedras e na serrapilheira (camada orgânica na superfície do solo), em condições secas. Entretanto, uma espécie desse grupo foi

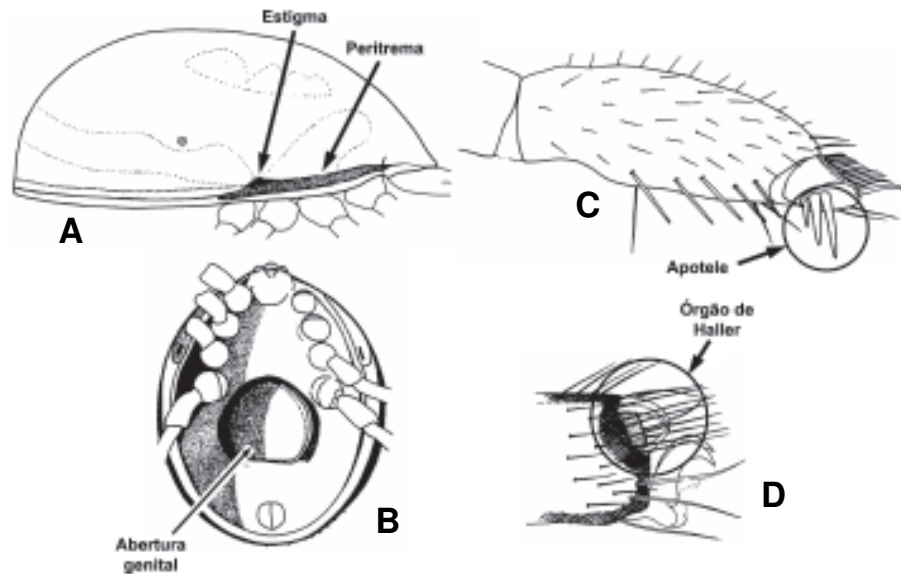


Figura 4. Holothyrida, fêmea (adaptado de Lehtinen, 1981). A: face lateral do idiossoma; B: face ventral do idiossoma; C: parte distal do palpo, com detalhe do apotele; D: parte distal da perna I, com detalhe do Órgão de Haller.

encontrada sob a casca da base de árvores da Mata Atlântica do Estado de São Paulo, local bastante úmido. Do trato digestivo de Notostigmata, já foram recuperados remanescentes quitinosos de outros artrópodes e grãos de pólen, sugerindo serem predadores e, até certo ponto, onívoros.

Holothyrida (Tetrastigmata) (Figura 4). Pequeno grupo de ácaros com até 7 mm de comprimento na fase adulta, aproximadamente convexos dorsalmente e planos ventralmente. São esclerotizados; dorsalmente têm o corpo coberto por um escudo; ventralmente são cobertos por um escudo holoventral. Semelhantemente aos Mesostigmata, apresentam lateroventralmente, à altura das coxas III, um par de estigmas em conexão com peritremas alongados; posteriormente às coxas IV, apresentam um segundo par de aberturas, de função desconhecida, no passado tomada por alguns autores como estigmas, donde advém o termo Tetrastigmata. Tritosterno pequeno (subdividido) ou ausente. Quelícera distintamente trissegmentada, em forma de quela denteada. Tarso do palpo com apotele subterminal. Região dorso-terminal do tarso do primeiro par de pernas com uma concentração de estruturas sensoriais, a que se designa órgão de Haller.

São ácaros venenosos e seriam responsáveis pela morte de aves que os ingerem. Na região do Oceano Índico e Austrália, foram relatados casos de envenenamento em humanos, com grave inflamação das mucosas da boca e faringe decorrentes de sua ingestão acidental. Ainda não foram relatados no Brasil.

Mesostigmata (Gamasida) (Figs. 12, 13). Trata-se do maior grupo de ácaros Anactinotrichida, com 0,2 a 2,5 mm de comprimento na fase adulta. Muitas formas menores, particularmente as espécies de solo, são fracamente esclerotizadas e de cor pálida. No entanto, em geral o idiossoma desses ácaros é parcial ou totalmente coberto por escudos resistentes, de cor castanha a marrom-escuro, que se destacam da cutícula brancacenta, estriada e flácida. Basicamente o dorso do idiossoma apresenta um escudo “pronotal”, cobrindo o prossoma, e um escudo “pigial”, restrito à região posterior do opistosoma. Em certos grupos de Mesostigmata, outros escudos menores podem estar presentes. Várias combinações desses elementos ocorrem; é freqüente a fusão dos escudos dorsais em um único escudo “holodorsal”. Ventralmente, a esclerotização básica nas fêmeas compreende os escudos esternal, na região intercoxal, genital, associado ao oóporo, anal, circundando o ânus, e ventral, entre os dois anteriores. Tal como na esclerotização dorsal, ocorrem combinações várias desses escudos. A fusão mais comum é entre o escudo ventral e o anal, formando um escudo ventrianal. Os machos geralmente apresentam um escudo na região intercoxal, o escudo esternogenital, e um escudo no ventre do opistosoma, o escudo ventrianal.

Ninfas e adultos de Mesostigmata apresentam um par de estigmas localizados ventrolateralmente no idiossoma, entre as coxas II e IV; um canal dirigido anteriormente, o peritrema, geralmente é associado a cada estigma. A larva é desprovida de estigmas e peritremas.

Tritosterno geralmente presente, distalmente subdividido (formando um par de lacínias); freqüentemente ausente nos Mesostigmata parasitos internos. Quelíceras trisegmentadas, geralmente formando quela denteada. Palpos normalmente constituídos por cinco segmentos. Apotele distinto, na região basal e interna do tarso.

Ixodida (Metastigmata) (Figura 5). Grupo dos ácaros conhecidos como carrapatos, com 1,7 a 12,6 mm de comprimento na fase adulta, mas quando ingurgitados alcançam até 30 mm de comprimento. A face dorsal do idiossoma pode ser coriácea, mamilada, enrugada ou coberta por um escudo na região anterior mediana das fêmeas e imaturos e quase todo o dorso dos machos. Ninfas e adultos apresentam um par de estigmas localizados ventrolateralmente no idiossoma, entre as coxas III e IV ou atrás das coxas IV; o peritrema é uma estrutura geralmente arredondada ou em forma de vírgula, provida de grande número de orifícios, que circunda o estigma. As larvas são desprovidas de estigmas e de peritrema. Ácaros desse grupo são conhecidos principalmente pela presença de filas de dentículos triangulares recurvos na região anterior do ventre do gnatossoma, assim como pela presença da estrutura conhecida como órgão de Haller, que corresponde a uma concentração de setas em uma cápsula e em uma depressão rasa, ambas no dorso do tarso do primeiro par de pernas. Tritosterno ausente. Quelíceras bissegmentadas. Palpo com 3 ou 4 segmentos. Apotele ausente.

Actinotrichida (Acariformes)

Geralmente com sulco sejugal bem visível e com papilas genitais. Pernas freqüentemente com subdivisões ou fusões de segmentos; coxas sempre fundidas à face ventral do podossoma, freqüentemente formando apódemas. Tritosterno ausente.

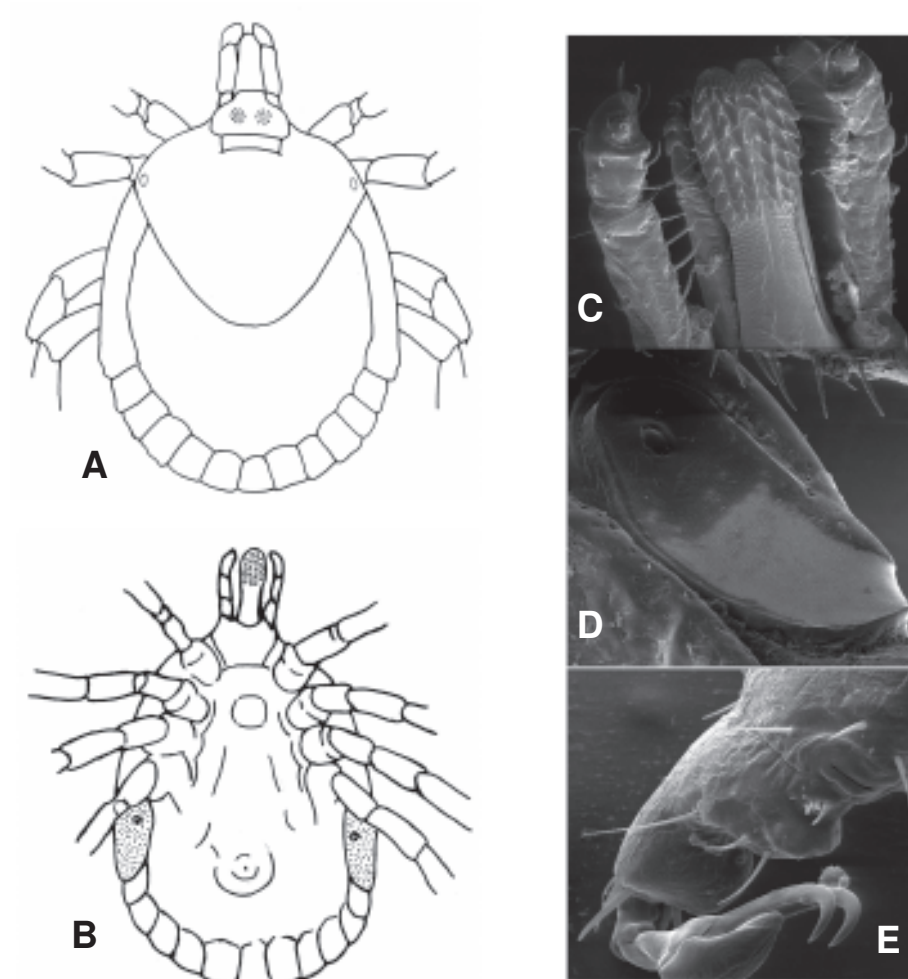


Figura 5. Ixodida, fêmea. A: dorso; B: ventre; C: detalhe do ventre do hipostoma; D: peritrema; E: dorso da extremidade da perna I, com detalhe do Órgão de Haller (fotos, gentileza de E.W. Kitajima).

Quelícera bissegmentada e muito variável; pode ser em forma de quela, denteada ou edentada, mas frequentemente apresenta dígito móvel modificado em estrutura alongada, em forma de lâmina ou de estilete. Apotele ausente. As três ordens que compõem essa superordem são bastante numerosas.

Prostigmata (Actinedida) (Figs. 14-26). Ordem mais heterogênea de ácaros, com 0,1 a 16 mm de comprimento na fase adulta. De cor muito variável. O idiossoma é quase sempre fracamente esclerotizado e geralmente dividido em duas regiões, propodosoma

e histerossoma, pelo chamado sulco sejugal. O prodorso apresenta 3-6 pares de setas simples e 0-2 pares de setas especiais, chamadas tricobótrios ou órgãos sensoriais, implantadas em uma cavidade distinta chamada botrídio. Em Tarsonemina, os tricobótrios são geralmente capitados (clavados) e, quando presentes, ocorrem apenas nas fêmeas. Apresentam 0-2 pares de ocelos. O número de setas dorsais é extremamente variado.

O gnatossoma geralmente é bem evidente. As quelíceras podem ser quelado-denteadas, mas freqüentemente o dígito fixo é reduzido e sem dentes e o dígito móvel, estiletiforme. O palpo é de forma extremamente variável, apresentando 1-5 segmentos. Os estigmas, quando presentes, localizam-se junto à base das quelíceras, na base do gnatossoma ou na margem látero-anterior do propodossoma. As pernas podem apresentar fusão de segmentos; podem também apresentar tricobótrios. O ambulacro é formado por duas unhas (estruturas laterais) e um empódio (estrutura mediana) –este último às vezes ausente. Unhas e empódio podem ser unciformes ou almofadados.

Astigmata (Acaridida) (Figs. 27-30): com 0,3 a 0,5 mm de comprimento na fase adulta. De cor branco-pérola a amarelo acastanhada, com cutícula lisa ou estriada. Em geral, não apresentam escudo ou este é reduzido, fracamente esclerotizado e localizado no dorso do propodossoma. No entanto, a deutoninfa, facultativa, apresenta a cutícula bastante esclerotizada. O sulco sejugal é freqüentemente bem desenvolvido. Prodorso com ou sem escudo. Com no máximo quatro pares de setas no dorso do propodossoma e 18 pares de setas no dorso do histerossoma.

O gnatossoma é unido ao idiossoma por uma articulação móvel e a quelícera é quase sempre em forma de quela e denteada. O palpo é reduzido, geralmente com apenas dois segmentos. Vários dos segmentos das pernas podem fundir-se, de forma que com freqüência apresentam menos de cinco segmentos livres; o ambulacro geralmente é representado por um empódio unciforme e uma estrutura membranosa, chamada carúncula. As unhas são ausentes. Apódemas geralmente presentes na região de fusão das coxas com o ventre do podossoma. A abertura genital apresenta-se em forma de U, V ou Y invertido, e é ladeada por dois pares de papilas na fase adulta (exceto em Histiosomatoida, em que as papilas existem, mas não estão próximas da abertura genital).

Oribatida (Cryptostigmata) (Figura 6). Com 0,2 a 1,4 mm de comprimento; freqüentemente bastante esclerotizados, especialmente na fase adulta. Em alguns, ocorre uma articulação completa entre a região anterior (proterossoma) e posterior (histerossoma) do idiossoma; a zona sejugal é, então, formada inteiramente por cutícula mole, permitindo ao ácaro retrair o prodorso sob o bordo anterior da parte ventral do histerossoma. Alguns grupos de Oribatida apresentam um par de estruturas em forma de asas na região anterolateral do idiossoma, que recebem o nome de pteromorfas.

Quelícera geralmente em forma de quela e denteada. O palpo apresenta 3-5 segmentos. O prodorso pode apresentar até seis pares de setas, sendo as mais características um par de tricobótrios, também conhecidas como órgãos pseudoestigmáticos. Estes últimos apresentam forma bastante variável (setiforme,

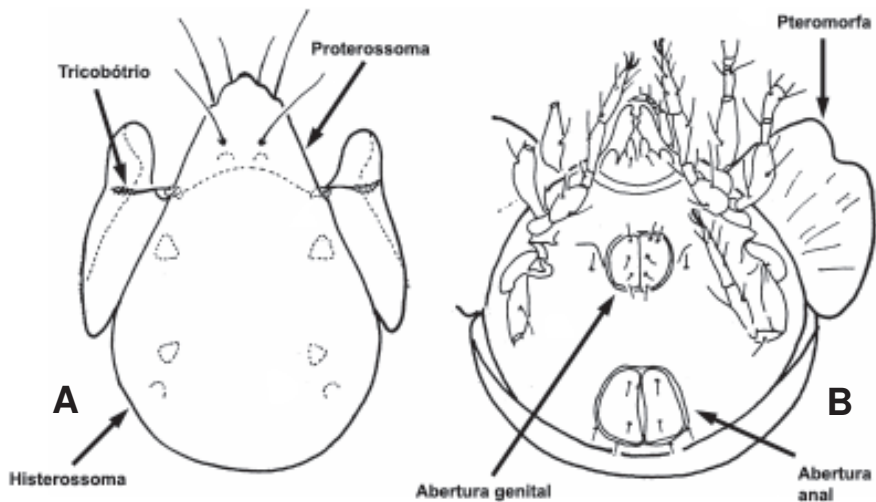


Figura 6. Oribatida, fêmea (adaptado de Baker et al., 1958 e Krantz, 1970). A: dorso do idiossoma; B: ventre do idiossoma.

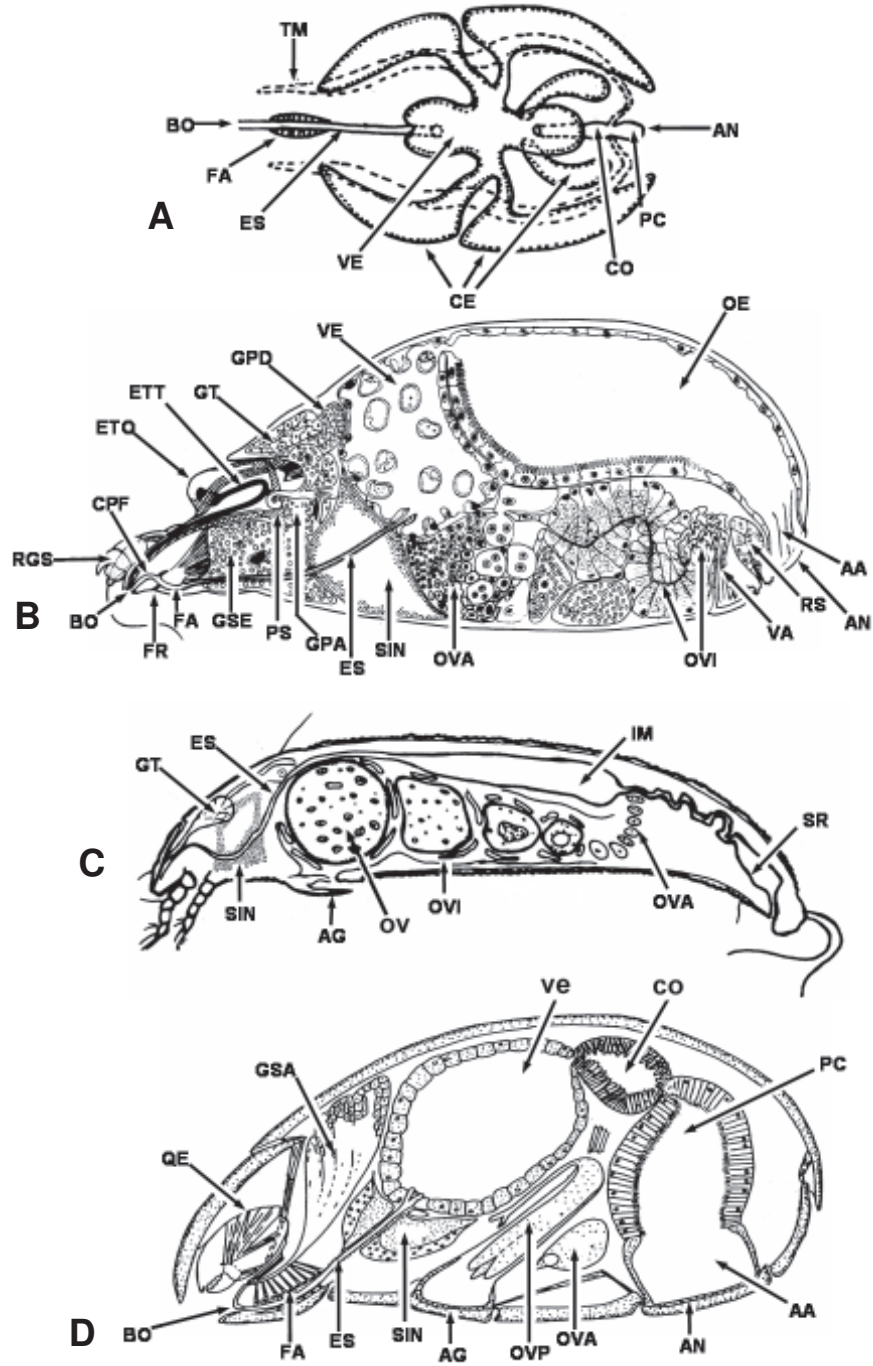
pectinada, clavada, achatada etc.). As aberturas genital e anal são providas, cada uma, de um par de escudos; freqüentemente ainda são ladeadas por escudos chamados aggenitais e adanaís; em conjunto, essas aberturas podem ocupar a maior parte do opistosoma em sua linha medioventral. Um, dois e três pares de papilas genitais estão presentes respectivamente na protoninfa, deutoninfa e tritoninfa; o adulto também tem três pares de papilas genitais.

Os segmentos das pernas geralmente não são fundidos; o pré-tarso é formado por uma ou três estruturas unciformes; raramente duas. No caso de haver uma só estrutura desse tipo, pode ser interpretada como um empódio.

Anatomia

Pelo tamanho reduzido dos ácaros, o conhecimento de sua anatomia é bastante dificultado. Um sumário do que se sabe sobre este tema foi apresentado por Evans (1992). Aspectos relevantes da anatomia de ácaros são apresentados a seguir, com

Figura 7 (página oposta). Secção frontal de uma fêmea de Mesostigmata (A) e secções médio-sagitais de fêmeas de Tetranychidae (B), Eriophyidae (C) e Oribatida (D) (adaptados de Evans, 1992; Alberti & Crooker, 1985 e Whitmoyer et al., 1972). AA: átrio anal; AG: abertura genital; AN: ânus; BO: boca; CE: ceco; CO: colo; CPF: canal pré-faringeano; ES: esôfago; ETO: estilóforo; ETT: estilete; FA: faringe; FR: fosseta rostral; GPA: glândula podocefálica anterior; GPD: glândula podocefálica dorsal; GSA: glândula salivar; GSE: glândula sericígena; GT: glândula traqueal; IM: intestino médio; OE: órgão excretor; OV: ovo; OVA: ovário; OVI: oviduto; OVP: ovipositor; PC: pós-colo; PS: peça sigmóide; QE: quelícera; RGS: reservatório da glândula sericígena; RS: receptáculo seminal; SIN: singânglio; SR: saco retal; TM: túbulo de Malpighi; VA: vagina; VE: ventrículo.



Manual de Acarologia

maior ênfase aos ácaros de importância agrícola (Figura 7).

Órgãos sensoriais e sistema nervoso

Os ácaros são providos de distintos órgãos sensoriais. A maioria deles corresponde a setas de diferentes tipos e funções; estas são estruturas formadas pela epiderme. A maioria das setas do idiossoma e dos apêndices de um ácaro apresenta função mecanorreceptora. Estas são sólidas e articuladas na base com a região em que estão implantadas. Sua movimentação estimula um sensor na base da seta, que envia o estímulo ao sistema nervoso central. Esse sensor conecta-se à membrana na base da seta por uma estrutura chamada corpo tubular. Algumas setas podem apresentar dois sensores em sua base. Entre as setas mecanorreceptoras, predominam as chamadas setas tácteis; outras correspondem às tricobótrios, que supostamente percebem o movimento do ar.

Algumas setas presentes nos apêndices parecem ter função quimiorreceptora. Estas apresentam a parte central oca, onde se encontra o processo dendrítico de neurônios. A percepção do ambiente exterior dá-se pelo contato de moléculas com as terminações dos dendritos, o que ocorre através de orifícios na parede das setas. Dois tipos distintos de setas estão aqui envolvidos. O primeiro corresponde às setas conhecidas como eupatídios, setas que apresentam um orifício terminal e que supostamente estão ligadas à percepção de moléculas presentes no substrato. São encontradas principalmente no tarso dos palpos e do primeiro par de pernas. Corresponderiam à percepção do gosto. Algumas delas também podem atuar na percepção do tato, por possuir, concomitantemente, o sensor descrito no parágrafo anterior. O segundo tipo de seta supostamente com função quimiorreceptora corresponde às setas conhecidas como solenídios, que apresentam um grande número de orifícios distribuídos por toda sua superfície, e que estão supostamente ligadas à percepção de moléculas dispersas no ar. Estas são encontradas principalmente na superfície dorsal do tarso e, em alguns grupos, também do gêmulo e tíbia do primeiro par de pernas. Corresponderiam ao sentido do olfato.

Sensores mecanorreceptores e quimiorreceptores têm sido relatados também na quelícera de diferentes grupos de ácaros, principalmente na forma de orifícios nos dígito ou de setas, incluindo o *pilus dentilis* dos Mesostigmata. Esta última estrutura é setiforme e implantada na face antiaxial do dígito fixo da quelícera.

Estruturas fotossensíveis ocorrem em vários grupos de ácaros; estas são representadas por ocelos, que consistem basicamente de uma lente cuticular, geralmente convexa, com uma unidade fotorreceptora subjacente, que corresponde à terminação do nervo óptico. Alguns grupos não possuem ocelos diferenciados, mas respondem à luz por estímulos captados por células sensoriais da epiderme, presentes em diferentes partes do corpo, ou mesmo na carúncula do primeiro par de pernas.

Estruturas conhecidas como lirifissuras são sensores de pressão exercida na superfície de diferentes estruturas do ácaro, pela atividade muscular, vibração do substrato ou pressão da hemolinfa. Podem ser encontradas nas quelíceras, no idiossoma ou nas pernas. Tem sido sugerido que essas estruturas estejam relacionadas à coordenação dos movimentos ambulatórios (pela pressão diferencial nos tarsos em

contato ou não com o substrato), percepção da gravidade e detecção de vibração do substrato ou do ar. Em vista dorsal, essa estrutura tem contorno elipsoidal a arredondado, com uma região circular no centro; quando vista ao microscópio óptico, a estrutura confunde-se com um poro; no entanto, é coberta por uma membrana fina, provavelmente a epicutícula.

O sistema nervoso dos ácaros corresponde basicamente a uma massa nervosa central (singânglio), de onde partem nervos para várias partes do corpo. O singânglio está localizado logo atrás do gnatossoma, sendo atravessado pelo esôfago, que o divide em um gânglio dorsal (supraesofageano) e outro ventral (subesofageano). Estes correspondem à fusão de gânglios segmentares, em consonância com a fusão dos segmentos do corpo dos ácaros.

Nos tetraniquídeos, do gânglio supraesofageano partem um par de nervos ópticos, um par de nervos queliceriais, um nervo rostral (para a parte ventral do gnatossoma) e um nervo estomatogástrico (para o intestino anterior). Nesses mesmos ácaros, do gânglio subesofageano partem um par de nervos pedipalpais, um par de nervos para cada um dos pares de pernas e um nervo abdominal (para a parte ventral do idiossoma).

Sistema digestivo

O alimento da maioria dos ácaros Mesostigmata, Ixodida, Prostigmata e Astigmata parasitos é ingerido no estado líquido ou semi-líquido. Já a maioria dos Astigmata de vida livre e os Oribatida podem ingerir alimentos sólidos. O sistema digestivo dos ácaros ocupa a maior parte da cavidade do idiossoma. É dividido em intestino anterior, médio e posterior.

O intestino anterior tem origem ectodérmica, sendo forrado por cutícula quitinosa. Inicia-se na boca, localizada na região distal do gnatossoma, que é seguida pelo canal pré-faríngeo, faringe e esôfago. O canal pré-faríngeo é bastante esclerotizado e de fácil visualização em diversos Prostigmata, como em Stigmaeidae, Tenuipalpidae, Tetranychidae e Tydeidae, montados em lâminas de microscopia. Nos Tetranychidae, um canal conecta o canal pré-faríngeo ao ventre do gnatossoma, através do orifício chamado fossa rostral. A faringe também é uma estrutura bem visível nos ácaros em geral, quando montados em lâmina.

O intestino médio tem origem endodérmica, apresentando sempre um ventrículo, ao qual se liga um número variável de cecos, seguindo-se, então, o colo e o pós-colo. Nos Tetranychidae, o ventrículo é uma estrutura saculiforme. Observando-se um tetraniquídeo dorsalmente, o ventrículo parece ocupar quase todo o idiossoma, exceto a parte tomada pelo órgão excretor. Esse último estende-se de trás para diante por cerca de três quartos do comprimento do ventrículo. Na porção anterior, o órgão excretor é contínuo em toda a sua face lateral com o ventrículo, que parece dividido em duas porções laterais pelo órgão excretor.

As paredes laterais do ventrículo são indentedas a intervalos regulares por grupos de músculos dorso-ventrais. A compressão exercida pelos músculos movimenta o alimento contido no ventrículo, que consiste principalmente de massas esféricas a ovóides, de cor esverdeada, pardacenta ou preta. Essas cores são devidas à presença

Manual de Acarologia

de clorofila em várias concentrações e diferentes estágios de digestão. Holothyrida não apresentam cecos; Notostigmata apresentam um par de cecos muito reduzidos; Mesostigmata apresentam dois a três pares; Ixodida, cinco ou mais pares; Prostigmata, dois pares; Astigmata e Oribatida, um par de cecos reduzidos.

Supõe-se que em muitos ácaros as secreções das glândulas salivares, liberadas na região bucal ou pré-bucal, estejam envolvidas em um processo de digestão pré-oral. Entretanto, apenas para os Ixodida esse processo tem sido detalhadamente estudado; embora as secreções das glândulas salivares desses ácaros contenham uma série de elementos importantes em sua alimentação, nenhuma enzima que participe da digestão do sangue tem sido constatada na saliva dos Ixodida. A digestão e a absorção de nutrientes no ventrículo, cecos e colo têm sido devidamente estabelecidas. A parede das duas primeiras regiões é constituída por células secretoras, digestivas e células de reserva; nessas regiões, a digestão é intracelular, como observado em Ixodida, Mesostigmata parasitos e Bdellidae. No colo, a digestão é extracelular, como verificado em Astigmata.

Em certos Prostigmata (como Trombiculidae e Trombidiidae), a região pós-ventricular perdeu a conexão com o ventrículo. A região pós-ventricular ainda mantém a função excretora, embora não exerça mais a função de transportar os resíduos alimentares. Nesse caso, as fezes são eliminadas através de uma fenda que se abre temporariamente no dorso do idiossoma; a esse processo dá-se o nome de esquizocenose.

Várias enzimas capazes de hidrolisar carboidratos têm sido encontradas em Tetranychidae, mas celulase e pectinase parecem estar ausentes. A presença de amilase, celulase e quitinase foi determinada no processo digestivo de Astigmata, enquanto que a presença de celulase, lipase, pectinase e protease foi determinada no processo digestivo de Oribatida. Essas enzimas são importantes na degradação do alimento sólido desses ácaros, mas não se sabe se elas são produzidas pelos ácaros, por microrganismos, ou se já estavam disponíveis sobre o alimento ingerido. Nos Astigmata e nos Oribatida, uma bolota fecal única ou composta é formada no intestino médio, podendo ser coberta por uma membrana peritrófica. Em alguns poucos Ixodida, uma membrana peritrófica também é formada.

Assim como o intestino anterior, o intestino posterior tem origem ectodérmica, sendo forrado por cutícula quitinosa. Corresponde ao átrio anal, que conecta o pós-colo ao ânus. As paredes do átrio são usualmente plissadas. Nos Mesostigmata e Ixodida, a abertura anal é circundada por um anel esclerotizado, no centro do qual estão as valvas anais. Nos Tetranychidae, as dobras dessa região são interdigitadas, fechando o ânus. Os ácaros que se alimentam de partículas sólidas, como os Oribatida, Astigmata de vida livre e alguns Mesostigmata, apresentam abertura anal distintamente maior que a de outros ácaros.

Sistema respiratório

A respiração dos ácaros pode dar-se principalmente pela superfície da parede externa do corpo ou através de um sistema de traquéias (Figura 8). Estas últimas são de origem ectodérmica, forradas por cutícula e mantidas permanentemente abertas graças

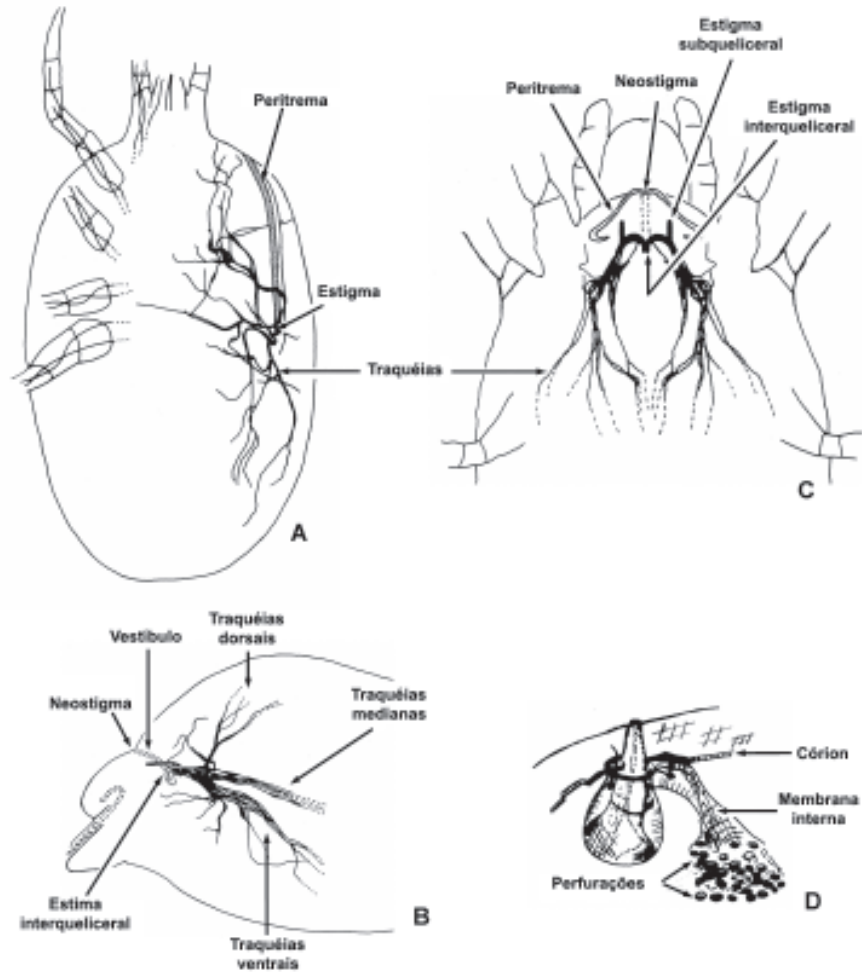


Figura 8. Sistema respiratório. Mesostigmata, Phytoseiidae [*Neoseiulus californicus* (McGregor)] adulto (A); Prostigmata, Tetranychidae (*Tetranychus urticae* Koch), adulto, lateral (B), dorsal (C), ovo (D) (o último, de Dittrich & Streibert, 1969).

ao reforço provido pela estrutura helicoidal conhecida como tenídia. Nos ácaros terrestres, as traquéias geralmente se abrem ao exterior pelos estigmas, mas em alguns casos se abrem no átrio genital, como em alguns Bdellidae e no Astigmata *Gohieria fusca* (Oudemans). Nos adultos de Parasitengona aquáticos (grupo Hydrachnidia), as trocas gasosas dão-se em pontos da parede do corpo constituídos por orifícios cobertos por uma camada muito fina de cutícula, no interior de cada um dos quais se encontra um enovelado de traquéias.

Manual de Acarologia

Os estigmas estão ausentes em larvas de Anactinotrichida (exceto em alguns Argasidae), no estágio larval da maioria dos Prostigmata, em larvas e ninfas de Oribatida Superiores (Brachypylina), em todos os estágios de Oribatida Inferiores (Macropylina), de Astigmata, de machos de Tarsonemina e de todos os estágios de alguns Prostigmata. Grandjean (1938) postulou que o sistema traqueal ancestral dos Prostigmata é caracterizado por dois pares de estigmas, um abaixo das quelíceras (subquelicerais) e outro entre as quelíceras (interquelicerais). Embora essa condição ainda seja verificada em muitos Prostigmata, por exemplo nos Tetranychidae e nos Tydeidae, em outros, apenas um par de estigmas (interquelicerais) ou nenhum está presente. Em diversos Prostigmata, como por exemplo em Tetranychidae e Tydeidae, os estigmas interquelicerais podem não se abrir diretamente na superfície do corpo, fazendo-o através de um par de estruturas chamadas neostigmas. Nesses grupos, os estigmas interquelicerais estão deslocados para uma posição posterior ao estilóforo e a conexão entre os estigmas interquelicerais e os neostigmas dá-se por um par de canais chamados vestíbulos. Nos Tetranychidae, os vestíbulos estão contidos em uma estrutura quitinosa localizada imediatamente atrás do gnatosoma, chamada peça sigmóide. Os troncos traqueais ligados aos estigmas subquelicerais são muito menos evidentes que aqueles ligados aos estigmas interquelicerais em Tetranychidae. Em vista lateral, os troncos interquelicerais inicialmente se dividem em um grupo de traquéias dorsais, um grupo mediano e um grupo ventral. Cada um desses grupos vai progressivamente se separando em grupos menores de traquéias e, finalmente, em traquéias individuais.

Estruturas respiratórias nos Oribatida correspondem a áreas porosas e sáculos, presentes nas pernas, braquitraquéias, encontradas em diversas partes do idiossoma e das pernas, assim como traquéias, que se abrem nos pontos de inserção das pernas I e III ao idiossoma, no sulco sejal e no átrio genital. As traquéias desses ácaros diferem daquelas de outros ácaros por não terem tenídia.

O mecanismo de respiração da fase de ovo foi descrito por Dittrich & Streibert (1969) para *Tetranychus urticae* Koch. Nos ovos dessa espécie, dois estigmas embrionários, de estrutura complexa, perfuram o córion durante o desenvolvimento embrionário. Os estigmas comunicam-se com uma área da membrana interna do ovo, que recobre o embrião. A porção perfurada da membrana interna permite a presença de uma camada de ar entre o córion e o embrião; aí ocorrem as trocas gasosas. Ovos hibernantes inicialmente não mostram essa estrutura e são totalmente resistentes a acaricidas, mesmo àqueles de ação ovicida; quando as condições se tornam favoráveis, inicia-se o desenvolvimento embrionário, acompanhado da formação dos estigmas. A perfuração do córion desses ovos pelos estigmas coincide com a fase a partir da qual os ovos passam a ser sensíveis aos acaricidas. Sistemas de respiração em ovos também já foram relatados em outros ácaros (Evans, 1992).

Sistema circulatório

O sistema circulatório dos ácaros é lacunar, em que a hemolinfa banha os órgãos internos. Esta desempenha não apenas função de transporte de nutrientes, mensageiros químicos (como hormônios) e produtos de excreção, mas também provê firmeza ao

corpo do ácaro, permitindo a movimentação de distintas estruturas pela variação da pressão hidrostática nas diversas regiões do corpo.

Na maioria dos ácaros menores, a circulação é totalmente dependente da ação da musculatura corporal e do movimento de órgãos internos. Nos ácaros de maior porte, especialmente em certos Ixodida, Mesostigmata e Holothyrida, um coração dorsal e artérias também estão envolvidos na circulação. Ao sair do coração, a hemolinfa passa da aorta anterior para vasos próximos dos nervos podais e pelos sínus próximos dos nervos dos apêndices do gnatosoma, faringe e esôfago, retornando depois à hemocele.

Sistema excretor

A excreção dos restos nitrogenados resultantes do metabolismo celular de proteínas e ácidos nucléicos parece ser realizada nos ácaros principalmente na forma de guanina, composto não solúvel. Em algumas poucas espécies de Prostigmata, pode ser feita na forma de ácido úrico. Devido à ausência aparente de guanina na região pós-ventricular de Oribatida, alguns autores acreditam que nesses ácaros a excreção de metabólitos nitrogenados possa ser feita em uma forma solúvel, provavelmente uréia ou amônia.

Nos Anactinotrichida e em alguns Astigmata, a excreção é realizada através de túbulos de Malpighi. Os Notostigmata, Mesostigmata e Ixodida apresentam um par de túbulos de Malpighi; os Holothyrida apresentam dois pares. Os túbulos são pouco desenvolvidos em Acaridae. Em todos os casos, esses túbulos são de origem endodérmica (diferindo dos insetos, em que são de origem ectodérmica). Os produtos a serem excretados são absorvidos da hemolinfa pelos túbulos e levados até a região entre o colo e o pós-colo, onde o tubo se fixa. Nos ácaros que não apresentam túbulos de Malpighi, ou seja, a maioria dos Actinotrichida, a absorção dos produtos a serem excretados é feita diretamente pela região do colo e pós-colo, que, nesse caso, são freqüentemente referidos conjuntamente como órgão de excreção. Devido à cor dos produtos de excreção, especialmente a guanina, a região pós-ventricular do intestino médio usualmente é bastante distinta nos Prostigmata pouco esclerotizados.

Nos Parasitengona, cujo tubo digestivo é dividido em duas partes logo após o ventrículo, o ânus é freqüentemente designado de uróporo, para distinguir sua função daquela dos ácaros em que o tubo digestivo é contínuo. Nesses últimos, tanto as fezes quanto os produtos a serem excretados são eliminados através do ânus. Nos Mesostigmata parasitos, nos Ixodida e nos Prostigmata, as massas brancas expelidas correspondem à excreção, enquanto que as massas escuras correspondem às fezes. Nos Mesostigmata de vida livre, as massas excretadas são pastosas, sempre esbranquiçadas. Nos Oribatida, apenas massas de cor escura são expelidas, enquanto nos Astigmata as massas expelidas são geralmente claras.

Sistema glandular

As glândulas presentes na região propodossomal dos ácaros são bastante variáveis; pouco se sabe sobre sua função. A maioria libera seus produtos próximo à abertura bucal ou na região do primeiro par de coxas.

Manual de Acarologia

Nos Anactinotrichida, um par de glândulas salivares está sempre presente, desempenhando um papel importante na alimentação. Nos Ixodida, essas glândulas são grandes e os dutos salivares são providos de tenídias, fazendo com que possam ser freqüentemente confundidos com traquéias. Estas se abrem na região posterior da cavidade bucal. As substâncias produzidas por essas glândulas, nesse grupo de ácaros, incluem moduladores do fluxo sanguíneo, anticoagulantes e um produto que fixa os Ixodidae aos hospedeiros. Essas glândulas desempenham também papel importante na excreção, na osmorregulação e no processo de acasalamento (Sonenshine, 1991). As glândulas salivares são menores nos Mesostigmata, nos quais o produto dessas glândulas é liberado na região dos cornículos, através de um par de estiletos salivares.

Um complexo de glândulas é encontrado nos Actinotrichida. A glândula traqueal, única, presente em alguns Prostigmata, supostamente secreta um produto que facilita a movimentação dos estiletos quelicerais; entretanto, é encontrada mesmo naqueles grupos em que as quelíceras não são estiletiformes, como nos Bdellidae. Glândulas localizadas nas proximidades da massa nervosa central, que liberam seus produtos na região dorsal do subcapítulo, são conhecidas em diversos Actinotrichida; estas glândulas são comumente conhecidas como subcapitulares. Várias glândulas localizadas no gnatossoma foram observadas em Parasitengona.

Glândulas sericígenas são encontradas nos Tetranychidae, localizando-se no propodossoma, próximo das bases dos palpos; estas secretam os produtos utilizados na confecção de teia por estes ácaros, sendo estes produtos exteriorizados através de um eupatídio, encontrado na extremidade do tarso do palpo.

Um complexo glandular cujos componentes são conhecidos como glândulas podocefálicas é encontrado em todos os Actinotrichida (Figura 9). Caracterizam-se por liberarem seus produtos em um ducto ou um canal podocefálico, que pode ser confundido com uma traquéia. Este ducto ou canal localiza-se na região lateral do propodossoma. Esse complexo é constituído por um a quatro pares de glândulas, sendo designadas, da frente para trás, como glândulas podocefálicas 1, 2, 3 e 4. As glândulas podocefálicas quatro correspondem a um par de glândulas de formato geralmente tubular, especificamente designada de glândulas coxais. Bdellidae, Trombidiidae e Trombiculidae apresentam quatro pares de glândulas podocefálicas; Tetranychidae, três pares; Oribatida, um

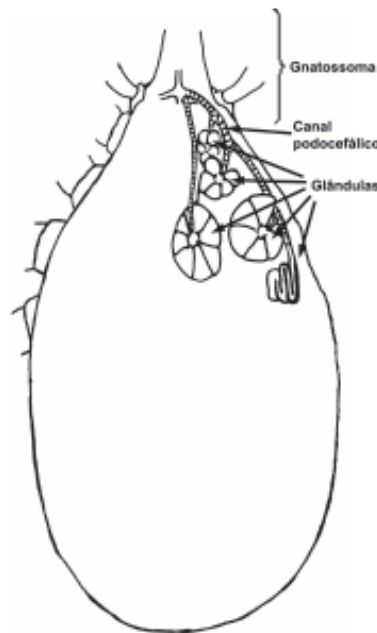


Figura 9. Glândulas podocefálicas dos Actinotrichida (adaptado de Krantz, 1978).

a três pares e Astigmata, apenas um par. Nos Bdellidae, considera-se que a teia seja produzida pelas glândulas podocefálicas 3.

A injeção de toxinas em plantas tem sido presumida para diversos grupos de ácaros; estas seriam produzidas por glândulas. Esse processo é particularmente mais provável em relação aos ácaros que causam alterações no crescimento de órgãos vegetais, como é o caso de alguns Eriophyidae (espécies de diversos gêneros) e Tenuipalpidae –*Brevipalpus galliprodians* Ochoa & Salas, *Larvacarus transitans* (Ewing) e *Obdulia tamaricis* Pritchard & Baker–, que causam a formação de galhas ou o crescimento anormal de tricomas (eríneo) em folhas por eles atacadas, assim como em pelo menos uma espécie de Tarsonemidae –*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)–, que causa a reversão do crescimento celular de folhas já formadas. Também certas espécies de Tenuipalpidae e Tetranychidae têm sido citadas na literatura como responsáveis por danos severos a seus hospedeiros, supostamente determinados pela injeção de toxinas.

As chamadas glândulas dermais, formadas por células da epiderme que liberam seus produtos na superfície de todo o idiossoma e das pernas, têm sido bem estudadas em Ixodida. São também bastante comuns em Mesostigmata. Neste último grupo, as aberturas das glândulas dermais são freqüentemente confundidas com as lirifissuras; a separação precisa dessas estruturas freqüentemente requer o uso de técnicas especiais, como descritas por Krantz & Redmond (1987). Um tipo especial de glândula dermal é encontrado nos Astigmata e na maioria dos Oribatida. Trata-se das glândulas látero-opistossomais, ou glândulas de óleo, que produzem um líquido incolor, amarelado, marrom ou vermelho, que em alguns Astigmata parece agir como feromônio de alarme, de agregação e sexual. Glândulas dermais aparecem também em grupos no notogáster de adultos de muitos Oribatida (Euoribatida), constituindo as chamadas áreas porosas daqueles ácaros.

Relacionadas ao sistema reprodutor, as chamadas glândulas acessórias estão presentes nos machos de muitos ácaros; estas produzem o líquido seminal e os espermatóforos, estruturas que contém os espermatozoides, no processo de inseminação da fêmea. Nos Mesostigmata e nos Ixodida, existe uma única glândula, que é multilobada e mediana. Nos Prostigmata, existem um, dois ou mais pares, exceto em Eriophyoidea, que não apresentam estas glândulas (Nuzzaci & Alberti, 1996). Os Oribatida são desprovidos de glândulas acessórias. Glândulas acessórias são menos comuns nas fêmeas, o que parece estar ligado ao fato de as células do oviduto serem secretoras, responsáveis pela produção da gema e do córion.

Regulação osmótica

Os ácaros cujo alimento é ingerido em concentrações relativamente baixas em um meio líquido apresentam mecanismos eficazes para eliminar o excesso de água. Íons em excesso presentes no alimento também são eficientemente eliminados. Por outro lado, ácaros expostos a perdas consideráveis de água apresentam mecanismos eficazes para absorver a umidade do ambiente. Glândulas coxais, glândulas salivares, papilas genitais e órgãos de Claparède são os principais órgãos envolvidos no balanço iônico e hídrico dos ácaros.

Manual de Acarologia

As glândulas coxais ocorrem em todas as ordens de ácaros, verificando-se um par dessas estruturas na região propodossomal. Entretanto, sua função só tem sido estudada em detalhe nos carrapatos Argasidae e nos Astigmata. Abrem-se nas coxas nos Anactinotrichida e no canal ou duto podocefálico nos Actinotrichida. Um número variável de aberturas glandulares tem sido citado na literatura para os Mesostigmata. De acordo com Athias-Henriot (1969), esse número varia entre dois e dez. Aponte & McMurtry (1997) mencionaram a ocorrência de uma glândula na coxa I da fase de larva e duas glândulas nas fases subseqüentes de uma espécie de Phytoseiidae. Citaram um número variável de aberturas glandulares correspondentes a essas glândulas (total de um a oito aberturas). Nos Argasidae, uma pequena glândula acessória descarrega seu produto através do mesmo orifício da glândula coxal. Nesses ácaros, as glândulas coxais são importantes na eliminação do excesso de íons, de hemolinfa, de metabólitos presentes na hemolinfa e na dispersão de feromônios sexuais, produzidos nas glândulas acessórias.

Nos Astigmata, as glândulas coxais recebem o nome de glândulas supracoxais. Nesse caso, abrem-se no canal podocefálico, liberando uma secreção higroscópica que retira água do ambiente em seu trânsito até a abertura bucal, sendo, então, ingerida pelo ácaro.

O balanço hídrico e iônico nos carrapatos Ixodidae é feito principalmente através das glândulas salivares. Estas são importantes tanto na eliminação do excesso de água e íons como na absorção de água, presente no ambiente na forma de vapor. A absorção dá-se pela secreção de substância higroscópica destas glândulas. Este mesmo mecanismo de absorção de água ocorre nos Argasidae.

Papilas genitais e órgãos de Claparède ocorrem em alguns grupos de Actinotrichida; dentre os Anactinotrichida, papilas genitais têm sido relatadas apenas nos Notostigmata. Essas estruturas aparecem em um a três pares, abaixo dos escudos genitais; são encontradas apenas nos estágios pós-larvais. Os órgãos de Claparède, em número de dois, localizam-se entre as coxas I e II dos estágios de pré-larva e larva; só aparecem naquelas espécies em que ninfas e adultos apresentam papilas genitais.

Sistema reprodutor

Esse sistema apresenta o segundo maior volume no corpo dos ácaros. Considera-se que o sistema reprodutor típico do ancestral seja composto por estruturas pares, em ambos os sexos. As aberturas genitais masculina e feminina são ventrais, exceto em certos Cheyletoidea (Demodicidae, Myobiidae e Psorergatidae) e em Podapolipidae, todos pertencentes à ordem Prostigmata, em que os machos apresentam a abertura genital dorsal.

Machos

Um par de testículos ocorre na maioria dos grupos de Acari, mas a maioria dos Prostigmata apresenta um único testículo. Nos Ixodida, ocorre um par de testículos, que são parcialmente fundidos. Na maioria dos Mesostigmata (Dermanyssina, Parasitina e Sejina), os testículos são totalmente fundidos. Em alguns Oribatida, observa-se apenas um testículo; em outros, o testículo é bilobado.

Dos testículos, o esperma produzido passa aos dutos deferentes, geralmente em número de dois, mesmo quando os testículos são fundidos. Os dutos eferentes terminam em um duto ejaculatório ou em uma vesícula seminal. Quando presentes, as

glândulas acessórias liberam seus produtos no ducto ejaculatório ou na vesícula seminal. O final do ducto ejaculatório usualmente é eversível.

Os machos dos Mesostigmata dos grupos Dermanyssina e Heterozercina apresentam uma estrutura digitiforme, conhecida como espermatodáctilo, ligada por sua base ao dígito móvel ou fixo (alguns Heterozercina) da quelícera. Já os machos dos Mesostigmata do grupo Parasitina apresentam uma estrutura semelhante, chamada espermatotrema, que se liga tanto por sua base quanto por seu ápice ao dígito móvel da quelícera (Figura 10). Ambas as estruturas estão envolvidas no processo de transferência de esperma. A abertura genital desses machos localiza-se próxima à margem anterior do escudo esternogenital.

Os machos de alguns grupos de Prostigmata (Tetranychidae e Tarsonemina) e Astigmata (Acaridae, Glycyphagidae e Lardoglyphidae) apresentam no final do ducto ejaculatório a estrutura conhecida como edeago, que transfere o esperma para as fêmeas.

Fêmeas

O ovário é uma estrutura ímpar em Mesostigmata, Ixodida, Prostigmata e Oribatida, mas dupla em Astigmata. O ovário continua-se pelo oviduto. Assim como ocorre com o ducto deferente (nos machos), o oviduto usualmente é uma estrutura par, exceto em alguns Mesostigmata e em alguns Prostigmata. Em muitos ácaros (Ixodida, alguns Mesostigmata, a maioria dos Prostigmata e os Astigmata), o oviduto termina em

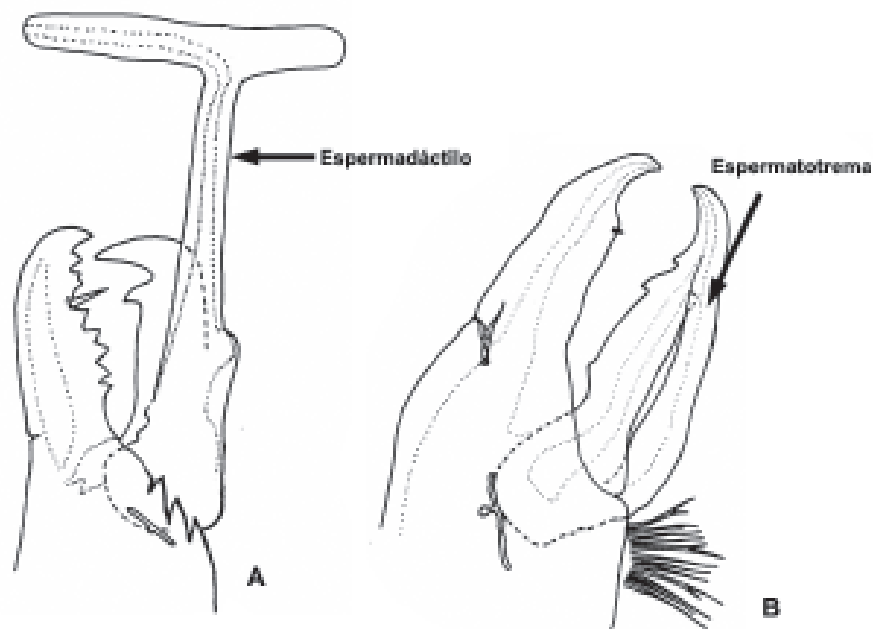


Figura 10. Estruturas masculinas de transferência de esperma dos Mesostigmata. A: espermatodáctilo; B: espermatotrema.

um útero, que por sua vez se liga à vagina. Em outros ácaros, o oviduto liga-se diretamente à vagina. A vagina, de origem ectodérmica, apresenta um ovipositor em Notostigmata, diversos Prostigmata (Bellidae, Eupodoidea e Tetranychidae), Acaroidea e Oribatida. É relativamente longo nos Oribatida, mas curto nos outros grupos. Glândulas acessórias têm sido verificadas em Ixodida, ligadas à vagina. Em Erythraeidae (Prostigmata), glândulas acessórias bem desenvolvidas ligam-se ao útero.

Estruturas para o armazenamento de esperma (receptáculo seminal ou espermateca) têm sido observadas nos ácaros. Nas espécies tocospérmicas, estas se abrem na vagina, enquanto nas espécies porospérmicas, ligam-se ao exterior através de dutos que se abrem na parede do idiossoma, através dos poros de introdução de esperma. Nos Mesostigmata, o reservatório pode ser único ou par; em ambos os casos, existe um par de poros de introdução de esperma e um par de dutos condutores de esperma; o complexo é, então, conhecido como “tipo Laelapidae” ou “tipo Phytoseiidae”, respectivamente (Figura 11).

Nos Tetranychoida, o receptáculo seminal corresponde a uma pequena estrutura sacular que se liga ao exterior através de um curto duto que se abre na região entre o oóporo e o ânus. Nos Astigmata, o receptáculo seminal liga-se ao exterior através de um duto, que termina em uma estrutura circular conhecida como *bursa copulatrix*, localizada na margem posterior do idiossoma.

Sistema muscular

Os ácaros apresentam sistema muscular muito desenvolvido, que pode ser dividido em quatro grupos básicos: gnatossomáticos, podais, idiossomáticos e viscerais. Todos os músculos são estriados.

O gnatossoma como um todo dos Anactinotrichida, Astigmata e Oribatida é protraído pela elevação da pressão hidrostática devido à contração dos músculos dorso-ventrais do idiossoma, mas é retraído pela ação de músculos que se originam na superfície dorsal do idiossoma. Em alguns Prostigmata (Erythraeidae e Trombidiidae),

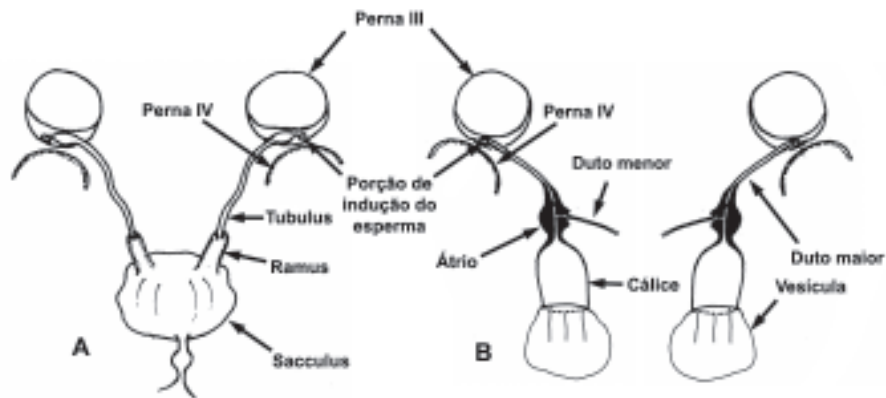


Figura 11. Estruturas femininas para o armazenamento de esperma dos Mesostigmata. A: “tipo Laelapidae”; B: “tipo Phytoseiidae” (adaptados de Evans & Till, 1979).

a protração dá-se pela ação de músculos.

A musculatura das quelíceras é extremamente variável, em função da grande variação dessa estrutura nos diferentes grupos de ácaros. Exceto em Prostigmata, as quelíceras são protraídas pela elevação da pressão hidrostática devido à contração dos músculos dorso-ventrais do idiossoma. Na forma menos especializada de quelíceras, composta por três segmentos e encontrada nos Anactinotrichida de vida livre, os músculos retratores dessa estrutura originam-se no dorso do idiossoma e fixam-se no segmento basal. Um músculo que se origina no segmento basal e se fixa no segmento mediano flexiona este último segmento; em alguns casos, um músculo antagonista está presente, originando-se e fixando-se nos mesmos segmentos que o músculo flexor. O segmento distal (dígito móvel) é movimentado pela ação de músculos antagonísticos que se conectam a este por fortes tendões. Os músculos que elevam o dígito móvel (movendo-o em direção ao dígito fixo) são mais fortes, originam-se nos segmentos basal e mediano; os músculos que promovem a movimentação contrária originam-se no segmento mediano. Esses músculos são bem visíveis em Mesostigmata, Astigmata e Oribatida (mas nesses dois últimos grupos, os músculos que elevam o dígito móvel se originam apenas no que corresponde ao segmento mediano dos Mesostigmata). Variações do padrão apresentado são observadas em diferentes grupos de Prostigmata, em função de fusões das quelíceras entre si ou de partes destas com o subcapítulo. Em muitos Actinotrichida, os músculos retratores das quelíceras originam-se no dorso do idiossoma e fixam-se na região posterior do corpo da quelícera. Nos Actinotrichida em que a parte basal da quelícera encontra-se fundida ao subcapítulo, os músculos retratores dos estiletos originam-se no próprio subcapítulo.

Nos Prostigmata estudados em detalhe, as quelíceras são protraídas pela ação de músculos, que se ligam a escleritos internos que estão em contato com elas. O mecanismo de protração e retração dos estiletos quelicerais dos Tetranychidea ainda não está devidamente esclarecido. Alguns autores consideram que a retração dos estiletos desses ácaros seja passiva. O estilóforo, entretanto, é provido com músculos retratores e protratores. Nos tetraniquídeos, os músculos que conectam a peça sigmóide a uma placa quitinosa longitudinal e vertical no centro do estilóforo, chamada septo mediano, parece facilitar a protração das quelíceras (André & Remacle, 1984).

Em relação aos palpos, observa-se grande variação em função do número variável de segmentos livres nos diferentes grupos de ácaros. Menciona-se a seguir a musculatura básica, quando o palpo é composto por cinco segmentos livres. Nos Anactinotrichida, músculos antagonistas originam-se na superfície ventrolateral do subcapítulo e inserem-se no trocânter, permitindo sua movimentação. Músculos antagonistas também movimentam o fêmur, originando-se na superfície ventrolateral do subcapítulo e no trocânter. Músculos com função de contração para baixo partem do fêmur, gênu e tíbia, cada um em direção ao respectivo segmento imediatamente distal. A extensão dos palpos dá-se por pressão hidrostática resultante da contração de músculos do idiossoma. O apotele é movimentado por músculos antagonísticos que se originam no gênu e na tíbia. A musculatura dos palpos dos Actinotrichida é parecida com o que foi citado para os Anactinotrichida, exceto que nesse caso o apotele nunca

Manual de Acarologia

está presente.

Em relação às pernas dos Anactinotrichida, músculos antagonistas que partem da superfície interna de placas cuticulares ou do endosternito (placa esquelética interna, horizontal, provavelmente formada por tecido conectivo) ligam-se às coxas ou trocânteres, permitindo sua movimentação. Músculos antagonistas partindo desses segmentos fixam-se ao fêmur, realizando sua movimentação. Músculos com função de contração para baixo partem do fêmur, gênu, tíbia e tarso, em direção ao segmento imediatamente distal ou ao que se segue a este. A extensão das pernas dá-se por pressão hidrostática resultante da contração de músculos do idiossoma. No caso do pré-tarso, tanto a contração quanto a extensão dão-se pela ação de músculos que partem da tíbia e/ou tarso. A musculatura das pernas dos Actinotrichida é semelhante ao que foi citado para os Anactinotrichida, exceto que, nesse caso, a coxa é fundida à face ventral do idiossoma; por isso, os músculos antagonistas que se fixam nos trocânteres partem da região de fusão entre a coxa e o idiossoma ou do endosternito.

Os principais grupos de músculos no idiossoma são conhecidos como dorso-ventrais, suspensores do endosternito, intertergais e longitudinais. Os dorso-ventrais são os mais fortes e numerosos. Os suspensores do endosternito aparecem em pequeno número, partindo do escudo dorsal em direção àquela estrutura, que é bastante desenvolvida em Mesostigmata, alguns Prostigmata e Oribatida, mas pouco desenvolvida em Ixodida e Astigmata. Os intertergais são encontrados em ácaros da ordem Mesostigmata que apresentam dois escudos dorsais e em Cheyletidae (Prostigmata); são responsáveis pelo movimento dos escudos e pela flexão do corpo na junção daqueles escudos. Os músculos longitudinais são bastante desenvolvidos em Prostigmata e Astigmata, encurtando o corpo quando se contraem.

Nos ácaros maiores, especialmente em certos Ixodida, Mesostigmata e Holothyrida, a contração da musculatura que suporta o sínus pericardial dá-se na diástole, fazendo com que a hemolinfa penetre no coração. A musculatura do coração bombeia a hemolinfa para um vaso (aorta) anterior. Diferentes partes do sistema digestivo também são movimentadas pela ação direta de músculos. A faringe é provida de músculos dilatadores e, freqüentemente, de músculos constritores, que se alternam ao longo desse órgão nos Anactinotrichida e nos Actinotrichida. No caso específico de espécies de *Tetranychus* Dufour, a parede dorsal da faringe é provida com uma espessa estrutura cuticular à qual músculos dilatadores que se originam na peça sigmóide e nas paredes do subcapítulo se fixam. Acredita-se que a elasticidade dessa estrutura cuticular funcione antagonisticamente à ação dos músculos. Musculatura circular cobre o esôfago; um anel de músculos constritores é encontrado em sua extremidade posterior, ou seja, onde os intestinos anterior e médio se encontram. Musculaturas circular e longitudinal têm sido constatadas cobrindo todo o intestino médio de espécies das cinco maiores ordens de ácaros. Por outro lado, musculaturas circular e longitudinal foram determinadas no átrio anal de Oribatida e de alguns Prostigmata, mas não de Mesostigmata ou Ixodida. Músculos que se originam no escudo dorsal e que se fixam na parede do átrio anal e nas valvas anais estão presentes em Mesostigmata. Já músculos que se originam na parede do átrio anal e se fixam na valva anal foram encontrados em Ixodida. Os túbulos de Malpighi também são cobertos

Moraes & Flechtmann

por musculatura, para a movimentação dos produtos a serem excretados.

Em relação ao sistema reprodutor, músculos circulares são verificados na região distal do ducto ejaculatório. Músculos retratores ligam-se a um complexo de estruturas ligadas ao edeago, mas a protração parece ser realizada através do aumento da pressão hidrostática no idiossoma. Nas fêmeas, o oviduto também é provido de musculaturas circular e longitudinal, e a vagina pode ser provida de musculatura circular. O ovipositor e as papilas genitais, presentes em alguns grupos de ácaros, assim como as valvas genitais são retraídas pela ação de músculos.

5 Aspectos Morfológicos Específicos dos Principais Grupos de Ácaros de Importância Agrícola

Mesostigmata

Phytoseiidae (Figura 12)

Ovo alongado, inicialmente translúcido e posteriormente leitoso. Larva com um par de setas longas na margem posterior do opistossoma; com escudos no dorso e no ventre do idiossoma, porém pouco esclerotizados e freqüentemente de difícil visualização. Ninfas com escudos idiossomais mais facilmente visíveis; protoninfa com dois escudos distintos no dorso (escudos podonotal e opistonotal); estes são fundidos na deutoninfa e no adulto, exceto por uma espécie conhecida até agora somente da Flórida, Estados Unidos da América.

Estágios pós-embrionários geralmente amarelados a marrons, quase que invariavelmente com um único escudo dorsal, liso ou com diferentes tipos de ornamentação. Em todos os estágios, quelícera com ambos os dígitos desenvolvidos, em forma de quela, com dentes na margem interna. Macho com abertura genital na região anterior do escudo esternal. Escudo ventrianal de formas variadas na fêmea, triangular no macho.

Ascidae (Figura 13)

Ovo alongado, inicialmente translúcido e posteriormente opaco. Larva e ninfa com escudos no dorso e no ventre do idiossoma, porém pouco esclerotizados e freqüentemente de difícil visualização na larva. Ninfas com escudos idiossomais mais facilmente visíveis; protoninfa com dois escudos distintos no dorso, fundidas ou não na deutoninfa e no adulto.

Estágios pós-embrionários geralmente amarelados a castanho-claros, com escudo dorsal único ou com dois escudos dorsais, lisos ou com diferentes tipos de ornamentação. Em todos os estágios, quelícera quase sempre com ambos os dígitos desenvolvidos, em forma de quela, com dentes na margem interna; em alguns casos, dígito fixo muito reduzido. Machos com abertura genital na região anterior do escudo esternal. Escudos ventral e anal podem ser separados, fundidos ou, então, escudo ventral ausente e escudo anal presente nos machos e nas

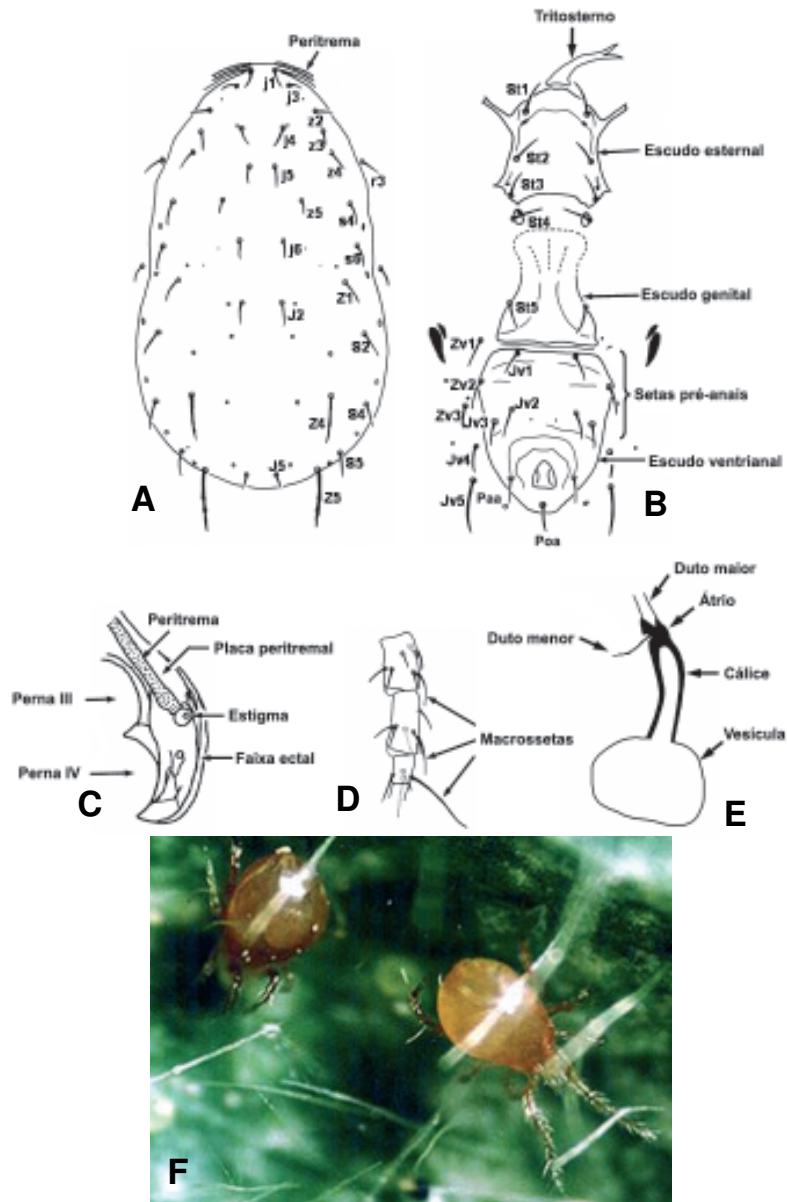


Figura 12. Phytoseiidae, fêmea. A: dorso do idiossoma; B: ventre do idiossoma; C: extremidade posterior do peritrema e escudos associados; D: extremidade distal da perna IV; E: espermateca; F: exemplares de *Phytoseiulus longipes* Evans. Setas dorsais: j1, j3-j6, J2, J5, z2-z5, Z1, Z4, Z5, s4, s6, r3, R1; setas esternais: St1-St5; setas pré-anais: Jv1, Jv2, Jv3, Zv2; setas lateroventrais do opistosoma: Jv4, Jv5, Zv1, Zv3; setas para-anais: paa; seta pós-anal: poa.

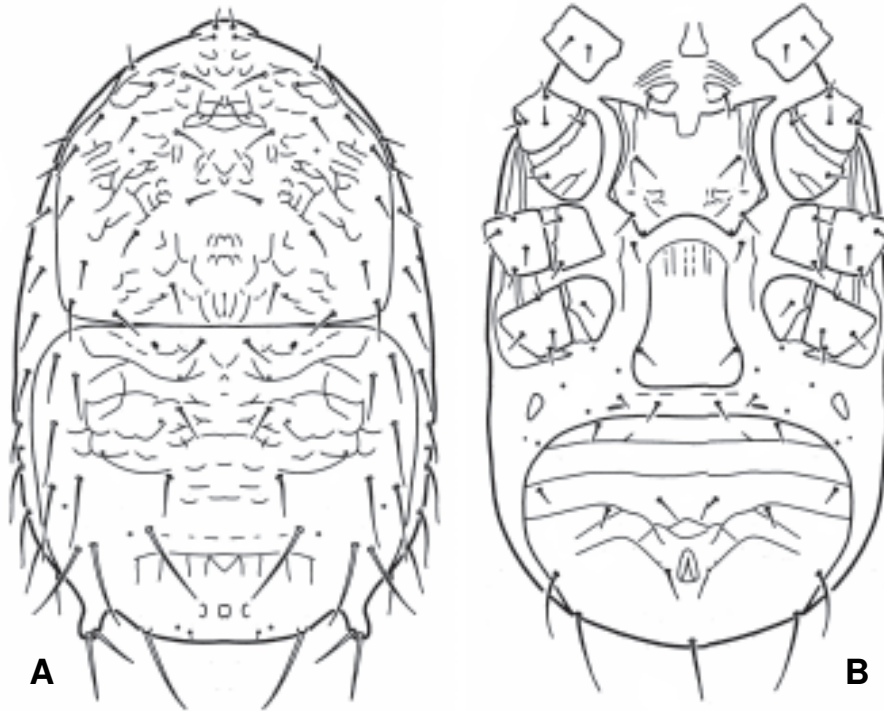


Figura 13. Ascidae, fêmea. A: dorso do idiossoma; B: ventre do idiossoma (adaptados de Johnston, 1968).

fêmeas.

Prostigmata

Bdellidae (Figura 14)

Ovos de formato bastante variável. Wallace & Mahon (1972) observaram ovos quase esféricos para espécies de *Bdella*, *Cyta* e *Spinibdella*; os ovos são cobertos com material membranso no primeiro desses gêneros, com projeções finas, longas e onduladas no caso do segundo e lisa no terceiro. Verificaram também ovos ovais, achatados e cobertos com projeções circulares em espécies de *Biscirus*. Estágios pós-embriônicos geralmente esverdeados, avermelhados ou pardos. Gnatossoma alongado e afilado anteriormente. Quelíceras separadas entre si, longas, dilatadas na base e distalmente afiladas, terminando por uma pequena quela, desprovida de dentes. Palpo geniculado, terminando por longas setas; em vida, estendido anteriormente e para cima. Dorso do propodossoma, com dois pares de tricobótrios. Abertura genital em forma de fenda longitudinal, guarnecida por dois escudos delicados; com três pares de papilas genitais.

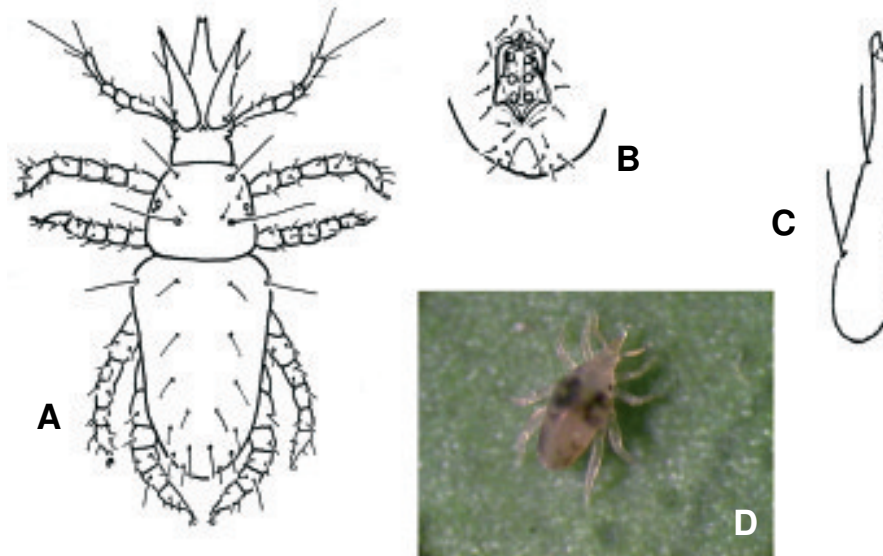


Figura 14. Bdellidae. A: face dorsal; B: parte posterior da face ventral; C: quelícera; D:detalhe de uma fêmea (A-C: de Baker et al., 1958 e Atyeo, 1963).

Cheyletidae (Figura 15)

Ovo de formato oval. Estágios pós-embrionários geralmente amarelados, alaranjados, avermelhados ou marrons. Palpo de aspecto robusto; tíbia com uma seta robusta, unciforme, disto-dorsal, formando juntamente com o tarso uma estrutura conhecida como “processo unha-dedão”. Tarso do palpo com cinco setas, das quais as duas maiores grandes e pectinadas, a menor em forma de bastonete (solenídio) e outras duas lisas e em forma de foice. Gnatossoma cônico; dígitos móveis das quelíceras estiletiformes, implantados em um estilóforo que aparentemente se localiza dentro do rostro (parte do gnatossoma, que porta as quelíceras e em cuja extremidade a boca se localiza). Peritremas distintos, em forma de “U” invertido ou de “M”, na superfície dorsal do gnatossoma. Idiossoma geralmente romboidal, com setas setiformes, em forma de leque, em forma de árvore etc.

Com dimorfismo sexual evidente. As diferenças estão principalmente no tamanho do gnatossoma, consideravelmente maiores nos machos, e no desenvolvimento e estrutura das setas dorsocentrais.

Cunaxidae (Figura 16)

Estágios pós-embrionários geralmente amarelados, avermelhados ou marrons. Como os Bdellidae, também apresentam gnatossoma alongado. Quelíceras separadas entre si, geralmente cada uma sem dígito fixo distinto, mas com dígito móvel transformado em pequena lâmina recurvada, distal; às vezes, com dígito móvel pequeno, mas distinto. Palpo simples, distalmente acuminado, quase sempre terminando com uma unha distal, freqüentemente com apófises, conferindo-lhes aspecto raptorial.

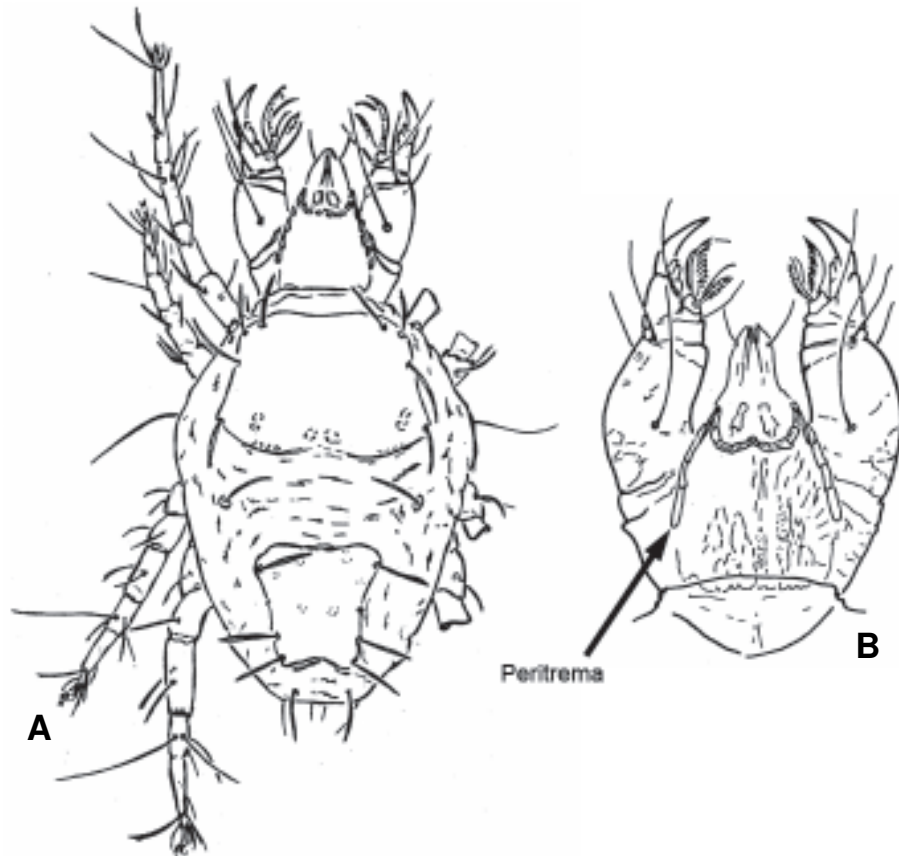


Figura 15. Cheyletidae. A: face dorsal; B: detalhe do gnatossoma.

Dorso do propodosoma com dois pares de tricobótrios longos. Abertura genital em forma de fenda longitudinal, com dois ou três pares de papilas genitais.

Eriophyoidea (Figura 17)

Genericamente chamados de microácaros. Ovo geralmente esférico, elíptico ou lentiforme, difícil de ser visualizado por ser translúcido; com 20-60 micrômetros de diâmetro, grande quando comparado ao tamanho da fêmea (100-330 micrômetros), ou com a largura da abertura genital feminina (transversal, com não mais que 15-20 micrômetros).

Larva e estágios subseqüentes com apenas dois pares de pernas, situadas anteriormente. Usualmente larva e protoninfa morfologicamente indistintas, exceto pelo tamanho maior da protoninfa. Talvez a única exceção corresponda a *Rhombacus eucalypti* Ghosh & Chakrabarti, cuja ninfa apresenta uma estrutura distinta em forma de espinho de cada lado do escudo prodorsal, o que não é verificado na larva (Flechtmann & Santana, 2001).

Os estágios pós-embrionários desses ácaros são alongados, vermiformes ou

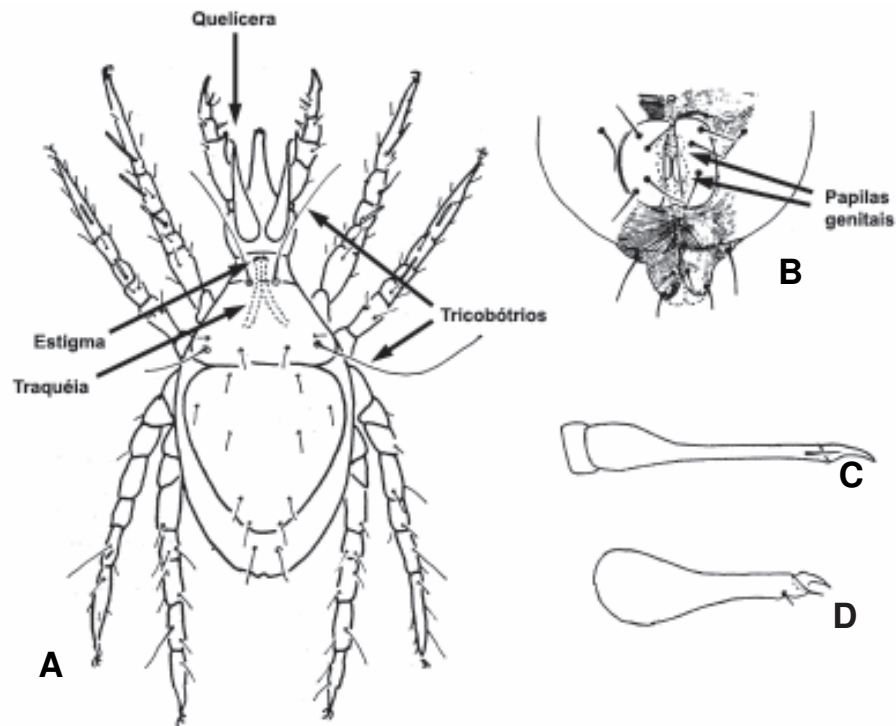


Figura 16. Cunaxidae: A: face dorsal; B: parte posterior da face ventral; C e D: quelíceras (adaptados de Baker & Wharton, 1952 e Smiley, 1992).

fusiformes, e com tegumento anelado transversalmente; as anelações podem ser providas de microtubérculos. Estágios pós-embrionários geralmente amarelados ou marrom-claros. Espécies vermiformes geralmente com anéis cuticulares contínuos dorso-ventralmente; espécies fusiformes com números diferentes de semi-anéis dorsais e ventrais, dando ao corpo um aspecto arqueado; os dorsais são menos numerosos, mais largos que os ventrais. Tarsos sem unhas laterais. Empódio constituído por um ramo central e raios laterais; ramo central às vezes bifurcado. Abertura genital transversal e situada imediatamente atrás das coxas das pernas do segundo par.

Peças bucais adaptadas para a perfuração de tecidos vegetais, compreendendo um complexo de sete a nove estiletos. Palpos curtos, funcionando como suportes de cada lado das peças bucais, ancorando o gnatossoma ao substrato por apresentarem a extremidade em forma de ventosa. A inserção dos estiletos no tecido vegetal também é facilitada pela fixação da parte posterior do corpo ao substrato, com a ação de uma ventosa anal; o movimento dos estiletos é limitado a pequenos deslocamentos alternados de ida e de volta. Na maioria dos microácaros os estiletos são curtos (15-40 micrômetros) e capazes apenas de perfurar as células da epiderme. Entretanto, os microácaros da família Diptilomiopidae têm estiletos bem mais longos (50-70 micrômetros), capazes de atingir a primeira camada de células sob a epiderme.

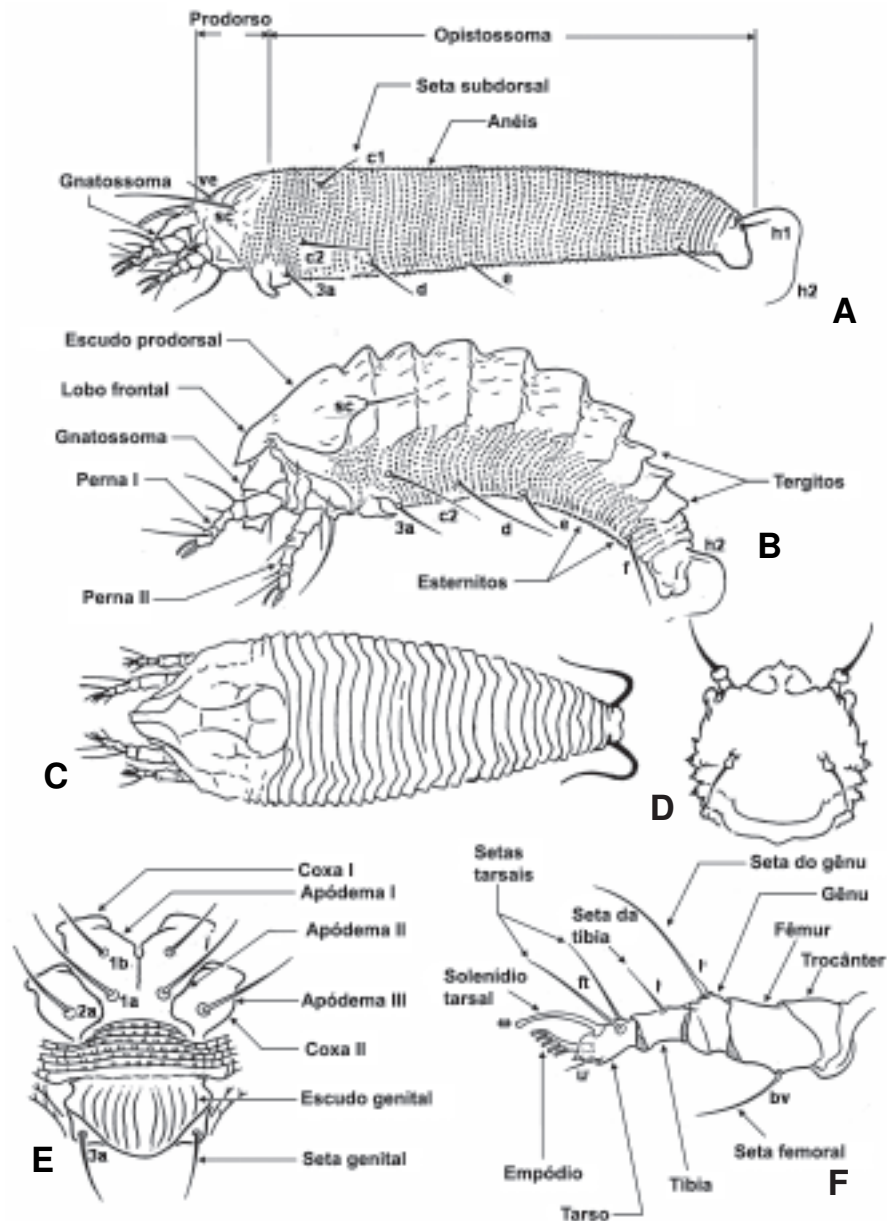


Figura 17. Eriophyoidea. A: vista lateral de um eriofiídeo vermiforme; B: vista lateral de um eriofiídeo fusiforme; C: vista dorsal; D: escudo prodorsal; E: regiões coxisternal e genital de uma fêmea; F: perna I. (A, B, E, F: adaptado de Jeppson et al., 1975; C: adaptado de Keifer, 1952; D: adaptado de Keifer, 1965).

O propodossoma é recoberto por um escudo liso ou ornamentado. Sem ocelos, às vezes com projeções subglobulares nas margens posterolaterais do escudo prodorsal, que podem ser confundidas com ocelos. Dimorfismo sexual muito pequeno; machos com escudo genital triangular e fêmeas com escudo genital posteriormente arredondado.

Erythraeidae (Figura 18)

Estágios pós-embrionários geralmente avermelhados. Enquanto na grande maioria dos ácaros as formas larval, ninfal e adulta têm algo em comum no seu aspecto externo, de maneira a freqüentemente permitir reconhecer larvas e ninfas pela semelhança com os adultos (homeomorfia), entre os Erythraeidae as larvas são bem dissimilares de ninfas e adultos (heteromorfia). A pré-larva é saculiforme, desprovida de pernas, boca ou ânus; a larva é saculiforme, desprovida de ânus; os estágios subseqüentes apresentam ânus. Dígito móvel da quelícera estiletiforme, curto nas larvas, mas bastante alongado nos estágios subseqüentes. Idiossoma com poucas ou com muitas setas. Dorso do propodossoma com escudo, largo nas larvas e estreito e alongado nos estágios pós-larvais, com dois pares de tricobótrios em todos os estágios evolutivos. Geralmente com um par de ocelos laterais no

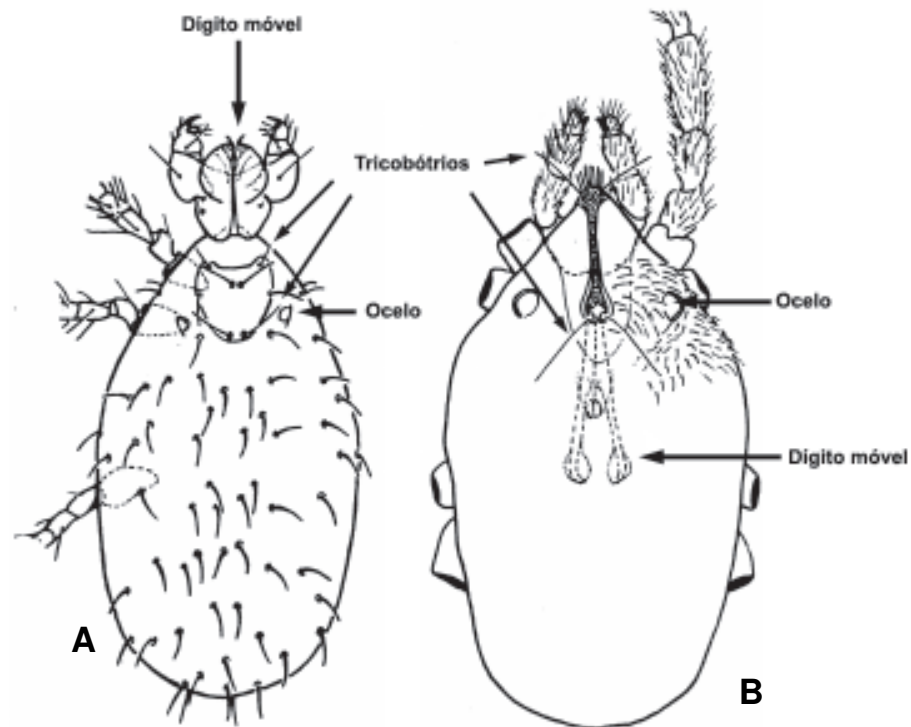


Figura 18. Erythraeidae. A: dorso de uma larva; B: dorso de um adulto (adaptados de Krantz, 1978).

Manual de Acarologia

propodossoma.

Pyemotidae (Figura 19)

Estágios pós-embrionários geralmente amarelados. Adultos ovais e alongados, esbranquiçados a amarelados e brilhantes. Segmentos basais das quelíceras fundidos entre si e com o hipostômio (parte inferior do gnatosoma), formando uma estrutura geralmente de contorno oval ou arredondado em vista dorsal. Os estiletos quelicerais podem ser evertidos e retraídos. Palpos diminutos, formados por um ou dois segmentos. Fêmeas com um par de tricobótrios clavadas localizadas dorsolateralmente no propodossoma. Machos sem tricobótrios. Em contraste com a maioria dos ácaros, e de forma semelhante aos Pygmephoridae e Tarsonemidae, apresentam idiossoma com vestígios de segmentação, visíveis já a partir da fase larval, mas mais notórios nos adultos. Trocânter da perna IV triangular.

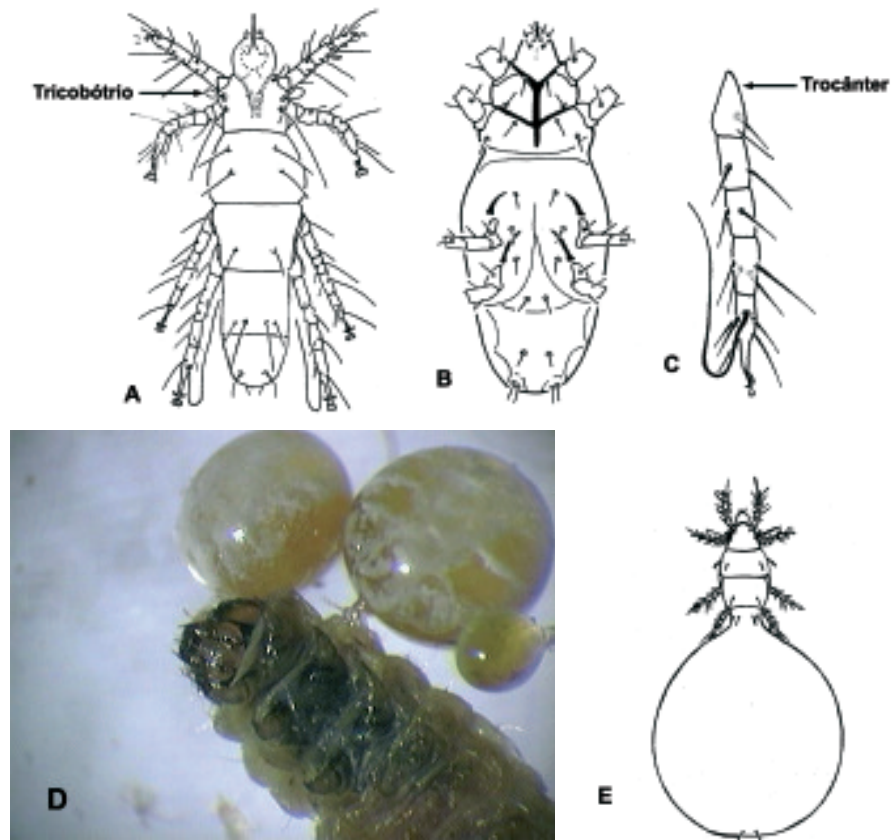


Figura 19. Pyemotidae, fêmea. A: dorso; B: ventre; C: perna IV; D: fêmeas fisogástricas atacando um inseto; E: detalhes de uma fêmea fisogástrica (B e C: adaptados de Krantz, 1978; D: gentileza de E.S. Silva).

Pygmephoridae (Figura 20)

As características morfológicas desses ácaros muito parecidas com aquelas citadas para a família anterior. Entretanto, neste caso o trocânter da perna IV é quadrangular, distintamente mais longo que largo.

Stigmaeidae (Figura 21)

Estágios pós-embrionários geralmente amarelados, esverdeados, alaranjados ou avermelhados. Pouco esclerotizados, freqüentemente com alguns escudos dorsais, embora estes possam estar ausentes. Em vida, facilmente confundidos com Tetranychidae. Palpo com “processo unha-dedão”. Bases das quelíceras fundidas parcial ou totalmente ao longo de sua linha mediana; dígitos móveis estiletiformes. Sistema traqueal ausente; em algumas publicações em que esse sistema é citado como presente, é possível que o ducto das glândulas podocéfálicas tenha sido confundido com traquéias. Coxas das pernas I contíguas às das pernas II; coxas das pernas III contíguas às das pernas IV; coxas das pernas II e III bem separadas.

Idiossoma com forma de losango em vista dorsal. Abertura genital em forma de fenda longitudinal, contígua ao ânus.

Tarsonemidae (Figura 22)

Ovo relativamente grande, cada um correspondendo a pelo menos metade do volume do idiossoma da fêmea; com córion liso, estriado ou com tubérculos

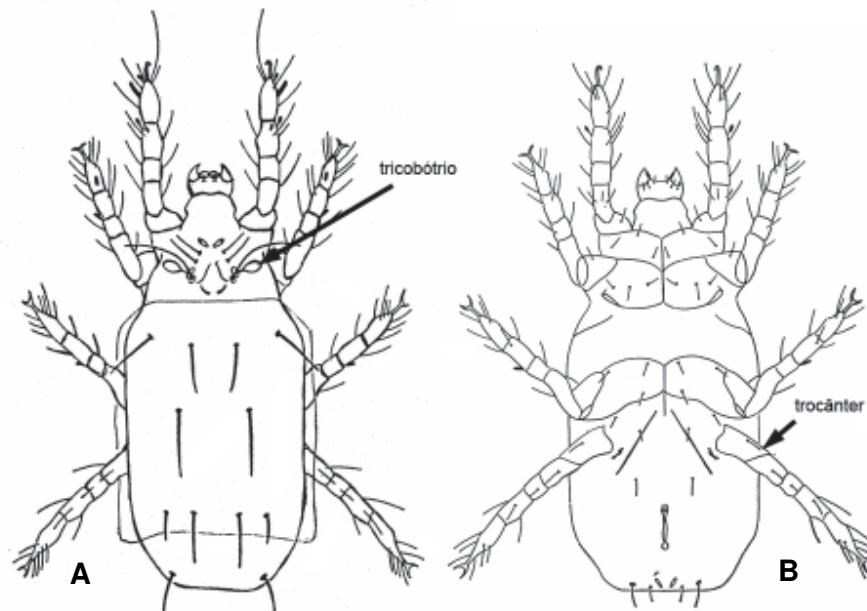


Figura 20. Pygmephoridae, fêmea. A: dorso; B: ventre (de Wicht Jr., 1970).

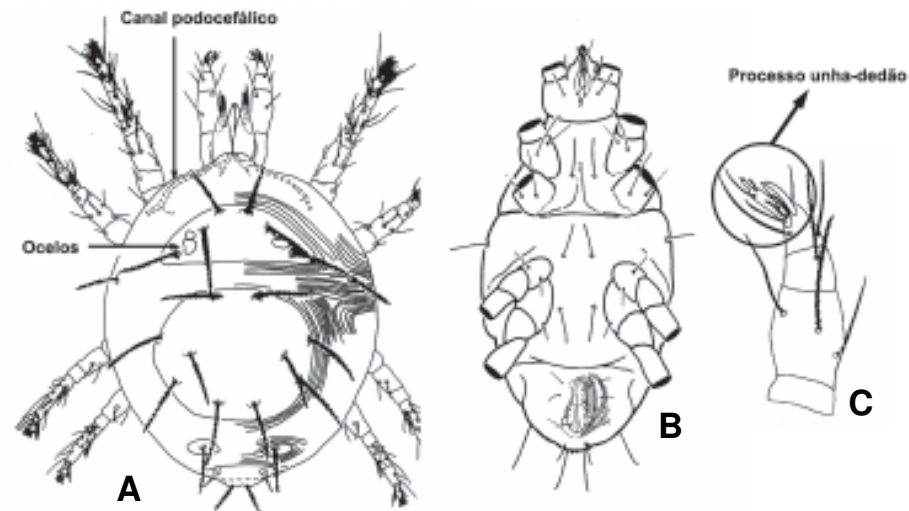


Figura 21. Stigmaeidae, fêmea. A: dorso; B: ventre; C: palpo.

esbranquiçados. Estágios pós-embrionários geralmente amarelados. Diferindo da maioria dos ácaros, mas de forma semelhante aos Pyemotidae e Pygmephoridae, apresentam idiossoma com vestígios de segmentação, visíveis já a partir da fase larval, mas mais evidentes nos adultos. Segmentos basais das quelíceras fundidos entre si e com o hipostômio, formando uma estrutura geralmente de contorno oval ou arredondado em vista dorsal. Os estiletes quelicerais podem ser evertidos e retraídos. Palpo diminuto.

Ao final da fase larval, tornam-se inativos e túrgidos. Esse estágio recebe o nome de “pupa”; sob a cutícula larval forma-se uma ninfa vestigial, que dá origem ao adulto.

Adulto pequeno, com 0,1-0,3 mm de comprimento; tegumento rígido e brilhante. Os dois pares de pernas anteriores estão bem separados dos dois pares posteriores. Idiossoma com nítido sulco sejugal. Nessa fase, o dimorfismo sexual é pronunciado. Fêmea com idiossoma de contorno geral ovóide, com o dorso convexo, um par de órgãos sensoriais especializados, clavados, localizados dorsolateralmente no propodossoma; perna IV diferente das demais por apresentar duas setas longas, uma apical e a outra subapical. O nome da família refere-se a essas setas. Macho bem menor, com edeago estiletiforme; pernas IV geralmente terminando por uma unha tarsal (Lindquist, 1986).

Tenuipalpidae (Figura 23)

A cor dos estágios pós-embrionários imaturos destes ácaros varia de acordo com o estágio de digestão do alimento em seu sistema digestivo, o que se deve à transparência da cutícula. A cor dos adultos é característica da espécie, variando usualmente de verde a vermelha, embora o conteúdo de seu sistema digestivo também possa causar certa variação na cor. Ovo elíptico-alongado, de cor alaranjada intensa. Todos os estágios pós-embrionários com idiossoma achatado, tegumento de aparência coriácea e com dois pares de ocelos laterais no propodossoma.

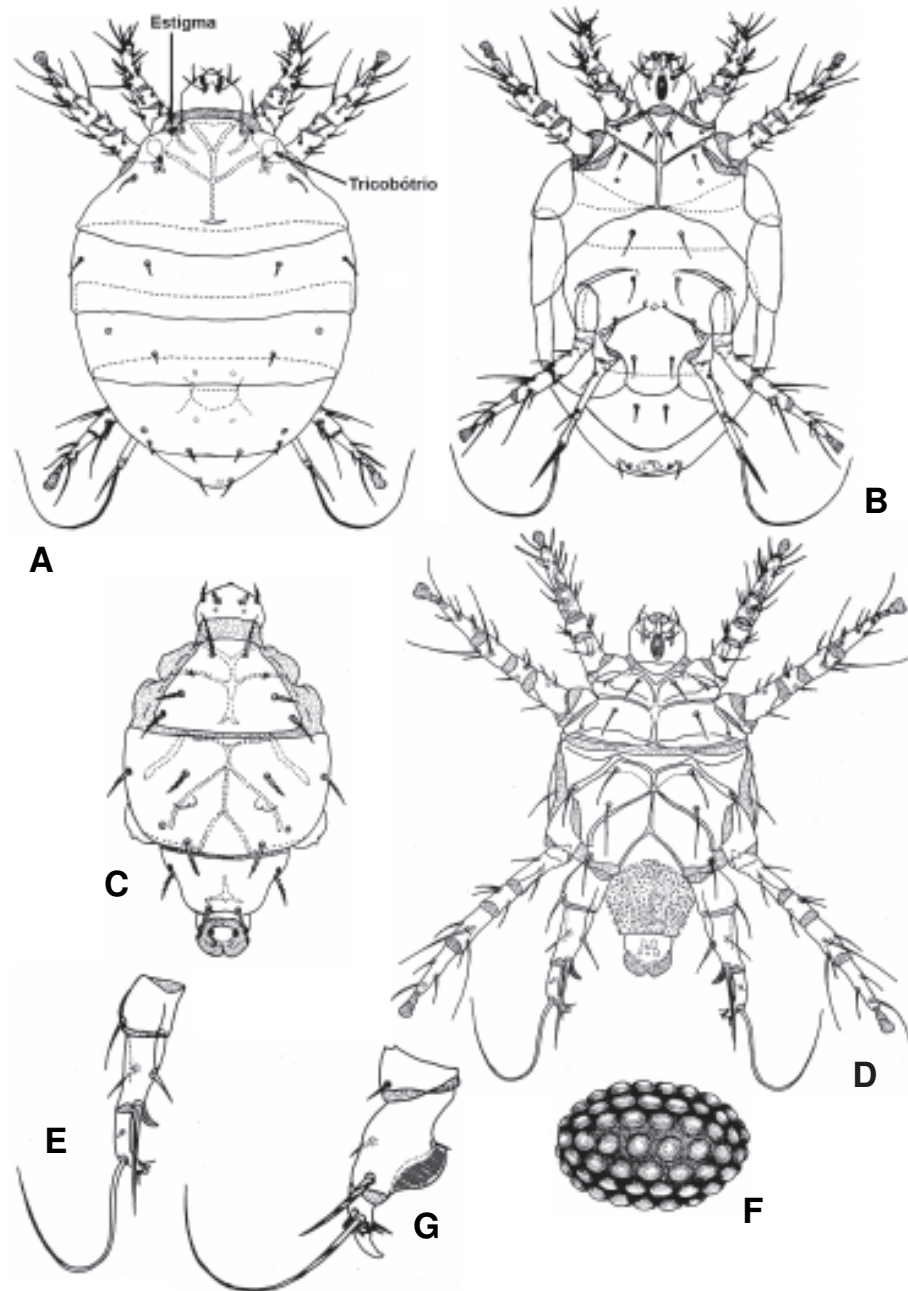


Figura 22. Tarsonemidae. *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (A-F). A: dorso da fêmea; B: ventre da fêmea; C: dorso do macho; D: ventre do macho; E: perna IV do macho; F: ovo. G: perna de um macho de *Phytonemus* sp. (A-E, G, de Lindquist, 1986; F: de Hambleton, 1938).

Manual de Acarologia

Gnatossoma ligado ao idiossoma por uma membrana artrodial, permitindo movimentos de protração e retração. Segmentos basais das quelíceras fundidos entre si, formando uma estrutura móvel denominada estilóforo; dígito móvel transformado em estilete longo, recurvado na base e implantado no estilóforo, alojado em um sulco na face dorsal da base do gnatossoma, conhecida como rostro. Palpo relativamente pequeno, com dois a cinco segmentos e sem “processo unha-dedão”.

Usualmente apresentam quatro pares de pernas nos estágios de protoninfa, deutoninfa e adulto, exceto nas espécies de *Larvacarus* Baker & Pritchard e *Raoiellana* Baker & Pritchard, assim como em algumas espécies *Phytoptipalpus* Tragardh, que apresentam apenas três pares de pernas.

Fêmea usualmente com sulco sejugal nítido; macho tanto com sulco sejugal como com sulco disjugal nítidos. Macho com opistossoma afilado e com edeago em forma de estilete alongado, sem muita variação entre distintas espécies.

Tetranychidae (Figura 24)

Ovo geralmente esférico, como nas espécies de *Tetranychus* Dufour, *Oligonychus* Berlese e *Mononychellus* Wainstein, ovóide, como em *Schizotetranychus* Trägårdh, ou cilíndrico e bem baixo, semelhante a uma moeda, como em *Eutetranychus* Oudemans. Pode ainda ser globoso, com a base achatada e provido de uma arista no polo oposto, como em *Oligonychus* e *Panonychus* Yokoyama. Neste caso, a arista

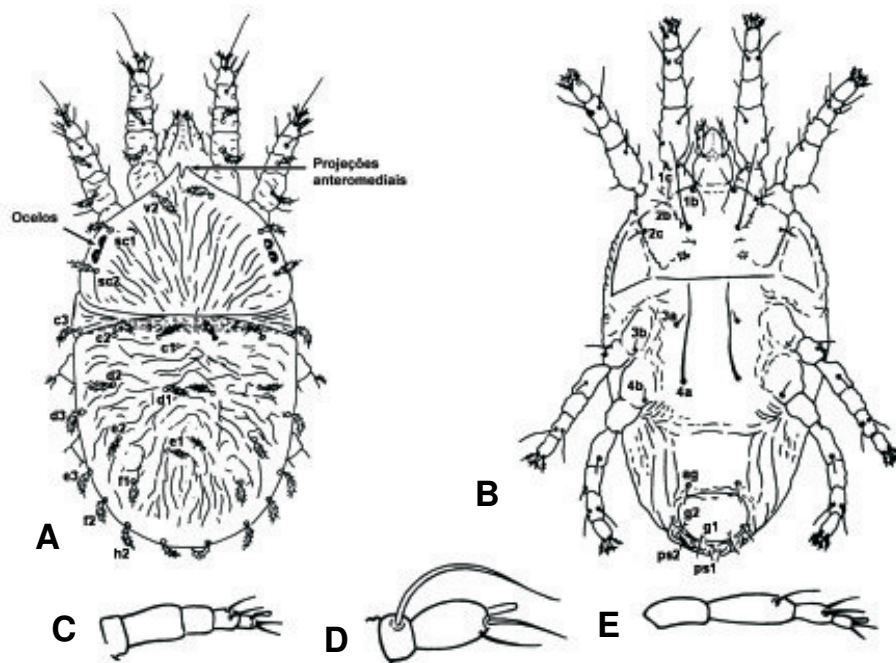


Figura 23. Tenuipalpidae, fêmea. A: dorso; B: ventre. Palpos (C-E). C: *Pentamerismus* sp.; D: *Raoiella* sp.; E: *Brevipalpus* sp. (adaptado de Pritchard & Baker, 1951, 1958).

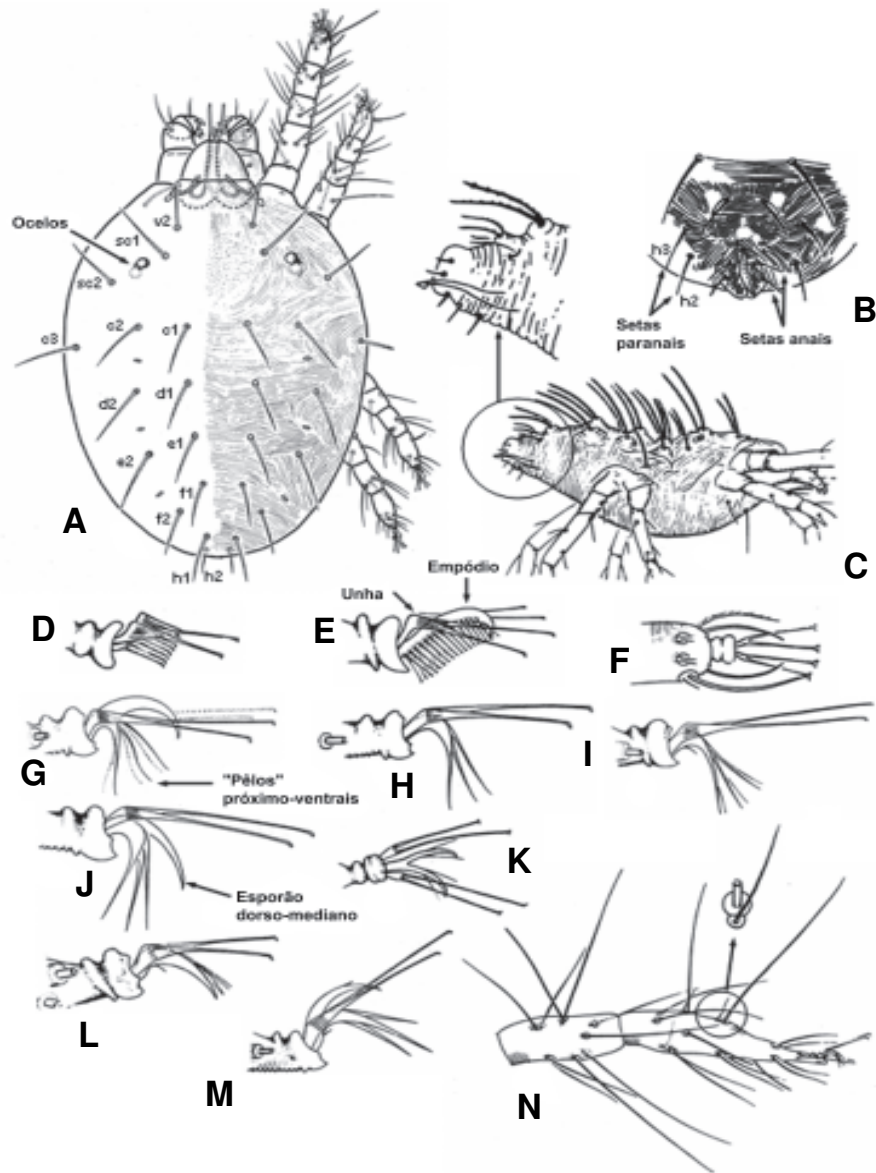


Figura 24. Tetranychidae. A: dorso de uma fêmea; B: região genito-anal de uma fêmea; C: vista lateral de um macho, com detalhe da região final do opistossoma, evidenciando o edéago. Ambulacros de fêmeas. D: *Monoceronychus*; E: *Petrobia*; F: *Eutetranychus*; G: *Panonychus*; H: *Mononychellus*; I: *Eotetranychus*; J: *Tetranychus mexicanus* (McGregor); K: *Schizotetranychus*; L: *Tetranychus urticae* Koch; M: *Allonychus*. N: extremidade da perna I de *Tetranychus* sp., com detalhe da seta dúplice distal (A: adaptado de Lindquist, 1985; B-N: adaptados de Pritchard & Baker, 1955).

Manual de Acarologia

serve de ponto de fixação para fios de teia, tecidos radialmente para fixação do outro extremo ao substrato. A cor pode ser esverdeada (muitos *Tetranychus*, *Schizotetranychus*, *Mononychellus*), verde intensa (*Eutetranychus*), alaranjada (alguns *Tetranychus*, *Oligonychus*) ou vermelha (*Panonychus*). A superfície pode ser lisa ou mais ou menos profundamente estriada, como em *Eutetranychus* e *Panonychus*, respectivamente.

A larva ao nascer é incolor e translúcida, sub-esférica, de tamanho aproximadamente igual ao do ovo; destacam-se porém duas manchas oclares vermelhas. Após o início da alimentação, mudam gradativamente de cor, primeiramente para verde claro e depois para verde escuro.

A protoninfa é maior e mais oval que a larva. De início é verde-clara, escurecendo à medida que se alimenta. A deutoninfa é pouco maior que a protoninfa; sua cor é basicamente verde nas espécies cujas fêmeas também são verdes; nas espécies cujas fêmeas são vermelhas, a deutoninfa já apresenta cor rósea. Nesse estágio, pode-se diferenciar as formas que darão origem às fêmeas e aos machos. As primeiras são maiores e podem apresentar as manchas oclares mais pronunciadas; as que darão origem aos machos são menores e apresentam o opistossoma afilado posteriormente.

A cor desses ácaros é em grande parte devida à cor do conteúdo do ventrículo, visível por transparência do tegumento. A cor vermelha, característica de muitas espécies, deve-se a pigmentos do próprio ácaro. O aspecto pontuado e rajado da cor geral do ácaro é devido ao enchimento parcial do ventrículo. Frequentemente as massas alimentares estão presentes apenas nos dois primeiros pares de cecos, dando a impressão de duas faixas negras, donde a denominação de ácaro-rajado de uma das principais espécies da família (*Tetranychus urticae* Koch). Fêmea adulta com idiossoma sacular, com 0,4 a 0,5 mm de comprimento. Macho menor e com opistossoma afilado.

Gnatossoma semelhante ao que foi mencionado para Tenuipalpidae. Neste caso, entretanto, palpo relativamente maior, com 5 segmentos e com “processo unha-dedão”. Dois pares de ocelos ocorrem dorsolateralmente no propodossoma, sendo um par de cada lado e bem aproximados. O ocelo anterior é liso e mais convexo que o posterior. O ocelo posterior é estriado, mas as estrias são mais delicadas e mais próximas que as estrias do corpo.

Fêmea e macho geralmente com 2 pares de setas (um solenídio, nunca em forma de bastonete, e uma seta simples), conhecidas como setas dúplices, no tarso I e com um par no tarso II; os componentes de cada par têm suas bases coalescentes.

Área genital externa da fêmea característica, contendo ondulações radiais ao redor da vulva. Macho com edeago que, por ser esclerotizado e de forma variável entre distintas espécies, é de extrema importância para o taxonomista na identificação destes ácaros.

Tuckerellidae (Figura 25)

A maioria das espécies desta família tem cor vermelha a alaranjada. Ovos de formato ovalado, comumente avermelhado. Fêmea adulta com idiossoma oval a alongado, com 0,3 a 0,4 mm de comprimento. Macho menor e com opistossoma um pouco mais afilado.

Gnatossoma semelhante ao que foi mencionado para Tetranychidae.

Geralmente com dois pares de ocelos dorsolateralmente no propodossoma. Sem setas-dúplíceis ou setas-associaadas nos tarsos das pernas I e II; cada um destes, entretanto, com um ou dois solenídios em forma de bastonetes. Abertura genital feminina subtriangular. Macho com edeago ladeado por um par de estiletos genitais.

Tydeidae (Figura 26)

Estágios pós-embrionários geralmente verde-amarelados a róseos. Com aparência delicada, cutícula estriada ou reticulada e sem escudos idiossomais. Com 0,15 a 0,5 mm de comprimento. Base das quelíceras fundidas; dígito móvel em forma de agulha. Peritrema geralmente não distinto. Palpos simples, com quatro segmentos. Setas dorsais pouco numerosas; com um par de tricobótrios no propodossoma. Pequeno dimorfismo sexual; machos menores e com fenda genital menor.

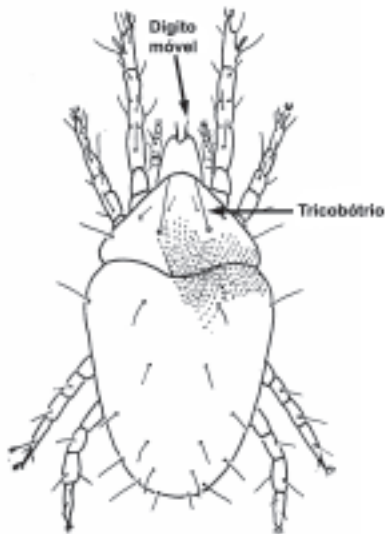


Figura 26. Tydeidae: dorso de uma fêmea.

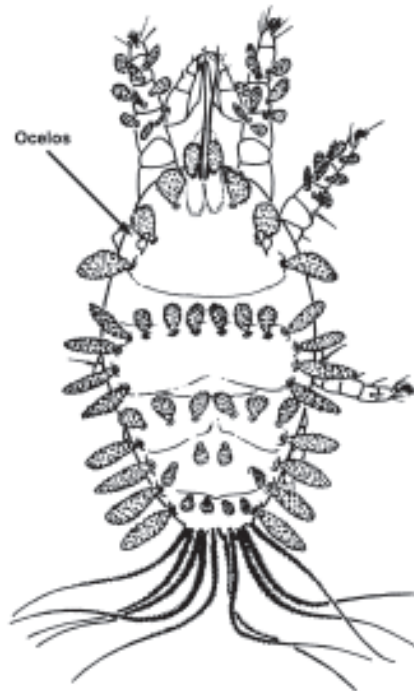


Figura 25. Tuckerellidae: dorso de uma fêmea.

Astigmata

Acaroidea (Figura 27)

Todos os estágios de desenvolvimento esbranquiçados; em alguns casos, a cutícula pode apresentar tonalidade marrom claro, especialmente nos apêndices. Ovo relativamente grande e com córion liso ou ornamentado. Todos os estágios móveis, exceto a deutoninfa, com quelícera em forma de quela. Larva freqüentemente com um par de estruturas ventrais em forma de bastonete na região das coxas I, o chamado órgão de Claparède.

Protoninfa caracterizada pela posse de uma abertura genital rudimentar ladeada por um par de

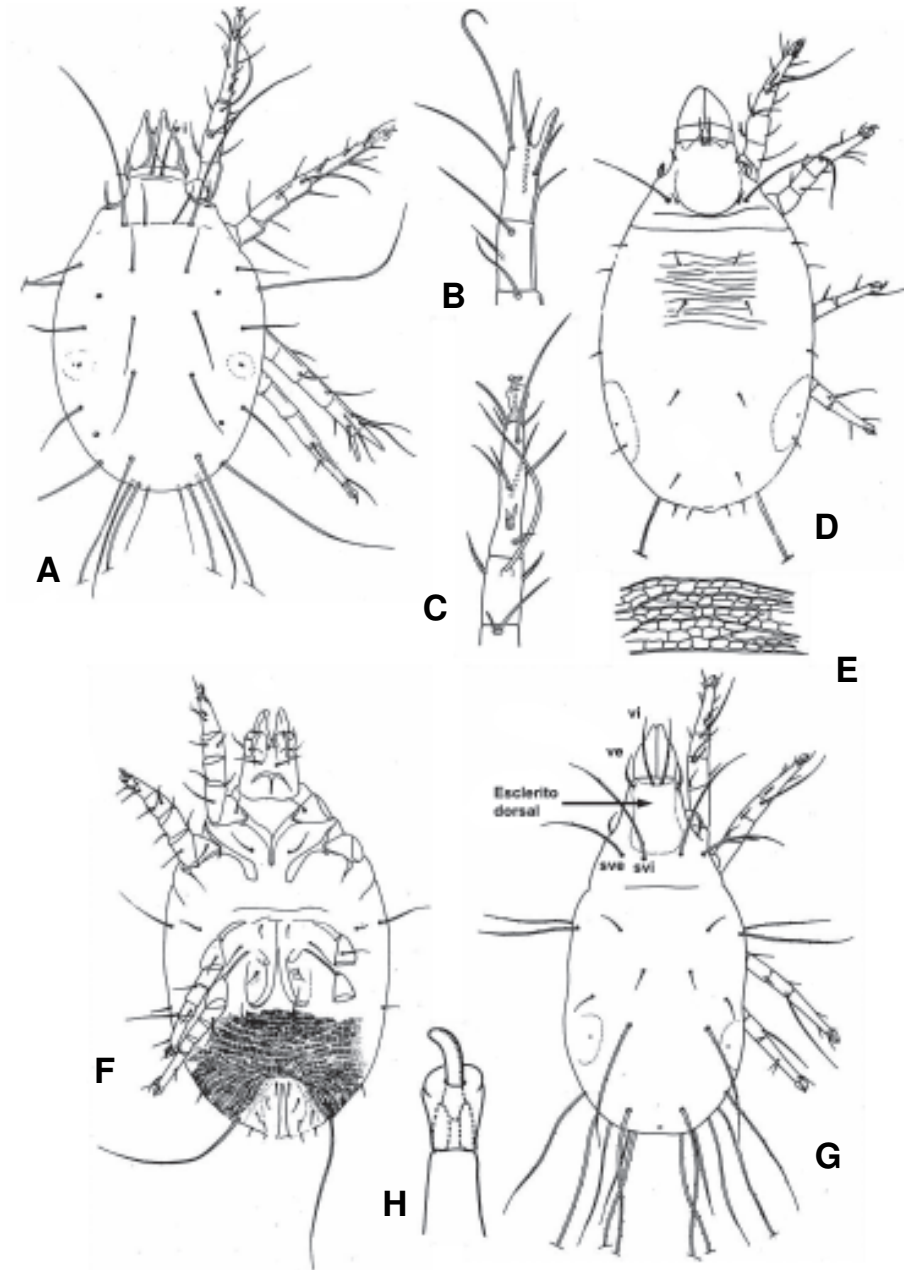


Figura 27. Acaroidea. Lardoglyphidae, macho (A-C). A: dorso; B: tíbia e tarso III; C: tíbia e tarso I. Suidasiidae, *Suidasia*, fêmea (D-F). D: dorso; E: detalhe da cutícula da região dorso-mediana do opistossoma; F: ventre. Acaridae (G-H). G: *Tyrophagus*, fêmea, dorsal; H: pré-tarso (adaptados de Hughes, 1976).

papilas genitais. Deutoninfa, também chamada de hipópus, quando presente, heteromórfica, marrom, com cutícula esclerotizada, mótil e adaptada a fixar-se em outros artrópodes ou em mamíferos; idiosoma circular a oval, com superfície dorsal convexa e superfície ventral côncava, permitindo à deutoninfa juntar-se intimamente ao corpo de um artrópode; superfície dorsal inteiramente coberta pelos escudos propodossomal e histerossomal. Em sua superfície ventral, os escudos coxais são bem definidos; na região terminal do ventre do opistossoma, há um escudo dotado de estruturas para a fixação da deutoninfa ao organismo que a transporta. Na deutoninfa de espécies que se utilizam de artrópodes para transporte, aquelas estruturas são arredondadas e funcionam como ventosas; nas espécies que se utilizam de mamíferos como meio de transporte, as estruturas correspondem a um par de dobras móveis, com a superfície interna estriada e que se prendem eficientemente a um pêlo. O gnatossoma é reduzido a um escudo ímpar, cujo bordo anterior é bilobado; de cada lobo, origina-se uma seta flagelada. Não há boca. As pernas dos dois primeiros pares são mais desenvolvidas que as posteriores, que são quase inteiramente aplicadas de encontro à face ventral do corpo. Tritoninfa com abertura genital rudimentar, com dois pares de papilas genitais.

Em certas regiões do corpo, notadamente no dorso do propodossoma, a cutícula pode apresentar-se espessada, em forma de escudo. O gnatossoma é bastante móvel e pode ser apenas parcialmente retraído para dentro do corpo. Cada quelícera tem a forma de quela, cujos dígito são denteados. Palpo reduzido.

Dimorfismo sexual pouco evidente. Idiossoma dos adultos geralmente ovalado, com ou sem sulco sejugal; provido de um número relativamente reduzido de setas, de comprimento variável; com um par de poros de glândulas na região dorsolateral do histerossoma, atrás da região em que se implanta o quarto par de pernas. Essas glândulas estão presentes em todos os estágios móveis destes ácaros e contêm um líquido incolor, às vezes amarelo a castanho ou mesmo vermelho. Todas as pernas utilizadas na locomoção; pernas dos dois pares anteriores dirigidas anteriormente e dos dois pares posteriores dirigidas para trás. A linha anterior resultante da fusão de cada coxa ao ventre do idiossoma projeta-se internamente como um apódema, servindo de inserção para os músculos das pernas e / ou do gnatossoma; essas estruturas são vistas como faixas de cor mais escura no ventre do idiossoma. Pré-tarso termina-se por uma simples estrutura unciforme (o empódio) cuja base é envolta por uma carúncula, que pode pivotar entre dois escleritos alongados e paralelos na extremidade distal do tarso, ou que pode estar ligada ao tarso por um tendão.

Oóporo e abertura genital masculina localizada na face ventral do idiossoma, entre as bases das pernas; esta é freqüentemente coberta por um par de dobras genitais divergentes, cada uma com um par de papilas genitais. Oóporo grande; às vezes com a extremidade anterior reforçada por um epigínio em forma de crescente ou circundada por um anel, conhecido como anel circungenital. Fêmeas com *bursa copulatrix*, na extremidade posterior do opistossoma; geralmente é um poro circular, mas em certos grupos se localiza na extremidade de uma estrutura tubular localizada na região terminal do opistossoma. Macho com edeago sinuoso, uma estrutura em forma de ventosa de cada lado da abertura anal e duas estruturas do mesmo tipo no dorso do tarso IV.

Manual de Acarologia

Machos de algumas espécies, como em *Rhizoglyphus* Claparède, podem apresentar polimorfismo: ao lado do macho normal, que se parece com a fêmea, ocorre outro em que as pernas do terceiro par são mais robustas e cujo tarso é substituído por uma estrutura unciforme.

Seguem-se as famílias desta superfamília já relatadas para o Brasil:

Acaridae: com sulco sejugal; tegumento brancacento, liso, brilhante. Empódio unciforme robusto, ligado à extremidade do tarso por dois bastões esclerotizados nítidos. Oóporo em forma de V invertido, entre as coxas III e IV.

Lardoglyphidae: sulco sejugal ausente; tegumento liso, amarelado; pernas mais escuras. Todas as pernas da fêmea com empódio unciforme bífido.

Suidasiidae: sulco sejugal presente; tegumento finamente enrugado ou com padrão escamoso.

Glycyphagoidea (Figura 28)

Todos os estágios de desenvolvimento esbranquiçados. Todos os estágios móveis, exceto a deutoninfa, com quelícera em forma de quela. Geralmente sem sulco sejugal. Cutícula ricamente provida de microtríquias, conferindo-lhe aspecto áspero; em alguns, cutícula totalmente esclerotizada (*Gohieria* Oudemans). Estágios imaturos e adultos com as pernas alongadas, especialmente o tarso. Deutoninfa de alguns grupos podendo ser das formas citadas para os Acaroidea; em outros grupos, deutoninfa imóvel, permanecendo dentro da cutícula da protoninfa, à espera de condições mais favoráveis; esta pode ser arrastada pelo vento. Em relação às demais características, assemelham-se aos Acaroidea.

Seguem-se algumas características das famílias encontradas no Brasil.

Chortoglyphidae. Geralmente sem sulco sejugal; tegumento um tanto esclerotizado, liso e brilhante. Gnatossoma grande em relação ao idiossoma, com quelíceras robustas; tarsos das pernas alongados, empódio unciforme pequeno. Oóporo entre coxas III e IV, guarnecido com um par de escudos laterais formando um crescente.

Glycyphagidae. Adultos relativamente grandes, sem sulco sejugal; tegumento liso ou áspero devido à granulação fina. Podem apresentar um escudo prodorsal reduzido. Tarsos das pernas bem longos, mais que duas vezes o comprimento da tíbia adjacente; empódio unciforme pequeno. Oóporo entre coxas II e III, coberta por duas dobras que se tocam medianamente por uma longa extensão.

Hemisarcoptoidea (Figura 29)

Todos os estágios de desenvolvimento esbranquiçados. Todos os estágios móveis, exceto a deutoninfa, com quelícera em forma de quela. Idiossoma com cutícula lisa ou provida de microtríquias, ocasionalmente fortemente esclerotizada. Às vezes com ocelos no propodossoma. Sulco sejugal presente ou ausente. Fêmea com oóporo em V invertido. Macho sem ventosas para-anais. Deutoninfa conhecida em diversos representantes, com idiossoma fusiforme ou arredondado, bem esclerotizado e freqüentemente com 1 par de ocelos. Órgão para fixação representado por uma placa de ventosas.

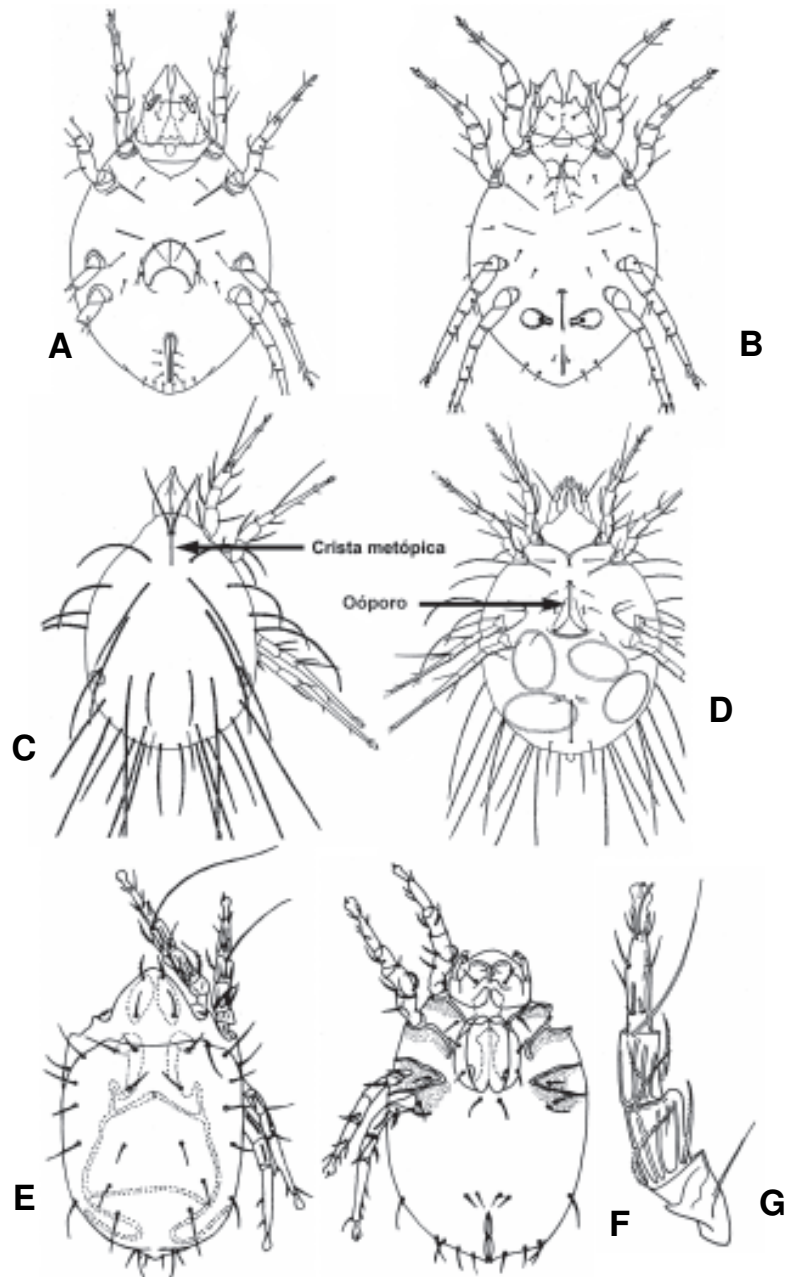


Figura 28. Glycyphagoidea. Chortoglyphidae (A-B). A: ventre de uma fêmea; B: ventre de um macho. Glycyphagidae, *Glycyphagus* (C-D). C: dorso de um macho; D: ventre de uma fêmea. Glycyphagidae, *Gohieria*, fêmea (E-G). E: dorso; F: ventre; G: perna I (adaptados de Hughes, 1976).

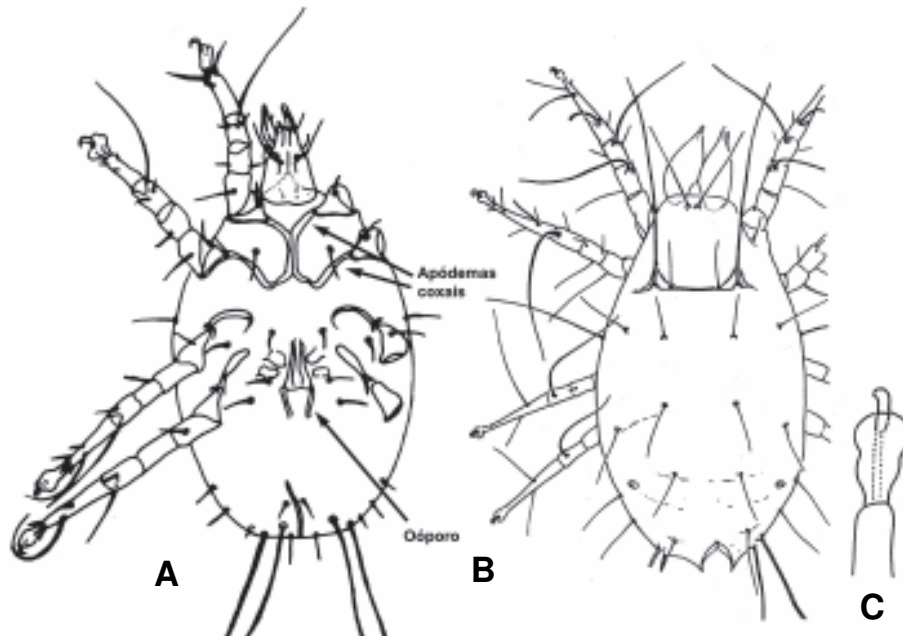


Figura 29. Hemisarcoptoidea. A: Carpglyphidae, fêmea, ventral; B: Winterschmidtidae, fêmea, dorsal; C: Winterschmidtidae, pré-tarso (adaptados de Hughes, 1976).

Carpglyphidae: adultos com idiossoma ovalado, de tegumento liso e brilhante. Escudo prodorsal presente ou ausente, sem sulco sejudal. Apódemas das coxas I e II fundidos medianamente a um apódema esternal. Oóporo estende-se até anteriormente aos apódemas das coxas II. Pré-tarso composto de carúncula e empódio unciforme.

Winterschmidtidae (= Saproglyphidae): adultos relativamente pequenos, idiossoma ovalado e alongado, de tegumento liso ou finamente estriado, sem escudo prodorsal e com sulco sejudal. Pré-tarso com empódio unciforme unido ao tarso por um tendão.

Histiostomatoidea (Figura 30)

Todos os estágios de desenvolvimento esbranquiçados. Gnatossoma profundamente modificado e adaptado para alimentar-se de minúsculas partículas em suspensão; quelíceras serreadas; palpos com segmento distal bastante móvel e achatado. Na parte ventral do idiossoma, com dois pares de estruturas anelares esclerotizadas. Oóporo na forma de simples fenda transversal. Representantes de uma família, Histiostomatidae, têm sido relatados no Brasil.

Oribatida (Figura 6)

Estágios pós-embrionários podem ser amarelados, mas na grande maioria das

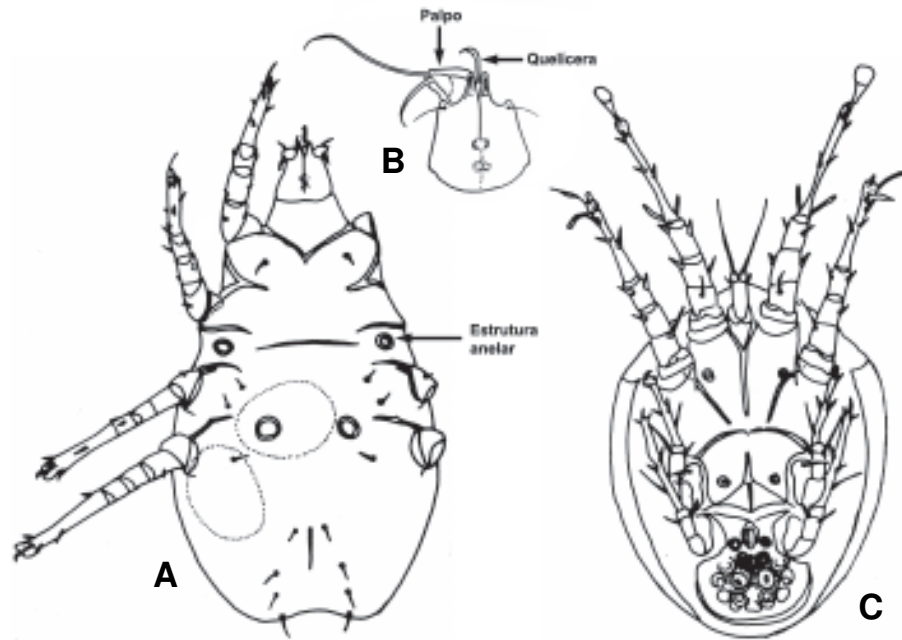


Figura 30. Histiostomatoidea. A: fêmea, ventral; B: detalhe do ventre do gnatossoma; C: hipópus, ventral (adaptados de Baker et al., 1958 e de Hughes, 1976).

espécies, marrons. Pré-larva desprovida de pernas, boca ou ânus. Larva com órgãos de Claparède; estágios subsequentes com papilas genitais. Fêmea com ovipositor tubular alongado. Macho com órgão genital complexo, citado na literatura como “pênis”.

6 Características Biológicas Gerais dos Ácaros

Os grupos de ácaros mais bem estudados são aqueles que contém espécies que parasitam ou que causam algum tipo de dano direto ao homem ou a animais domésticos, assim como aqueles que vivem sobre plantas. Aspectos da biologia de muitos deles são muito bem conhecidos.

Reprodução

De uma maneira geral, os ácaros seguem em sua reprodução o esquema básico de fertilização da fêmea e produção de descendência composta de machos e fêmeas. A fertilização pode dar-se pela transferência indireta ou direta de esperma do macho para a fêmea (Evans, 1992). A transferência indireta ocorre em muitos Prostigmata (Adamystidae, Anystidae, Bdellidae, Eriophyoidea, Erythraeidae e alguns outros Parasitengona aquáticos, Labidostommatidae e Tydeidae-Tydeinae) e nos Oribatida. Nesses casos, os espermatozoides são depositados em estruturas com formas variáveis, chamadas espermatóforos, deixadas no substrato. Ao encontrar os espermatóforos, as fêmeas recolhem-nos através do oóporo.

A transferência direta tem sido observada nos Mesostigmata, Ixodida, alguns Prostigmata (Cheyletoidea, Tarsonemina, Tetranychoida, Tydeidae-Pronematinae e alguns Parasitengona aquáticos) e em alguns Astigmata. Nesse tipo de transferência, o esperma é introduzido pelo macho através do oóporo ou através de poros de introdução de esperma. No primeiro caso, o processo de transferência direta é chamado tocospermia; no segundo caso, o processo é conhecido como porospermia, termo proposto por Evans (1992) para os ácaros em geral, ou podospermia, termo proposto por Athias-Henriot (1968) exclusivamente para Mesostigmata. O termo podospermia refere-se ao fato de que nos Mesostigmata os poros de introdução de esperma localizam-se nas pernas ou muito próximo destas.

Os machos que apresentam tocospermia transferem o esperma com o auxílio da quelícera, do palpo e às vezes também do primeiro par de pernas. Ocorre em muitos Mesostigmata e nos Ixodida. A única exceção corresponde aos Mesostigmata do grupo Parasitina, que transferem o esperma com o auxílio do espermatotrema. Os machos das espécies que apresentam porospermia transferem o esperma com o edeago ou com o espermatodáctilo. A transferência pelo edeago ocorre em alguns Prostigmata

(Tetranychidae e Tarsonemina) e Astigmata (Acaridae, Glycyphagidae e Lardoglyphidae), enquanto a transferência pelo espermatodáctilo ocorre em alguns Mesostigmata (Dermanyssina e Heterozercina).

Ocorre também a partenogênese e a pedogênese. A partenogênese pode ser facultativa, quando coexiste com a reprodução bissexual, ou obrigatória, quando os machos são raros ou ausentes. Partenogênese arrenótoca, em que óvulos dão origem a machos, que são haplóides, é a forma mais encontrada entre os Mesostigmata, Prostigmata e Astigmata. A partenogênese em que óvulos dão origem a fêmeas, chamada de telítoca, é menos comum entre os membros daqueles mesmos grupos, mas parece ser muito comum entre os Oribatida. Há ainda populações de ácaros que apresentam partenogênese deuterótoca, em que óvulos dão origem a machos e a fêmeas. Recentemente, têm sido apresentados resultados indicando que, em muitas populações de ácaros, a partenogênese é determinada pela ação de bactérias do gênero *Wolbachia* Hertig.

Pedogênese, reprodução em estágios pré-adulto, é rara entre os ácaros. Já foram observados ovos e larvas totalmente desenvolvidas no interior de ambos estágios ninfaís de Tenuipalpidae e Tuckerellidae.

O número de cromossomos nos ácaros geralmente é pequeno (2-26); uma ampla revisão sobre os sistemas genéticos e modos reprodutivos de ácaros é encontrada em Norton *et al.* (1993).

Desenvolvimento

Os ácaros geralmente são ovíparos, isto é, depositam ovos cujos embriões estão, quando muito, no início do desenvolvimento. Ovoviviparidade, em que os ovos ao serem postos já encerram embrião em adiantado estado de desenvolvimento, de modo que a larva eclode logo após a postura, também é comum. Em alguns Astigmata e Oribatida, também ocorre a larviparidade.

Um tipo peculiar de desenvolvimento dos ovos é observado em alguns Oribatida e Astigmata, envolvendo crescimento vivíparo da progênie dentro do corpo já morto da mãe e alimentação de seus tecidos. Esse fenômeno é conhecido como “aparidade”.

Os ovos são postos isoladamente ou em grupos. Os ácaros plantícolas e aqueles de alimentos armazenados depositam os ovos isoladamente sobre seu abundante substrato alimentar. Muitos Tetranychidae (Prostigmata) depositam seus ovos entre fios de teia que tecem sobre a planta, que lhes confere certa proteção contra predadores e retém níveis mais altos e adequados de umidade.

Os ácaros podem passar por seis estágios ou ínstares pós-embrionários: pré-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto. Os estágios são delimitados pela ocorrência de ecdises, ou seja, trocas de exoesqueleto de forma a permitir o crescimento do ácaro. A ecdise envolve a separação do exoesqueleto da epiderme subjacente, formação de um novo exoesqueleto e emergência do organismo do interior do exoesqueleto substituído. Esse processo implica a ocorrência de um período imóvel, de duração variável, chamado de período quiescente.

Uma pré-larva ocorre em Notostigmata, Holothyrida, alguns Prostigmata, alguns Astigmata e todos os Oribatida; é a fase incipiente, de formação de distintas estruturas.

Manual de Acarologia

A larva típica de um ácaro é hexápode, exceção feita para as larvas de Eriophyoidea e certos Podapolipidae, que mostram, respectivamente, apenas dois ou um ou dois pares de pernas. A larva apresenta pouca ou nenhuma esclerotização e não apresenta vestígio externo da genitália. Em alguns grupos, como certos Mesostigmata, a larva não se alimenta, enquanto que, em muitos outros, é voraz.

A primeira ninfa ou protoninfa geralmente é um estado livre e ativo e, tal qual a larva, pode alimentar-se ou não. A partir da fase de protoninfa, o ácaro apresenta quatro pares de pernas, exceto os Eriophyoidea (dois pares), alguns Podapolipidae (um a três pares) e alguns Tenuipalpidae (três pares).

O segundo estágio ninfal, ou deutoninfa, apresenta os caracteres gerais não sexuais dos adultos, diferindo destes principalmente em tamanho e padrão de esclerotização. No entanto, a deutoninfa de Astigmata (hipópus) é totalmente diferente de outros estágios em relação à morfologia e ao comportamento. Estas ocorrem em alguns grupos de Astigmata podendo ou não aparecer em uma dada geração. São muito resistentes a condições adversas e geralmente apresentam estruturas especializadas para fixar-se em distintos animais, com a finalidade de fazer-se transportar a outros ambientes, que sejam mais adequados ao seu desenvolvimento. Esse processo de transporte é conhecido como forese, também relatado em outros grupos de animais. Hipópus inertes dependem de correntes de ar para dispersão.

A tritoninfa ocorre em todos os Astigmata e Ixodida, mas é pouco freqüente em outros grupos de ácaros.

O desenvolvimento do ácaro de ovo a adulto pode requerer entre três dias a várias semanas ou meses, dependendo da espécie e dos fatores ambientais. Temperatura, umidade, luz e disponibilidade de alimento têm um efeito significativo no desenvolvimento de uma dada população.

Alimentação

Os ácaros apresentam uma amplitude de hábitos alimentares muito maior do que observada em qualquer outro grupo de Arachnida. Excepcional é a sua habilidade de ingerir alimento líquido e particulado de origem vegetal, como tecidos e conteúdo celular de plantas superiores, pólen, fungos e algas, bem como o modo pelo qual muitos adotaram vida parasitária. Enquanto alguns conservam o estilo predador, tão característico dos Arachnida como um todo, outros alimentam-se de material vegetal vivo e outros ainda são onívoros, alimentando-se de matéria orgânica vegetal e animal em decomposição, bactérias e até nematóides.

A adaptação para os vários hábitos alimentares é freqüentemente correlacionada com modificações morfológicas e adaptações fisiológicas. As quelíceras que mantêm a forma de quela são típicas de muitos ácaros predadores, polinívoros, fungívoros, saprófagos, de predadores que cortam a epiderme de seus hospedeiros e mesmo de certos ácaros fitófagos. Neste último caso, estão ácaros que apresentam os dígito das quelíceras robustos, com poucos e grandes dentes, que se alimentam de tecidos vegetais muito túrgidos, no solo ou em armazéns, ou de alimentos processados submetidos a condições de alta umidade.

O dígito móvel em forma de lâmina possibilitou que muitos ácaros pudessem

alimentar-se eficientemente de artrópodes, cortando seu exoesqueleto no processo de alimentação. Já o dígito móvel em forma de estilete permitiu que muitos ácaros pudessem perfurar diferentes estruturas de suas presas, hifas ou células individuais de plantas. O exame das quelíceras permite sugerir que a adaptação para a fitofagia ocorreu mais de uma vez.

A secção transversal dos estiletos dos Tetranychidae é em forma de crescente; juntos, delimitam um canal alimentar que termina distalmente por uma abertura e proximalmente comunica-se com a faringe e dutos salivares. Assim, os estiletos formam um órgão penetrante e injetam o produto de glândulas salivares nas células da planta hospedeira. Após a retração dos estiletos, os fluidos celulares vêm à superfície da folha e são sugados pela ação da bomba faringeal (André & Remacle, 1984; Nuzzaci & de Lillo, 1991) (Figura 31). O estilóforo é bem provido de músculos e da sua

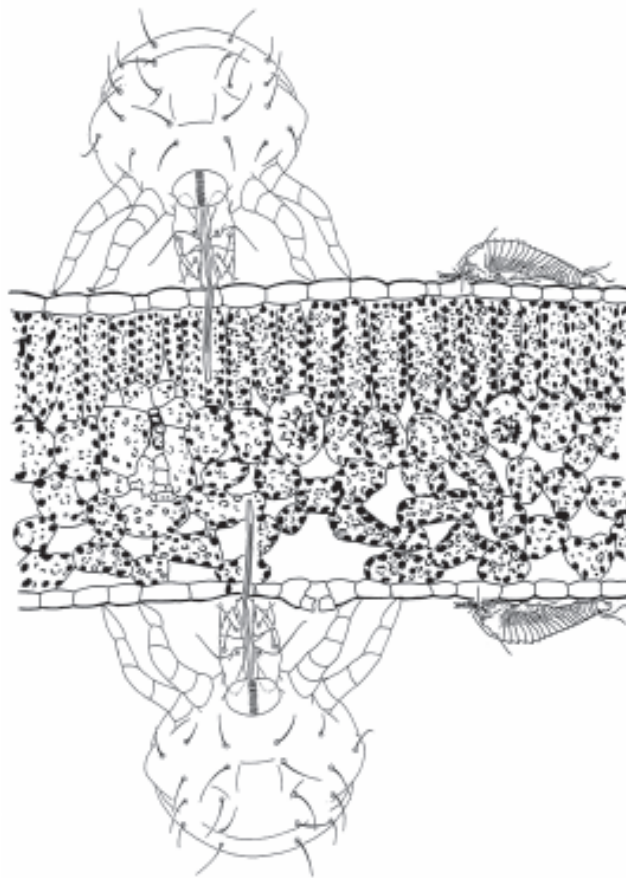


Figura 31. Ácaros Tetranychidae (à esquerda) e Eriophyidae (à direita), alimentando-se de uma folha. Note os comprimentos distintos dos estiletos de cada grupo, e as células que cada um destes pode atingir.

Manual de Acarologia

movimentação resulta a protração e a retração dos estiletes.

A extremidade do rostro, onde se localiza a boca, é capaz de pequenos movimentos durante a alimentação. Ao se alimentar, o ácaro inclina o idiossoma para a frente, de forma que seu eixo longitudinal faz um ângulo de cerca de 60° com a superfície foliar. Nessas condições, apoia-se sobre o rostro e as pernas dos primeiro e segundo pares; aquelas dos terceiro e quarto pares ficam no ar, ou se apóiam nas teias. Essa inclinação parece proporcionar ao ácaro uma posição favorável para, em conjunto com o movimento do estilóforo, facilitar a penetração dos estiletes no tecido foliar. Os estiletes penetram várias células. Quando o ácaro ataca uma folha cujo parênquima lacunoso é delgado, perfuram as células deste bem como as do parênquima paliçádico. Também, devido à turgescência das células, a ação dos estiletes do ácaro faz com que parte do conteúdo celular vá à superfície foliar. Os bordos do rostro, os “lábios”, por assim dizer, aparentemente ajustam-se bem à superfície vegetal, formando uma estrutura semelhante a uma ventosa, que permite a sucção do líquido extravasado com auxílio do vácuo produzido na faringe pela ação de músculos. O alimento do ácaro fitófago é constituído, portanto, de conteúdo celular. Os ácaros não perfuram feixes de vasos. Durante a sucção, uma válvula esofageana impede o retorno de fluidos contidos no esôfago. Quando os músculos da faringe se relaxam, o êmbolo volta à sua posição primitiva, forçando o alimento para o esôfago; a projeção anterior do êmbolo fecha a abertura anterior, impedindo o retorno do alimento para a abertura oral.

Efeito de fatores abióticos

Temperatura, umidade e luz prevaletentes no nicho ocupado são fatores abióticos que afetam direta e indiretamente o desenvolvimento dos ácaros.

A temperatura é, para os ácaros, como para os animais poiquilotérmicos em geral (animais de temperatura variável), fator abiótico limitante no seu desenvolvimento, havendo, dentro de certos limites, relação linear entre ela e a taxa de crescimento populacional.

O efeito direto da umidade no desenvolvimento dos ácaros traduz-se pela intensidade da troca de vapor d'água entre o corpo do ácaro e a atmosfera. Observa-se uma grande variação em relação às condições de umidade que mais favorecem o desenvolvimento dos ácaros, alguns sendo favorecidos por níveis altos de umidade e outros, por níveis baixos. Como outros artrópodes terrestres, os ácaros perdem água por difusão através da superfície do corpo, pelas aberturas respiratórias (quando presentes) e pelas secreções e fezes.

Em condições normais de alimentação, os ácaros fitófagos mantêm uma ingestão quase que contínua de alimentação líquida (conteúdo celular), conseguindo assim manter o equilíbrio necessário às funções vitais. Essa situação de equilíbrio também é freqüentemente atingida pelos ácaros também por outras maneiras. A produção de teia por muitos ácaros para recobrir o microhábitat em que se encontram sobre os órgãos vegetais de que se alimentam, as alterações do formato do órgão vegetal afetado, produzindo estruturas protetoras, a busca de hábitats naturais nas plantas que ofereçam maior proteção e mesmo a secreção de produtos higroscópicos por glândulas especializadas são alguns dos fatores que permitem aos ácaros adequar-se às condições

ambientes reinantes. Ao analisar-se a influência da umidade do ambiente sobre o desenvolvimento de ácaros plantícolas, é preciso levar em conta que o nível de umidade no microhabitat ocupado pelo ácaro, na superfície foliar, é freqüentemente muito maior que aquele encontrado no macroambiente, como demonstrado por Gaede (1992).

A luz tem efeito particularmente significativo em regiões temperadas, sendo um dos fatores que freqüentemente determinam a entrada em repouso fisiológico (diapausa) de diferentes organismos.

Além do efeito direto desses fatores, há que se considerar também seu efeito indireto, através de sua influência sobre as plantas em que os ácaros ocorrem.

Efeito subletal de produtos químicos

Assim como ocorre para qualquer grupo animal, a qualidade dos produtos ingeridos pelos ácaros afeta diretamente sua biologia. Dentre os ácaros fitófagos, são conhecidas espécies que variam desde um extremo, em que apenas uma espécie vegetal parece ser aceita como hospedeiro, até outro extremo, em que muitas espécies vegetais são aceitas. A aceitação de uma espécie vegetal teoricamente pode ser determinada pelas características físicas do substrato vegetal, assim como pelas suas características químicas (Jones, 1976).

De maneira genérica, a aceitação de um dado vegetal ou de seus distintos órgãos como fonte de alimento por um determinado ácaro pode ser limitada pelas suas características morfológicas. As características químicas geralmente regulam a aceitação de uma planta como substrato através de processos sucessivos. Certos fatores químicos voláteis podem, num primeiro instante interferir no processo de localização da planta pelo ácaro. Fatores químicos interferindo a seguir, asseguram a permanência do ácaro na planta e o início da alimentação. Ainda outros fatores podem interferir, a partir de então, no processo de aceitação propriamente dito, seja pela ação de produtos secundários, muitos dos quais protegem a planta do ataque de organismos fitófagos, seja pela ação de produtos por eles utilizados como nutrientes.

A qualidade nutricional de uma planta para um ácaro fitófago pode variar de acordo com tratamentos que podem ser administrados diretamente à planta na forma de fertilizantes, ou outros produtos postos em contato com as raízes ou com a folhagem, incluindo os agrotóxicos. O teor de água disponível à planta também interfere significativamente em sua qualidade nutricional. Uma discussão pormenorizada sobre este assunto foi apresentada por Rodriguez (1963).

Os resultados de trabalhos realizados para elucidar a relação entre níveis de nutrientes no solo e populações de ácaros têm sido conflitantes. As possíveis razões para tal foram discutidas por Jones (1976). Diversos trabalhos têm demonstrado correlações positivas entre os níveis de sais solúveis no solo ou na planta e populações de ácaros tetraniquídeos, especialmente em relação ao nitrogênio. Flechtmann & Malavolta (1976) demonstraram uma correlação positiva entre níveis de N, P e K na solução nutritiva em que plantas de sorgo foram mantidas e o desenvolvimento do tetraniquídeo *Tetranychus urticae* Koch, até um certo limite. Chaboussou (1976) referiu-se a um trabalho conduzido em Marrocos, no qual M. Willinsky teria mostrado que pulverizações de KNO_3 resultaram em diminuição do número de *Brevipalpus* Donnadieu

Manual de Acarologia

em citros. Outros autores têm observado relações menos claras entre níveis variáveis de fósforo e potássio e a ocorrência de pragas, possivelmente pelo fato de esses elementos serem requeridos em níveis menores pelas plantas e pelos próprios ácaros.

As plantas apresentam pressão osmótica mais elevada sob estresse hídrico. O aumento da pressão osmótica poderia ter sobre os ácaros o mesmo efeito que o aumento do suprimento mineral.

Existem várias evidências de que produtos químicos aplicados sobre plantas podem resultar em aumento da população de ácaros fitófagos (Huffaker *et al.* 1970). Em muitos casos, esse aumento tem sido atribuído à ação maior dos agrotóxicos sobre seus inimigos naturais, permitindo assim o crescimento populacional dos ácaros fitófagos. Em outros casos, entretanto, o aumento da população dos ácaros fitófagos tem sido atribuído ao processo conhecido como hormoligose.

Hormoligose corresponde ao efeito estimulante de uma pequena dose de substâncias que em doses maiores são tóxicas. Uma discussão sobre esse assunto foi feita por Chaboussou (1976), com base em resultados de diferentes autores. Outras constatações da hormoligose de tetraniquídeos foram apresentadas por Jones & Parrella (1984), Oliveira (1984) e Reis & Teodoro (2000). A maioria desses trabalhos relata aumento na população de tetraniquídeos após a aplicação de DDT, produtos organofosforados ou piretróides. Em diversos casos, tem sido demonstrado que o suposto estímulo se dá pelas vias nutricionais, que resultam em aumento da fecundidade, longevidade, encurtamento do ciclo de vida e aumento da proporção de fêmeas. Chaboussou (1976) argumenta que agrotóxicos podem penetrar na planta, alterando seu metabolismo e aumentando o teor de Cu, Fe, Zn, Mg, Mn, S, P etc., ou agindo como promotores de crescimento. A aplicação de certos agrotóxicos poderia aumentar a proporção de aminoácidos livres e de açúcares redutores no citoplasma das células vegetais, favorecendo o aumento da população dos organismos fitófagos. Em certos casos, o efeito dos produtos corresponde ao estímulo que causam à dispersão de ácaros, quando expostos àqueles produtos; isso resulta em redução da competição intra-específica, concorrendo para o aumento mais rápido da população do ácaro considerado. Esse efeito foi demonstrado em um estudo de laboratório feito com *T. urticae* por Flechtmann & Zem (1980).

A ocorrência de hormoligose parece ser rara entre os inimigos naturais. James (1997) relatou na Austrália um aumento na taxa de oviposição do fitoseídeo predador *Euseius victoriensis* (Womersley) exposto ao produto imidacloprid. Esse talvez seja o primeiro relato de um aumento da fecundidade de um fitoseídeo relacionado ao uso de um agrotóxico. No Brasil, Reis & Sousa (2000) também relataram o aumento na taxa de oviposição dos fitoseídeos *Euseius alatus* DeLeon e *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma expostos ao oxiclureto de cobre. Dessa maneira, parece que predadores de ácaros fitófagos raramente se beneficiam do uso de agrotóxicos sobre as plantas cultivadas.

Dispersão

Ácaros de importância econômica alcançaram ampla distribuição geográfica com o transporte de suas plantas hospedeiras pelo homem, notadamente aquelas de

valor ornamental e agrícola, para diferentes regiões do globo terrestre. O reduzido tamanho dos ácaros e o seu hábito de ovipositar em locais abrigados reduzem as possibilidades de que sejam notados durante o transporte de plantas e frutos. A grande maioria dos ácaros fitófagos não depende de outros animais para sua dispersão; nenhum de seus estágios de desenvolvimento mostra modificações morfológicas ou de comportamento para forese. Alguns destes podem, ocasionalmente, ser encontrados sobre insetos; no entanto, esse é um fenômeno esporádico. A dispersão natural desses ácaros dá-se principalmente pela ação do vento, a longas distâncias, ou pelo seu caminhar, a distâncias menores.

Entretanto, diversos ácaros que apresentam outros hábitos alimentares passam por forese, podendo apresentar especializações morfológicas ou biológicas que facilitam esse processo. Esses ácaros usualmente vivem em habitats que são apenas temporariamente favoráveis à sua ocorrência. Como exemplo, têm-se as espécies que vivem em depósitos de alimentos ou que vivem em microhabitats do campo que são apenas temporariamente favoráveis à manutenção da qualidade dos organismos de que se alimentam. A existência intermitente no espaço, e às vezes no tempo, desses habitats fez com que fossem beneficiadas as espécies que apresentavam especializações que permitiam seu transporte de um habitat a outro sobre organismos com maior capacidade de locomoção. Muito freqüentemente, os organismos transportadores são artrópodes, embora mamíferos também estejam muitas vezes envolvidos nesse processo. Especializações comuns referem-se à ocorrência da fase de deutoninfa em certos Astigmata, ou à produção de uma substância excretada por uma glândula que se abre próximo ao ânus nos Mesostigmata do grupo Uropodina.

7 Aspectos Biológicos Específicos dos Principais Grupos de Ácaros de Importância Agrícola

MESOSTIGMATA

Ascidae

As espécies de Ascidae apresentam maiores semelhanças morfológicas e biológicas com os Phytoseiidae. São conhecidas cerca de 650 espécies em 37 gêneros. Encontrados predominantemente no solo, são comuns também em depósitos de grãos, criações de insetos em laboratório, sobre plantas ou associados a insetos.

Especificidade

Muitas das espécies deste grupo são predadoras de ácaros, insetos e nematóides, parasitam insetos ou alimentam-se de fungos ou pólen. Parece que muitas, se não a maioria, das espécies sejam onívoras.

A ocorrência de Ascidae sobre plantas é observada principalmente em regiões úmidas do globo terrestre. As espécies mais freqüentemente encontradas sobre folhas pertencem principalmente aos gêneros *Asca* von Heyden e *Lasioseius* Berlese. Em flores, encontram-se principalmente espécies de *Proctolaelaps* Berlese, *Rhinoseius* Baker & Yunker e *Tropicoseius* Baker & Yunker. Espécies de *Proctolelaps* são encontradas com freqüência em laboratório, onde parecem se alimentar principalmente de fungos. Em depósitos de grãos, é freqüente a ocorrência de espécies de *Blattisocius* Keegan, alimentando-se de ácaros ou insetos.

Apesar de seu comportamento predatório, estudos visando sua utilização no controle de pragas têm sido relativamente poucos. Uma revisão do potencial desses ácaros como agentes de controle biológico foi apresentada por Gerson *et al.* (2003). Ascidae potencialmente úteis no controle de pragas agrícolas incluem espécies de *Arctoseius* Sig Thor e *Lasioseius parberlesei* Tseng, que têm se mostrado úteis no controle de larvas de Sciaridae (Diptera) em cultivos de cogumelo na Europa e do ácaro *Steneotarsonemus pinki* Smiley (Tarsonemidae) em arroz na Ásia, respectivamente.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides. Embora certas espécies se desenvolvam através de partenogênese arrenótoca ou telítoca, outras espécies aparentemente reproduzem-se através do processo conhecido como pseudo-arrenotoquia ou para-haploidia (Norton

et al., 1993). Esse processo será detalhado nas considerações sobre Phytoseiidae, adiante. Durante o desenvolvimento, passam pelas fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (fêmea e macho). O desenvolvimento da fase imatura desses ácaros normalmente ocorre em cerca de uma semana. Os adultos geralmente vivem entre 20 e 30 dias; durante esse período, as fêmeas depositam entre 30 e 40 ovos.

Dispersão

São frequentemente carregados em grandes números pelos insetos que predam. Por outro lado, muitas das espécies que vivem em flores são transportadas por aves; nas Américas, as aves envolvidas são distintas espécies de beija-flor, como detalhado em diversos estudos de R.K. Colwell e colaboradores, sumarizados em Naskrecki & Colwell (1998). Aqueles autores verificaram alta especificidade das espécies de *Rhinoseius* Baker & Yunker e *Tropicoseius* Baker & Yunker às plantas em cujas flores vivem. Verificaram que as primeiras habitam principalmente dicotiledôneas de regiões tropicais altas, enquanto as últimas habitam principalmente monocotiledôneas de regiões tropicais baixas.

Phytoseiidae

Moraes *et al.* (2004) mencionaram a existência de 2.217 espécies descritas nesta família, em 67 gêneros. Ocorrem principalmente sobre plantas; ainda que também encontrados no solo, não constituem aí um grupo predominante. Os fitoseídeos apresentam movimentos rápidos e são fototróficos negativos.

Especificidade

São conhecidos principalmente por seu hábito predatório, embora muitos se alimentem também de pólen, fungos, substâncias açucaradas produzidas por insetos, exsudatos de plantas etc. De acordo com seu comportamento alimentar e com o nível de especialização em relação às presas que atacam, os fitoseídeos foram classificados por McMurtry & Croft (1997) em quatro grupos:

- Grupo I (constituído por espécies de *Phytoseiulus* Evans): especializados na predação de ácaros do gênero *Tetranychus* Dufour;
- Grupo II (constituído por espécies de *Galendromus* Muma, alguns *Neoseiulus* Hughes e poucos *Typhlodromus* Scheuten): atacam preferencialmente ácaros da família Tetranychidae;
- Grupo III (constituído por algumas espécies de *Neoseiulus* e muitas de *Amblyseius* Berlese e *Typhlodromus*): generalistas, alimentando-se de ácaros de diferentes grupos, certos insetos e outros tipos de alimento;
- Grupo IV (constituído por espécies de *Euseius* Wainstein): generalistas que preferem pólen, mas podem também se alimentar de alguns ácaros e insetos.

Desenvolvimento e reprodução

A biologia dos ácaros de Phytoseiidae é semelhante àquela dos Ascidae. São haplo-diplóides. Entretanto, fitoseídeos cuja forma de determinação de sexo foi estudada por Helle *et al.* (1978) e por Nelson-Rees *et al.* (1980) apresentam o processo conhecido

Manual de Acarologia

como pseudo-arrenotoquia ou para-haploidia, aparentemente muito comum nesta família. As espécies que apresentam esse processo ovipositam apenas após a fertilização de cada óvulo, o que implica que todos os ovos sejam inicialmente diplóides. Após um dado período, parte dos ovos depositados perdem a contribuição paterna de cromossomas, tornando-se haplóides e dando origem a machos. Esse processo não é exclusivo dos fitoseídeos; comprovadamente ocorre também em Otopheidomenidae e, possivelmente, também em Ascidae, Podocinidae, Dermanyssidae e Haemogamasidae (Norton *et al.*, 1993). Algumas poucas espécies de fitoseídeos reproduzem-se através de partenogênese telítica (Wysoki & Bolland, 1983). O ciclo biológico destes ácaros inclui as fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (fêmea e macho). O desenvolvimento da fase imatura normalmente ocorre em cerca de uma semana. Os adultos geralmente vivem entre 20 e 30 dias; durante esse período, as fêmeas depositam entre 30 e 40 ovos. Em geral, a fase de ovo é a mais demorada das fases imaturas, durando 2-3 dias a temperaturas próximas de 25 °C. Em algumas poucas espécies, a duração da fase de ovo é bastante curta. Sanderson & McMurtry (1984) observaram que a duração dessa fase foi extremamente variável em *Phytoseius hawaiiensis* Prasad, durando em alguns casos cerca de 10 minutos, embora em muitos casos tenha durado mais de 4 dias. No caso dessa espécie, de *Paragigagnathus tamaricis* Amitai & Grinberg e de *Iphiseiodes quadripilis* (Banks), larvas foram verificadas no interior de fêmeas em fase de reprodução (Sanderson & McMurtry, 1984; Amitai & Grinberg, 1971 e Abou-Setta *et al.*, 1991, respectivamente).

Resistência a condições adversas

Os fitoseídeos que vivem em regiões de invernos muito rigorosos entram em diapausa na época mais fria. A diapausa é induzida por uma combinação de dias curtos e baixas temperaturas. A diapausa é passada na fase adulta, quando esses ácaros saem das folhas e se movem para fendas ou outras estruturas que lhes ofereça proteção, nos ramos e troncos (Overmeer, 1985).

Dispersão

A dispersão desses ácaros dá-se principalmente pelo vento, ocorrendo quando seu alimento se torna escasso. Nesse processo, os fitoseídeos movem-se para superfícies expostas das plantas em que se encontram, deixando-se levar pelo vento. Ao chegar sobre outra planta, procuram sua presa orientados por estímulos químicos emanados da própria presa ou das plantas atacadas por ácaros fitófagos (Sabelis & Dicke, 1985).

PROSTIGMATA

Bdellidae

São conhecidas nesta família cerca de 114 espécies em 15 gêneros, encontradas em plantas, no solo e em alimentos armazenados, onde procuram ativamente por pequenos artrópodes para deles se alimentar. Usualmente, não são freqüentes e nem abundantes. A introdução de *Bdellodes lapidaria* (Kramer) na Austrália para o controle do *Collembola Sminthurus viridis* (L.), então séria praga do trevo naquele continente,

foi de grande sucesso, resultando em até 75% de redução da população da praga. A redução nas populações dessa praga por *B. lapidarius*, em 1933 foi, talvez, a primeira demonstração do controle de uma praga por um ácaro.

Para o controle dessa mesma espécie de Collembola em regiões mais secas da Austrália e da Tasmânia, a introdução de outro Bdellidae, *Neomulgus capillatus* (Kramer), importado de região de condição climática semelhante do Marrocos, também foi bem sucedida. Há relatos da contribuição de outras espécies de Bdellidae para o controle de várias pragas: *Bdella depressa* (Ewing) é voraz sobre tetraníquídeos, sobretudo *Bryobia* Koch; *Bdella longicornis* (L.) alimenta-se de tetraníquídeos em videiras na Califórnia, Estados Unidos, principalmente no inverno e primavera, quando os Phytoseiidae ainda são escassos; *Bdella distincta* (Baker & Balock) alimenta-se dos ovos e do primeiro estágio ninfal de cochonilhas na Flórida, Estados Unidos.

Desenvolvimento e reprodução

Suspeita-se que algumas espécies de Bdellidae reproduzam-se através de partenogênese telítoca (Norton *et al.*, 1993). Passam pelas fases de ovo, pré-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). Depositam os ovos em massas em “ninhos” feitos por fios de teia. Uma vez localizada a presa, cobrem-na com o produto de secreção das suas glândulas salivares, que se solidifica em fios semelhantes a teia. A seguir, sugam o conteúdo de suas presas.

Esse predador deposita os ovos na superfície do solo, freqüentemente em restos de plantas. Até um certo ponto, parece que estão continuamente em diapausa, de modo que nascem larvas por um longo período do ano. O nascimento das larvas coincide com a época das chuvas, em que também a presa é mais abundante. O desenvolvimento da fase de larva à fase de adulto se dá em torno de 14 a 21 dias, a temperaturas relativamente baixas (21 °C).

Cheyletidae

Os Cheyletidae correspondem a um grupo de cerca 500 espécies de 77 gêneros, que são predadoras ou parasitas (Gerson *et al.*, 1999). Os predadores alimentam-se de uma variedade de microartrópodes, principalmente de formas herbívoras e saprófitas, como ácaros Acaroidea e Collembola. Não raro são abundantes em alimentos armazenados, estábulos etc., principalmente se a população de Acaroidea aí presente for grande. Também são encontrados na casca e na folhagem de árvores onde podem alimentar-se de ácaros fitófagos e de ninfas de primeiro estágio de cochonilhas. Sobre plantas, não são freqüentes e nem comuns, exceto em situações especiais. Moraes *et al.* (1989) relataram *Cheletogenes ornatus* (Canestrini & Fanzago) em alta freqüência e abundância no Nordeste do Brasil, associado à cochonilha *Pinnaspis aspidistrae* (Signoret) (Hemiptera: Aspididae).

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Espécies que apresentam partenogênese telítoca também têm sido constatadas (Norton *et al.*, 1993). Passam pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (fêmea e macho). Os ovos são postos

Manual de Acarologia

isoladamente ou em aglomerados. A fêmea produz um emaranhado de teia para cobrir seus ovos; parece proteger os ovos até o nascimento das larvas. A fase de ovo a adulto é relativamente longa, variando de 30 a 40 dias. A fecundidade média relatada na literatura é extremamente variada, de menos de dez até cerca de 130 ovos por fêmea. A biologia de *C. ornatus* foi estudada em nosso meio por Moraes *et al.* (1989).

Cunaxidae

São conhecidas nesta família 114 espécies em 17 gêneros. São frequentes na matéria orgânica do solo, em musgos, sobre a folhagem de plantas e, às vezes, em depósitos de cereais e seus derivados. São predadores de pequenos artrópodes, incluindo ácaros.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, sendo os machos aparentemente produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca ainda não foi constatada nesses ácaros (Norton *et al.*, 1993). Passam pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). São predadores generalistas; no solo, podem alimentar-se também de nematóides fitoparasitos. O desenvolvimento parece ser relativamente longo, variando entre duas e quatro semanas a 28 °C ou mais. A fecundidade é em torno de 45 a 77 ovos por fêmea.

Eriophyoidea

Trata-se de um grande grupo de ácaros estritamente fitófagos. O catálogo de Davis *et al.* (1982) relatou 1.859 espécies de microácaros filiados a 156 gêneros; já o catálogo de Amrine & Stasny (1994) relatou 2.884 espécies. Mais recentemente, Amrine *et al.* (2003) informaram a existência de 3.442 espécies descritas em 301 gêneros. Daquele total, 78% das espécies pertenciam à família Eriophyidae, 16% à família Diptilomiopidae e 6% à família Phytoptidae. O aumento notável no número de taxons em tão curto tempo demonstra o limitado conhecimento do grupo e o interesse atual por conhecimento destes. Yaninek & Moraes (1991) relataram 18 dessas espécies como pragas de diversas culturas em todo o mundo. Desde então, é de esperar-se que outras espécies tenham passado a ser consideradas de grande importância no mundo; especificamente no Brasil, *Calacarus heveae* Feres, que ataca a seringueira, deve ser juntada àquelas espécies. Em importância econômica, os microácaros são superados apenas pelos tetraniquídeos como ácaros-praga em todo mundo. No Brasil, cerca de seis espécies são consideradas de grande importância econômica.

O alto grau de especialização morfológica e biológica permite aos microácaros viver em lugares bastante confinados, como nas bainhas das folhas, gemas, brotos terminais, eríneos, galhas, bem como na superfície exposta das plantas.

Especificidade

Uma característica geral para a maioria das espécies de microácaros, sobretudo daquelas que se alimentam de plantas dicotiledôneas, é sua amplitude aparentemente reduzida de hospedeiros. Muitos microácaros atacam somente uma espécie vegetal,

enquanto outros se alimentam de várias espécies de um só gênero de plantas. Essa gama reduzida de hospedeiros parece estar em muitos casos ligada à relação peculiar entre esses ácaros e seus hospedeiros; muitos destes só conseguem sobreviver em estruturas que são aparentemente formadas nas plantas em resposta à injeção de substâncias no ato de sua alimentação. Apenas nessas estruturas aqueles microácaros conseguem sobreviver. Assim, supostamente não serve como hospedeiro a uma dada espécie de microácaro o vegetal que não produza a estrutura específica, ainda que, nas fases iniciais de seleção pelo ácaro, o vegetal tenha se mostrado um hospedeiro potencialmente adequado.

Algumas espécies que atacam gramíneas parecem ser menos especializadas, podendo alimentar-se de plantas de vários gêneros. *Aculops lycopersici* (Masse) parece representar um caso de especificidade reduzida. É uma praga severa do tomateiro, freqüentemente causando sua morte, o que sugere que este não seja seu hospedeiro original. Ataca várias outras solanáceas, às quais causa poucos danos. Trabalhos conduzidos por Rice & Strong (1962) mostraram que esse ácaro mata outras espécies de *Lycopersicon*, além do tomateiro, mas causa poucos danos à berinjela e menos danos ainda ao fumo e à petúnia.

Sinais

Pelo menos uma espécie desse grupo, *Aculops knorri* Keifer, é capaz de produzir teia. Colônias extensas desse ácaro foram relatadas por Knorr *et al.* (1976) sob coberturas de teia por ele produzidas, em folhas de *Lepisanthes rubiginosa* (Roxb.). Diversas espécies têm a capacidade de produzir cera sobre seu próprio corpo. Nesse caso, os ácaros podem apresentar-se cobertos por estrias ou placas de cera branca, conferindo-lhes aspecto espetacular sobre o órgão vegetal observado sob estereomicroscópio. A cera, entretanto, desprende-se ou se dissolve quando os ácaros são preservados em etanol, de forma que preparações microscópicas não permitem apreciar bem sua estrutura, revelada com detalhes apenas ao microscópio eletrônico de varredura.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca ainda não foi constatada nestes ácaros (Norton *et al.*, 1993; Helle & Wisoki, 1996). Os microácaros passam pelos estágios de ovo, larva, ninfa e adulto.

Ao ser depositado, o ovo “flui” como um líquido, ficando bastante estreito ao passar pela abertura genital para, em seguida, adquirir formatos diferentes sobre o substrato, enrijecendo-se o córion em seguida. Fêmeas senescentes retêm os ovos por tempo relativamente longo; seu córion se enrijece e essas fêmeas não são mais capazes de efetuar a postura. Casos de emergência de larvas no interior da fêmea (ovoviviparidade, viviparidade) foram discutidos por Návía *et al.* (2005).

Apesar do tamanho bastante reduzido dos microácaros, seu período de desenvolvimento é aproximadamente o mesmo relatado para os tetraniquídeos (uma a duas semanas); por outro lado, os adultos parecem ter longevidade menor que aqueles

Manual de Acarologia

(uma a três semanas). A fecundidade média parece ser geralmente reduzida, de dez a 20 ovos por fêmea.

Resistência a condições adversas

A diapausa entre os microácaros parece envolver principalmente fêmeas adultas, tendo sido relatada em zonas temperadas, especialmente em microácaros que têm uma única planta hospedeira, de folhas caducas. Fêmeas em diapausa são morfológicamente distintas de outras fêmeas e dos machos. Nessas condições, observa-se uma alternância de fêmeas de formas distintas, ao longo do ano. Na época favorável ao desenvolvimento, observam-se fêmeas e machos morfológicamente semelhantes, capazes de copularem entre si, enquanto que na época desfavorável ocorrem apenas fêmeas em diapausa. A alternância está relacionada à alteração da composição do substrato nutritivo e do clima. A fêmea semelhante ao macho é conhecida como protogine, e a outra, deutogine. O processo de formação de deutogine é conhecido como deutoginia. A deutoginia tem sido menos freqüentemente observada em espécies que se alimentam de plantas que têm folhas durante o ano todo, em regiões tropicais, como *Aceria kenya* (Keifer), em mangueira (Hassan & Keifer, 1978), e *Aceria anisodorsum* Flechtmann & Santana, em sibipiruna (Flechtman & Santana, 2007).

Dispersão

O homem é, talvez, o mais importante disseminador de microácaros a grandes distâncias, por meio do transporte de material vegetal infestado. Certos microácaros da cana-de-açúcar, mangueira e citros, por exemplo, estão presentes em quase todas as áreas de cultivo dessas plantas no mundo. A dispersão desses ácaros pelo homem adquire importância especial devido a seu tamanho muito reduzido, o que dificulta sua detecção por um profissional que não seja acarologista. A isso se deve acrescentar o fato de que algumas dessas espécies vivem escondidas sob diferentes órgãos vegetais.

De forma congruente às suas dimensões reduzidas, os microácaros movem-se lentamente sobre o substrato, de 10-15 milímetros por minuto. Em plantas perenes de folhas caducas, o início da brotação marca o período de migração ascendente desses ácaros. Também podem passar de uma planta para outra quando seus ramos e folhas se tocam.

A dispersão também pode dar-se pelo vento ou sobre insetos. São muitas as informações que evidenciam a dispersão dos microácaros pelo vento. Aparentemente, a dispersão por essa via ocorre principalmente na fase adulta. Para tanto, as fêmeas deslocam-se para a extremidade ou margem das folhas, onde se fixam por meio da ventosa anal (estrutura da extremidade posterior do corpo) e, expondo-se ao vento, movem rapidamente suas pernas. Antes de se desprender, podem dobrar o corpo em arco e se projetar para o ar. Podem também formar cadeias de espécimes unidos pelas ventosas anais, o que pode conduzir à dispersão aérea de grupos de ácaros. Forese de microácaros em artrópodes também tem sido observada, principalmente em pulgões e abelhas.

Danos

Os estiletos queliceriais, na maioria das espécies, alcançam nas plantas apenas as células epidérmicas. Observa-se uma grande variação dentre os microácaros em

relação aos órgãos vegetais que preferencialmente atacam. Enquanto algumas espécies vivem expostas sobre ambas superfícies das folhas, causando, quando muito, apenas danos mecânicos, outras vivem protegidas em determinadas estruturas naturais das plantas ou em estruturas formadas pela planta em resposta à injeção de substâncias produzidas pelo microácaro. A maior parte desses ácaros não causa alterações ou danos aparentes em suas plantas hospedeiras, sendo necessário, para sua detecção, examinar as várias partes aéreas da planta.

O dano mecânico resulta da retirada do conteúdo celular da planta pelos microácaros. Isso pode causar o bronzeamento ou a “ferrugem prateada” em folhas e frutos de algumas plantas. No bronzeamento, as células perfuradas por microácaros “cicatrizam” por deposição de lignina; quando não ocorre a deposição de lignina, resulta o prateamento. Um tipo de dano mecânico conhecido como “descoloração” tem sido relatado na África do Sul. Resulta da ação de *Calacarus citrifoliae* Keifer em folhas, ramos tenros e frutos de citros. O sintoma mais típico aparece nas folhas: pequenas manchas cloróticas que confluem, formando manchas maiores, irregulares e com ramificações laterais. Sob ação da luz solar intensa, a zona central dessas manchas escurece e fica circundada por áreas resinosas.

Dano mecânico um pouco diferente tem sido relatado para espécies da subfamília Aberoptinae, família Eriophyidae. Com o uso de apêndices espatuliformes do gnatossoma ou da tíbia das pernas, esses ácaros parecem ser capazes de destruir a face superior de folhas de mangueira ou a face inferior das folhas do jatobá.

Deformações podem ser resultantes tanto de danos mecânicos em tecidos embrionários do vegetal, quanto da injeção de substâncias na planta. Em muitos casos, ainda não está determinado se a deformação observada se deve a um simples dano mecânico ou à injeção de substâncias. Alguns tipos de deformações são:

(1) Deformação de órgãos vegetais. Deformação do órgão atacado, sem produção de estruturas novas ou anormais.

(2) Pústulas. Ocorrem em pereiras e surgem nas primeiras folhas que emergem de gemas atacadas por microácaros. Na formação das pústulas, os microácaros penetram na folha através da abertura dos estômatos e induzem o crescimento anormal das células do mesofilo, que, associado com excesso de lacunas, leva a um intumescimento localizado nas folhas.

(3) Eríneos. Consistem de uma proliferação anormal de tricomas. Dependendo da espécie de microácaro, os eríneos localizam-se na face superior ou inferior das folhas e podem apresentar cor característica, verde a vermelha intensa ou acastanhada. Os tricomas anormais podem ser alongados, globosos, lobosos, ramificados, uni ou pluricelulares. São considerados tricomas nutridores.

(4) Enrolamento do bordo foliar. O enrolamento pode ser restrito a pequenos setores do bordo das folhas ou afetar toda sua margem.

(5) Galhas. De início, o crescimento normal e a diferenciação do órgão afetado são localmente inibidos. Posteriormente, o desenvolvimento do tecido adjacente, formando a galha, proporciona abrigo para os ácaros, ocorrendo, ao mesmo tempo, a diferenciação de um tecido nutridor em seu interior. Esse tecido corresponde a células túrgidas ou

Manual de Acarologia

papilas; algumas papilas não têm paredes celulares definidas e apresentam vários núcleos, sugerindo tratar-se de sincícios. Tem-se verificado que após a indução do comportamento diferenciado das células afetadas, a presença do ácaro não é mais necessária para o crescimento da galha. Muitas galhas apresentam uma “pilosidade” externa; esses tricomas são semelhantes aos naturais da folha, porém, em maior densidade. Todas as galhas apresentam um orifício que permite a saída dos ácaros. Embora a maioria das galhas seja formada nas folhas, ocorrem também em ramos tenros, pecíolos, flores, botões florais e frutos. Algumas galhas são semelhantes a tumores; em alguns casos resultam em semi-reversão de primórdios florais para folhas. Há galhas formadas por outros artrópodes que não são ácaros, como himenópteros e dípteros.

(6) Malformação das gemas. Quando, devido à ação de microácaros, as folhas jovens no interior de uma gema não conseguem se desenvolver normalmente, resultam gemas intumescidas que podem alcançar várias vezes o diâmetro de uma gema normal, consistindo de um aglomerado de escamas espessas com excrescências carnosas nutritivas. Abrindo-se uma dessas estruturas, grande número de microácaros pode ser encontrado. A invasão das gemas provocadas por microácaros pode afetar o desenvolvimento de partes mais ou menos importantes da planta. A proliferação de gemas associada com severa redução de folhas e encurtamento de internódios leva à formação de uma estrutura semelhante a uma couve-flor. Quando ocorre a produção de muitas brotações, delgadas e alongadas, acompanhada da ausência de folhas ou folhas muito reduzidas e encurtamento dos internódios, resulta a malformação referida por “superbrotamento” ou “vassoura de bruxa”.

Um dos danos mais significativos dos microácaros refere-se à capacidade de diversas espécies de transmitir vírus às plantas. Conhecem-se mais de uma dezena de vírus de plantas por eles transmitidos em todo o mundo, e a relação entre o microácaro vetor e o agente transmitido é altamente específica. Frequentemente, os sintomas ocasionados pela ação do microácaro podem assemelhar-se àqueles causados pelas viroses, devendo-se tomar muito cuidado para distinguir-se o agente causal do dano observado, o que apresenta uma importância prática muito grande.

Erythraeidae

São hoje conhecidas cerca de 468 espécies de 58 gêneros nessa família. Ocorrem principalmente na serrapilheira, no solo e sobre as plantas.

Desenvolvimento e reprodução

São diplo-diplóides. Suspeita-se que algumas espécies possam apresentar partenogênese telítoca (Norton *et al.*, 1993). Os ácaros dessa família, assim como de famílias relacionadas que em conjunto com esta compõem o grupo conhecido como Parasitengona, apresentam os estágios de ovo, pré-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). Os estágios de protoninfa e tritoninfa não são ativos, permanecendo cobertos pelas cutículas dos respectivos estágios precedentes.

Larvas são geralmente parasitas de artrópodes terrestres, sobretudo insetos e aracnídeos, incluindo escorpiões, aranhas e ácaros. Deutoninfa e adultos são

principalmente predadores. As larvas podem secretar uma substância no local do parasitismo, que se solidifica em contato com o ar, adquirindo forma de cone. É através desse que os fluidos corporais do hospedeiro são sugados. Algumas espécies de *Balaustium* von Heyden têm hábito alimentar diverso; as larvas de algumas espécies alimentam-se de pólen, enquanto a deutoninfa e os adultos são predadores de artrópodes. Em outras espécies, todos os estágios ativos alimentam-se de pólen.

Às vezes parasitam insetos úteis, como larvas de *Leptus* Latreille, que já foram encontradas sobre a abelha melífera. Norton *et al.* (1988) relataram larvas de duas espécies não descritas de *Leptus* parasitando ácaros oribatídeos nos Estados Unidos. Larvas de *Charletonia rocciai* Treat & Flechtmann foram observadas parasitando a mosca-do-Amazonas, *Metagonistylum minense* Townsend, Diptera Tachynidae que parasita a broca da cana-de-açúcar no Brasil.

Resistência a condições adversas

No Canadá, *Balaustium putmani* Smiley hiberna sob a forma de ovos em frestas da casca do tronco e ramos de árvores frutíferas.

Pyemotidae

Conhecem-se 36 espécies de Pyemotidae, filiadas a 11 gêneros. Grande parte das espécies é parasita insetos. São com frequência encontrados em armazéns e em criações de insetos em laboratório. Como um único hospedeiro provê alimento suficiente para toda a progênie de uma fêmea e pelo fato de apenas um estágio do ácaro parasitar o inseto, que depois morre, os Pyemotidae foram caracterizados como parasitóides.

Vários trabalhos foram desenvolvidos para avaliar a possibilidade de utilizar-se espécies dessa família no controle biológico de pragas. Uma espécie do gênero *Pyemotes* Amerling (então referido como *Pediculoides* Targioni-Tozzetti) foi o primeiro agente acarino de controle biológico criado massalmente em laboratório. Um sério problema em relação a seu possível uso é o fato de causarem dermatite mais ou menos severa no homem (Figura 32).

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas, através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca ainda não foi constatada nesses ácaros (Norton *et al.*, 1993). Os adultos são o único estágio livre dos Pyemotidae. Fêmeas fertilizadas procuram o inseto hospedeiro, paralisam-no, parasitam-no e posteriormente causam sua morte. Durante o processo de alimentação, ovos são formados e retidos no interior do idiossoma da mãe, permanecendo aí a progênie até atingir o estágio adulto. O opistosoma da mãe aumenta muito de tamanho, dizendo-se, por isso, que passa pelo processo de fisogastría (Figura 19). A duração da fase de ovo a adulto é de 4 a 7 dias. Cada fêmea pode produzir até 200 a 300 descendentes, mais de 90% dos quais são fêmeas. Os machos emergem primeiro; eles permanecem sobre o corpo materno e copulam grande número de suas irmãs, à medida que emergem. Em algumas espécies, os machos não



Figura 32. Dermatite no abdome de uma pessoa que manuseava grãos contendo ácaros *Pyemotes* (gentileza de E.S. Silva).

emergem, ocorrendo a cópula dentro do organismo materno.

Dispersão

Os Pyemotidae são freqüentemente transportados por insetos, como fêmeas adultas. Estas são morfologicamente distintas de fêmeas que não se dispersam. Também o transporte de substrato contendo insetos parasitados contribui para sua dispersão.

Pygmephoridae

Conhecem-se 198 espécies de Pygmephoridae, filiadas a 23 gêneros. São ácaros encontrados freqüentemente contaminando substratos de produção de cogumelos. Alimentam-se de fungos. Algumas espécies apresentam, caudalmente às coxas IV, uma bolsa em que carregam esporos de fungos. Chegando a um meio favorável ao desenvolvimento do fungo (placas com meios de cultura, frascos de culturas de tecidos com meio nutritivo e plântulas), semeiam-no. Em contato com a pele de humanos, podem causar dermatite severa.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, os machos produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca ainda não foi constatada nesses ácaros (Norton *et al.*, 1993). Produzem número elevado de ovos, que são retidos

pela fêmea, passando também pelo processo de fisogastria. Fêmeas recém-nascidas, já fertilizadas, caminham ativamente; como são alongadas, esgueiram-se facilmente entre os fios dos tampões de algodão de frascos de cultura de tecidos. A duração da fase de ovo a adulto é em torno de quatro dias.

Dispersão

Muitas das espécies de Pygmephoridae são encontradas sobre insetos e pequenos mamíferos, sobre os quais se dispersam como fêmeas adultas. Semelhantemente ao que foi citado para os Pyemotidae, as fêmeas que se dispersam são morfológicamente distintas de fêmeas que não se dispersam, e o transporte de substrato contendo insetos parasitados contribui para sua dispersão.

Danos

Podem causar pruridos nas pessoas que manuseiam o material em que esses ácaros são encontrados.

Stigmaeidae

Cerca de 432 espécies de 28 gêneros são hoje conhecidas nessa família. Podem ser encontrados no solo, mas são encontrados com mais frequência sobre as plantas, onde usualmente são predadores de outros ácaros. Correspondem ao segundo grupo de predadores mais frequentemente encontrados sobre plantas. A redução do uso de defensivos em pomares tem começado a mostrar melhor o papel desses ácaros, permitindo o ressurgimento dos inimigos naturais, entre eles os Stigmaeidae.

O aumento da densidade de estigmeídeos como consequência da redução do uso de defensivos pode estar relacionada a diversos fatores. Um deles corresponde à possível redução na mortalidade desses ácaros pela ação de agrotóxicos. Outro, é o aumento na composição e abundância de ácaros considerados indiferentes, que servem de presa alternativa ao estigmeídeos quando os ácaros-praga são escassos. A maior variedade de presas disponíveis permite a sobrevivência de maior número de predadores em agroecossistemas. A terceira possibilidade refere-se à interação desses ácaros com outros predadores.

Os efeitos da interação de estigmeídeos e predadores Phytoseiidae têm sido relatados na literatura. Em algumas situações, os primeiros agem como inimigos naturais dos segundos, enquanto que, em outras situações, o inverso tem sido observado. Trabalhos conduzidos em citros no Brasil demonstraram que a aplicação de certos agrotóxicos resultou em redução da população de fitoseídeos e a um concomitante aumento da população de estigmeídeos, sugerindo serem aqueles predadores de estigmeídeos (Sato *et al.*, 2001).

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, sendo os machos produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas, através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca ainda não foi constatada nesses ácaros (Norton *et al.*, 1993). Em seu desenvolvimento, passam pelas fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (fêmea e macho). A

Manual de Acarologia

duração da fase de ovo a adulto varia de dez a 20 dias. A fecundidade é em torno de 20 a 40 ovos por fêmea. A biologia de *Agistemus floridanus* Gonzalez foi estudada em nosso meio por Ferla & Moraes (2003a).

É interessante observar que as larvas de *Zetzellia mali* (Ewing) precisam de substâncias vegetais para sobreviver. Mesmo providas de abundante suprimento de ovos de suas presas, quando privadas de acesso a folhas de macieira, não passam para a fase seguinte. Também se observa que as fêmeas passam algum tempo “tentando” obter alimento da folha.

Resistência a condições adversas

Zetzellia mali passa o inverno sob escamas da casca das árvores, em aglomerados de até 150 fêmeas. Em regiões de inverno rigoroso, sobrevivem nas camadas superficiais do solo.

Tarsonemidae

Cerca de 545 espécies pertencentes a 45 gêneros são conhecidas hoje nessa família. Jeppson *et al.* (1975) relataram sete delas como pragas de diferentes culturas em todo o mundo. A espécie de maior importância é *Polyphagotarsonemus latus* (Banks), que apresenta ampla distribuição e que ataca dezenas de espécies vegetais.

Especificidade

Os tarsonemídeos apresentam hábitos alimentares muito variados, incluindo espécies que se alimentam de fungos, algas e plantas vasculares, bem como espécies predadoras e parasitas de insetos. As espécies de importância agrícola são quase todas polífagas. Entretanto, espécies de *Steneotarsonemus* Beer apresentam preferência pronunciada por monocotiledôneas; *S. ananas* (Tryon) e *S. comosus* Ochoa têm sido relatadas apenas em abacaxizeiro, *S. brasiliensis* Flechtmann, apenas em cana-de-açúcar, enquanto *S. spinki* Smiley tem sido relatada apenas em arroz.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, sendo os machos produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca também tem sido constatada nesses ácaros (Norton *et al.*, 1993). No seu desenvolvimento, passam pelos estágios de ovo, larva, “pupa” e adulto (fêmea e macho). A “pupa”, na verdade, corresponde a uma fase imóvel, em que o estágio ninfal se desenvolve no interior da cutícula larval. O desenvolvimento através desses estágios ontogenéticos é característico dos ácaros da superfamília Tarsonemoidea, à qual Tarsonemidae pertence. A fase de ovo a adulto de um tarsonemídeo fitófago requer de três a sete dias; a longevidade dos adultos varia de uma semana a um mês, e a fecundidade, de dez a 40 ovos.

Fêmeas de *Steneotarsonemus* põem os ovos em aglomerados de dois a três ovos, enquanto as de *Polyphagotarsonemus* Beer & Nucifera os põem isoladamente. Cada macho adulto de tarsonemídeo começa sua atividade reprodutora buscando uma “pupa”, levantando-a com o auxílio de seu último par de pernas, fixando-a pela papila

genital masculina na extremidade posterior de seu corpo e carregando-a, à medida que caminha, até a emergência da fêmea adulta. A cópula é iniciada logo em seguida. O ato de carregar a “pupa” assegura ao macho a oportunidade de localizar uma fêmea enquanto esta ainda está imóvel; a tática maximiza a probabilidade da fêmea ser fertilizada antes da dispersão. Ocasionalmente, observa-se também a inseminação de fêmeas mais velhas, o que também oferece a possibilidade de uma fêmea ser fertilizada pela sua descendência. Raramente uma “pupa” de macho é carregada.

Populações maiores desses ácaros ocorrem principalmente quando o estresse hídrico das plantas é menor, ocasião em que a umidade do ar sob condições naturais é também mais elevada (Vieira *et al.*, 2004). É possível que isso se deva principalmente pelo melhor desenvolvimento desses ácaros em tecidos túrgidos.

Resistência a condições adversas

Não tem sido relatada na literatura nenhuma forma especial de resistência desses ácaros a condições desfavoráveis a seu desenvolvimento. Adultos de algumas espécies podem tolerar temperaturas próximas do congelamento por períodos prolongados.

Dispersão

Em uma mesma planta, os machos transportam as “pupas” que irão gerar fêmeas, caminhando preferencialmente em direção aos órgãos vegetais em crescimento, dada a preferência desses ácaros por alimentar-se das células mais túrgidas. Fêmeas adultas também podem se movimentar na planta, dirigindo-se preferencialmente a suas regiões de crescimento. Já a dispersão entre plantas geralmente é limitada às fêmeas já fertilizadas. Estas podem passar de uma planta a outra caminhando, quando as plantas se tocam, ou podem dispersar-se pelo vento.

O ácaro-branco, *P. latus*, já foi observado foreticamente sobre moscas-brancas (*Bemisia tabaci* Gennadius). As fêmeas do ácaro fixam-se aos segmentos das pernas daquele inseto, envolvendo-as com as pernas do primeiro par.

Danos

Os danos mais significativos desses ácaros são observados na região de crescimento da planta, onde os tecidos são túrgidos. Isto pode estar ligado ao fato de seus estiletes quelicerais serem muito curtos, não apropriados à alimentação em tecidos de folhas e ramos já formados.

Perfurando as células superficiais, o primeiro sintoma do ataque é a descoloração e prateamento ou bronzeamento da superfície das folhas e ramos herbáceos. Em seguida, as células dos tecidos em rápido crescimento entram em colapso. As folhas novas, em vias de expansão, ficam estreitas, rígidas, torcidas e não se desenvolvem, enrolando seus bordos para baixo ou para cima. À medida que crescem, essas folhas podem ainda sofrer fendilhamento. Folhas ou ramos atacados ficam deformados. Botões florais atacados ficam parcial ou totalmente deformados e descoloridos. Plantas severamente atacadas têm seu crescimento paralisado, podendo morrer.

Ocasionalmente, pela ação de toxinas injetadas durante o processo de alimentação, há alteração na ontogenia de tecidos adjacentes já formados, resultando

Manual de Acarologia

na proliferação de células de paredes delicadas, adequadas para a alimentação do tarsonemídeo. Isso tem sido relatado na literatura para os tarsonemídeos *P. latus* e *Phytonemus pallidus* (Banks).

Tenuipalpidae

Os tenuipalps, também referidos na literatura nacional por ácaros-planos e falsos-ácaros-de-teia, na literatura da língua inglesa, como “*flat mites*” e “*false spider mites*”, reúnem cerca de 875 espécies em 32 gêneros (N.C. Mesa, 2005, não publicado). Esses ácaros são estritamente fitófagos. Yaninek & Moraes (1991) relataram cinco espécies como pragas de diferentes culturas em todo o mundo; especificamente no Brasil, *Tenuipalpus heveae* Baker, que ataca a seringueira, deve ser juntada àquelas espécies. Embora o número de espécies consideradas pragas seja reduzido, esses ácaros são considerados de grande relevância. No Brasil, *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) é a espécie de maior importância, por ser vetora de diferentes vírus causadores de doenças em plantas e/ou por injetar toxinas nas plantas que ataca.

Especificidade

Dentre as espécies melhor conhecidas, algumas são encontradas em diversas espécies vegetais, mas outras parecem ser bastante específicas. Entre estas últimas, devem ser destacadas *T. heveae* e *Dolichotetranychus floridanus* (Banks), a primeira praticamente restrita a seringueiras, e a segunda, a plantas da família Bromeliaceae.

Desenvolvimento e reprodução

Apesar da importância econômica dos ácaros dessa família, são poucas, em todo o mundo, as publicações relativas a sua biologia. A maioria das espécies parece ser haplo-diploide, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca também tem sido constatada em diversas espécies (Norton *et al.*, 1993). Em algumas espécies de *Brevipalpus*, as fêmeas, assim como os machos ocasionais, são haplóides (Pijnacker *et al.*, 1980; Weeks *et al.*, 2001). Pedogênese tem sido constatada nessa família; Baker (1979) relatou a ocorrência de ovos em diferentes estágios de desenvolvimento, assim como larvas totalmente formadas em protoninfas e deutoninfas de uma espécie não identificada de *Brevipalpus* coletada em citros. O autor mencionou acreditar que as larvas deixem o corpo de sua progenitora através de uma ruptura da cutícula que recobre o histerosoma.

Em seu desenvolvimento, passam pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (fêmea e macho). Os machos são relativamente raros em várias espécies melhor estudadas. Pelo menos em uma delas, *B. phoenicis*, já se observou que, após sucessivas gerações em laboratório, os machos aparecem em maior número. Estudos recentes (Weeks *et al.*, 2001) mostraram que a presença de uma bactéria endossimbiótica nas fêmeas de *B. phoenicis* é responsável pela femininização de indivíduos geneticamente machos. O aparecimento de machos seria decorrente da perda dessa bactéria pelas fêmeas, talvez por condições de estresse em longos cultivos em laboratório ou, experimentalmente, pela administração de antibiótico adequado.

Os ovos dos tenuipalps são postos isoladamente ou em pequenos

Moraes & Flechtmann

aglomerados, em locais abrigados, como em fendas da casca nos ramos, entre as exúvias dos ácaros ou junto às nervuras salientes das folhas. A fase imatura desses ácaros é relativamente longa, durando entre 20 e 30 dias o desenvolvimento de ovo a adulto; os adultos vivem durante aproximadamente o mesmo período. A fecundidade média varia entre 20 e 30 ovos por fêmea.

Formas de resistência

As espécies de tenuipalpídeos importantes do ponto de vista agrícola no Brasil desenvolvem-se sobre plantas durante o ano todo, não apresentando diapausa. Espécies que ocorrem em plantas de folhas decíduas em regiões de inverno pronunciado passam esse período sob a forma de fêmeas fertilizadas, principalmente em aglomerados abrigados sob a casca dos ramos ou em suas fendas, como acontece, por exemplo, em *Brevipalpus chilensis* Baker em videiras no Chile; já *Brevipalpus lewisi* McGregor permanece ativa durante o ano todo em citros ao sul da Califórnia, Estados Unidos, porém hiberna como fêmeas adultas em videira na parte central e mais fria do mesmo Estado.

Dispersão

O transporte desses ácaros de forma inadvertida pelo homem, sobre plantas, é de extrema importância. Isso ocorre principalmente por seu formato achatado, passando despercebidos por não especialistas. Espécies que vivem sobre ornamentais são mais passíveis de serem dispersas desta forma, pela frequência com que essas plantas são transportadas de um país a outro. Essa parece ter sido a maneira pela qual *Raoiella indica* Hirst, que ataca principalmente arecáceas na Ásia e Oceania, foi transportada recentemente a ilhas do Caribe.

A dispersão desses ácaros pelo caminhamento também já foi relatada. Já se observou a emigração de *B. phoenicis* de plantas bastante infestadas; nesses casos, os ácaros descem pelo tronco e movimentam-se em direção a novas plantas. No entanto, como não resistem por mais de 3 dias sem alimento, poucos são os que têm sucesso em alcançar um novo hospedeiro. A migração para novas plantas é mais evidente em latadas de maracujazeiro, cujos ramos se entrelaçam e formam uma massa contígua de crescimento vegetativo. Nessas plantas, focos de *B. phoenicis* aumentam concentricamente, deixando para trás as partes danificadas, caracterizadas por desfolha e seca dos ramos.

Chuvas intensas podem lavá-los das folhas, porém, fêmeas de *B. phoenicis* suportam bem a imersão em água por mais de 15 dias; assim, poderão retornar à planta ou migrar para outra próxima (C.A.D. da Silva e L.G. Chiavegato, não publicado).

Danos

Os tenuipalpídeos alimentam-se geralmente de folhas, sobretudo na face inferior e próximo das nervuras. Algumas espécies encontram-se sobre ramos tenros, ainda verdes, outras em inflorescências ou sob a bainha de folhas de gramíneas. Formas mais especializadas, que não foram relatadas para o Brasil, podem causar galhas, habitando o seu interior.

Os tenuipalpídeos alimentam-se de maneira idêntica à dos tetraniquídeos. As

Manual de Acarologia

partes vegetais atacadas podem exibir as seguintes anomalias: áreas branco-prateadas e/ou manchas cloróticas nas folhas, que evoluem para descoloração bronzeada a marrom-escura, podendo resultar em morte e queda prematura das folhas; lesões de contorno irregular, necróticas em bainhas de folhas; ligeira deformação de gemas e redução da brotação; formação de rugosidades e suberosidades mais ou menos profundas, seguidas de necrose em frutos e em ramos tenros; e, mais raramente, formação de galhas.

Danos muito significativos a algumas culturas são causados por espécies que funcionam como vetores de vírus a essas plantas.

Tetranychidae

Os tetraniquídeos compreendem uma família relativamente grande de ácaros estritamente fitófagos. Têm sido referidos na literatura nacional como “ácaros-de-teia” e, na literatura da língua inglesa, como “*spider mites*”, dado o comportamento de muitas das espécies de produzir quantidade variável, por vezes abundante, de teia. O catálogo de Bolland *et al.* (1998) relatou 1.189 espécies de tetraniquídeos filiadas a 71 gêneros. Yaninek & Moraes (1991) relataram 54 dessas espécies como pragas de diferentes culturas em todo o mundo. No Brasil, apenas seis espécies apresentam importância econômica, e apenas uma, *Tetranychus urticae* (Koch), apresenta um grande número de hospedeiros e causa sérios danos a muitos deles.

Especificidade

Diversas das espécies de tetraniquídeos de importância econômica atacam um grande número de hospedeiros. Entretanto, algumas têm se mostrado específicas em relação às plantas que possam ser suas hospedeiras. *Tetranychus evansi* Pritchard & Baker, por exemplo, na maior parte dos países em que tem sido relatado, foi encontrado apenas sobre plantas da família Solanaceae. Apenas na Europa, onde foi recentemente introduzido, este ácaro tem sido relatado em diversas plantas de outras famílias. Há outros exemplos de especificidade de hospedeiro com base em observações conduzidas no Brasil: *Mononychellus tanajoa* (Bondar), apenas em espécies de *Manihot* e em *Passiflora cincinnata* Mart; *Oligonychus ilicis* (McGregor), no cafeeiro e ocasionalmente em eucalipto e azaléias; *Panonychus citri* (McGregor), quase que exclusivamente em citros e outras rutáceas; *Panonychus ulmi* (Koch), em rosáceas. Em outros países, esses ácaros foram também relatados em alguns outros poucos hospedeiros.

Sinais sobre as plantas hospedeiras

A produção de teia é uma característica freqüente entre os tetraniquídeos da subfamília Tetranychinae, sendo mais intensa naqueles dos gêneros *Tetranychus* Dufour, *Oligonychus* Berlese e *Schizotetranychus* Trägårdh. A teia tem funções variadas (Gerson, 1985). Protege muitos ácaros de seus predadores, de vez que muitos destes não conseguem movimentar-se entre os fios da teia. Em certas espécies, a teia produzida por uma espécie parece impedir o estabelecimento de outra espécie no mesmo lugar. *Panonychus ulmi*, por exemplo, não se estabelece em áreas ocupadas por *T. urticae*, que produz grande quantidade de teia. A teia também protege os

tetraniquídeos da ação das chuvas, dificultando que gotículas atinjam a colônia. A teia é ainda importante para facilitar o encontro da fêmea pelo macho e na dispersão dos ácaros. Em certos tetraniquídeos que se desenvolvem na face superior das folhas, como muitos *Oligonychus*, as teias retêm e fixam partículas de pó e sujidades várias, conferindo um aspecto peculiar às plantas.

Os tipos de vida dos tetraniquídeos foram classificados por Saito (1983, 1985) em função de oito itens, relacionados ao padrão da teia produzida. De acordo com a quantidade e o tipo de teia que constroem, os tipos principais foram designados LW (pouca ou nenhuma teia), CW (teia complexa, com estrutura irregular e tridimensional, ou estratificada e densa) e WN (teia em forma de ninho), teia produzida sempre que caminham ou nenhuma teia produzida. Cada um destes foi subdividido em subtipos, como se segue:

- LW-f (não produzem teia), LW-j (ovos cobertos com teia), LW-c (ovos cobertos com teia; teia produzida sempre que caminham), LW-s (ovos e fases quiescentes fixados nas extremidades de tricomas; teia produzida sempre que caminham);

- CW-p (teia produzida sempre que caminham; ácaros tendem a caminhar sobre a teia; ovos e fases quiescentes fixados sob a teia), CW-r (semelhante a CW-p, mas as fezes são depositadas na teia), CW-u (semelhante a CW-r, mas ovos e fases quiescentes depositados na teia), CW-b (produzem teia sempre que caminham; teia estratificada e densa; ovos usualmente sob a teia; teia muito eficiente como defesa contra predadores), CW-a (semelhante a CW-b, mas os ovos e os estágios quiescentes são fixados na teia);

- WN-u (semelhante a CW-p, mas sempre se alimentam e caminham sob a teia; ovos cobertos com teia), WN-t (semelhante a WN-u, mas fezes depositadas na margem da teia), WN-s (semelhante a WN-u, mas fezes depositadas sobre a teia, que geralmente forma densa cobertura), WN-c (semelhante a WN-s, mas teia extremamente densa; não produz teia enquanto caminha; defeca fora da área coberta pela teia), WN-r (“ninhos” produzidos para abrigar ácaros individuais; ovos cobertos por teia extremamente densa; produzem teia enquanto caminham).

Dentre esses diferentes tipos de vida, o mais comum parece ser CW-u, característico de espécies de *Tetranychus*. As espécies de *Panonychus* Yokoyama, que com frequência ocorrem no Brasil, *P. citri* e *P. ulmi*, correspondem ao tipo LW-c. Os tipos de vida apresentados por outras espécies que ocorrem no Brasil ainda não são conhecidos.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Algumas espécies apresentam partenogênese telítoca (Norton *et al.*, 1993). Passam pelas fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa e adulto (fêmea e macho).

Os ovos podem ser postos diretamente sobre o substrato, abrigados ao longo das nervuras das folhas ou entre tufo de tricomas, como nas espécies que tecem muito pouca ou nenhuma teia (*Eutetranychus* Banks, *Oligonychus*) ou sob e sobre as

Manual de Acarologia

teias. Como não se encontram figuras mitóticas nos estágios pós-larvais, acredita-se que todas as células somáticas já estejam formadas nesse estágios, resultando o aumento de tamanho do ácaro apenas do crescimento em tamanho das células. O desenvolvimento da fase imatura dos tetraniquídeos pode dar-se em cerca de uma a duas semanas, e os adultos geralmente vivem cerca de um mês. A fecundidade média varia entre poucas dezenas a mais de quase duas centenas de ovos por fêmea. Semelhantemente ao que pode ocorrer em diversos outros grupos de ácaros citados nesse livro, uma única fêmea não fertilizada pode dar origem a uma nova população, produzindo inicialmente filhos, que poderão, então, inseminar sua própria mãe, que, a partir daí, poderá também produzir filhas. Essa capacidade é um dos fatores determinantes da rápida seleção de linhagens de ácaros resistentes a acaricidas.

Em geral, os tetraniquídeos são favorecidos por condições de baixos níveis de umidade do ar (Vieira *et al.*, 2004), o que freqüentemente está relacionado a menores níveis de precipitação.

Resistência a condições adversas

Em áreas temperadas, tem-se relatado a ocorrência de diapausa de fêmeas adultas de espécies dos gêneros *Schizotetranychus*, *Eotetranychus* Oudemans e *Tetranychus*. Estas, já fecundadas ou não, apresentam cor amarela, laranja ou vermelha, cores possivelmente resultantes da ingestão de carotenóides das plantas hospedeiras no outono, cujo nível aumenta quando as folhas estão próximas da caducidade.

Em tetraniquídeos dos gêneros *Panonychus* e *Petrobia* Murray, a diapausa é passada no estágio de ovo, que no caso dos primeiros são postos nos ramos, e no caso dos segundos, nos ramos ou em partículas no solo.

Em regiões tropicais, a diapausa de ácaros foi relatada apenas uma vez, por Feres & Bellini (2002). Aqueles autores verificaram a ocorrência de diapausa de fêmeas adultas do tetraniquídeo *Tenuipalponychus tabebuiae* Aguilar, Flechtmann & Ochoa, no Estado de São Paulo.

Dispersão

A dispersão de tetraniquídeos em órgãos vegetais transportados pelo homem tem sido relatada na literatura. Essa é uma forma importante de dispersão entre regiões distantes, e parece corresponder a muitos casos de introdução de novas espécies de pragas pertencentes a diversas famílias. Dentro de um único continente, um dos casos mais bem estudados refere-se à dispersão de *M. tanaioa* na África. Estudos conduzidos por Yaninek & Herren (1988) indicaram a ampla dispersão desse ácaro na África tropical entre 1971 e 1985. Yaninek (1988) demonstrou a capacidade de persistência desses ácaros em manivas de mandioca desprovidas de folhas por um período de até 60 dias. Naquelas publicações, concluiu-se que a rápida dispersão de *M. tanaioa* na África se deu pelo fato de manivas e folhas usualmente serem transportadas por longas distâncias naquele continente a cada ano, as primeiras como material de plantio e as segundas, para uso na alimentação humana. Diferentes estágios de desenvolvimento de *P. ulmi* junto ao pedúnculo de maçãs frigorificadas de procedência estrangeira foram observados por Flechtmann (1967) no Brasil.

Quando os tetraniquídeos adultos de certas espécies alcançam alta densidade populacional, mostram tendência de deslocar-se; abandonam folhas muito danificadas, migrando para outras menos atacadas da planta onde encontram-se ou de outras plantas. Como sumariado por Yaninek (1988), os tetraniquídeos geralmente conseguem se dispersar apenas alguns metros caminhando de planta a planta em uma geração. No entanto, a experiência tem demonstrado a necessidade de barreiras para evitar que plantas, no interior de casas-de-vegetação, sejam infestadas a partir de ácaros que se locomovem sobre as instalações e provenientes de plantas infestadas nas proximidades. Também já foram notadas migrações massais de *Tetranychus ogmophallos* Ferreira & Flechtmann, que se desenvolviam sobre plantas do gênero *Arachis* L. que ocorriam espontaneamente em gramados, para bancos de jardins nas proximidades, recobrando-os de uma camada de pontos vermelhos, móveis (fêmeas do ácaro), após várias semanas de ausência de chuvas. Situação semelhante foi observada em relação a *Petrobia harti* Ewing, um outro tetraniquídeo, na Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Piracicaba. Esses ácaros alcançaram elevado nível populacional sobre plantas conhecidas como trevo-de-jardim, *Oxalis* sp., causando severos danos e tornando-as insatisfatórias para o desenvolvimento subsequente dos ácaros. Isso os levou a dispersar, alcançando e adentrando edificações próximas, sendo facilmente notados pela cor vermelha das fêmeas adultas.

A dispersão mais freqüente de ácaros tetraniquídeos dá-se pelo vento. Fêmeas fecundadas ou não procuram a periferia da planta hospedeira, apoiam-se sobre as pernas do terceiro e do quarto pares e, levantando a parte anterior do corpo e as pernas do primeiro e segundo pares, deixam-se levar pelo vento. Tem-se verificado que, para dispersar-se, fêmeas de *Oligonychus* e *Panonychus* ficam suspensas no ar através de fios de seda por elas produzida, que fixam ao substrato; quando o vento atinge velocidade apropriada e o fio atinge um determinado tamanho, esse se rompe e o ácaro é carregado, podendo alcançar altitudes elevadas. Esse processo é conhecido como “balonismo”. É um processo parecido com o que ocorre com as aranhas, diferindo pelo fato de que estas últimas permanecem sobre o substrato até seu transporte pelo vento, enquanto o fio de seda é produzido e se eleva no ar. Em espécies de *Tetranychus*, o processo de dispersão é parecido, mas, diferentemente do que foi descrito para as espécies desses outros dois gêneros de ácaros, não são utilizados fios de seda.

Danos

Espécies desta família geralmente preferem as folhas já formadas das plantas, embora distintas espécies possam se desenvolver preferencialmente nas folhas da parte inferior ou superior da copa. Entretanto, quando a população de uma dada espécie atinge níveis muito elevados, os ácaros se dispersam às folhas ainda em formação ou aos frutos. Também se observam diferenças em relação à face da folha preferida por tetraniquídeos de distintas espécies, embora ambas as faces possam ser atacadas quando o nível populacional do ácaro é muito elevado. Em geral, espécies de *Mononychellus* Wainstein, *Schizotetranychus* e *Tetranychus* preferem a face inferior

Manual de Acarologia

das folhas, enquanto espécies de *Eutetranychus* e *Oligonychus* preferem a face superior. Espécies de *Panonychus* variam em relação a esse aspecto; enquanto *P. citri* prefere a face superior da folha, adultos de *P. ulmi* ocorrem em números aproximadamente iguais em ambas as superfícies, embora maior número de imaturos ocorra na superfície inferior.

As células epidérmicas e parenquimatosas esvaziadas pela ação dos estiletes quelicerais dos tetraniquídeos são ocupadas por ar, resultando em pontuações translúcidas. Confluindo, dão origem a áreas prateadas ou verde-pálidas devido à remoção dos cloroplastos. Ocorre também oxidação das áreas atacadas, que acabam por conferir-lhes tons bronzeados. Sob ataques mais intensos, a folha pode apresentar manchas necróticas, de extensão variável, chegando a causar rasgadura e até queda da folha.

O rompimento das células, a remoção de sua clorofila e a ação da saliva injetada pelos ácaros leva a disfunções nas folhas atacadas, como o aumento na taxa de transpiração, resultando em déficit hídrico e bloqueio da síntese de amido, o que acarreta o aumento da concentração de seus precursores, favoráveis ao desenvolvimento dos ácaros.

Ataques severos de ácaros tetraniquídeos a plantas anuais levam à redução de sua produtividade e podem por em risco sua sobrevivência. Em algumas plantas perenes, como o cafeeiro, por exemplo, tem-se verificado que o ataque desses ácaros reduz as reservas necessárias à diferenciação floral no ano seguinte, afetando mais a produção futura do que aquela do ano em que se dá o ataque.

Tuckerellidae

Os ácaros da família Tuckerellidae são relativamente raros entre nós. Em todo o mundo, existem hoje 25 espécies descritas, todas em um único gênero, *Tuckerella* Womersley (Meyer & Ueckermann, 1997; Corpuz-Raros, 2001). São estritamente fitófagos.

Especificidade

Raramente encontrados em folhas de plantas. Ocorrem principalmente em ramos, frutos e raízes.

Desenvolvimento

Em seu desenvolvimento, esses ácaros passam pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (macho e fêmea). Ochoa (1989a) mencionou que esses são os únicos Tetranychoida que apresentam tritoninfas, que podem ser pedogenéticas. O mesmo autor mencionou que os ovos aparentemente deixam o corpo de sua progenitora pela abertura anal. Estudos biológicos de algumas espécies têm demonstrado a ocorrência de uma única geração anual (Zhang, 2003).

Danos

Usualmente não têm sido considerados muito prejudiciais nos diferentes países em que têm sido relatados (Zhang, 2003). Entretanto, Ochoa (1989b) considera que uma das espécies, *Tuckerella knorri* Baker & Tuttle, possa ser de alguma importância em citros na

Costa Rica. Esse autor sugere que essa espécie, juntamente com o fungo *Sphaceloma fawcettii* Jenkins, possa causar rachadura e escurecimento dos ramos de citros.

Tydeidae

O número de espécies atualmente conhecidas dessa família é de 374, filiadas a 58 gêneros. São freqüentemente encontradas sobre plantas e no solo, consumindo vários alimentos de origem vegetal e animal. Não são consideradas pragas de plantas, embora exista um relato na literatura de *Lorryia formosa* Cooreman causando danos em citros em Marrocos; outras publicações citam essa espécie alimentando-se da excreção açucarada de cochonilhas. *Tydeus californicus* (Banks) também é considerada fitófaga, aparecendo em densas populações, principalmente na face inferior de folhas de citros na Califórnia; outras publicações citam esta espécie como predadora de microácaros na mesma cultura. Alguns Tydeidae têm hábitos micófagos e talvez possam, indiretamente, reduzir os danos causados pelos fungos. Quando habitam domácias, como nas folhas do cafeeiro, nota-se que nelas não há hifas de fungos, comuns em domácias não habitadas.

Diversas espécies da subfamília Pronematinae têm sido relatadas como predadoras de outros ácaros, embora também utilizem outras fontes de alimento. Certas espécies parecem ser importantes como presas alternativas a ácaros predadores Phytoseiidae.

Desenvolvimento e reprodução

São haplo-diplóides, os machos sendo produzidos por partenogênese arrenótoca e as fêmeas através de reprodução sexuada. Partenogênese telítoca ainda não foi constatada nesses ácaros (Norton *et al.*, 1993). Passam pelas fases de ovo, pré-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). *Homeopronematus anconai* (Baker) é um predador do microácaro *A. lycopersici*, mas pode utilizar uma diversidade de alimentos, como pólen, fungos e tecido vegetal, vivendo por mais tempo quando, além do microácaro, dispõe de pólen de taboa (*Typha* sp.). Relacionado ao maior número de estágios evolutivos que mencionados para os grupos anteriormente citados, os tideídeos apresentam ciclo evolutivo relativamente longo; o desenvolvimento de ovo a adulto requer cerca de 20 dias. A fecundidade é de algumas poucas dezenas de ovos.

Resistência a condições adversas

Em regiões de inverno mais rigoroso, *H. anconai* passa o inverno como fêmeas, em aglomerados próximos às nervuras das folhas. Tais aglomerados também já foram observados em outros Tydeidae.

ASTIGMATA

Acaroidea

Os ácaros desse grupo têm sido relatados em grande variedade de habitats, incluindo ninhos de insetos, aves e mamíferos, serrapilheira, folhas de árvores e

Manual de Acarologia

gramíneas, depósitos de feno e grãos. Compreendem um grupo de ácaros saprófagos, fungívoros, fitófagos e graminívoros, que normalmente ocorre em alimentos armazenados. O meio criado por depósitos de grãos, farelos, farinhas, rações, frutas secas, queijos, embutidos e outros oferece muitas vantagens a um considerável número de ácaros que podem explorar sua fonte de alimentação com possibilidade mínima de morte por falta de alimentação.

Dentro dessa superfamília, Acaridae é a família maior, compreendendo 407 espécies em 113 gêneros, encontradas primariamente em armazéns, mas também no solo.

Sinais

Um sinal que bem denuncia a presença maciça de Acaroidea em alimentos armazenados são massas de pontos brancos que se deslocam lentamente sobre a superfície do produto, sacarias, pisos, paredes, instalações etc. Se o alimento em questão for farelado, um montículo infestado por ácaros se nivelará em curto período de tempo, pelo movimento dos ácaros em seu interior. Sobre frutas secas, os ácaros são vistos como partículas brancas semelhantes a grãos de açúcar, movendo-se lentamente. Grãos e seus derivados, quando infestados por Acaroidea do gênero *Suidasia* Oudemans, emanam, quando manipulados, um forte odor semelhante ao da erva-cidreira.

Desenvolvimento e reprodução

São diplo-diplóides. Partenogênese arrenótoca não tem sido observada em nenhuma das espécies de Acaroidea estudadas até o momento. Suspeita-se que partenogênese telítoca possa ocorrer em certas espécies de Acaridae e Suidasiidae, pela aparente ausência de machos nas populações dessas espécies (Norton *et al.*, 1993). Passam pelos estágios de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). Muitos apresentam também a fase de pré-larva, que se mantém dentro do córion. A fase de deutoninfa pode ocorrer ou não, dependendo das condições ambientais.

Admite-se que a cutícula que recobre o corpo seja a principal superfície respiratória e também participe do mecanismo de ganho e perda de umidade desses ácaros. Acima de um ponto crítico de equilíbrio, o ganho ou a perda de umidade pode ser comparado à hidratação de substâncias higroscópicas inorgânicas, como sais. Esse ponto de equilíbrio varia entre 65 e 71% de umidade relativa do ar intergranular no alimento, dependendo da espécie. O nível de 65% de umidade prevalece no ar intergranular em cereais armazenados com teor endógeno de umidade de 13-14%. Parece que, abaixo do ponto crítico de equilíbrio, a cutícula não mais aja como um sistema higroscópico inanimado. Quando a umidade relativa ambiente permanece abaixo de 65% por mais de três dias, a maioria dos Acaroidea morre por dessecação.

O desenvolvimento de ovo a adulto desses ácaros dura 10 a 20 dias. A fecundidade varia de algumas dezenas a várias centenas de ovos.

Dispersão

Tendo em vista que a maior parte das espécies desse grupo vive em habitats em

que seus alimentos estão disponíveis apenas por períodos limitados, sua capacidade de dispersão no ambiente é fundamental para a sobrevivência. Dada a limitada capacidade de locomoção desses ácaros, semelhantemente ao que ocorre com a maioria dos ácaros, e o efeito deletério dos baixos níveis de umidade do ambiente sobre os Acaroidea, a adaptação à dispersão envolveu não apenas a passagem por um estágio fisiologicamente adaptado a tolerar temporariamente condições de falta de alimento e baixa umidade, mas também alterações morfológicas temporárias que lhes permitissem segurar-se a organismos que visitam os ambientes por eles preferidos e que lhes pudessem servir de transporte. Essas adaptações envolveram o aparecimento de uma forma especial de deutoninfa, conhecida como hipópus. Paralelamente às alterações morfológicas, também ocorreram alterações marcadas no comportamento. Em contraste com outros estágios a deutoninfa, que não se alimenta, é tipicamente muito ativa, movendo-se constantemente para fora das áreas onde outros estágios se alimentam.

A capacidade de passar pelo estágio de deutoninfa parece ser uma característica genética de muitos Acaroidea, cuja expressão é determinada por condições ambientais, como temperatura, umidade relativa, pH do alimento, densidade populacional, acúmulo de excrementos e quantidade e qualidade do alimento. Esses ácaros podem permanecer no estágio deutoninfal por vários meses. Com o retorno das condições favoráveis, o ácaro passa aos estágios subseqüentes. Mesmo dentro de uma mesma família, algumas espécies podem apresentar deutoninfa e outras não. Por exemplo, esse estágio é conhecido em diversos gêneros de Acaridae, incluindo *Rhizoglyphus* Claparède, mas não tem sido constatado em *Tyrophagus* Oudemans; é conhecido também em *Lardoglyphus* Oudemans (Lardoglyphidae).

Dentre os organismos utilizados pelos Acaroidea para dispersão, destacam-se insetos, roedores e aves. Tem-se determinado que a deutoninfa de pelo menos algumas espécies é atraída por fatores químicos de organismos que lhes possam servir de transportador no processo forético. Em laboratório, a deutoninfa de certas espécies pode ser induzida a fixar-se em qualquer objeto que se mova. O contato inicial geralmente é estabelecido por meio de setas tarsais especializadas; espécies com longas setas nos tarsos das pernas posteriores podem saltar sobre o hospedeiro. Depois de ter ganho acesso a um transportador potencial, a deutoninfa reconhece-o como adequado e geralmente se desloca para um local particular no seu corpo, ou o considera impróprio e desembarca. Insetos têm sido observados como transportadores involuntários principalmente de deutoninfas; roedores são capazes de levar as fases adultas e imaturas, interna e externamente. As fezes de roedores podem encerrar ovos e deutoninfas viáveis; formas adultas e imaturas são levadas em seus pêlos. Dessa maneira, os roedores transportam os Acaroidea de um local para outro dentro de armazéns, assim como de armazéns para seus ninhos, de onde podem levá-los para novos armazéns. Aves podem ocasionalmente ter acesso a depósitos de alimentos; pardais e pombos são as espécies mais implicadas no transporte destes organismos.

Danos

Diferentes tipos de danos são causados por espécies de Acaroidea. Dentre aquelas que vivem em armazéns, muitas consomem partes dos grãos, alteram o sabor

Manual de Acarologia

ou disseminam fungos. Sua presença pode tornar os produtos inadequados para a alimentação humana ou de animais domésticos. Os próprios ácaros ou substâncias por eles produzidas podem causar sérios problemas de desarranjos intestinais e até mesmo choques anafiláticos.

Em laboratórios, podem causar a contaminação de meios de cultura com microrganismos que carregam, podem alimentar-se do meio ou ainda incomodar pela simples presença. No campo, algumas espécies (especialmente de *Rhizoglyphus*) podem causar danos significativos a órgãos vegetais subterrâneos, recortando pequenos pedaços de sua superfície no processo de alimentação, facilitando sua deterioração subsequente por fungos. Em outros países, embora tipicamente um habitante de produtos armazenados, espécies de *Tyrophagus* foram observadas alimentando-se e danificando folhas de plantas herbáceas em casas-de-vegetação e em hortas.

Glycyphagoidea

Os Glycyphagoidea são primitivamente habitantes de ninhos de vertebrados, compartilhando muitos caracteres com os Acaroidea nidícolas. Dentre os Glycyphagoidea, os Chortoglyphidae contêm 11 espécies em três gêneros. São associadas a ninhos de roedores que, em suas andanças, acabam por levar aqueles ácaros para dentro de residências humanas, onde se estabelecem na poeira domiciliar e em colchões, para depósitos de sementes, grãos e seus derivados, frutas secas, queijos, assim como para estábulos etc. A família Glycyphagidae reúne 192 espécies em 41 gêneros. Sua maioria é associada a ninhos, sobretudo de roedores e de marsupiais; são também encontrados em ninhos de aves e de himenópteros, assim como na serrapilheira. As espécies melhor conhecidas são as que invadem habitats peridomiciliares, alimentos armazenados e poeira domiciliar, assim como aquelas envolvidas na “coceira dos especieiros”, prurido que afeta aqueles que manuseiam feno e alimentos infestados. Quando levados para laboratórios onde se trabalha com dietas artificiais ou meios de cultura, podem neles se desenvolver, alimentando-se deste, de fungos ou bactérias.

Sinais

Em alimentos, a presença desses ácaros é detectada da mesma maneira como indicado para os Acaroidea. O aparecimento de pequenas manchas avermelhadas na pele acompanhado de prurido intenso nesses locais, após o manuseio de alimentos, é indicativo da presença de ácaros desse grupo.

Desenvolvimento e reprodução

Vide Acaroidea. Os Glycyphagidae são diplo-diplóides. O estágio de deutoninfa pode ocorrer em espécies dessa família. Nenhum tipo de partenogênese tem sido verificada nesse grupo de ácaros (Norton *et al.*, 1993).

Dispersão

Vide Acaroidea.

Danos

Vide Acaroidea em relação aos danos causados aos produtos armazenados. *Glycyphagus domesticus* (DeGeer) é hospedeira intermediária de *Catenotaenia pusilla* (Goeze) (Platyhelminthes), cuja fase adulta parasita roedores.

Hemisarcoptoidea

Comuns em vários habitats arbóreos ou aquáticos; muitos são inquilinos especializados de ninhos de himenópteros. A família Carpoglyphidae é um grupo pequeno, com apenas oito espécies distribuídas em quatro gêneros. Os ácaros dessa família são encontrados principalmente em frutas secas, produtos lácteos, sucos de frutas, produtos contendo ácidos láctico, acético e succínico. Winterschmidtidae (= Saprogllyphidae) é um grupo de 138 espécies pertencentes a 25 gêneros. Exibem uma grande variedade de adaptações ecológicas; alguns são saprófitas, outros são fungívoros na superfície de folhas ou, ainda, infestam alimentos armazenados. Pelo fato de serem ocasionalmente encontrados sobre folhas e por sua cor, são com freqüência tomados pelos leigos como “ácaros brancos”.

Sinais

Em alimentos armazenados, semelhantes aos sinais citados para os Acaroidea.

Desenvolvimento e reprodução

Vide Acaroidea. A deutoninfa de Carpoglyphidae apresenta pernas semelhantes às da protoninfa; são encontradas em lepidópteros e coleópteros. Algumas espécies dessa família não apresentam deutoninfa; em regiões de clima temperado, a tritoninfa dessas espécies é especializada, com função hibernante e de resistência. O estágio de deutoninfa também é comum em espécies de Winterschmidtidae. Espécies reproduzindo-se por partenogênese arrenótoca e por partenogênese telítoca são conhecidas na família Winterschmidtidae (Norton *et al.*, 1993).

Dispersão

Vide Acaroidea.

Danos

Em frutas secas, os ácaros Carpoglyphidae incomodam pela presença, destacando-se como pequenos grânulos brancos sobre o produto, além de lhes conferir sabor amargo. Os Winterschmidtidae encontrados sobre plantas não lhes causam danos; alimentam-se de hifas de fungos que se desenvolvem sobre as plantas. Pelo menos uma espécie do gênero *Calvolia* Oudemans foi observada destruindo tricomas e células epidérmicas de folhas de macieiras na Europa.

Histiostomatoidea

Os ácaros da família Histiostomatidae são freqüentemente encontrados em cogumelos, diferentes tipos de alimento, matéria orgânica e bulbos em decomposição quando o teor de umidade é muito elevado, assim como em resinas e seiva que exsudam

Manual de Acarologia

da casca ferida de árvores. Algumas espécies de *Histiostoma* Kramer são pragas comuns em criações de drosófilas; uma ampla revisão sobre os ácaros associados com criações de drosófilas foi feita por Ashburner (1989). Em todos esses habitats, sua alimentação é constituída de partículas retidas pelas quelíceras e palpos ao filtrar o meio líquido em que se encontram.

Desenvolvimento e reprodução

Tem-se verificado que diversas espécies de Histiostomatidae se reproduzem por partenogênese arrenótoca, enquanto outras se reproduzem por partenogênese telítoca (Norton *et al.*, 1993). Em seu desenvolvimento, passam pelas fases de ovo, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). Frequentemente ocorre uma deutoninfa mótil, que se fixa em insetos ou outros artrópodes; às vezes as pernas III e IV são dirigidas para trás, permitindo que o hipópus salte.

O ciclo evolutivo de *Histiostoma laboratorium* Hughes leva cinco dias a 25 °C; a fêmea põe até 150 ovos e as larvas nascem em 24-36 horas. Essa espécie reproduz-se por partenogênese arrenótoca. Em dois dias, a larva passa a protoninfa, que pode passar a tritoninfa, seguida pelo estágio adulto ou, então, a deutoninfa, que pode sobreviver até três meses, antes de passar a tritoninfa e completar o desenvolvimento. A deutoninfa é intensamente esclerotizada e tem boa habilidade saltatória, podendo efetuar saltos de até 5 cm de distância. A deutoninfa é muito resistente à dessecação.

Dispersão

Hipópus de Histiostomatidae já foram observados sobre dípteros, coleópteros e miriápodes.

Danos

Contaminam os meios de criação ou culturas muito hidratados, em laboratório. Algumas espécies de Histiostomatidae podem dar origem a grandes populações em criações de drosófilas, onde são intensos competidores, que tornarão difícil a manutenção da criação, interferindo nos estudos de comportamento, fisiologia, bioquímica e molecular de drosófila. A ocorrência de 50 ou mais ácaros sobre abdome de cada drosófila deve lhe causar danos.

ORIBATIDA

Schatz (2002) relatou ser conhecido até então um total de 9.356 espécies válidas de oribatídeos em 1.316 gêneros. Esses ácaros são encontrados principalmente na serrapilheira e solo, embora possam também ser encontrados sobre plantas. Diversas espécies típicas da serrapilheira e do solo sobem às plantas quando seu hábitat preferido encontra-se encharcado.

Especificidade

Pelo menos uma das poucas espécies de oribatídeos fitófagos, *Orthogalumna terebrantis* Wallwork, tem-se mostrado bastante específica. Estudos conduzidos na Argentina (Cordo & DeLoach, 1975) demonstram que esses ácaros parecem ser muito

específicos, ovipositando e alimentando significativamente apenas em aguapé, *Eichhornia crassipes* (Mart.) Soms.

Sinais

Por sua cor geralmente escura e corpo globoso, esses ácaros são facilmente visualizados sobre plantas.

Desenvolvimento e reprodução

Os ácaros desse grupo apresentam os estágios de ovo, pré-larva, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa e adulto (fêmea e macho). A pré-larva é inativa, mas todos os outros estágios são ativos. Dentro desse grupo, existem espécies haplo-diplóides e diplo-diplóides (Norton *et al.*, 1993). Algumas espécies de oribatídeos reproduzem-se por partenogênese telítoca, mas partenogênese arrenótoca não foi demonstrada experimentalmente. A transferência de esperma geralmente é indireta, com a deposição de espermatóforo pelo macho no ambiente, que depois é coletado pela fêmea. Existe evidência de que transmissão direta de esperma possa existir em alguns poucos casos.

Esses ácaros são conhecidos principalmente pelo fato de participarem da decomposição da matéria orgânica no solo, onde se alimentam de restos orgânicos, especialmente de origem vegetal. Sua ação facilita a mineralização da matéria orgânica, realizada diretamente por microrganismos do solo. Embora alguns estudos específicos tenham sido feitos para demonstrar o papel desses ácaros no solo, faltam ainda informações para comprovar o real efeito de sua eliminação na decomposição da matéria orgânica. Alimentam-se também de microrganismos diversos, no solo ou sobre plantas. Tem sido verificado que algumas espécies atuam também como predadoras de nematóides no solo (Rockett & Woodring, 1966).

Danos

Alguns oribatídeos causam danos a plantas, como discutido por Krantz & Lindquist (1979). *Orthogalumna terebrantis* tem sido considerado em projetos de controle biológico de invasoras, em conjunto com outros organismos (Gerson *et al.*, 2003). Esse ácaro foi transferido da América do Sul para a Índia e distintos países da América Central e África para o controle da invasora conhecida como aguapé. Diversas outras espécies têm sido citadas na literatura como fitófagas, aparentemente causando muito pouco ou nenhum dano direto significativo, com as possíveis exceções de *Humerobates rostromellatus* Grandjean e de *Perlohmannia dissimilis* (Hewitt).

A importância de certos oribatídeos como hospedeiros intermediários do verme *Moniezia expansa* Rudolphi (Platyhelminthes, Anoplocephalidae) e de outras espécies próximas tem sido citada na literatura. Ácaros desse grupo contendo o estágio inicial de desenvolvimento daquele parasito foram constatados em nosso meio por Pulz *et al.* (1971). O parasito tem bovinos e ovinos como hospedeiros principais, que o adquirem ao ingerir os oribatídeos infectados quando estes sobem às gramíneas, especialmente após chuvas intensas.

8 Determinação de Espécies de Importância Agrícola

A identificação correta de ácaros plantícolas nem sempre pode ser feita pelos técnicos especializados encarregados do gerenciamento das atividades de campo. Esta é geralmente realizada por taxonomistas, ou seja, profissionais cuja função principal relaciona-se ao reconhecimento das espécies de um determinado grupo de organismos, sua descrição e a organização do grupo em um sistema. Cada taxonomista usualmente se ocupa de um grupo específico de organismos.

Parte das atividades dos taxonomistas refere-se à classificação de espécies novas para a ciência no contexto dos grupos taxonômicos. É ele também quem realiza as descrições científicas das espécies novas, atribuindo a cada uma um nome científico, de acordo com as normas de nomenclatura zoológica, contidas no documento designado “International Code of Zoological Nomenclature”. Esse documento é periodicamente revisado. Sua última versão foi publicada pela “International Commission on Zoological Nomenclature” em 1999.

Sob o ponto de vista aplicado, dentre as atividades mais importantes desses especialistas, está a *identificação* dos organismos, ou seja, dizer a que espécie um organismo pertence.

Usualmente, os técnicos especializados que atuam no campo reconhecem adequadamente os ácaros que ocorrem com maior frequência nas culturas com as quais trabalha, principalmente com base nos sintomas e nos aspectos biológicos ou ecológicos destes. Entretanto, eventualmente estes necessitam recorrer a um taxonomista para o reconhecimento de uma dada espécie de ácaro. Isso frequentemente se dá quando a produção de uma cultura é realizada em uma área de fronteira agrícola, ou seja, em áreas que apenas recentemente passaram a ser cultivadas. Nessas áreas, pode haver organismos ainda pouco conhecidos ou totalmente desconhecidos, com potencial de causar danos às culturas ali instaladas. A necessidade do auxílio do taxonomista também pode existir quando uma nova espécie vegetal passa a ser cultivada em uma região tradicionalmente agrícola ou quando uma nova variedade de uma espécie já cultivada tenha sido introduzida na região. Nesses casos, é possível também que ácaros até então sem importância possam vir a constituir-se em problemas importantes da nova cultura ou da nova variedade. O técnico pode ainda necessitar do auxílio de um taxonomista no caso de

ácaros recém introduzidos de outras partes do globo.

A correta identificação de um ácaro é freqüentemente necessária para determinar se a espécie encontrada tem ou não o potencial de causar danos à cultura considerada. A espécie pode ser um organismo fitófago, predador ou apresentar ainda outros hábitos alimentares. Em alguns casos, o apoio do taxonomista é necessário quando o técnico observa que o produto usualmente utilizado para o controle de uma espécie praga deixa de apresentar a eficiência esperada, especialmente se o problema passar a ocorrer de maneira repentina. Nesses casos, é possível que a ineficiência não seja devida a problemas de resistência, mas sim à identificação errônea da espécie em questão. Um exemplo desse último caso ocorreu em relação à primeira constatação de *Tegolophus brunneus* Flechtmann no Brasil. Foi verificado no Estado de São Paulo que uma população de ácaros considerada como o ácaro-da-falsa-ferrugem-dos-citros, *Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead), não estava sendo controlada por produtos que usualmente apresentavam bons efeitos contra essa espécie. Uma análise mais detalhada de exemplares da população por um taxonomista levou à conclusão de que se tratava, na verdade, de uma espécie nova, então descrita por Flechtmann (1999), apresentando sintomas e características morfológicas parecidas com aquelas do ácaro-da-falsa-ferrugem.

Para saber se um ácaro apresenta potencial de ser praga, é importante conhecer sua identidade. Com a identificação correta e, portanto, com seu nome disponível, pode-se buscar nos livros especializados, revistas ou na Internet, as informações disponíveis sobre o organismo. Sempre é possível, entretanto, que se trate de uma espécie nova para a ciência, sobre a qual nada se sabe. Em outros casos, a espécie pode já ter sido descrita, tendo sido a ela atribuído um nome científico, mas pouco ou nada se sabe quanto à sua biologia, ecologia, danos que pode causar à cultura considerada ou quanto ao seu controle.

Como proceder caso se necessite de auxílio de um taxonomista?

Para a identificação categórica de uma determinada espécie, um ácaro de interesse agrícola precisa ser adequadamente preparado e montado em lâmina de microscopia. Usualmente, a identificação só é possível observando-se os adultos. Em muitos casos, a observação da fêmea adulta já permite a identificação, de vez que as descrições taxonômicas usualmente são feitas com base nesse estágio evolutivo. Em outros casos, entretanto, a identificação só é possível se também se dispuser do macho adulto. Isso é particularmente verdadeiro para muitos ácaros da família Tetranychidae, família à qual pertencem muitas das principais pragas agrícolas. Em alguns poucos casos, até a observação dos estágios imaturos do ácaro é necessária para a correta identificação da espécie.

Mesmo para um taxonomista, às vezes não é fácil reconhecer no campo em que estágio evolutivo um ácaro se encontra. Por essa razão, é sempre conveniente coletar e enviar ao taxonomista uma quantidade grande de ácaros (dezenas) de todos os tamanhos, para aumentar a chance de que, dentre eles, existam os diferentes estágios evolutivos necessários à identificação da espécie. Os ácaros podem ser coletados das folhas com um pincel fino (número 0 ou 00) e transferidos para um recipiente com uma solução de álcool etílico a 70%, ou pode-se transferir para o recipiente seções de

Manual de Acarologia

folhas contendo os ácaros. Caso o coletor do material pretenda armazená-lo por um período maior que 2 meses, é recomendável que adicione algumas gotas de glicerina à solução de álcool. No caso específico de microácaros, estes devem preferencialmente ser coletados em um meio conhecido como “licor de Keifer”, cuja composição é a seguinte:

Água destilada	60ml
Álcool isopropílico	20ml
Sorbitol	30 g
Iodo metálico	1 pitada
Iodeto de potássio	1 pitada

O volume da solução não precisa ser maior que um quarto do volume total do recipiente em que se pretende guardar os ácaros. Sempre que possível, o frasco deve ser plástico, para dificultar sua quebra no transporte. A coleta pode ser feita de qualquer parte da planta, sendo recomendado que, no caso dos ácaros fitófagos, sejam coletadas folhas em início de infestação e folhas já bastante infestadas. Estas últimas freqüentemente têm um maior número de machos do ácaro.

Para enviar os ácaros ao taxonomista, o recipiente com os ácaros deve ser acondicionado em uma caixa de papelão reforçado, envolto em pedacinhos de “isopor” ou em pedaços de papel amarrotados, para proteção do recipiente. O material deve ser acompanhado de informações que usualmente facilitam a identificação: local exato (Estado, município e logradouro) e data da coleta, o substrato do qual os ácaros foram obtidos, o órgão vegetal atacado (se folha, indicar se na superfície superior ou inferior), a região da planta em que os ácaros foram encontrados, os sintomas, a cor do ácaro e o nome do coletor. É de toda conveniência, entretanto, que antes de enviar o material o taxonomista seja consultado, para saber de sua disponibilidade para realizar a identificação. Como são poucos, os taxonomistas estão muitas vezes sobrecarregados de material a ser identificado, e poderão dar prioridade àquele cuja identificação se mostrar realmente mais necessária, de acordo com o contato feito.

Preparação e montagem dos ácaros coletados

Os ácaros coletados em plantas ou em armazéns usualmente não requerem nenhum tratamento especial antes de sua montagem em lâminas. Na eventualidade de coletar-se ácaros que sejam de cor escura (usualmente marrons), estes precisam ser clarificados antes da montagem em lâminas. A clarificação pode ser feita com diferentes preparações. As seguintes preparações têm sido sugeridas em livros-texto:

Ácido láctico:	
Água destilada	1 parte
Ácido láctico	1 parte

Moraes & Flechtmann

Líquido de Nesbitt:

Água destilada	25 ml
Ácido clorídrico	2,5 ml
Hidrato de cloral	40 g

Normalmente, uma solução aquosa de ácido láctico (50-95%) é bastante adequada para a clarificação de ácaros de plantas. Quando esta for utilizada, é importante que, antes da montagem, os ácaros sejam lavados em água destilada; do contrário, o meio de montagem pode cristalizar, dificultando a visualização do organismo. A clarificação pode ser feita à temperatura ambiente ou pode-se aquecer levemente o material (a cerca de 50 °C) para apressar o processo. À temperatura ambiente, alguns ácaros podem requerer até uma semana para clarificação; ácaros menos esclerotizados podem ser clarificados em muito menos tempo. Cuidado deve ser tomado para não deixar os ácaros por um período excessivo no meio utilizado, o que poderia torná-los excessivamente claros e flácidos.

A montagem dos ácaros plantícolas em geral, com exceção dos microácaros, usualmente é feita em uma mistura conhecida como “meio de Hoyer”, que tem a seguinte constituição:

Água destilada	40 ml
Glicerina	20 ml
Hidrato de cloral	200 g
Goma arábica	30 g

Ao se preparar o meio de Hoyer, coloca-se a água destilada em um Becker e aquece-se ligeiramente (50–60 °C); coloca-se em seguida o Becker sobre uma placa de agitação magnética e o imã (“peixinho”) em seu interior. A placa magnética é acionada, transferindo-se, então, lentamente, a goma arábica para o interior do Becker. Terminada a dissolução da goma arábica, adiciona-se, também lentamente, o hidrato de cloral e, finalmente, a glicerina. O processo todo deve ser feito com a lentidão necessária para evitar a formação de grumos, o que comprometeria a qualidade do meio. Caso a goma arábica utilizada esteja na forma de pó, esta deve primeiramente ser colocada em uma placa de Petri, pulverizando-se em seguida a sua superfície com uma solução de álcool etílico a 70%, de forma a umedecê-la levemente. Após alguns minutos, a goma arábica assim preparada é transferida, aos poucos, para o Becker contendo a água destilada. Após a realização da mistura, o meio é deixado para filtrar em papel de filtro.

Mais recentemente, alguns autores têm sugerido o uso de meio de lactofenol-PVA, ao invés do meio de Hoyer. Os resultados obtidos com esse meio têm sido variáveis. Sua constituição é a seguinte:

Manual de Acarologia

Álcool polivinílico	10 g
Hidrato de cloral	100 g
Glicerina	10ml
Ácido láctico (85-92%)	35 ml
Fenol (solução aquosa a 1%)	25 ml
Água destilada	40-60ml

No caso específico dos microácaros, melhores resultados são conseguidos quando os ácaros são montados no chamado “meio de Berlese modificado”, preparado como se segue:

Sorbitol	5 g
BDTA	3 g
Glicerina	1 ml
Água destilada	7 ml

Para melhores resultados, pode-se adicionar a esse meio diferentes tipos de corantes, como discutido por Amrine & Manson (1996). Aqueles autores obtiveram bons resultados com a adição de um pequeno pedaço de iodo metálico e cerca de 30 mg de KI a um volume de 4 ml do meio.

Qualquer que seja o meio, os exemplares usualmente são montados com a face superior do corpo voltada para cima. Melhores resultados podem ser obtidos se inicialmente se colocar no centro da lâmina uma minúscula gota do meio, espalhando-a em seguida com um pincel (número 00). Logo depois, o ácaro a ser montado é coletado da solução de álcool com o pincel e colocado em uma das extremidades da lâmina, aguardando-se alguns segundos para o álcool evaporar. O ácaro é, então, transferido para o meio sobre a lâmina, sendo aí orientado de forma que as pernas estejam bem distendidas. Em seguida, deixa-se o meio secar. Coloca-se, então, uma outra quantidade de meio sobre o ácaro, não mais que o suficiente para que ocupe toda a região abaixo da lamínula. Se a quantidade utilizada for menor que o desejável, pequenas gotas podem ser adicionadas a qualquer momento às laterais da lamínula, para complementação. O meio penetrará abaixo da lamínula, ocupando os espaços existentes. Não é necessário retirar o excedente, de vez que após a evaporação este praticamente desaparece.

Os machos da família Tetranychidae devem ser montados lateralmente. Neste caso, coloca-se uma gota do meio de montagem sobre a lâmina, que corresponde ao montante total a ser utilizado. O ácaro é posto no interior da gota, colocando-se em seguida a lamínula sobre esta com uma pinça. Sob estereomicroscópio e utilizando-se o cabo do pincel, movimenta-se a lamínula, rolando-se o ácaro até que esteja na posição desejada. Para facilitar seu posicionamento lateral, movimenta-se o ácaro até se observar que os ocelos de um lado estejam sobrepostos aos do outro lado. Essa operação é mais fácil para ácaros recém coletados, quando os ocelos ainda são bem visíveis.

Após a montagem, as lâminas são colocadas sobre uma placa de aquecimento ou em uma estufa, a aproximadamente 50 °C, pelo período mínimo de uma semana.

Após esse período, a lâmina deve retornar à temperatura ambiente, sendo, então, feita a vedação da região das margens da lamínula, para evitar a secagem exagerada do meio e a conseqüente entrada de ar sob a lamínula, o que dificultaria a visualização do ácaro montado. A vedação pode ser feita com vários meios diferentes, como esmalte de unhas, Glyptal®, resina aquídica (Verniz Cristal ®) etc.

Deve-se, então, fixar duas etiquetas a cada lâmina. Uma delas deve conter, na ordem: local de coleta, substrato ou hospedeiro do qual o ácaro foi coletado, data da coleta, nome do coletor, número de ordem da coleção. Outra etiqueta deve conter a identificação do material, incluindo o nome do gênero, espécie, autor da espécie, nome da pessoa responsável pela identificação e número de espécimes de cada estágio montados, citando-se os adultos de acordo com o sexo. Todas essas informações das etiquetas podem ser impressas com o auxílio de um computador, utilizando-se tinta preta a laser, ou também podem ser escritas com caneta de tinta nanquim preta (evite usar caneta esferográfica ou outras tintas, que são dissolvidas com álcool ou água).

Identificação

Os grandes grupos e, nos casos das famílias mais diversas, os gêneros dos ácaros pertencentes às famílias citadas nesta obra podem ser separados com auxílio das chaves apresentadas nos anexos desta publicação. Convém lembrar que, na maioria das vezes, as chaves taxonômicas são mecanismos elaborados para a separação artificial de grupos taxonômicos. São elaboradas por especialistas para serem utilizadas por especialistas ou por pessoas pelo menos familiarizadas com os grupos nelas abordados.

A chave apenas leva à determinação de um presumível taxon; para a sua correta identificação, é necessário considerar descrições completas das espécies.

9 Ácaros Encontrados em Diferentes Espécies Vegetais de Importância Econômica

Considerando-se os números de espécies vegetais de valor econômico atacadas e os danos a elas causados, os principais ácaros-praga do Brasil são *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes), *Tetranychus urticae* Koch e *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Figura 33), que pertencem, respectivamente, às famílias Tenuipalpidae, Tetranychidae e Tarsonemidae.

Apresenta-se neste capítulo um relato das espécies de ácaros encontradas no Brasil sobre diferentes espécies de plantas de interesse econômico. Para facilitar a apresentação das informações, as plantas são divididas em grupos, de acordo com a finalidade para a qual são cultivadas (fruteiras, ornamentais, pastagens) ou de acordo com a forma como são cultivadas (hortaliças, cultivos extensivos, florestais). Ao final, são apresentados também os ácaros que ocorrem em condições de armazéns. Entretanto, por razões de facilidade de apresentação, na seção relativa a produtos armazenados, o tema é dividido primeiramente de acordo com a espécie de ácaro considerada, ao invés de dividi-lo de acordo com o produto envolvido.

Além das espécies que já ocorrem no Brasil, quando pertinente são também citadas as espécies que, na opinião dos autores, apresentam maior importância do ponto de vista quarentenário, ou seja, espécies que aparentemente uma vez introduzidas no país poderiam constituir-se pragas importantes. Também são incluídas entre elas espécies cujas populações encontradas no exterior parecem apresentar características biológicas muito distintas das populações da mesma espécie que ocorrem no Brasil, a



Figura 33. Da esquerda para a direita, fêmeas de *Brevipalpus phoenicis*, *Tetranychus urticae* e *Polyphagotarsonemus latus* (gentileza de R. Ochoa, E. Erbe, W. Wergin e C. Pooley, USDA-ARS-NL)

julgar por seus diferentes hospedeiros.

CULTIVOS EXTENSIVOS

Serão tratados nesta seção os ácaros encontrados em cultivos usualmente realizados em áreas extensas e que não são classificados em outras categorias adotadas nesta publicação. Logicamente, esses cultivos também são frequentemente conduzidos por pequenos agricultores, em áreas mais restritas.

Algodoeiro (*Gossypium herbaceum*, Malvaceae)

Eriophyidae

· Ácaro-da-erinoze-do-algodoeiro [*Acalytus gossypii* (Banks)]

As constatações sobre este ácaro no Brasil são antigas (Hambleton & Sauer, 1938). Tem sido relatado no Nordeste e no Rio Grande do Sul, mas hoje aparentemente é de pequena importância. É possível que as variedades atuais sejam resistentes a esse ácaro. O ácaro-da-erinoze ataca todas as partes da planta, exceto os ramos mais grossos e as raízes. Os danos geralmente têm início nas gemas que darão origem às flores, conduzindo à distorção das partes atacadas. Pontos prateados e uma intensa proliferação de tricomas tomam as folhas, principalmente na face inferior. As pétalas crescem, mas não se abrem.

· Ácaro-do-bronzeamento-do-algodoeiro-mocó (*Heterotergum gossypii* Keifer)

Constatado uma vez na Região Nordeste (Costa, 1954). O sintoma atribuído a este ácaro é muito semelhante àquele causado pelo ácaro-branco. No entanto, menciona-se na literatura que o bronzeamento das folhas raramente ocorre em culturas novas, sendo mais freqüente em plantações de dois anos ou mais. Esse ácaro sempre foi considerado pouco importante no Brasil. Com a redução da área dedicada ao cultivo do algodoeiro-mocó no país, principalmente devido à ocorrência do “bicudo do algodoeiro”, *Anthonomus grandis* Boheman, a importância desse ácaro para a cotonicultura foi ainda mais reduzida.

Tarsonemidae

· Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 34)

Todos os estágios, de cor esbranquiçada. Os ovos são facilmente identificáveis pelo formato ovóide, achatados na superfície em contato com a folha e recobertos por linhas de protuberâncias no restante da superfície (Hambleton, 1938). Essa característica permite a identificação da espécie, mesmo que apenas os ovos estejam disponíveis. Espécie cosmopolita, encontrada em grande número de plantas, cultivadas ou não. Ataca principalmente os tecidos jovens das plantas, fazendo com que as folhas se desenvolvam de forma anormal, reduzindo seu tamanho e deformando-as. Os danos causados por esse ácaro ao algodoeiro foram detalhadamente relatados por Hambleton (1938). A presença do ácaro é revelada inicialmente por uma aparência brilhante da face



Figura 34. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* ao algodoeiro.

inferior da folha, acompanhada de ligeira ondulação, cujas margens se dobram para cima. Posteriormente, as margens dobram-se para baixo, o limbo foliar torna-se coriáceo e quebradiço, normalmente partindo-se nas áreas entre as nervuras. Essa é a razão pela qual esse ácaro também é conhecido como “ácaro-da-rasgadura-da-folha-do-algodoeiro”. Os internódios podem apresentar-se alongados.

Espécie cosmopolita, encontrada em grande número de plantas cultivadas ou não, e freqüentemente encontrada no algodoeiro. Atinge níveis mais elevados quando as plantas não passam por estresse hídrico, o que ocorre normalmente nos primeiros meses do ano. Oliveira (1972) calculou os danos causados pelo ácaro-

branco ao algodoeiro em regiões do Estado de São Paulo. O autor mostrou ser esse ácaro responsável pela redução de 17 a 25% na produção do algodão em caroço, de 4 a 16% no número de maçãs, de 6 a 17% no peso das fibras, de 8 a 12% no número de sementes e de 4% no teor de matéria graxa. Vieira & Chiavegato (1998) estudaram a biologia do ácaro-branco em folhas de algodoeiro, determinando que a duração da fase de ovo a adulto foi de 4,1 dias, e que a fecundidade foi de 29,6 ovos por fêmea a 28,5 °C.

Tetranychidae

· Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch) (Figura 35)

As fêmeas dessa espécie apresentam cor geral esverdeada, com um par de manchas laterais escuras. Nas regiões frias do globo, as fêmeas passam o inverno como fêmeas adultas hibernantes, apresentando, então, cor avermelhada. Os distintos nomes comuns pelos quais esta espécie é conhecida na língua inglesa (“*two-spotted spider mite*” ou “*red mite*”) referem-se à variação de cores apresentada sob diferentes condições. Espécie cosmopolita, que ataca uma grande diversidade de plantas, cultivadas ou não. Por essa razão, geralmente é considerada como uma das espécies mais importantes de ácaros-praga em todo o mundo. Tece quantidade abundante de teia.



Figura 35. Danos causados por *Tetranychus urticae* ao algodoeiro; ver detalhes de uma colônia de *T. urticae* no canto inferior esquerdo.

Manual de Acarologia

Esse ácaro é considerado uma das principais pragas do algodoeiro no Brasil. Tem preferência pelas folhas da região mediana e basal das plantas. Quando a população é muito elevada, também pode atacar as folhas mais novas. Ocasionalmente, pode determinar o aparecimento de manchas amareladas ou avermelhadas no limbo foliar, que não devem ser confundidas com aquelas causadas por deficiências minerais. As folhas mais atacadas podem secar e cair prematuramente. Quando o ataque se dá nas plantas novas, logo após a germinação, o ácaro pode causar a perda total da cultura. Como as populações mais elevadas são freqüentemente encontradas na época de florescimento e da formação das maçãs, pode ocorrer considerável redução em sua formação e, conseqüentemente, na produtividade. Oliveira & Calcanholo (1975) estimaram em 25% a perda de peso de algodão devido ao ataque desse ácaro. Mais informações sobre danos por este ácaro ao algodoeiro foram apresentadas por Reis (1972).

• **Ácaros-vermelhos** [*Tetranychus ludeni* Zacher, *T. desertorum* Banks, *T. neocaledonicus* André, *T. mexicanus* (McGregor), *T. bastosi* Tuttle, Baker & Sales]

Espécies também polífagas, causando danos a diversas culturas. *Tetranychus ludeni* tem preferência pelas folhas do ponteiro e da região mediana da planta; predomina no início da cultura. As outras três espécies preferem as folhas da região mediana da planta, sendo usualmente mais comuns em um estágio pouco mais tardio do ciclo fenológico do algodoeiro. *Tetranychus bastosi* foi até o momento encontrado sobre essa cultura apenas no nordeste do Brasil; produz uma quantidade maior de teia que as outras espécies, o que permite no campo uma primeira indicação de sua presença.

De maneira geral, não são considerados problemas tão sérios como o ácaro-rajado. *Tetranychus ludeni* foi considerada por Chiavegatto (1971) como praga ocasional do algodoeiro.

• **Ácaro-verde** [*Mononychellus planki* (McGregor)]

As fases móveis desse ácaro apresentam o corpo de cor verde intensa e as pernas amareladas. Em torno da base das setas dorsais, exibem áreas de cor verde mais escura. Os ovos também são verdes e colocados ao longo das nervuras. Ataca preferencialmente as folhas mais novas da planta. Localizam-se principalmente ao longo das nervuras, em ambas as faces das folhas. Não é uma espécie considerada de importância econômica, geralmente não sendo necessária, por essa razão, qualquer ação de controle por parte dos agricultores. Chiavegatto (1971) considerou esse ácaro uma praga potencial do algodoeiro.

Amendoim (*Arachis hypogea* L., Fabaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-verde** [*Mononychellus planki* (McGregor)]

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Também no caso do amendoim, o ácaro-verde ataca preferencialmente as folhas mais novas, ocupando ambas as faces. Pode

ocasionalmente causar danos severos a essa planta.

· **Ácaro vermelho (*Tetranychus ogmophallos* Ferreira & Flechtmann)** (Figura 36)

Espécie descrita do Brasil por Ferreira & Flechtmann (1997) sobre plantas de amendoim forrageiro (*Arachis pintoi* A. Krapovickas & W.C. Gregory), mas também encontrada sobre plantas de amendoim comestível, assim como de *Arachis prostrata* Benth. Encontrada em São Paulo e no Paraná (Flechtmann, 2004), em diversas ocasiões em altos níveis populacionais. Redução de cerca de 76% da produção de vagens foi verificada por Lourenção *et al.* (2001) em um plantio experimental no Estado de São Paulo.

É possível que a espécie relatada por Flechtmann (1979) como *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard em amendoim refira-se na verdade a *T. ogmophallos*, tendo em vista que essas espécies são morfologicamente muito parecidas e que *T. evansi* tem sido constatado quase que exclusivamente em Solanaceae no Brasil. Bonato *et al.* (2000) determinaram que o desenvolvimento desse ácaro de ovo a adulto e a fecundidade são cerca de 14 dias e 60 ovos por fêmea, respectivamente, a 26 °C. Embora esse ácaro tenha sido determinado até o momento apenas em plantas do gênero *Arachis* L., aqueles autores determinaram que seu desenvolvimento é melhor em feijão e soja que em amendoim; naquelas duas espécies vegetais, o desenvolvimento de ovo a adulto exigiu apenas cerca de 12 dias, enquanto a fecundidade foi de cerca de 104 e 64 ovos por fêmea em plantas de feijão e soja, respectivamente.

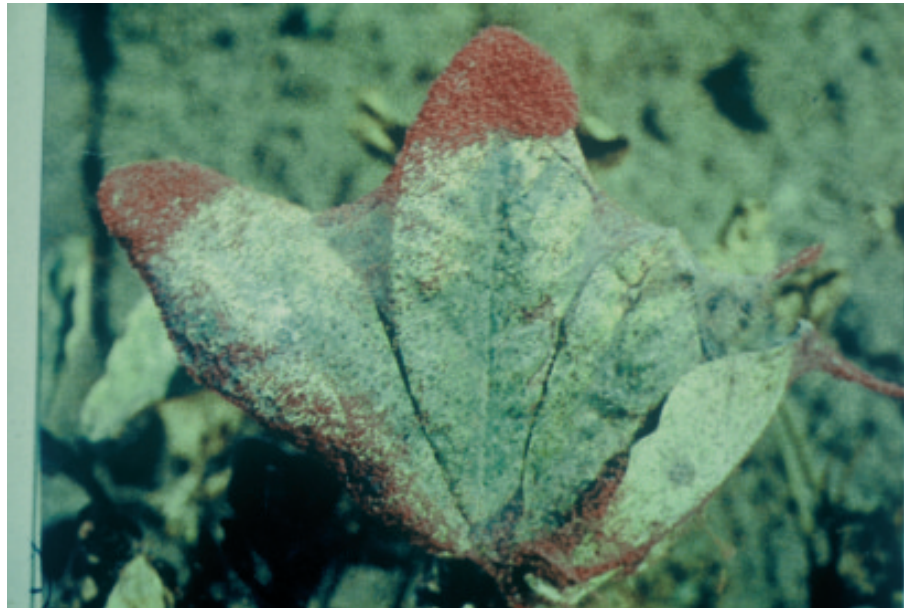


Figura 36. Danos causados por *Tetranychus ogmophallos* ao amendoim (gentileza de C.A.L. de Oliveira).

Manual de Acarologia

Arroz (*Oryza sativa* L., Poaceae)

Tarsonemidae

- **Tarsonemídeo-do-arroz (*Steneotarsonemus furcatus* De Leon)**

Ácaro branco-amarelado. Encontrado no Mato Grosso do Sul, causando manchas nas folhas e nos grãos em formação; as panículas atacadas não se desenvolvem normalmente, resultando em grãos vazios. A infestação desse ácaro tem-se dado em associação com infecções pelos fungos *Bipolaris oryzae* (Breda de Haan) e *Pyricularia oryzae* Cav., que normalmente apresentam importância secundária no país. Em um plantio do cultivar 'Primavera', observou-se redução de 30 a 50% na produção em 2005 (D. Návía, informação pessoal). Esse ácaro também tem sido citado sobre cultura de arroz em Taiwan, mas causando danos menos severos que *Steneotarsonemus spinki* Smiley.

Tetranychidae

- **Ácaro-verde (*Schizotetranychus oryzae* Rossi de Simons) (Figura 37)**

Descrito da Argentina; também relatado no Espírito Santo, Rio de Janeiro e Rio Grande do Sul, assim como em outros países americanos. Vistas à distância, as plantas atacadas aparentam deficiência de nitrogênio. As folhas atacadas podem apresentar um grande número de pequenas áreas branco-amareladas, alongadas, visíveis na face superior, podendo ser confundidas com viroses. Essas áreas correspondem àquelas com pequenas colônias de ácaros em diferentes estágios de desenvolvimento, na face inferior das folhas. Os ácaros são protegidos pela teia que tecem; com o passar do tempo, as coberturas de teia



Figura 37. Danos causados por *Schizotetranychus oryzae* ao arroz.

coalescem, formando listras brancas ao longo das nervuras (Barcellos *et al.*, 1979).

Infestações severas têm sido observadas em plantios experimentais de diferentes variedades em casas-de-vegetação. Aparentemente não causa danos significativos ao arroz no campo.

Importância quarentenária

• *Stenotarsonemus spinki* Smiley

Ácaro esbranquiçado. Descrito dos Estados Unidos, sobre o inseto *Sogatodes orizicola* (Muir), da família Delphacidae (Smiley, 1967). Relatado mais tarde causando danos significativos à cultura do arroz na China e em Taiwan, nos anos 70. Na década seguinte, foi considerado uma praga importante de arroz em toda a Ásia tropical. Nos anos 90, foi encontrado em Cuba e na República Dominicana.

As panículas atacadas tornam-se deformadas e a superfície dos grãos torna-se de marrom a preta; a superfície interna da bainha foliar e a casca do grão atacado também se tornam marrons (Cho *et al.*, 1999). Reduções de produção de até 90% têm sido relatadas. Um resumo da dispersão desse ácaro no globo e das formas de controle avaliadas por diferentes autores foi apresentado por Almaguel *et al.* (2000). Em Cuba, as maiores populações do ácaro foram encontradas na bainha da folha bandeira, na fase próxima à colheita e em variedades de ciclo curto (Almaguel *et al.*, 2000).

Cafeeiro (*Coffea* spp., Rubiaceae)

Tetranychidae

• Ácaro-vermelho [*Oligonychus ilicis* (McGregor)] (Figura 38)

As fêmeas dessa espécie apresentam cor geral marrom-escuro. Os ovos são avermelhados, brilhantes e subsféricos, levemente achatados. Espécie descrita de exemplares coletados sobre *Ilex opaca* (Soland.) nos Estados Unidos, sendo depois relatada na América do Sul, Ásia e Europa.

Esse ácaro é encontrado preferencialmente na face superior das folhas; as regiões atacadas tornam-se bronzeadas e cobertas com pequena quantidade de teia, à qual ficam aderidas partículas carregadas pelo vento. Níveis altos de infestação podem causar desfolha e reduzir significativamente a produção. Almeida *et al.* (1983) determinaram que o número de frutos de café por nó produtivo é inversamente proporcional ao índice de desfolha, e que a redução do número de frutos com a desfolha se dá tanto pela queda dos frutos (nas plantas jovens) como pelo não pegamento da florada (plantas adultas). Os ataques mais intensos ocorrem na época seca, quando a temperatura ainda não está muito baixa.

Apresenta partenogênese deuterótoca, isto é, algumas fêmeas de uma população dão, partenogeneticamente, origem a machos, enquanto outras dão origem a fêmeas (Heinrich, 1972; Flechtmann & Flechtmann, 1982). Aplicações dos piretróides deltametrina, permetrina e cipermetrina podem levar ao aumento populacional desse



Figura 38. Cafeeiros severamente atacados por *Oligonychus ilicis*. Veja detalhes de uma folha atacada no canto inferior direito.

ácaro, o que parece estar relacionado com o efeito deletério desses produtos sobre os inimigos naturais de *O. ilicis* ou com o aumento da oviposição do ácaro (Oliveira, 1984). Aplicações de oxicleto de cobre também resultaram em aumento de sua taxa de oviposição (Reis & Teodoro, 2000). Sob condições não controladas de laboratório, Calza & Sauer (1952) determinaram que o período de desenvolvimento de ovo a adulto de *O. ilicis* foi de 11 a 17 dias. Reis *et al.* (1997) determinaram que esse período foi de aproximadamente 12 dias a 25 °C. Esses últimos autores determinaram ainda a fecundidade média de apenas cerca de 22 ovos por fêmea àquela temperatura.

Tenuipalpidae

• **Ácaro-da-mancha-anular-do-cafeeiro** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)] (Figura 39)

Ver detalhes em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose-do-citros”. Encontrado em folhas, ramos e frutos das regiões medianas e inferiores de plantas de café (Chagas, 1973; Reis, 2000). É considerado o vetor de um vírus que causa uma anomalia conhecida como “mancha anular”, pertencente ao grupo dos Rhabdovirus (Chagas, 1988). Entretanto, existe a possibilidade de que esta seja causada por uma toxina produzida pelo ácaro. Embora esta anomalia seja conhecida no cafeeiro desde os anos 50, apenas a partir de 1988 passou a apresentar importância econômica no Brasil. Os sintomas da enfermidade são manchas cloróticas de contorno bem definido, em forma de anéis (Reis, 2000). Os danos mais severos têm sido relatados na região do Alto Paranaíba, no Estado de Minas Gerais. No Estado de São Paulo, essa enfermidade não tem sido considerada



Figura 39. Sintomas da mancha anular do cafeeiro (gentileza de P.R. Reis).

importante. Os danos são observados tanto em cafeeiro arábica, *Coffea arabica* L., quanto em cafeeiro canéfora, *Coffea canephora* Pierre & Froenher (Reis, 2000).

O ataque do ácaro pré-dispõe os frutos à penetração de microrganismos, como o fungo *Colletotrichum gloeosporioides* (Penz.) e outros dos gêneros *Aspergillus*, *Cladosporium*, *Fusarium* e *Penicillium*, como discutido por Reis (2000) e por Reis & Chagas (2001). Esses patógenos podem levar à produção de ácido butírico sobre os

Manual de Acarologia

frutos, prejudicando a qualidade do café (Carvalho, 1997). Além disso, a ação adversa aos grãos, incluindo injúrias causadas por diferentes organismos, leva à diminuição da atividade de polifenoloxidase (Reis & Chagas, 2001). O nível de atividade daquela enzima está diretamente relacionada à qualidade do café (Amorim & Silva, 1968). Reis & Chagas (2001) determinaram uma diminuição na atividade da polifenoloxidase e um aumento na porcentagem de compostos fenólicos e de açúcares totais em frutos atacados por *B. phoenicis* e com sintomas da mancha anular. Menor teor de polifenoloxidase resulta em pior qualidade do café (Reis & Chagas, 2001).

Reis *et al.* (2000) estudaram a distribuição de *B. phoenicis* na planta de café. Verificaram que esses ácaros concentram-se principalmente na região interna dos estratos mediano e inferior da copa. Nas folhas, concentra-se na face inferior, próximo à nervura central; nos frutos, ocorrem principalmente nas regiões da coroa e do pedúnculo; nos ramos, concentram-se nas fendas e nos nós. Boareto & Chiavegato (1994) estudaram o possível papel desempenhado por três plantas cítricas (tangerinas ‘Cravo’ e ‘Ponkan’ e tangor ‘Murcote’) e pelo cafeeiro, que não expressam sintomas de leprose no processo epidemiológico desta enfermidade. Os autores mostraram que *B. phoenicis* pode adquirir o vírus ao alimentar-se de folhas dessas plantas, sobre as quais ácaros contendo o vírus haviam se alimentado alguns dias antes. Mostraram ainda que o ácaro não necessita alimentar-se em lesões visíveis da leprose para adquirir o vírus.

• Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Na face inferior das folhas, a nervura principal adquire aspecto de cortiça. Infestações severas desse ácaro em cafeeiros foram verificadas no Espírito Santo, aparentemente em conseqüência da aplicação de produtos cúpricos.

Outros ácaros

Diversos outros ácaros foram relatados em cafeeiro no sul de Minas Gerais por Pallini Filho *et al.* (1992) e Spongowski *et al.* (2005).

Cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L., Poaceae)

Eriophyidae

• Microácaro-da-cana-de-açúcar (*Abacarus sacchari* Channabasavanna)

Encontrado principalmente nas folhas mais novas de diversas variedades, causando manchas lineares amareladas. Não é considerado um problema significativo nessa cultura.

Tarsonemidae

• Ácaro-brilhante-da-cana-de-açúcar (*Steneotarsonemus bancrofti* Michael e *S. brasiliensis* Flechtmann)

Ambas as espécies foram relatadas em cana-de-açúcar no Brasil por Smiley *et*

al. (1993). Não são considerados pragas dessa cultura no Brasil.

Tetranychidae

• **Tetraniquídeo-da-cana-de-açúcar** [*Monoceronychus linki* Pritchard & Baker, *Oligonychus grypus* Baker & Pritchard, *O. pratensis* (Banks) e *Schizotetranychus sacharum* Flechtmann & Baker] (Figura 40)

Oligonychus grypus foi registrado em altos níveis populacionais em uma extensa área no Estado do Maranhão, onde as plantas estavam no estágio inicial de desenvolvimento, durante um período seco (A. Mendonça, não publicado). As folhas foram severamente danificadas, tornando-se secas. *Schizotetranychus sacharum* tem sido ocasionalmente observado em populações elevadas, também durante a época seca. As folhas severamente atacadas apresentam na face superior um par de faixas de pontuações marrons mais ou menos coalescentes ao longo da nervura central, que correspondem às regiões em que os ácaros se concentram na face inferior. As outras espécies sempre têm sido encontradas em níveis reduzidos, sem causar danos significativos à cultura.



Figura 40. Danos causados por *Schizotetranychus sacharum* à cana-de-açúcar.

Diferentemente da maioria das espécies do mesmo gênero, *O. pratensis* habita principalmente a face inferior das folhas.

Coqueiro (*Cocos nucifera* L., Arecaceae)

Eriophyidae

• **Ácaro-do-coqueiro** (*Aceria guerreronis* Keifer) (Figura 41)

Espécie relatada inicialmente para o México, de onde foi descrita, e para vários países da América Central, América do Sul, ilhas do Caribe, África e Ásia. Já conhecida no continente americano, assim como em ilhas do Caribe e na África, desde os anos 60. Entretanto, apenas nos anos 90 foi relatada na Ásia. Zuluaga & Sánchez (1971) indicaram que algumas publicações sugerem que esse ácaro já estivesse presente na Colômbia desde meados do século XX. No Brasil, foi citado pela primeira vez nos Estados de Pernambuco e Rio de Janeiro (Robbs & Peracchi, 1965). Návía *et al.* (2005)

Manual de Acarologia

coletaram esse ácaro nos estados de Alagoas, Bahia, Minas Gerais, Pernambuco, Rio de Janeiro, Rio Grande do Norte, São Paulo e Sergipe. Ocorre principalmente em frutos, sob as brácteas. Os sintomas iniciais de ataque do ácaro correspondem a manchas brancas de formato triangular na região de inserção das brácteas com a superfície de frutos jovens. À medida que este se expande, as manchas tornam-se progressivamente mais largas e, subseqüentemente, necróticas e suberificadas, com o aparecimento de ranhuras longitudinais (Alencar *et al.*, 1999; Mariau, 1986; Návia *et al.*, 2005). Esses danos podem conduzir à queda prematura dos frutos, assim como à deformação e redução de seu tamanho.

Aquino & Arruda (1967) relataram em Pernambuco danos desse ácaro à gema apical de plântulas de coqueiros. Ferreira *et al.* (1998) citaram que as folhas emitidas após o início do ataque da praga tornam-se mais curtas e pregueadas; a emissão de folhas novas é mais lenta; estas se apresentam curtas e necrosadas na base do pecíolo; à medida que a infestação avança, a necrose pode se estender à gema terminal, causando a morte das plântulas. É considerado uma das pragas mais importantes do coqueiro em Pernambuco (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b).

Devido à localização do ácaro na planta, seu controle tem se mostrado extremamente difícil. Em algumas regiões, as maiores populações ocorrem na época seca, enquanto em outras, o nível de ocorrência é aproximadamente o mesmo na épocas seca e úmida. É possível que essa diferença seja devida à ação de inimigos naturais do ácaro, mas isto ainda não está devidamente esclarecido. Várias tentativas de controlar-se esse ácaro, através de diferentes métodos, foram relatados por Ferreira *et al.* (1998). Ênfase especial tem sido dada à tentativa de buscar-se o controle desta através do uso de agentes de controle biológico (Moraes & Zacarias, 2002).

• **Ácaro-da-mancha-anelar-do-coqueiro (*Amrineus cocofolius* Flechtmann)** (Figura 41)

Descrito do Estado de São Paulo, causando danos às folhas jovens de coqueiro (Flechtmann, 1994). Encontrada também na Bahia, Pernambuco, Rio de Janeiro e Sergipe (Flechtmann, 1994; Návia *et al.*, 2005; Santana & Flechtmann, 1998). Posteriormente, foi relatado nas proximidades das margens distais das brácteas, em contato com a superfície de frutos jovens e maduros de coqueiro, causando a formação de uma banda necrótica transversal no fruto. A margem proximal dessa banda não toca as brácteas, sendo a necrose superficial, não formando rachaduras. A banda circunda todo ou apenas parte do fruto (Návia *et al.*, 2005). Aparentemente, não chega a afetar significativamente a produtividade da cultura.

Phytoptidae

• **Microácaro-branco (*Retracrus johnstoni* Keifer)**

Encontrado até o momento apenas nas folhas. Habita a face inferior de folíolos, causando um amarelecimento da região atacada, quando o folíolo é observado de baixo para cima, ou um escurecimento da região atacada, quando o folíolo é observado de cima para baixo. Devido à excrescência cerosa e opaca que esses ácaros produzem no dorso, podem ser notados sobre o folíolo como pequenos pontos brancos, cujo



Figura 41. Danos causados por *Aceria guerreronis* (em cima), *Steneotarsonemus furcatus* (em baixo, à esquerda) e *Amrineus cocofolius* (em baixo, à direita) ao coco [gentileza de F.R. da Silva (A e B) e D. Návia M. Ferreira (C)]

número aumenta com o tempo em função do crescente número de exúvias ou de ácaros mortos, além dos ácaros vivos. Aparentemente, os danos causados por essa espécie não chegam a prejudicar a produtividade da cultura. Ver outros detalhes em “Jerivá”.

Tarsonemidae

• **Ácaro-da-mancha-longitudinal-do-coqueiro** (*Steneotarsonemus furcatus* De Leon) (Figura 41)

Encontrado nas proximidades das margens distais das brácteas assim como na superfície dos frutos, abaixo das brácteas. Maiores infestações têm sido encontradas em frutos jovens (Návia *et al.*, 2005). Os sintomas assemelham-se àqueles do ácaro do coqueiro, no que se refere ao aparecimento de áreas necróticas com rachaduras. Porém, nesse caso, essas áreas não são triangulares, mas correspondem a faixas longitudinais. Relatado em coqueiro apenas em Pernambuco (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b, Návia *et al.*, 2005).

Não são raros os casos de ocorrência concomitante do ácaro-do-coqueiro e do ácaro-da-mancha-longitudinal-do-coqueiro. Nesses casos, os sintomas observados podem representar uma mescla dos sintomas típicos de cada um daqueles ácaros.

Manual de Acarologia

Tenuipalpidae

- **Ácaros-planos-do-coqueiro** [*Brevipalpus chamaedoreae* Baker, Tuttle & Abbatiello, *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) e *Tenuipalpus coyacus* De Leon]

Brevipalpus chamaedoreae e *T. coyacus* foram relatados pela primeira vez no Brasil por Vasconcelos *et al.* (2005), em folhas de coqueiro. São aparentemente pouco comuns nessa cultura no país. Ver detalhes sobre *B. phoenicis* em “Citros”; esse ácaro é encontrado frequentemente em folhas de coqueiro, sem causar danos aparentes (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b).

Tetranychidae

- **Ácaro-vermelho** [*Tetranychus mexicanus* (McGregor)]

Ver detalhes sobre a morfologia deste ácaro em “Citros”. Ocorre principalmente na face inferior de folíolos velhos. Usualmente seus danos ao coqueiro não causam reduções significativas de produtividade (Ferreira *et al.*, 1998).

Importância quarentenária

Tenuipalpidae

- ***Raoiella indica* Hirst**

Fêmeas avermelhadas. Até recentemente, esse ácaro era conhecido apenas da Ásia, tendo sido relatado em 2004 pela primeira vez na ilha caribenha de Martinica (Flechtmann & Etienne, 2004). Além do coqueiro, tem sido relatado em poucas outras espécies de plantas, especialmente da família Arecaceae.

Feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris* L., Fabaceae)

Tarsonemidae

- **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Figura 42)]

Ver detalhes em “Algodoeiro”. A biologia e estimativas de danos devidos a esse ácaro em feijoeiro na Colômbia foram relatadas por Schoonhoven *et al.* (1978). No Brasil, os danos e o controle químico desse ácaro foram estudados por Omoto (1987). Esse autor determinou que a época crítica do ataque desse ácaro ao feijoeiro comum vai do estágio em que a planta apresenta três a cinco folhas até o florescimento. Observou perda de produção de quase 50% em plantas atacadas, na região de Piracicaba. O ácaro-branco danifica não apenas as folhas em desenvolvimento, mas também as vagens. Sendo a população alta, as vagens podem tornar-se recurvadas e de menor tamanho. Esta espécie é considerada uma das principais pragas do feijoeiro no Brasil.



Figura 42. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* ao feijoeiro comum.

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)** (Figura 43)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Folhas atacadas tornam-se amareladas. Os níveis de danos causados por esse ácaro ao feijoeiro no Brasil foram estudados por Fustaino (1987). Esse autor verificou que os maiores danos são causados quando a infestação se dá em plantas com 15 a 45 dias de idade. Determinou que o nível de controle é com cerca de 13 ácaros por planta. Essa espécie é considerada uma das principais pragas do feijoeiro no Brasil.

• **Ácaro-verde [(*Mononychellus planki* (McGregor))]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Espécie relatada em apenas uma ocasião sobre feijoeiro, no Estado da Bahia (Moraes & Flechtmann, 1981).

• **Ácaros-vermelhos [*Tetranychus ludeni* Zacher, *T. desertorum* Banks, *T. neocaledonicus* André, *T. mexicanus* (McGregor), *T. bastosi* Tuttle, Baker & Sales]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. *Tetranychus bastosi* foi encontrado até o momento sobre essa cultura apenas no nordeste do Brasil (Moraes & Flechtmann, 1981). As outras espécies apresentam distribuição mais ampla. Os danos que causam ao feijoeiro são semelhantes àqueles relatados para *T. urticae*.



Figura 43. Danos causados por *Tetranychus urticae* ao feijoeiro comum.

Feijoeiro macassar [*Vigna unguiculata* (L.) Walp, Fabaceae]

Tetranychidae

• **Ácaro-verde [*Mononychellus planki* (McGregor)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Espécie relatada sobre feijoeiro macassar em apenas uma ocasião no Brasil, no Estado da Paraíba (Moraes & Flechtmann, 1981).

• **Ácaros-vermelhos (*Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker & Sales, *T. desertorum* Banks e *T. neocaledonicus* André) (Figura 44)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Os danos causados por esses ácaros ao feijoeiro macassar usualmente não são severos. As populações em feijoeiro macassar podem alcançar altos níveis quando cultivado nas proximidades de outras plantas muito atacadas. A Figura 44 mostra plantas de feijoeiro macassar severamente danificadas por *T. bastosi*, pela dispersão dos ácaros a partir de mamoeiros consorciados, em que se encontravam em altas densidades.

Mamona (*Ricinus communis* L., Euphorbiaceae)

Tetranychidae

· **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Em geral, os danos causados pelo ácaro-rajado à mamona não são muito significativos. Entretanto, Lourenção *et al.* (1996) observaram a ocorrência desse ácaro em campos experimentais do Instituto Agrônomo de Campinas, no Estado da Bahia, estabelecidos próximos a campos de cultivo de algodoeiro. Mais usualmente, danos severos são observados ocasionalmente em plantas que crescem espontaneamente em terrenos baldios. Moraes & Flechtmann (1980) alertaram para o fato de serem plantas de mamona da vegetação ruderal freqüentemente atacadas pelo ácaro-rajado na região sudeste, enquanto esse ácaro raramente ataca mamona na região nordeste. Se por um lado, essas plantas servem como fonte de ácaros para a infestação de diferentes culturas vizinhas, servem também como reservatório de ácaros predadores, freqüentemente encontrados alimentando-se de indivíduos de espécies de *Tetranychus* Dufour nessas plantas.

· **Ácaros-vermelhos [*Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker & Sales, *T. desertorum* Banks, *T. ludeni* Zacher, *T. mexicanus* (McGregor) e *T. neocaledonicus* André]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. *Tetranychus bastosi* foi encontrado até o momento sobre essa cultura apenas no nordeste do Brasil (Moraes & Flechtmann, 1981). Nas variedades de folhas verdes, as fêmeas desses ácaros, de cor vermelha intensa, são facilmente notadas; nas variedades de folhas vermelhas, é a teia que tecem que mais chama a atenção.



Figura 44. Danos causados por *Tetranychus bastosi* ao feijoeiro macassar.

Manual de Acarologia

No Estado de São Paulo, o ácaro-rajado e os ácaros-vermelhos *T. desertorum* e *T. ludeni* são mais comuns nessa espécie vegetal, enquanto que, nos estados da região nordeste, as demais espécies de ácaros-vermelhos são de ocorrência mais freqüente. Da mesma forma que para o ácaro-rajado, os danos causados pelos ácaros-vermelhos à mamona são geralmente pequenos. Danos severos são observados ocasionalmente em plantas que crescem espontaneamente em terrenos baldios. Ao referir-se às observações da ocorrência de artrópodes em mamona em campos experimentais do Instituto Agronômico de Campinas, nos Estados da Bahia e São Paulo, Lourenção *et al.* (1996) não se referiram aos ácaros-vermelhos como pragas importantes.

Mandioca (*Manihot esculenta* Crantz, Euphorbiaceae)

Tetranychidae

· Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Espécie ocasionalmente encontrada em mandioca na Região Nordeste, sempre em níveis baixos, não constituindo uma praga dessa cultura.

· Ácaro-verde-da-mandioca [*Mononychellus tanajoa* (Bondar)] (Figura 45)

Originalmente descrito da Bahia (Bondar, 1938). Encontrado em muitas outras regiões onde a mandioca é cultivada no Brasil e outros países da América do Sul. Em 1972, foi citado por Z. M. Nyiira pela primeira vez para o continente africano, mais especificamente em Uganda, em um relatório não publicado (Lyon, 1973). No Brasil, danos severos desse ácaro são observados nas regiões secas do nordeste; no sudeste, o ácaro raramente causa danos. Folhas de todas as regiões das plantas são atacadas; entretanto, os maiores danos são observados na região apical, com o retardamento de seu crescimento, conforme observado pela redução do comprimento dos internódios. Isto reflete na redução da produtividade da cultura.

Yaninek *et al.* (1989) apresentaram dados sobre o desenvolvimento e a reprodução do ácaro-verde a cinco temperaturas. Dentre as temperaturas testadas, os autores determinaram que o maior valor de razão intrínseca de crescimento populacional ocorreu a 31 °C ($r_m = 0,281$); a essa temperatura, o período de ovo a adulto foi cerca de oito dias e a fecundidade, em torno de 58 ovos por fêmea.

Em um estudo conduzido no Sertão do Araripe, em Pernambuco, Veiga (1985) observou uma redução na produtividade de cerca de 51% devida ao ataque desse ácaro.

Tenuipalpidae

· Ácaro-plano (*Brevipalpus obovatus* Donnadieu)

Ver detalhes em “Citros”. Esse ácaro não é considerado uma praga de mandioca. Entretanto, é encontrado ocasionalmente em populações elevadas durante os meses



Figura 45. Danos causados por *Mononychellus tanajoa* à mandioca (em cima, plantas atacadas; em baixo, detalhe do encurtamento de internódios).

Manual de Acarologia

mais secos do ano no interior da Bahia (Tamai *et al.*, 1997). O maior número de ácaros dessa espécie é encontrado na parte de crescimento mais recente dos ramos, assim como nos pecíolos e na base das nervuras. As regiões atacadas adquirem cor marrom. Pode causar queda prematura de folhas.

Importância quarentenária

• *Oligonychus gossypii* (Zacher)

Essa espécie já foi relatada no Brasil (Flechtmann & Baker, 1975), mas apenas em culturas outras que não mandioca (ver “Seringueira”). Na África, é encontrado com frequência em mandioca. Embora naquele continente os danos causados por *M. tanajoa* sejam considerados muito mais importantes, *O. gossypii* também causa danos à mandioca.

Milho (*Zea mays* L., Poaceae)

Diptilomiopidae

• Microácaro-da-face-inferior-das-folhas-de-milho (*Catarhinus tricholaenae* Keifer)

Conhecido apenas do Brasil e do Paraguai. Diferentemente do que se observa no capim braquiária, que também ataca, vive na face inferior das folhas de milho. Estas podem apresentar estrias longitudinais amareladas, assemelhando-se a viroses (Flechtmann & Santana, 1997).

Eriophyidae

• Microácaro-de-ambas-as-faces-das-folhas-de-milho [*Aceria zeala* (Keifer)]

Relatado do Brasil, Colômbia e Estados Unidos. Vive em ambas as faces das folhas. As folhas atacadas por esse ácaro também podem apresentar estrias longitudinais amareladas. Não se sabe se essas estrias são devidas apenas ao ataque do ácaro ou se a um vírus (Keifer, 1978).

Tetranychidae

• Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. O primeiro relato desse ácaro em milho foi feito por Mariconi (1963). Entretanto, o primeiro relato de danos significativos em milho no Brasil foi publicado por Flechtmann & Santana (1997), referindo-se a sua presença em Minas Gerais e São Paulo, em plantas no estágio inicial de desenvolvimento e no estágio de formação de grãos. Grandes infestações foram observadas em época muito seca, em plantas irrigadas. As folhas estavam muito danificadas, com grande quantidade de teia.

• Ácaro-verde [*Oligonychus zae* (McGregor)] (Figura 46)

Relatado para vários países americanos e do Caribe, assim como para o Irã, em gramíneas e em bananeira. Encontrado sobre essa cultura em Pernambuco Moraes &



Figura 46. Danos causados por *Oligonychus zae* ao milho (detalhe da face inferior de uma folha atacada, no canto inferior esquerdo).

Flechtmann (não publicado), atingindo nível populacional elevado.

Importância quarentenária

Eriophyidae

• *Aceria tosichella* Keifer

Espécie muito próxima de *Aceria tulipae* (Keifer), com a qual é confundida na literatura. Amrine & Stasny (1994) consideraram *A. tosichella* como sinônimo-sênior de *Aceria tritici* Shevchenko. A relação entre *A. tosichella* e *A. tulipae* foi esclarecida por Frost & Ridland (1996). *Aceria tosichella* injeta saliva nas folhas de milho, causando a anomalia conhecida como “listra vermelha dos grãos” (kernel red streak), que resulta de uma toxina injetada pelo ácaro. Pode transmitir ao milho diferentes tipos de vírus que causam as enfermidades conhecidas como “High plains virus” (HPV), “Wheat streak mosaic vírus” (WSMV) e “Wheat spot mosaic virus” (WSpMV). A importância do ácaro como vetor dos agentes causais dessas enfermidades foi discutida por Frost & Ridland (1996), Jeppson *et al.* (1975), Lindquist & Amrine (1996), Oldfield & Proeseler (1996), Perring (1996) e Styer & Nault (1996).

Manual de Acarologia

Palmito-açaí (*Euterpe edulis* Mart., Arecaceae)

Phytoptidae

• **Microácaro (*Retracrus* sp.)**

Encontrado em Minas Gerais causando danos semelhantes àqueles citados para *Retracrus johnstoni* Keifer em coqueiro, nas folhas mais velhas.

Palmito-pupunha (*Bactris gasipaes* H.B.K., Arecaceae)

Phytoptidae

• **Microácaro-branco (*Retracrus johnstoni* Keifer)**

Ver detalhes em “Coqueiro” e em “Jerivá”. Este ácaro tem sido citado na literatura nacional como praga do palmito pupunha (Coordenadoria de Assistência Técnica Integral 1997). Entretanto, é possível que os autores estivessem se referindo principalmente a países da América Central, em que *R. johnstoni* tem sido relatado em palmito pupunha, e não ao Brasil.

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho (*Tetranychus neocaledonicus* André)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Encontrado em altas populações na face inferior dos folíolos, em São Paulo.

Soja [*Glycine max* Merrill., Fabaceae]

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Problemas maiores com esse ácaro ocorrem principalmente em plantas mantidas em casa-de-vegetação, onde frequentemente o nível de umidade é mais elevado. Em condições de campo, usualmente não causa problemas consideráveis.

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Pouco se sabe sobre a importância deste ácaro à soja, mas sua importância parece estar aumentando nos últimos anos (Moraes *et al.*, 2006).

• **Ácaro-verde [*Mononychellus planki* (McGregor)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Como no caso do ácaro-rajado, a importância do

Moraes & Flechtmann

ácaro-verde em soja parece estar aumentando nos últimos anos (Moraes *et al.*, 2006).

· **Ácaros-vermelhos (*Tetranychus gigas* Pritchard & Baker, *T. ludeni* Zacher e *T. desertorum* Banks)**

T. gigas é conhecido apenas do Brasil, Estados Unidos e México. Návía & Flechtmann (2004) apresentaram uma redescrição de *T. gigas* com base nos tipos da espécie e em espécimes coletados no Brasil em plantas de soja. Ver em “Algodoeiro” detalhes sobre outras espécies. Guedes *et al.* (2004) relataram a crescente importância dos ácaros tetraniquídeos na cultura da soja no Rio Grande do Sul a partir de 2002, com a intensificação do plantio de variedades transgênicas.

Sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench, Poaceae]

Tetranychidae

· **Ácaro-verde [*Oligonychus zea* (McGregor)]**

Encontrado sobre essa cultura em Pernambuco por Moraes & Flechtmann (1981), atingindo elevado nível populacional. Encontrado também em Minas Gerais, em campo irrigado, em época de muita seca.

Trigo (*Triticum aestivum* L., Poaceae)

Não tem sido relatado na literatura nenhum ácaro que tenha causado danos consideráveis ao trigo no Brasil. Entretanto, existem espécies que causam danos consideráveis a esta cultura em outros países.

Importância quarentenária

Eriophyidae

· ***Aceria tosichella* Keifer**

Ver detalhes em “Milho”. Em outros países, causa o enrolamento das folhas do trigo, que aparentemente se deve à injeção de uma toxina. É ainda vetor dos agentes causais de três viroses importantes dessa cultura, já referidas em “Milho” (HPV, WSMV e WSpMV). As três enfermidades foram relatadas para a América do Norte; as duas últimas também foram relatadas para a Europa.

ESSÊNCIAS FLORESTAIS

Erva-mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire, Aquifoliaceae)

Além dos ácaros aqui citados, vários outros de distintos hábitos alimentares

Manual de Acarologia

foram citados em erva-mate no Rio Grande do Sul (Ferla *et al.*, 2005a).

Eriophyidae

• Microácaro-do-bronzeamento-da-erva-mate (*Dichopelmus notus* Keifer)

Considerado um problema sério desta cultura no sul do Brasil, tendo já sido relatado no Paraná, Rio Grande do Sul e Santa Catarina (Alves *et al.*, 2000; Ferla *et al.*, 2005a, b; Gouvea *et al.*, 2006). Cor branco-amarelada a marrom. Ataca principalmente a face inferior das folhas, mas pode também ser encontrado na face superior [de acordo com Ferla *et al.* (2005a), mesmo quando a população é baixa]. Gouvea *et al.* (2006) observaram a maior ocorrência desse ácaro em folhas maduras e nos estratos médios e inferiores das copas de plantas no Estado do Paraná. Os mesmos autores verificaram que embora o ácaro ocorra durante todo o ano naquele Estado, o maior pico populacional foi verificado entre agosto e setembro, meses de temperatura mais amena. O mesmo foi relatado por Coll & Saini (1992) e Coll & Cáceres (1995) na Argentina. Aqueles autores verificaram ainda picos bem menores, porém de maior importância econômica, em janeiro-fevereiro. Picos menores também foram relatados por Gouvea *et al.* (2006) em janeiro e maio. A duração da fase imatura é cerca de 10 dias. A fecundidade é de 20 a 30 ovos por fêmea. A longevidade dos adultos é cerca de 20 dias.

• Microácaro-da-clorose-da-erva-mate (*Disella ilicicola* Navia & Flechtmann)

Descrito de Santa Catarina (Navia & Flechtmann, 2005). Uma espécie citada por Ferla *et al.* (2005a) como *Disella* sp. foi encontrada no Rio Grande do Sul. Na descrição original, os autores mencionam que *D. ilicicola* foi encontrada na face superior de folhas maduras, causando clorose. Os exemplares coletados por Ferla *et al.* (2005a) eram de cor amarela; eram encontrados principalmente na face inferior das folhas, mas quando a população era alta, ocorriam também na face superior.

Tarsonemidae

• Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Torna as folhas prateadas e ásperas. Encontrado tanto em telados quanto no campo. Parece ser menos importante no Brasil que outras espécies fitófagas.

Tenuipalpidae

• Ácaro-plano [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes em “Citros”. Essa espécie foi relatada em erva-mate por Ferla *et al.* (2005a), no Rio Grande do Sul. Os autores nada mencionaram em relação à sua importância para a cultura.

Tetranychidae

· **Ácaro-vermelho [*Oligonychus yothersi* (McGregor)]** (Figura 47)

Encontrado no Paraná, Rio Grande do Sul e Santa Catarina (Alves *et al.*, 2000; Ferla *et al.* 2005a, b; Gouvea *et al.*, 2006). Ocorre principalmente na face superior de folhas maduras. Os sintomas iniciais do ataque do ácaro correspondem a pontos necróticos arroxeados, que evoluem para manchas extensas escuras (Alves *et al.*, 2004). Estudos conduzidos no Estado do Paraná têm indicado uma considerável variação do nível de incidência do ácaro durante o ano, o que poderia ser devido às diferenças ecológicas entre os distintos locais onde os estudos foram conduzidos, ou à variação da população de ano a ano (Gais, 2000; Gouvêa *et al.*, 2004). Em grandes populações, pode causar a desfolha da planta. O maior nível populacional do ácaro ocorre nos meses de temperatura mais amena e de baixa precipitação, entre agosto e setembro (Gouvea *et al.*, 2006). Nenhuma diferença significativa foi verificada por Gouvea *et al.* (2006) quanto ao nível de ocorrência de *O. yothersi* nos diferentes estratos da copa das plantas, quando o nível populacional do ácaro era baixo. Em países mais frios, passa o inverno na fase de ovo. Alves *et al.* (2004) verificaram que a duração da fase jovem, a 25 °C, foi em torno de 11 dias. Podem ocorrer cinco a seis gerações anuais.

· **Ácaro-texano [*Eutetranychus banksi* (McGregor)]**

Ver detalhes em “Citros”. Essa espécie foi citada em erva-mate apenas uma vez (Ferla *et al.*, 2005a), no Rio Grande do Sul. Nada foi mencionado pelos autores sobre sua importância a esta cultura.

Eucalipto (*Eucalyptus* spp., Myrtaceae)

Eriophyidae

· **Microácaro (*Rhombacus eucalypti* Ghosh & Chakrabarti)**

Encontrado nos Estados do Paraná e São Paulo (Flechtmann, 2004; Flechtmann & Santana, 2001), causando danos em *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh., *E. tereticornis* Sm. e *E. urograndis* (híbrido de *E. urophylla* S.T. Blake e *E. grandis*) em casa-de-vegetação e no campo. Encontrado em ambas as faces das folhas, embora os maiores níveis ocorram na face inferior e nos pecíolos. Folhas novas de *E. camaldulensis* e *E. tereticornis* infestadas pelo ácaro tornam-se coriáceas e quebradiças, caindo prematuramente. Também encontrado em *E. grandis* W. Hill ex Maiden, aparentemente não causando danos a essa espécie.

Tetranychidae

· **Ácaros-vermelhos [*Oligonychus ilicis* (McGregor) e *O. yothersi* (McGregor)]**

Ocasionalmente encontrados atacando principalmente as folhas mais velhas de eucalipto, no campo. Geralmente não são considerados problemas importantes dessa planta no campo. Em casa-de-vegetação, danos severos a *E. grandis* devidos a *O. ilicis* e *O. yothersi* foram relatados por Flechtmann (1983) e Pereira *et al.* (2005),



Figura 47. Danos causados por *Oligonychus yothersi* à erva-mate (detalhe de uma folha atacada, no canto inferior direito (gentileza de L.F.A. Alves).

respectivamente. *Oligonychus ilicis* causou intenso bronzeamento e queda prematura de folhas, enquanto *O. yothersi* causou desenvolvimento anormal e morte de plantas. Pouco ou nenhum dano a outras espécies de eucalipto (*E. camaldulensis*, *E. cloeziana* F. Muell., *E. microcorys* F. Muell., *E. pellita* F. Muell. e *E. tereticornis*) foram relatados

Moraes & Flechtmann

por Flechtmann (1983).

Pinheiro-do-Paraná [*Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze, Araucariaceae]

Tetranychidae

· Ácaro-vermelho [*Oligonychus ununguis* (Jacobi)]

Espécie cosmopolita, encontrada preponderantemente em coníferas, às quais freqüentemente causa danos muito significativos em países temperados. Encontrado por Fenilli & Flechtmann (1990) em todas as estações do ano em pinheiro-do-Paraná, em Santa Catarina. Entretanto, danos significativos à planta não foram verificados por aqueles autores.

Eriophyidae

· Microácaros (*Araucarioptes scutifera* Flechtmann, *Tecarus curinomos* Flechtmann e *Acaphyllisa araucariae* Flechtmann)

Essas espécies de ácaros foram relatadas por Flechtmann (2000) sobre folhas dessa planta. Avaliações conduzidas por aquele autor durante quatro anos não indicaram nenhum dano significativo às plantas.

Outros ácaros

Várias outras espécies de ácaros foram encontradas por Fenilli & Flechtmann (1990) no pinheiro-do-Paraná. Entretanto, pertencem a famílias de espécies predominantemente predadoras ou saprófagas. Sete espécies de ácaros da ordem Oribatida foram relatadas por Pérez-Iñigo & Pérez-Iñigo Jr. (1993) sobre ramos dessa planta, coletados em Santa Catarina. Não se sabe seus efeitos sobre a planta, mas pelo comportamento das distintas espécies desse grupo de ácaros, não é de se esperar que causem qualquer dano.

Seringueira [*Hevea brasiliensis* (Muell. Arg.), Euphorbiaceae]

Os ácaros que atacam essa cultura têm sido bastante estudados, devido à importância de alguns deles como pragas. Grande parte das informações disponíveis sobre estes ácaros foi publicada por Chiavegato (1968), De Vis *et al.* (2006), Feres (1992, 2000, 2002), Feres *et al.* (2002) e Ferla & Moraes (2002).

Eriophyidae

· Microácaro-da-face-superior-da-folha-de-seringueira (*Calacarus heveae* Feres) (Figura 48)

Descrito do Estado de São Paulo (Feres, 1992). Posteriormente relatado na Região Amazônica (Feres, 2001), de onde a seringueira é originária, e nos Estados

Manual de Acarologia

de Goiás, Minas Gerais, Mato Grosso e Mato Grosso do Sul (Tanzini, 1999). Produz uma substância aparentemente cerosa na região dorsal do idiossoma. Vive principalmente na face superior das folhas, atingindo maiores níveis na época de precipitação elevada, principalmente no Estado de São Paulo e partes do Mato Grosso. Não há nenhum relato da ocorrência de níveis elevados desse ácaro na Região Amazônica, o que pode ser devido a diferentes fatores relacionados à forma em que esta planta é encontrada naquela região. O fato de não ser a seringueira uma monocultura naquela região, sendo, ao contrário, dispersas entre outras da vegetação natural, pode ser um fator determinante do baixo nível de ocorrência do ácaro pela ação de inimigos naturais favorecidos por essa situação e/ou pela maior dificuldade de dispersão da praga de uma a outra seringueira. Outra possibilidade é a maior diversidade genética das seringueiras na região de origem, conferindo maior resistência à ação da praga.

Ferla & Moraes (2003b) determinaram que a duração da fase imatura desta espécie foi de 9,3 dias a 25-28 °C e 90% de umidade relativa. Sob essas mesmas condições, a fecundidade de cada fêmea foi de 16,2 ovos.



Figura 48. Danos causados por *Calacarus heveae* à seringueira: folhas avermelhadas, atacadas; folhas verdes, saudáveis. Em baixo, detalhe de um ácaro visto ao estereomicroscópio e e de um ácaro visto ao microscópio de varredura.

Dois sintomas diferentes têm sido verificados em plantas do clone RRIM-600 atacadas por esse ácaro (Vieira *et al.*, 2000). O mais comum corresponde ao amarelecimento das folhas atacadas com a formação de mosaicos. Nesse caso, áreas amareladas inicialmente aparecem intercaladas com áreas verdes normais. Com a progressão do ataque, as áreas amareladas aumentam, ocupando a maior parte do limbo foliar. As áreas amareladas podem passar posteriormente a uma cor avermelhada. O segundo tipo de sintoma corresponde a pontuações amareladas, com ou sem áreas necróticas centrais, distribuídas pelo limbo foliar. Em ambos os casos, observa-se a queda prematura das folhas atacadas.

Um dos principais inimigos naturais desse ácaro parece ser o fungo *Hirsutella thompsoni* Fisher, que atinge níveis elevados nos primeiros meses do ano em Mato Grosso, como relatado por Tanzini *et al.* (2000). Entretanto, os mesmos autores verificaram que, apesar dos elevados níveis de infecção, *C. heveae* ainda causa problemas consideráveis à seringueira. Sugeriram que estudos fossem conduzidos para determinar a possibilidade de desenvolver formas de conservação do patógeno no campo ou de realizar liberações periódicas para antecipar a ocorrência do fungo.

• **Microácaro-da-face-inferior-da-folha-de-seringueira (*Phyllocoptruta seringueirae* Feres)**

Descrito do Estado de São Paulo (Feres, 1998), tendo também sido relatado para a Região Amazônica (Feres, 2001) e para Mato Grosso (Ferla & Moraes, 2002). Cor alaranjada, vivendo principalmente na face inferior das folhas. Não tem sido considerado praga importante da seringueira, embora seja um dos microácaros predominantes em seringueira em certas regiões do Mato Grosso (Ferla, 2001).

• **Microácaro-do-pecíolo-da-folha-de-seringueira (*Schevtchenkella petiolula* Feres)**

Descrito do Estado de São Paulo (Feres, 1998), tendo também sido relatado para a Região Amazônica (Feres, 2001) e para Mato Grosso (Ferla & Moraes, 2002). Ácaro branco-amarelado. Foi relatado tanto no pecíolo como em ambas as faces das folhas, especialmente a face inferior (De Vis *et al.*, 2006). Não tem sido considerado praga importante da seringueira.

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Pode ocorrer em níveis elevados em seringueiras mantidas em telados, quando o nível de umidade é elevado. Não é considerada praga da seringueira.

Tenuipalpidae

• **Ácaro-plano-vermelho-da-seringueira (*Tenuipalpus heveae* Baker) (Figura 49)**

Descrito de espécimes coletados no Pará (Baker, 1945), onde não tem sido



Figura 49. Adulto de *Tenuipalpus heveae* em folha de seringueira.

relatado como praga da seringueira. Relatado também nos Estados do Amazonas, Goiás, Mato Grosso e São Paulo. Atinge os níveis mais elevados no final da estação chuvosa. Habita principalmente a face inferior das folhas. Causa o bronzeamento, seguido de queda prematura das folhas atacadas.

Em um estudo conduzido por Pontier *et al.* (2000) a 25-28 °C, a duração da fase imatura deste ácaro foi em torno de 30 dias, a fecundidade foi em torno de 34 ovos por fêmea e a razão intrínseca de crescimento populacional (r_m) foi de

aproximadamente 0,08 fêmea por fêmea por dia.

Tetranychidae

• Ácaro-texano [*Eutetranychus banksi* (McGregor)]

Ver detalhes em “Citros”. Constatado em seringueira nos Estados de São Paulo e Mato Grosso. Não é considerada praga de seringueira no Brasil.

• Ácaro-verde (*Atrichoproctus uncinatus* Flechtmann)

Espécie descrita do Estado de São Paulo, em azaléia e desmódio (Flechtmann, 1967a). Ocorre principalmente na face superior das folhas (Feres, 2000). Encontrada em cultura de seringueira no Estado de Mato Grosso (Ferla & Moraes, 2002).

• Ácaros-vermelhos [*Allonychus braziliensis* (McGregor) e *Oligonychus coffeae* (Nietner), *O. gossypii* (Zacher) e *Tetranychus mexicanus* (McGregor)]

Fêmeas de cor vermelha. *Allonychus braziliensis* foi descrito do Brasil, e hoje é conhecido também sobre diversos hospedeiros em outros países da América do Sul e da região do Caribe. Constatada em seringueira por Chiavegato (1968). *Oligonychus coffeae* é uma espécie cosmopolita, conhecida de dezenas de hospedeiros, tendo, entretanto, sido relatada no Brasil apenas em seringueira (Flechtmann & Arleu, 1984). *Oligonychus gossypii* foi até o momento constatado na África, região do Caribe e América do Sul, em um grande número de hospedeiros. No Brasil, essa espécie foi primeiro constatada em seringueira por Flechtmann (1996). Todas essas espécies são pouco frequentes sobre a seringueira. Ver detalhes sobre *T. mexicanus* em “Citros”.

• Outros ácaros

Diversos outros ácaros coletados em seringueira, das famílias Bdellidae, Cunaxidae, Phytoseiidae, Stigmaeidae, Tarsonemidae, Tydeidae e Winterschmidtidae, foram relatados no Brasil por Feres *et al.* (2002), Ferla & Moraes (2002) e Hernandes & Feres (2006).

FRUTÍFERAS

Abacateiro (*Persea americana* Mill., Lauraceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-alaranjado (*Oligonychus megandrosoma* Flechtmann & Alves)**

Espécie conhecida apenas da descrição original (Flechtmann & Alves, 1976), com base em exemplares coletados no Estado de São Paulo. As fêmeas adultas são alaranjadas. Todos os estágios de desenvolvimento são encontrados principalmente na página superior das folhas. Ocorrem principalmente nos períodos secos e quentes. Essa espécie de ácaro não é considerada praga da cultura de abacateiro no Brasil.

• **Ácaro-marrom [*Oligonychus punicae* (Hirst)]**

Espécie relatada no Brasil por Paschoal (1970). Fêmeas adultas de cor marrom. Ocorre principalmente na página superior das folhas, ao longo das nervuras. Apresenta grande importância no sul da Califórnia. Também citada como praga importante de videira na Ásia e em partes da América Central e do Sul. Não é considerada uma praga de abacateiro no Brasil.

Eriophyidae

• **Microácaro-das-flores (*Tegolophus perseafloreae* Keifer)**

No Brasil, relatado nos Estados de Pernambuco e São Paulo, como sumarizado por Rossetto (1972). Habita a base do cálice floral, causando sintomas semelhantes à doença fúngica conhecida como antracnose, determinando a queda de flores. Pode causar reduções significativas na produção.

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”.

Importância quarentenária

Tetranychidae

• ***Oligonychus perseae* Tuttle, Baker & Abbatiello**

Fêmeas adultas amarelo-esverdeadas. Encontrado na América Central e parte sul da América do Norte, causando em ambas regiões consideráveis danos ao abacateiro (Aponte & McMurtry, 1997). Habita preferencialmente a face inferior das folhas.

• ***Oligonychus yothersi* (McGregor)**

Ver detalhes em “Erva-mate”. Espécie relatada no Brasil em diversas espécies

Manual de Acarologia

de plantas, mas não em abacateiro. Na Flórida (Jeppson *et al.*, 1975) e na América Central (Ochoa *et al.*, 1994), tem sido relatada causando danos consideráveis ao abacateiro. É possível que essa diferença entre as populações de *O. yothersi* do Brasil e de outros países seja devida à ocorrência de diferentes biótipos do mesmo ácaro. Não deve ser descartada ainda a possibilidade de enganos nas identificações de diferentes populações, dada a extrema semelhança morfológica entre distintas espécies de *Oligonychus* descritas na literatura. Como as identificações das espécies desse gênero são normalmente baseadas em grande parte na forma do edeago, a montagem não adequada dessa estrutura em lâminas de microscopia pode induzir a erros de identificação.

Abacaxizeiro [*Ananas comosus* (L.) Merrill, Bromeliaceae]

Tarsonemidae

• Ácaros-dos- frutos-do-abacaxizeiro [*Steneotarsonemus ananas* (Tryon) e *Steneotarsonemus comosus* Ochoa] (Figura 50)

Branco-vítreos a levemente amarelados. Desenvolvem-se sobre folhas e frutos do abacaxizeiro. Aparentemente podem causar a deformação de frutos ou a proliferação da coroa do abacaxi. Aparentemente, a incidência de *S. ananas* (e talvez até mesmo de *S. comosus*) parece facilitar a incidência da “gomose do abacaxi” (Rossetto & Giacomelli, 1966, 1967). No Brasil, *S. ananas* e *S. comosus* foram relatados



Figura 50. Danos causados por *Steneotarsonemus comosus* ao abacaxi.

apenas no Estado de São Paulo.

Tenuipalpidae

· Ácaro-alaranjado [*Dolichotetranychus floridanus* (Banks)] (Figura 51)

Todos os estágios são alaranjados, alongados. Esse ácaro pode atingir altas densidades na base das folhas, onde determina lesões necróticas. Os maiores níveis populacionais são observados em períodos secos e quentes. Os maiores danos devidos a esse ácaro são observados em mudas novas provenientes de viveiros em que são produzidas por seccionamento do talo (Matos *et al.*, 2000). Veiga (1980) detalhou os danos causados por esse ácaro. Em plantas com 40 a 120 dias do plantio, o ácaro pode causar amarelecimento das folhas basais, secamento das pontas, depauperamento, murcha e até morte das plantas. Nas plantas mais velhas, os sintomas são semelhantes, mas geralmente não morrem devido ao ataque do ácaro. Schoairy (1978) estimou que o prejuízo causado por esse ácaro no Estado da Paraíba era em torno de 12 a 16%.

Os sintomas de murcha podem ser confundidos com aqueles causados pelo ataque de nematóides ou da cochonilha *Dysmicoccus brevipes* (Ckll.). No Brasil, tem sido constatado com maior frequência nos Estados da Bahia, Minas Gerais, Paraíba e Pernambuco, embora tenha já sido constatado em vários outros estados (Matos *et al.*, 2000).

Rossetto & Giacomelli (1966) verificaram que a aplicação de um acaricida em plantas contendo *D. floridanus* e o Tarsonemidae *Steneotarsonemus ananas* (Tryon) resultou em menor incidência da “gomose do abacaxi”, causada pelo fungo *Fusarium*



Figura 51. Danos causados por *Dolichotetranychus floridanus* ao abacaxizeiro, caracterizados pela área marrom a enegrecida na parte adaxial da bainha de uma folha.

Manual de Acarologia

moniliforme var. *subglutinans*. Rossetto & Giacomelli (1967) concluíram que isso provavelmente tenha ocorrido pelo fato de que os danos causados por um desses ácaros ou por ambos possam facilitar a penetração do fungo nos órgãos vegetais. Na Costa Rica, tem-se relatado sua associação à ocorrência de apodrecimentos causados pelas bactérias *Erwinia* spp. (Ochoa *et al.*, 1994).

Aceroleira (*Malpighia puniceifolia* L., Malpighiaceae)

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Encontrado nessa cultura na região de Recife (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b). Alguns poucos ácaros de outras espécies de Tarsonemidae, todos identificados apenas ao nível de gênero, foram encontradas em Recife por Barbosa *et al.* (2003).

Tenuipalpidae

• **Ácaros-planos-vermelhos** [*Brevipalpus californicus* (Banks) e *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes em “Citros”. Os níveis populacionais desses ácaros são normalmente baixos. Aparentemente não causam danos significativos à cultura (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b; Vasconcelos *et al.*, 2005). Um único exemplar de *Tenuipalpus* sp., também um Tenuipalpidae, foi encontrado em Recife por Barbosa *et al.* (2003) em aceroleira.

Tetranychidae

• **Ácaro-texano** [*Eutetranychus banksi* (McGregor)]

Ver detalhes em “Citros”. Em um estudo conduzido por Barbosa *et al.* (2004) com esse ácaro, a 26 °C e 65% de umidade relativa, a duração da fase imatura foi de cerca de 16 dias, a fecundidade, de 30 ovos e a razão intrínseca de crescimento populacional (r_m), cerca de 0,1 fêmea por fêmea por dia, sobre folhas dos cultivares 011-BPA e 014-CPA, respectivamente. Não é considerada uma praga dessa cultura.

• **Ácaro-vermelho** (*Tetranychus neocaledonicus* André)

Ver detalhes em “Algodoeiro”.

Tuckerellidae

• **Ácaro-ornamentado-da-aceroleira** [*Tuckerella ornata* (Tucker)]

Espécie encontrada sobre essa cultura apenas em Pernambuco (Barbosa *et al.*, 2003). Aparentemente, não causa danos significativos.

Moraes & Flechtmann

Anonáceas (*Annona* spp., Annonaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro (*Aculops flechtmanni* Keifer)**

Causa bronzeamento das pétalas de fruteira-do-conde, podendo isto resultar na queda de flores. Em frutos novos, também causa áreas bronzeadas que passam a suberosas.

Tenuipalpidae

• **Ácaro-plano [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)] (Figura 52)**

Ver detalhes sobre a morfologia desse ácaro em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. No Brasil, constatado em gravioleira em Pernambuco (Moraes & Flechtmann, 1981), causando bronzeamento de frutos. Os danos causados à gravioleira naquele Estado são considerados importantes (M.G.C. Gondim Jr., informação pessoal).

Tetranychidae

• **Ácaro-verde (*Atrichoproctus uncinatus* Flechtmann)**

Ver “Seringueira”. Encontrado sobre essa cultura no Estado da Bahia (Moraes



Figura 52. Danos causados por *Brevipalpus phoenicis* à graviola.

Manual de Acarologia

& Flechtmann, 1981).

• **Ácaro-vermelho** [*Tetranychus mexicanus* (McGregor)]

Encontrado sobre essa cultura em áreas irrigadas da região semi-árida do Estado de Pernambuco (Moraes & Flechtmann, 1981).

Bananeira (*Musa* spp., Musaceae)

Tetranychidae

• **Ácaros-vermelhos** [*Allonychus brasiliensis* (McGregor), *Tetranychus abacae* Baker & Pritchard, *T. desertorum* Banks, *T. mexicanus* (McGregor) e *T. neocaledonicus* André] (Figura 53)

Allonychus brasiliensis, *T. mexicanus* e *T. neocaledonicus* foram constatados em bananeira apenas nos Estados de Pernambuco, Paraíba e Bahia, respectivamente (Moraes & Flechtmann, 1981); *T. abacae* foi constatado nessa cultura no litoral de Pernambuco, no Paraná e em São Paulo (Flechtmann & Baker, 1975); *T. desertorum* foi encontrado em bananeiras nos Estados da Paraíba e São Paulo (Flechtmann, 1996; Moraes & Flechtmann, 1981; Setten *et al.*, 1982). As três espécies produzem bastante teia, que pode ser vista facilmente na face inferior do limbo foliar durante períodos secos e de temperatura elevada. Quando a população é muito elevada, freqüentemente pode-se ver a teia ligando folhas diferentes da mesma planta, na região apical. Em nossas condições, esses ácaros normalmente não causam prejuízos muito significativos. *T. abacae* e *T. desertorum* têm sido relatados em altas populações na região de Recife (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b) e em diferentes regiões do Estado de São Paulo (Flechtmann, 1996; Setten *et al.*, 1982), respectivamente.

Tenuipalpidae

• **Ácaro-plano** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes sobre esta espécie em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. Espécie relatada em bananeiras em Pernambuco (Vasconcelos *et al.*, 2005) e São Paulo (Ehara, 1966), aparentemente sem causar danos importantes.

Cajueiro (*Anacardium occidentale* L., Anacardiaceae)

Diptilomiopidae

• **Microácaro-bicudo** [*Vimola globosus* (Keifer)]

Encontrado em altos níveis populacionais em folhas de cajueiro em Recife (citado como *Rhynacus globosus*), causando (Arruda & Aquino, 1970) ou aparentemente não causando (Gondim Jr. & Oliveira, 2001b) danos significativos à



Figura 53. Danos causados por *Tetranychus abacae* à bananeira (ver grande quantidade de teia produzida pelo ácaro) (gentileza de M.R. Bellini).

cultura. Também relatado nos Estados do Rio Grande do Norte e de São Paulo (Rossetto, 1972; Flechtmann, 2001).

Eriophyidae

• Microácaro-das-flores (*Aceria rossettonis* Keifer)

Na época do florescimento, pode ser encontrado sob as pétalas mais externas e as sépalas das flores. Atacando principalmente as sépalas e o pedúnculo floral, determina inicialmente um aspecto clorótico e depois bronzeado dessas partes. A seguir, as flores atacadas podem cair, às vezes determinando a morte de toda a inflorescência. Os sintomas podem ser confundidos com os da antracnose (Arruda & Aquino, 1970; Flechtmann, 2001). Essa espécie tem sido relatada em Pernambuco e São Paulo (Rossetto, 1972).

• Microácaros-das-folhas (*Calacarus decoratus* Flechtmann e *Mesalox abathus* Keifer)

Pouco se conhece a respeito dessas espécies, coletadas em folhas de cajueiro. Ambas têm sido encontradas no Estado de São Paulo; *M. abathus* também foi relatada para o Rio Grande do Norte. Aparentemente, podem causar bronzeamento das folhas (Flechtmann, 2001).

Manual de Acarologia

Tenuipalpidae

• Ácaros-planos [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) e *Tenuipalpus anacardii* DeLeon]

Ver detalhes sobre *B. phoenicis* em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. Essa espécie foi relatada em cajueiro apenas em Pernambuco (Vasconcelos *et al.*, 2005). Na América Central, tem sido encontrada em folhas, ramos e pseudo-frutos de caju, causando manchas marrons alongadas, que progridem para lesões alongadas, provavelmente em função de o ataque dar-se na fase de crescimento daqueles órgãos (Ochoa *et al.*, 1994).

Tenuipalpus anacardii tem sido encontrado no Ceará e em Pernambuco (Moraes & Flechtmann, 1981; Vasconcelos *et al.*, 2005). Vive na face inferior das folhas, onde pode atingir níveis elevados na estação seca. Contudo, pouco se sabe sobre sua importância econômica para a cultura.

Caquizeiro (*Diospyros kaki* L., Ebenaceae)

Eriophyidae

• Microácaro (*Aceria diospyri* K.)

No Estado de São Paulo, essa espécie tem sido relatada sistematicamente em pedúnculos de frutos pequenos de caquizeiro da variedade Fuyu. Aparentemente, causa danos significativos a essa cultura. Em experimentos relatados por Rossetto *et al.* (1971), observou-se perda 17,4% menor em plantas pulverizadas para o controle do ácaro que nas não tratadas.

Tenuipalpidae

• Ácaro-plano [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes sobre essa espécie em “Citros”, cultura em que é conhecida como “ácaro-da-leprose”. Elevadas populações desse ácaro foram constatadas em folhas e frutos de plantas isoladas de caqui na região semi-árida do Nordeste.

Citros (*Citrus* spp., Rutaceae)

Dada a importância dessa cultura no Brasil, há um considerável volume de informações sobre os ácaros sobre essa encontrados. Essa é uma das poucas culturas no Brasil em que programas de manejo integrado de ácaros-praga são adotados extensivamente, com o estabelecimento de níveis de danos econômicos. Na definição desses níveis, têm sido levadas em consideração as informações relacionadas aos inimigos naturais dos ácaros fitófagos que afetam essa cultura, sendo inimigos principalmente ácaros predadores da família Phytoseiidae e fungos entomopatogênicos. Algumas das principais fontes consultadas na preparação dessa seção foram De Negri

(1987), Oliveira (1993), Oliveira & Donadio (1995), Parra *et al.* (2003), Rodrigues & Oliveira (2005), Sato & Raga (1998) e Silveira (1987). Além destas, também deve ser considerado o trabalho de Matioli *et al.* (2002), que apresentam os ácaros Stigmaeidae e Eupalopsellidae encontrados em citros no Brasil.

Eriophyidae

• Ácaro-das-gemas [*Aceria sheldoni* (Ewing)] (Figura 54)

Esbranquiçado. Encontrado nas gemas que originam folhas ou frutos, onde se alimentam, causando deformações daqueles órgãos. Pelo fato de ser favorecido por altos níveis de umidade, é mais comum no litoral dos principais estados produtores de citros no Brasil, sendo, porém, encontrado também no interior do Estado da Bahia (Moraes & Flechtmann, 1981). Ataca diversas variedades, mas causa danos mais significativos a limões. Seu ataque promove o aumento no nível de fenóis e a diminuição da ação de auxinas, podendo ainda haver morte das gemas.

Sternlicht (1970) estudou a biologia dessa espécie, determinando que a duração de uma geração (ovo a ovo) foi menor em plântulas (7-10 dias) que em frutos (13-16,5 dias), a 25 °C. Aquele autor determinou que a fecundidade média de cada fêmea no laboratório variou de 6 a 12 ovos, em diferentes variedades de citros.

• Ácaro-da-falsa-ferrugem [*Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead)] (Figura 55)

Ácaro amarelado a marrom, de suma importância no Brasil e em vários outros países. McCoy (1996) considerou-o de forma geral a principal praga de citros em todo o mundo. Logicamente, a importância dessa espécie varia de um lugar a outro, dependendo das condições climáticas e de outros fatores ambientes. É favorecido pelo clima quente e úmido, sendo de considerável importância na Flórida, onde os níveis de umidade nas regiões citrícolas são quase sempre elevados. De maneira geral, parece ser a segunda espécie de ácaro-praga em importância em citros no Brasil. No Estado de São Paulo, o ácaro pode ocorrer durante todo o ano, mas sua densidade é maior nos meses de maior precipitação (Puzzi & Veinert, 1968; Oliveira, 1993).

Sua biologia foi estudada no Brasil por Oliveira (2000), que determinou ser de cerca de sete dias a duração da fase imatura e de cerca de 13 ovos a fecundidade média



Figura 54. Danos causados por *Aceria sheldoni* a folhas (de De Negri, 1987) e frutos de citros.



Figura 55. Danos causados por *Phyllocoptruta oleivora* ao citros.

de cada fêmea, a 25 °C.

Vive sobre ambas as faces das folhas e sobre os frutos. As maiores infestações ocorrem na parte externa das plantas e principalmente nos frutos. As folhas mais atacadas são aquelas ainda jovens, de cor verde intensa. Devido ao ataque, as células da epiderme dos frutos entram em colapso, modificando sua cor. Os sintomas variam de acordo com a idade do fruto atacado, sendo “enferrujados”, quando atacados ainda jovens, ou “bronzeados”, quando atacados mais tardiamente (Albrigo & McCoy, 1974). Essa diferença deve estar relacionada à ocorrência ou não do crescimento do fruto após o início do ataque do ácaro e a mortalidade das células atacadas. A alimentação do ácaro causa a produção de etileno (C₂H₄), que pode estimular a mudança de cor das folhas e frutos, e que parece estar também associada à formação de lignina durante o aparecimento do tecido de cicatrização e à provável oxidação de substâncias no citoplasma de células da epiderme. Em limão e pomelo, a superfície dos frutos atacados torna-se prateada.

Como resultado do ataque do ácaro, além dos danos “cosméticos”, pode haver ainda um aumento de perda d’água pelos frutos e mesmo sua queda prematura. O gosto pode ser alterado pela concentração de açúcares, ácidos, etanol e acetaldeído (McCoy, 1996). Na Bahia, verificou-se que o ácaro pode aumentar a queda dos frutos, assim como reduzir peso, volume e conteúdo de suco dos frutos atacados (Nascimento *et al.*, 1984).

• **Microácaro-marrom (*Tegolophus brunneus* Flechtmann)**

Descrito inicialmente de espécimes coletados no Estado de São Paulo

(Flechtmann, 1999), em associação com o ácaro da falsa ferrugem. Recentemente, foi também constatado no Estado do Acre (D. Návia, informação pessoal), sobre mudas de citros aparentemente levadas do Estado de São Paulo. Isso alerta para o cuidado a ser necessariamente tomado no transporte de mudas de uma região a outra do país, no sentido de reduzir a possibilidade de dispersão de organismos fitófagos e patógenos.

Pouco se sabe sobre os efeitos reais desse ácaro sobre plantas de citros. Não pode ser considerada uma praga, até que sejam realizados estudos demonstrando sua real importância econômica. Uma espécie muito próxima, *Tegolophus australis* Keifer, é considerada na Austrália uma “praga de pequena importância” em laranjas e pomelos (Jeppson *et al.*, 1975).

Tarsonemidae

• Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 56)

Ver detalhes sobre a morfologia desse ácaro em “Algodoeiro”. Essa espécie é considerada praga ocasional dos citros, atacando sempre as folhas mais jovens, principalmente em viveiros de produção de mudas (Oliveira, 1993). Folhas atacadas tornam-se deformadas; sua face inferior adquire aspecto corticoso. Frutos de laranja infestados tornam-se geralmente cinza-prateados, podendo apresentar tamanho menor que frutos não atacados (Oliveira, 1993). Frutos de limão e tangerina infestados tornam-se prateados, de onde vem o termo “ferrugem prateada”, usado nesse caso (Flechtmann, 1979). Os níveis populacionais mais elevados são usualmente atingidos de fevereiro a maio.



Figura 56. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* ao limão.

Tenuipalpidae

• **Ácaro-da-leprose [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)] e outros ácaros planos vermelhos (*Brevipalpus californicus* Baker e *B. obovatus* Donnadieu) (Figura 57)**

Vermelho-acinzentados ou vermelho-amarelados, achatados, pernas com distintas constrictões; padrão areolado no dorso. A separação dessas espécies só é possível ao microscópio óptico. *Brevipalpus californicus* apresenta seis pares de setas laterais no histerossoma, enquanto as outras duas espécies apresentam cinco pares. As fêmeas de *B. phoenicis* apresentam dois solenídios na extremidade do tarso II, enquanto as fêmeas de *B. obovatus* apresentam apenas um. Nos machos de ambas as espécies, dois solenídios são encontrados naquela região. O padrão da cutícula dorsal do histerossoma dessas espécies tem sido frequentemente utilizado para separar espécies do gênero *Brevipalpus* Donnadieu, mas em uma publicação recente, Welbourn *et al.* (2003) alertaram para o cuidado que se deve tomar em relação a essa característica,



Figura 57. Sintomas da leprose dos citros (gentileza de H.N. de Oliveira).

tendo em vista sua grande variação em uma mesma espécie.

Em uma avaliação relativamente extensa em plantas cultivadas ou invasoras de pomares cítricos, assim como em plantas ornamentais no Estado de São Paulo (Trindade & Chiavegato, 1994), *B. phoenicis* foi encontrado em 34 espécies diferentes de plantas, enquanto *B. obovatus* e *B. californicus* foram encontradas em apenas oito e três espécies, respectivamente. Aqueles autores encontraram apenas *B. phoenicis* em citros. Paschoal (1971) relatou também a ocorrência de *B. californicus* nessa cultura, nos Estados da Bahia e São Paulo. No mundo todo, são conhecidos mais de 80 gêneros de plantas sobre os quais *B. phoenicis* pode ser encontrado.

Brevipalpus phoenicis é encontrado em diversos estados brasileiros. É de importância muito maior em citros que as outras duas espécies do mesmo gênero pelo fato de ser o transmissor do vírus da leprose e da clorose zonada dessa cultura. A leprose é causada por um vírus de ação localizada, que afeta folhas, ramos e frutos. Dois tipos de citopatologia têm sido causadas pelo vírus da leprose dos citros, o “tipo nuclear” e o “tipo citoplasmático”. No primeiro caso, estruturas conhecidas como “viroplasma” são verificadas nos núcleos das células infectadas, enquanto, no segundo caso, essas estruturas são verificadas nas cisternas do retículo endoplasmático das células infectadas (Kitajima *et al.*, 2003a). Pêra, natal e valência são as variedades mais susceptíveis. Limão cravo, limão galego, limão siciliano, murcote, pomelo, ponkan e tangerina são variedades raramente afetadas pela leprose. Os sintomas tornam-se visíveis 15 a 60 dias após a infecção (Chiavegato & Salibe, 1984).

Todos os estágios evolutivos pós-embrionários conseguem transmitir o vírus, não havendo diferenças significativas entre os diferentes estágios quanto à eficiência na transmissão (Chiavegato *et al.*, 1997). A transmissão transovariana não foi observada (Chiavegato, 1993). Tem sido verificado que frutos com verrugose foram preferidos por *B. phoenicis* em comparação com frutos sem verrugose, ramos e folhas (Chiavegato & Kharfan, 1993). Isso aparentemente se deve ao fato de as lesões proverem microhabitats adequados ao seu abrigo. Ao mesmo tempo, a presença de verrugose reduz os problemas de leprose, provavelmente pela menor movimentação do ácaro nos frutos nesse caso, resultando em menor dispersão do vírus (Barreto *et al.*, 1990; Albuquerque *et al.*, 1995; Barreto & Pavan, 1995). Boaretto & Chiavegato (1994) demonstraram que *B. phoenicis* não perde a capacidade de transmitir o vírus da leprose mesmo quando mantido por pelo menos seis dias em folhas sadias de citros ou café, antes de ser transferido para novas plantas, que foram então infectadas. Verificaram também que ácaros sadios foram capazes de adquirir o vírus após se alimentarem de plantas sem sintomas, das quais ácaros infectados haviam se alimentado previamente.

Chiavegato (1986) observou que a duração da fase imatura de *B. phoenicis* foi menor quando o ácaro se desenvolveu sobre frutos (14,4 dias) que sobre folhas (17,6 dias) de laranja da variedade Pêra Rio. Ao mesmo tempo, a fecundidade foi consideravelmente maior quando o ácaro foi mantido em frutos (39,2 ovos) que em folhas (8,6) da mesma variedade. Vide “Azaléia” para outras informações sobre a biologia das espécies aqui citadas.

B. phoenicis pode ser encontrado durante todo o ano em plantas de citros. Entretanto, no Estado de São Paulo, os níveis populacionais do ácaro são maiores nos períodos de chuvas mais escassas (abril a setembro), quando a umidade do ar diminui.

Manual de Acarologia

É esse também o período em que as temperaturas são mais baixas. Parece que o aumento da população de *B. phoenicis* nesse período seja determinado principalmente pela predominância dos frutos na época de abril a setembro. Embora temperaturas mais altas sejam mais favoráveis ao desenvolvimento desse ácaro, as baixas temperaturas que prevalecem de abril a setembro não chegam a impedir seu crescimento populacional maior nos frutos (Oliveira, 1995).

Uma discussão pormenorizada das diferentes formas de controle de *B. phoenicis* em citros no Estado de São Paulo foi apresentada por Sato & Raga (1998), incluindo uma lista dos produtos químicos então recomendados para seu controle. O uso extensivo de produtos químicos para o controle desse ácaro pode levar ao aparecimento de populações altamente resistentes a sua ação. Cuidados devem ser tomados para evitar que isso aconteça. Gravena *et al.* (2005) apresentaram sugestões para contornar o problema de resistência de *B. phoenicis* a agrotóxicos usualmente utilizados em citros. Destacaram que, na tomada de decisão sobre o produto a ser usado no controle, deve-se analisar o histórico de pulverização na área, optando-se pela rotação de acaricidas de grupos químicos e mecanismos de ação distintos, que não apresentem resistência cruzada ou múltipla.

Tetranychidae

• Ácaro-amarelo-esverdeado (*Aponychus chiavegato* Feres & Flechtmann)

Descrito de citros, do Estado de São Paulo (Feres & Flechtmann, 1988). Fêmeas de cor amarelo-esverdeada, com manchas verde-escuras na margem do idiossoma. Os ovos são achatados na face superior, de onde se projeta uma estrutura coniforme, a qual termina por um filete. As pernas são proporcionalmente longas. Infesta preferencialmente a face superior das folhas, localizando-se em depressões ou em locais próximos às nervuras. Não tece teia. Aparentemente não causa danos consideráveis à cultura.

• Ácaros-vermelhos [*Tetranychus cinnabarinus* Boisduval, *T. desertorum* Banks e *T. mexicanus* (McGregor)]

Tetranychus desertorum foi encontrado apenas uma vez em citros no Brasil, no Estado da Paraíba (Moraes & Flechtmann, 1981). *T. mexicanus* é freqüentemente encontrada sobre essa cultura; a cor das fêmeas varia conforme a espécie de citros atacada. Assim, variam de cor vermelho-alaranjada intensa, quando se desenvolvem sobre folhas de limas, a verde-pardacentas com pontuações pretas, quando atacam laranjas. Ocorrem principalmente sobre as folhas mais novas, de cor verde menos intensa. De maneira geral, esse ácaro não chega a constituir-se em uma praga em citros, embora seja de ocorrência bastante freqüente.

• Ácaro-purpúreo [*Panonychus citri* (McGregor)]

Setas dorsais do idiossoma das fêmeas implantadas em tubérculos da mesma cor geral do corpo (purpúrea). Ovos avermelhados. Ocorre praticamente em todos os países onde citros é cultivado. Tem sido relatado em número reduzido de

hospedeiros. No Brasil, até o momento foi constatado em citros e em *Melia azedarach* L.. Altas populações causam desfolha das plantas. É o principal ácaro-praga dos citros na Califórnia. Embora nos primeiros anos após sua primeira constatação no Brasil tivesse causado muita preocupação (Flechtmann & Amante, 1974), é hoje uma praga esporádica.

Ocorre em folhas, frutos e, ocasionalmente, ramos verdes. Infestações severas podem causar a queda de folhas, especialmente durante períodos de ventos quentes e secos, quando a planta se encontra sob estresse hídrico (Jeppson *et al.*, 1975). Ataca preferencialmente as folhas dos ramos novos produzidos no ano.

Estudos conduzidos em várias partes do mundo têm indicado que *P. citri* passa a ser uma praga séria principalmente quando agrotóxicos de amplo espectro são utilizados para o controle de outras pragas da cultura. Aplicações de malathion e permethrina podem resultar em aumento da população desse ácaro, devido a um aumento de sua reprodução (Jones & Parrella, 1984). Em nossa própria experiência, notamos que aplicação de produtos desse tipo pode levar ao surgimento de níveis detectáveis desse ácaro, mesmo em áreas em que estes eram tão baixos a ponto de sua ocorrência passar despercebida.

Populações japonesas dessa espécie podem hibernar, mas no Brasil isso não ocorre. Huang (1978) relatou a importância da planta invasora *Ageratum conyzoides* L. (Asteraceae) no controle desse ácaro na China, por servir de substrato alternativo em que seus ácaros predadores podiam ser encontrados durante certas épocas do ano. Chiavegato (1988) estudou a biologia desse ácaro em folhas e frutos de limão siciliano a 25 °C; determinou que a duração da fase de ovo a adulto foi de 12,8 e 12,1 dias, respectivamente, e que a fecundidade foi de 77,2 e 37,7 ovos por fêmea, respectivamente.

• Ácaro-texano [*Eutetranychus banksi* (McGregor)]

Idiossoma das fêmeas arredondado nas margens, achatado, variando em cor de verde-amarelado a marrom. Pernas alongadas, geralmente amareladas. As setas do idiossoma são curtas e espatuladas. Ovos amarelados. Espécie de ampla distribuição no continente americano, mas também relatado no Haváí (Bolland *et al.*, 1998). Encontrado em uma ampla gama de hospedeiros, como sumarizado por Barbosa *et al.* (2004) para o Brasil.

Os ovos são postos ao longo da nervura principal das folhas ou em suas margens, principalmente na face superior. Em folhas de laranja lima, Barbosa *et al.* (2004) determinaram ser a duração da fase imatura de 12,8 dias, a fecundidade de 11,9 ovos por fêmea e a razão intrínseca de crescimento (r_m), de 0,09 fêmea por fêmea por dia, a 26 °C. Esses parâmetros foram, entretanto, bastante diferentes dos apresentados por Childers *et al.* (1991), o que provavelmente se deve às diferentes fontes das populações utilizadas para estudo. Barbosa *et al.* (2004) utilizaram ácaros coletados em mamoeiro, enquanto que Childers *et al.* (1991) utilizaram ácaros coletados em pomelo. Usualmente também não chega a constituir-se em praga de citros, embora possa atingir níveis elevados em anos de muita seca, especialmente no nordeste do Brasil.

Manual de Acarologia

Tydeidae

• **Ácaro-verde-alaranjado (*Lorryia formosa* Cooreman)**

Encontrado em colônias nos ramos, pedúnculos e limbo foliar. Em ramos e pedúnculos, causa amarelecimento da região atacada, que se torna depois suberificada. O limbo foliar também pode apresentar áreas amareladas devido ao ataque desse ácaro. Tem sido relatado em um grande número de hospedeiros. Não é considerado praga de citros no Brasil. Em laboratório, tem mostrado longo ciclo biológico e baixa capacidade reprodutora.

Importância quarentenária

Tetranychidae

• ***Tetranychus pacificus* McGregor**

Adultos e imaturos amarelados, com manchas escuras no idiossoma, semelhante a *Tetranychus mcdanieli* McGregor. Encontrado no Canadá, Estados Unidos e México, sobre grande número de plantas hospedeiras. Causa danos muito severos aos citros devido a uma aparente injeção de toxina nas folhas. No Brasil, foi constatado apenas no porto de entrada em São Paulo, em frutos de pêssego e nectarina importados da Califórnia. Esses foram destruídos logo que constatados, quando ainda em quarentena. A fase jovem dura 10 a 14 dias e a fecundidade é de 50 a 100 ovos por fêmea.

• ***Schizotetranychus hindustanicus* (Hirst)**

Adultos e imaturos amarelados ou amarelo-esverdeados. Tem sido encontrado apenas em citros. Até recentemente, era conhecido apenas da Índia, de onde foi descrito. Nos últimos anos, foi relatado sobre essa mesma cultura na Venezuela, causando danos severos. As regiões atacadas tornam-se descoloridas. Entretanto, frutos severamente atacados podem tornar-se prateados e enrijecidos (Quirós de Gonzalez & Geraud-Pouey, 2002).

Figueira (*Ficus carica* L., Moraceae)

Eriophyidae

• **Microácaro [*Aceria ficus* (Cotte)]**

Encontrado nas gemas, sobre as folhas mais novas e sobre as sépalas. Já foi relatado para o Estado de São Paulo (Carvalho & Rossetto, 1968), mas sua importância entre nós é ainda desconhecida. Segundo Zaksevskas (1971), os sintomas resultantes diretamente da alimentação dos ácaros são deformação foliar, leve clorose e bronzeamento. Constatou-se também no Brasil a presença do vírus por ele transmitido, causador do mosaico da figueira (A.S. Costa, *in* Rossetto, 1972). Os sintomas devidos a esse vírus são bastante variados: 1) mosaico foliar, com aparecimento de manchas

Moraes & Flechtmann

verde-pálidas ou amareladas, translúcidas e bem visíveis por transparência, variáveis na forma e na dimensão e presentes em toda a lâmina foliar ou apenas em parte dela; 2) assimetria foliar e rugosidade; 3) necrose das nervuras e dos tecidos perinervais; 4) encurtamento dos internódios, e 5) mosaico no fruto, aparecendo manchas arredondadas, muitas vezes concêntricamente zonadas de cor verde tênue, visíveis quando os frutos estão em formação.

· **Ácaro-vermelho** (*Tetranychus desertorum* Banks)

Encontrado sobre essa cultura em áreas irrigadas da região semi-árida do Estado de Pernambuco (Moraes & Flechtmann, 1981).

Goiabeira [*Psidium guajava* L., Myrtaceae]

Eriophyidae

· **Microácaros** [*Aculus conspicillatus* Flechtmann, *Neotegonotus guavae* (Boczek), *Tegolophus* sp. e *Tetra* sp.]

Aculus conspicillatus foi descrito do Estado de São Paulo (Flechtmann & Moraes, 2003). Distingue-se de outros microácaros por ser escuro, quase negro, carregando uma massa aparentemente cerosa, amorfa e branca no dorso, de dimensão igual ou maior que seu corpo. As outras espécies foram encontradas em goiabeira no Estado de São Paulo (Rossetto, 1972; Flechtmann & Moraes, 2003). Nenhum dano significativo tem sido atribuído a essas quatro espécies, embora *N. guavae* possa causar bronzeamento das folhas (Flechtmann & Aranda, 1970).

Tetranychidae

· **Ácaro-verde** (*Oligonychus psidii* Flechtmann)

Espécie descrita do Estado de São Paulo (Flechtmann, 1967a). Diferentemente da maioria dos ácaros desse gênero, essa espécie ocorre principalmente na face inferior das folhas; as folhas velhas são as mais atacadas. Pode causar bronzeamento e queda prematura destas. Não têm sido registrados danos significativos à goiabeira causados por esse ácaro.

Tenuipalpidae

· **Ácaro-plano** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes sobre este ácaro em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. No Brasil, constatado em goiabeiras em Pernambuco e São Paulo, causando bronzeamento de frutos, especialmente em Pernambuco. Quirós-Gonzalez & Bravo (1998) consideraram ser essa uma praga séria da goiabeira na Venezuela, atacando flores e frutos. Guerere & Quirós de Gonzalez (2000) descreveram os danos causados por esse ácaro aos frutos de goiaba, verificando serem maiores os danos no ápice dos

Manual de Acarologia

frutos. Afirmaram que os danos são mais intensos na época seca. Observaram ainda densidades de mais de 21 ácaros por fruto, em uma época de grande incidência.

Mamoeiro (*Carica papaya* L., Caricaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-do-enrolamento-das-folhas** (*Calacarus flagelliseta* Flechtmann, Moraes & Barbosa) (Figura 58)

Espécie descrita de exemplares coletados em mamoeiro em Pernambuco (Flechtmann *et al.*, 2001) e recentemente também encontrado no Maranhão (D. Návia, não publicado). As folhas atacadas enrolam-se para cima, podendo tornar-se necróticas e secar. Nada foi relatado na literatura sobre a possível importância econômica desse ácaro.

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 59)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Considerado um dos principais problemas do mamoeiro no Brasil. Como consequência de habitarem sempre a região apical do mamoeiro, a alimentação do ácaro-branco produz sintomas que se assemelham a viroses



Figura 58. Danos causados por *Calacarus flagelliseta* ao mamoeiro (gentileza de F.R. Barbosa).

ou a deficiência de boro, com a malformação de folhas, que permanecem pequenas ou crescem irregularmente.

À medida que as folhas mais velhas caem, o mamoeiro fica sem o capitel de folhas, donde o nome “queda do chapéu”. As plantas atacadas podem morrer. O mamoeiro pode recuperar-se do ataque e, mais tarde, vir a sofrer nova infestação. O ataque do ácaro resulta em um menor alongamento dos internódios. Assim, pode estimar-se o número de vezes que uma planta foi atacada através do número de grupos de internódios vizinhos mais curtos que os restantes. Vieira *et al.* (2004) demonstrou a maior ocorrência desse ácaro em mamoeiros durante o período de alta precipitação, no oeste do Estado de São Paulo.

Tenuipalpidae

· Ácaros-planos [*Brevipalpus californicus* (Banks) e *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes em “Citros”. *Brevipalpus californicus* foi relatado em mamão apenas em Pernambuco (Vasconcelos *et al.*, 2005), enquanto *B. phoenicis* tem sido observado em diversos outros estados. Não se trata de pragas do mamoeiro, mas eventualmente os frutos podem ser atacados, tornando-se marrom-clara a região afetada, depreciando o valor do produto.



Figura 59. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* ao mamoeiro.

Manual de Acarologia

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Outra espécie considerada um dos principais problemas do mamoeiro no Brasil. Vieira *et al.* (2004) demonstrou a maior ocorrência desse ácaro em mamoeiros durante o período de baixa precipitação, no oeste do Estado de São Paulo.

• **Ácaro-espinhoso [*Aponychus schultzi* (Blanchard)]**

Raramente encontrado nessa cultura. Habita ambas as faces das folhas, aparentemente não causando danos significativos.

• **Ácaros-vermelhos [*Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker & Sales, *T. desertorum* Banks, *T. mexicanus* (McGregor) e *T. neocaledonicus* André]**

Tetranychus bastosi é encontrado com frequência em mamoeiro na Região Nordeste (Moraes & Flechtmann, 1981). Nas áreas mais secas daquela região, essa espécie ocorre com maior frequência em mamoeiro que o ácaro-rajado. Os danos causados podem ser bastante significativos. Outras espécies são mais comuns em outras partes do Brasil. Estudos de laboratório a 25 °C e 71% de umidade relativa indicaram que o desenvolvimento de ovo a adulto de *T. desertorum* em mamoeiro ocorreu em cerca de 8 dias, que a fecundidade foi em torno de 55 ovos por fêmea e que a razão intrínseca de crescimento (r_m) foi em torno de 0,23 fêmea por fêmea por dia (Castro & Vieira, 2000).

• **Ácaro-texano [*Eutetranychus banksi* (McGregor)]**

Ver detalhes em “Citros”. Em um estudo conduzido a 26 °C e 65% de umidade relativa, Barbosa *et al.* (2004) determinaram que a duração da fase imatura foi de 11,3 dias, a fecundidade de 37,5 ovos por fêmea e a razão intrínseca de crescimento (r_m), de 0,15 fêmea por fêmea por dia, sobre folhas de mamoeiro. Não é considerado uma praga desta cultura.

Mangueira (*Mangifera indica* L., Anacardiaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-da-malformação-das-gemas [*Aceria mangiferae* Sayed] (Figura 60)**

Espécie de ocorrência comum nas Américas, África e Ásia. É considerada um problema sério na Índia. No Brasil, tem sido relatado no Distrito Federal e nos Estados de Pernambuco, Rio de Janeiro e São Paulo (Navia & Flechtmann, 2000; Barbosa *et al.*, 2005). Rossetto *et al.* (1967) consideraram essa como uma espécie danosa às mangueiras no Estado de São Paulo. O sintoma atribuído a esse ácaro corresponde à proliferação exagerada de folhas ou flores formadas a partir de gemas atacadas (superbrotamento). Esse sintoma é mais severo em plantas jovens. Na verdade, está relacionado à ocorrência tanto do ácaro quanto do fungo *Fusarium sacchari* (E.J. Butler & Hafiz Kahn) W.



Figura 60. Malformação das gemas da mangueira.

Gams (= *F. moniliforme* var. *subglutinans*) (Flechtmann *et al.*, 1970).

Ainda não se sabe exatamente o papel desempenhado pelo ácaro e pelo fungo no aparecimento do sintoma. Anjos *et al.* (1998) demonstraram que, quando inoculado mecanicamente e na ausência do ácaro, o fungo causa o sintoma típico mencionado. É possível, entretanto, que o ácaro tenha um papel importante no processo de infecção, facilitando a penetração do fungo.

Reis *et al.* (1970) estudaram o comportamento de 46 variedades de mangueira em relação a esse ácaro. Verificaram que todas as variedades estavam infestadas, mas que o número de ácaros por gema era bastante variável e que não havia correlação entre a densidade de ácaros e a presença de sintomas de seu ataque. O maior número de ácaros foi encontrado na variedade Haden, porém essa mostrou poucos sintomas. Por outro lado, a variedade Augusta apresentou a menor densidade de ácaros, mas o sintoma de ataque era muito intenso. A maior densidade do ácaro na variedade Haden que na variedade Augusta foi comprovada por Reis (1971), em um estudo conduzido durante o período de um ano. Embora esse ácaro seja encontrado o ano todo nas gemas das mangueiras, seu nível populacional aumenta durante a época seca, quando as mangueiras florescem (Reis, 1971; Reis *et al.*, 1974). Rossetto (1972) afirmou que o ácaro é mais comum nas gemas que nas inflorescências. O desenvolvimento de ovo a adulto dá-se em 13 a 15 dias a 26 °C (Abou-Awad, 1981).

• **Microácaro-minador [*Aceria kenya* (Keifer)]**

Essa espécie era colocada no gênero *Cisaberoptus* Keifer, até Amrine *et al.* (2003) considerarem ser esse gênero sinônimo júnior de *Aceria* Keifer. Na verdade, essa

Manual de Acarologia

única espécie de *Cisaberoptus* corresponde à fase de protogine de *Aceria*. Esse ácaro é conhecido do leste da África, sudeste da Ásia, Costa Rica e Brasil, no Distrito Federal e nos Estados do Piauí e Rio Grande do Norte (Navia & Flechtmann, 2000). Colônias desse ácaro são encontradas sob uma cobertura acinzentada, de aparência cerosa, aparentemente por ele produzida na face superior da folha (Navia & Flechtmann, 2000). Publicações anteriores referiam-se à possibilidade de que esse ácaro tivesse hábito minador, introduzindo-se sob a epiderme da face superior das folhas (Jeppson *et al.*, 1975). Nenhum dano econômico significativo foi observado devido ao ataque desse ácaro (Rossetto, 1972).

• **Microácaros-ambulantes [*Neocalacarus mangiferae* Channabasavanna, *Spinacus pagonis* Keifer e *Tegonotus mangiferae* (Keifer)]**

Essas três espécies foram relatadas do Distrito Federal; *S. pagonis* foi também encontrada no Estado do Rio Grande do Norte. Aparentemente não causam danos significativos à mangueira (Chandrapatya *et al.*, 2000; Navia & Flechtmann, 2000).

• **Microácaro-da-gema (*Tegolophus* sp.)**

Relatado em uma única ocasião no Brasil (Rossetto, 1972), em associação com o ácaro da malformação das gemas, não se conhecendo entretanto sua real relação com essa cultura.

Tetranychidae

• **Ácaro-verde [*Oligonychus mangiferus* (Rahman & Sapro)]**

De ampla distribuição nas regiões tropicais. Relatada pela primeira vez para o Brasil do Estado da Paraíba (Moraes & Flechtmann, 1981). Não é considerada praga da mangueira no Brasil, embora possa atingir populações elevadas em períodos muito secos. Nessas ocasiões, é notório o grande número de ácaros pendentes, cada um em um fio de teia por ele produzido, para serem carregados pelo vento até outro hospedeiro.

• **Ácaros-alaranjados e ácaros-vermelhos [*Oligonychus biharensis* (Hirst), *O. yothersi* (McGregor) e *Allonychus braziliensis* (McGregor)]**

As duas primeiras dessas espécies apresentam cor básica alaranjada; elas têm ampla distribuição mundial. A última apresenta cor vermelha, tendo sido relatada apenas das Américas. *Allonychus braziliensis* foi primeiro constatada em mangueira por Paschoal (1970). Não são consideradas pragas da mangueira no Brasil.

Maracujazeiro (*Passiflora* spp., Passifloraceae)

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. O sintoma caracteriza-se basicamente pela má formação das folhas, devido ao ataque do ácaro aos tecidos em crescimento. Além

Moraes & Flechtmann

disso, as folhas adquirem cor verde intensa, tornando-se, então, bronzeadas, podendo cair prematuramente. Usualmente não é um problema sério do maracujazeiro, exceto em viveiros.

Tenuipalpidae

· Ácaro-plano [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. Relatado no maracujazeiro, principalmente na face inferior das folhas e nos ramos mais tenros. Tem sido relatado como vetor do “vírus-da-mancha-verde-do-maracujá”, conhecido sob a sigla PFGSV, correspondente à sua designação em inglês “*Passion fruit green spotted virus*” (Kitajima *et al.*, 2003b). Os sintomas típicos correspondem a círculos verdes de 2 a 5 mm de diâmetro em frutos maduros amarelados, manchas de tecidos verdes em folhas senescentes e lesões necróticas nos estames. Pomares inteiros podem ser destruídos pelo efeito dessa enfermidade.

O efeito direto de populações elevadas do ácaro sobre a planta caracteriza-se por intensa clorose das folhas, que podem, então, secar e cair prematuramente. Essas populações também podem causar a morte dos ramos mais tenros, da extremidade para a base.

Tetranychidae

· Ácaro-verde [*Mononychellus tanajoa* (Bondar)]

Ver detalhes em “Mandioca”. Esse ácaro é encontrado em números muito mais elevados sobre plantas de mandioca. Entretanto, Moraes *et al.* (1995) relataram a ocorrência freqüente de todos os estágios de desenvolvimento desse ácaro em maracujazeiros da espécie *Passiflora cincinnata* Mart crescendo espontaneamente em plantios de mandioca nos Estados da Bahia e Pernambuco. Trabalhos conduzidos em laboratório por aqueles autores confirmaram que *M. tanajoa* se desenvolve em *P. cincinnata*, embora apresente um desempenho muito melhor em mandioca e em outra planta do mesmo gênero (*Manihot pseudoglaziovii* Pax. Et K. Hoffm.).

· Ácaros-vermelhos [*Tetranychus desertorum* Banks e *T. mexicanus* (McGregor)]

Na face inferior das folhas, onde se concentram os ácaros, podem ser observadas manchas brancacentas ou prateadas que depois secam; na face superior, aparecem áreas bronzeadas esparsas pelo limbo, que correspondem às áreas atacadas pelos ácaros na face inferior. Folhas muito atacadas secam totalmente e caem prematuramente.

Nespereira (*Eriobotrya japonica* Lindl., Rosaceae)

Eriophyidae

· Microácaro [*Aceria eriobotryae* (Keifer)]

Encontrado nas brotações dessa cultura em grandes populações, no Estado de São Paulo, aparentemente sem causar danos (Rossetto, 1972).

Manual de Acarologia

Pitangueira (*Eugenia uniflora* L., Myrtaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-do-ponteiro-da-pitangueira (*Aculus pitangae* Boczek & Davis)** (Figura 61)

Descrito do Estado de São Paulo. Habita a face inferior de folhas jovens. Na descrição original dessa espécie, os autores afirmaram que ela não causava danos aparentes às plantas. Posteriormente, Flechtmann & Moraes (2003) constataram distorções significativas e opacidade de folhas devidas ao ataque do ácaro. Folhas com elevadas populações do ácaro tinham depressões espalhadas no limbo foliar, que aparentemente eram resultado de sua alimentação. Os danos parecem ser mais evidentes no início da estação chuvosa, quando a produção de novas brotações está no auge. Isso aparentemente estimula o crescimento da população desse ácaro e o aparecimento dos danos (Flechtmann & Moraes, 2003).



Figura 61. Danos causados por *Aculus pitangae* à pitangueira.

Moraes & Flechtmann

· **Microácaros-ambulantes (*Calacarus kleithria* Flechtmann e *Dipotilostatus nudipalpus* Flechtmann)**

Espécies descritas do Estado de São Paulo (Flechtmann & Moraes, 2003). *Calacarus kleithria* vive sobre a face superior da folha, enquanto que *D. nudipalpus* vive sobre a face inferior. Não causam danos evidentes à planta.

Rosáceas (*Macieira, Pyrus malus* L.; *Marmeleiro, Cydonia oblonga* P. Mill; *Pereira, Pyrus communis* L.; Rosaceae)

Eriophyidae

· **Microácaro-da-pereira [*Eriophyes pyri* (Pagenstecher)]**

Espécie cosmopolita. Parseval (1939) afirmou, sem maiores detalhes, que essa espécie era citada em livros e/ou artigos de divulgação no Brasil. Foi citada por Chiavegato *et al.* (1967) no Estado de São Paulo causando encurtamento de internódios, formação de rosetas devido ao atrofiamento das gemas, diminuição do crescimento e seca do ramo afetado. Não há, entretanto, qualquer outra informação sobre sua importância no Brasil. Foi também relatado por Flechtmann (2004) do Estado de Santa Catarina.

Tarsonemidae

· **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. De ocorrência apenas ocasional nestas culturas (Lorenzato *et al.*, 1986).

Tetranychidae

· **Ácaro-vermelho-europeu [*Panonychus ulmi* (Koch)] (Figura 62)**

As fêmeas dessa espécie são semelhantes àsquelas do ácaro-purpúreo-dos-citros, distinguindo-se por serem de cor branca os tubérculos em que se implantam as setas do dorso do idiossoma. Ovos avermelhados. Ocorre praticamente em todas as regiões do mundo onde a macieira é cultivada. A primeira constatação desse ácaro no Brasil foi feita por Flechtmann (1967b), que o encontrou em frutos de maçã procedentes da Argentina. Poucos anos mais tarde, Bleicher (1974) constatou sua presença pela primeira vez em pomares brasileiros. Desde então, o ácaro-vermelho-europeu tem sido encontrado em populações elevadas, principalmente nos Estados de Rio Grande do Sul e Santa Catarina. Hoje é considerada uma das principais pragas de rosáceas no Brasil, logo depois das moscas-das-frutas. Causa bronzeamento das folhas, descoloração de frutos, queda prematura de folhas e redução de produção.

As populações mais altas ocorrem de fins de janeiro a início de março. Existem indicações, entretanto, de que, em pomares onde o uso de agrotóxicos é pequeno, os níveis alcançados pelo ácaro sejam muito reduzidos. Passa o inverno na fase de ovo, nos galhos das plantas. No Brasil, a biologia desse ácaro foi estudada por



Figura 62. Danos causados pelo ácaro-vermelho europeu à macieira: folhas atacadas à esquerda e não atacas à direita; detalhe de uma fêmea do ácaro, no canto inferior direito.

Kovaleski & Vendramim (1993) a 25 °C. Naquele estudo, verificou-se que o período de ovo a adulto durou aproximadamente 10 dias e que a fecundidade foi de cerca de 50 ovos por fêmea.

Populações européias dessa espécie também causam problemas em videira (Schruft, 1985). Nos Estados Unidos e Europa, esse ácaro tem sido o organismo central em programas de manejo integrado de pragas em macieiras, estando isso relacionado ao pequeno efeito sobre seus predadores dos agrotóxicos utilizados nessa cultura contra diferentes pragas (van de Vrie, 1985).

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes sobre a morfologia dessa espécie em “Algodoeiro”. Ocorre principalmente nas áreas mais úmidas onde se cultiva a macieira no Brasil. Passa o inverno como adulto, na base das plantas ou em invasoras.

• **Ácaros-vermelhos [*Allonychus braziliensis* (McGregor) e *Tetranychus mexicanus* (McGregor)]**

Allonychus braziliensis foi originalmente descrito de marmeleiro, de Minas Gerais (McGregor, 1950) e posteriormente foi relatado de pereira, nos Estados de São Paulo (Paschoal, 1970) e Santa Catarina (Flechtmann, 2004). *Tetranychus mexicanus* foi relatado de pereira por Flechtmann (1979) em São Paulo. De maneira geral, não causam danos significativos a essas culturas.

Importância quarentenária

Ferreira *et al.* (2001) avaliaram a importância quarentenária de ácaros que atacam a videira, ainda não presentes no Brasil, destacando as espécies que merecem maior cuidado no sentido de evitar sua introdução no país. As espécies abaixo são as consideradas mais importantes.

Eriophyidae

• ***Aculus schlechtendali* (Nalepa)**

Encontrado na América do Norte, Argentina, Austrália, Egito, Europa e Japão. Na Argentina, foi referido como *Aculus malivagrans* Keifer, sinónimo júnior de *A. schlechtendali*. Causa o bronzeamento da face inferior das folhas de macieira. Podem ser encontrados até 2.000 ácaros por folha. A fase jovem dura cerca de 10 dias a 22 °C e a fecundidade é de 67 a 100 ovos por fêmea. Nos Estados Unidos, as infestações na primavera são freqüentemente consideradas benéficas, porque o bronzeamento não é tão intenso, mas suficiente para dificultar o aumento da população do ácaro-vermelho-europeu, que causa danos muito mais severos à macieira. Na Europa, o bronzeamento causado por esse ácaro é muito intenso nos frutos, o que torna esse ácaro bastante indesejável. Os danos são maiores em plantas jovens. Tem-se determinado que o nível de controle dessa espécie possa chegar a 200-300 ácaros por folha (Easterbrook, 1996).

Tetranychidae

• ***Tetranychus pacificus* McGregor**

Ver detalhes sobre esta espécie em “Citros”.

Tenuipalpidae

• ***Brevipalpus chilensis* Baker**

Apresenta cor avermelhada. Constatado até o momento apenas no Chile, onde ataca um grande número de hospedeiros.

Videira (*Vitis* spp., Vitaceae)

Eriophyidae

• **Ácaro-da-ferrugem-da-videira [*Calepitrimerus vitis* (Nalepa)]**

Relatado pela primeira vez para o Brasil do Rio Grande do Sul, por D´Andréa (1951). Naquela ocasião, foi considerado muito importante, causando raquitismo de plantas, menor crescimento de bagas, superbrotamento, encurtamento de internódios e manchas cloróticas. De acordo com aquele autor, os maiores danos foram observados em variedades de uvas brancas. Vários anos mais tarde, Carvalho & Rossetto (1968), relataram esse ácaro para o Estado de São Paulo. Durante anos, deixou de ser

Manual de Acarologia

considerado importante pelos agricultores, mas em 2003/2004 ataques severos foram observados na região de Bagé (M. Botton, não publicado). Ocorre sempre nas regiões de crescimento das plantas.

• **Ácaro-da-galha-e-eríneo-da-videira [*Colomerus vitis* (Pgst.)]**

Constatado no Rio Grande do Sul por diversos autores na primeira metade do século XX, como relatado por Braga (1957). Soria *et al.* (1999) voltaram a referir-se à ocorrência desse ácaro naquele mesmo estado. Tem sido relatado como de pequena importância.

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]** (Figura 63)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Tem sido considerado sério problema de videira na região do Vale do Rio São Francisco, na Bahia e em Pernambuco, e no Rio Grande do Sul. No Nordeste, as folhas ficam pequenas, mas o ramo continua a crescer, ainda que a uma velocidade menor que ramos não atacados. No Rio Grande do Sul, as folhas



Figura 63. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* à videira, no Nordeste (ramo da esquerda, atacado; ramo da direita, sadio).

atacadas ficam com os bordos voltados para baixo, observando-se ainda bronzeamento e necrose nas folhas (Monteiro, 1994; Soria *et al.*, 1999).

Tetranychidae

· Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)

No Brasil, tem sido encontrado em videira na região do Vale do Rio São Francisco, na Bahia e em Pernambuco. Tornou-se um problema sério da videira nessa região a partir dos anos 90, época em que passou a causar sérios danos também a várias outras culturas. A primeira constatação desse ácaro naquela região foi nos anos 80.

· Outros tetraniquídeos da videira [*Allonychus braziliensis* (McGregor) e *Oligonychus mangiferus* Rahman & Punjab]

Allonychus braziliensis tem sido encontrado na América Central e na América do Sul. A primeira constatação dessa espécie em videira foi feita por Soria *et al.* (1999), no Rio Grande do Sul. *Oligonychus mangiferus* tem sido relatado na América do Sul, Ásia, norte da África, ilhas do Oceano Índico e do Oceano Pacífico, em algumas poucas espécies vegetais. No Brasil, tem sido relatado em videira em Minas Gerais e Rio Grande do Sul, causando a queima das folhas (Reis & Melo, 1984; Soria *et al.*, 1999).

Importância quarentenária

Návia *et al.* (1998) avaliaram a importância quarentenária de ácaros que atacam a videira, ainda não presentes no Brasil, destacando as espécies que merecem maior cuidado no sentido de evitar sua introdução no país. As espécies abaixo são consideradas as mais importantes.

Tenuipalpidae

· *Brevipalpus chilensis* Baker

Ver detalhes em “Rosáceas”. O ráquis e o pedicelo do rácimo ficam ressecados e pardos, ocorre perda de folhas, encurtamento de internódios e diminuição da concentração alcoólica. Pode reduzir a produção da videira em até 30% no Chile. Passa o inverno na fase adulta, sob a casca.

Tetranychidae

· *Eotetranychus carpini vitis* (Oudemans)

Apesar de as fêmeas serem tipicamente amareladas, também podem ser verde-claras. Essa subespécie causa danos consideráveis a videiras na Itália e na França. Outras subespécies têm sido encontradas na Europa, Ásia e América do Norte, sobre diversas espécies vegetais. Inibe o crescimento da planta, causa queda de folhas e redução do conteúdo de açúcares. A fase jovem dura 15 a 18 dias na época mais quente; a fecundidade é de 30 a 40 ovos por fêmea. Essa espécie passa o inverno na fase adulta, sob a casca solta das árvores. Na época do ano em que se encontra ativa, prefere a face inferior das folhas e tece pouca teia.

Manual de Acarologia

• *Tetranychus mcdanieli* McGregor

Fêmeas esverdeadas ou amareladas quando ativas e alaranjadas, brilhantes, quando hibernantes. Espécie encontrada apenas na América do Norte e França. Causa enrolamento das bordas das folhas e sua descoloração, redução do tamanho dos frutos e diminuição do teor de açúcar dos frutos. A duração da fase jovem é de 8 dias a 27 °C; a fecundidade à mesma temperatura é de 120 ovos por fêmea. Essa espécie passa o inverno como fêmeas adultas, sob a casca solta das árvores, terminando a hibernação mais tarde que outras espécies da mesma família.

• *Tetranychus pacificus* McGregor

Ver detalhes em “Citros”. Praga de suma importância em videira na América do Norte.

• *Tetranychus turkestanii* (Ugarov & Nikolski)

Fêmeas de cor variável de acordo com a cultura atacada, podendo ser verdes, marrom-amareladas a quase pretas. Espécie cosmopolita que ataca várias espécies vegetais, causando danos consideráveis. Produz muita teia. Praga séria de várias culturas em diversos países.

• *Panonychus ulmi* (Koch)

Fêmeas avermelhadas. Não foi listada no trabalho de Návía *et al.* (1998), em função de já ter sido constatada no Brasil, em macieira. Os acordos internacionais impedem que, nesses casos, a espécie possa ser considerada como de importância quarentenária. Há que se ressaltar, entretanto, que se desconhece a razão pela qual essa espécie não seja encontrada em videira no Brasil. É possível que isso se deva a uma diferença biológica entre as populações que aqui ocorrem e populações encontradas na Europa, onde *P. ulmi* é considerada uma praga de videira. Perante esse desconhecimento, parece importante enfatizar a necessidade de atenção para evitar a introdução da população européia em nosso meio.

HORTALIÇAS

Alface (*Lactuca scariola* L., Asteraceae)

Tetranychidae

• Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Populações elevadas têm sido ocasionalmente encontradas no Estado de São Paulo, em alface crespo, produzido por hidroponia. As folhas atacadas mostram-se esbranquiçadas.

Histiostomatidae

Todos os estágios são esbranquiçados. Facilmente visíveis sobre as raízes de

Moraes & Flechtmann

plantas produzidas por hidroponia quando retiradas da água. Não se alimentam de raízes, mas de bactérias que se desenvolvem sobre elas.

Alho (*Allium sativum* L., Liliaceae)

Acaridae

· Ácaro-das-raízes-e-bulbos [*Rhizoglyphus echinopus* (Foumouze & Robin)]

Fêmeas esbranquiçadas, com pernas marrom-avermelhadas. Ácaro encontrado em muitas espécies vegetais. Prefere bulbos saudáveis àqueles em deterioração. Por atacar bulbos e raízes, determina a murcha das plantas nos períodos mais quentes do dia. Assim como *Aceria tulipae* (Keifer), dispersa fungos que causam o apodrecimento dos bulbos em armazéns. Ocorre principalmente em canteiros com muita matéria orgânica, que retém a umidade por períodos mais longos.

Eriophyidae

· Ácaro-do-chochamento-do-alho [*Aceria tulipae* (Keifer)] (Figura 64)

Tem sido relatado em liliáceas nas Américas e Europa. No Brasil, só tem sido relatado em alho. A cebola é afetada por uma enfermidade conhecida como “mal-de-



Figura 64. Danos causados por *Aceria tulipae* ao alho (cortesia de E. Doreste).

Manual de Acarologia

sete-voltas”, causada pelo fungo *Colletotrichum gloeosporioides* f. sp. *cepa*, cujos sintomas se assemelham àqueles causados por este ácaro ao alho.

Por muito tempo, esse ácaro foi confundido com outra espécie muito próxima, que ataca gramíneas (*Aceria tosichella* Keifer). Informações sobre essa outra espécie são apresentadas em “Milho”. O ácaro-do-chochamento ocorre praticamente em todas as regiões onde essa planta é cultivada, do nordeste ao sul do Brasil. Moraes (1981) citou esse ácaro como um dos principais problemas da cultura do alho em áreas irrigadas da região semi-árida do Estado de Pernambuco. Encontrado na região basal das folhas ou sobre os bulbilhos. Scalopi *et al.* (1971) relataram as seguintes anomalias nas plantas atacadas: nanismo; folhas retorcidas; estrias cloróticas longitudinais; folhas longitudinalmente dobradas, com superposição das duas metades da face superior; aprisionamento das pontas das folhas; folhas ocasionalmente corrugadas; bulbos de tamanho reduzido. Sob infestações severas, pode ocorrer murcha e morte de plantas. Com a seca das folhas, os ácaros dirigem-se aos bulbos onde estão implicados na disseminação do fungo que causa o chochamento dos bulbilhos. Continuam a se desenvolver sobre os bulbilhos no armazém. Deve-se ressaltar que, além de *A. tulipae* e do fungo, o chochamento do alho no armazém pode ocorrer por outras causas, por exemplo a deficiência de boro ou cálcio, o ataque de nematóides, o teor de matéria seca na data da colheita etc.

Pela localização dos ácaros na planta, seu controle químico na cultura já estabelecida é bastante difícil. Daí a importância em se utilizar sementes de procedência conhecida, reconhecidamente isentas de ácaros. Em outros países, *A. tulipae* tem sido associado à transmissão de vírus em alho e cebola (Van Dijk *et al.*, 1991). Em alguns casos, o vírus não causa sintomas visíveis nas plantas.

O desenvolvimento de ovo a adulto ocorre em cerca de uma semana. A fecundidade é de 10-20 ovos por fêmea.

Tetranychidae

• Ácaro-vermelho (*Tetranychus neocaledonicus* André)

Encontrado em ambas as faces das folhas de alho. Moraes (1981) referiu-se a danos severos causados por esse ácaro em áreas irrigadas da região semi-árida do Estado de Pernambuco.

Batatinha (*Solanum tuberosum* L., Solanaceae)

Tarsonemidae

• Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 65)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Deve-se tomar cuidado para não confundir os sintomas do ataque deste ácaro com aqueles de viroses que incidem sobre essa cultura. As folhas atacadas ficam atrofiadas e malformadas.



Figura 65. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* à batatinha (cortesia de E. Doreste).

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho** (*Tetranychus evansi* Baker & Pritchard)

Ver detalhes em “Tomateiro”. Não tem sido considerado uma praga séria dessa cultura no Brasil.

• **Ácaro-rajado** (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Mais comum que *T. evansi* nesta cultura.

Berinjela (*Solanum melongena* L., Solanaceae)

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 66)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Causa deformações de folhas e frutos. O ataque ocorre principalmente nos estágios iniciais de desenvolvimento daqueles órgãos vegetais. Os frutos apresentam áreas esbranquiçadas, com ou sem listras longitudinais esverdeadas, que correspondem à região atacada pelo ácaro no início do desenvolvimento



Figura 66. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* à berinjela (gentileza de A.R. Monteiro).

do fruto. Não raro, observam-se rachaduras nessas regiões em virtude da morte das células mais superficiais, paralelamente ao crescimento continuado das células subjacentes. Isso deprecia consideravelmente a qualidade dos frutos produzidos.

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho (*Tetranychus evansi* Baker & Pritchard)**

Ver detalhes em “Tomateiro”. Ocasionalmente pode atingir níveis elevados

Moraes & Flechtmann

sobre essa cultura no Estado de São Paulo.

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Ocasionalmente pode atingir níveis elevados sobre essa cultura no Estado de São Paulo.

Cenoura (*Daucus carota* L., Apiaceae)

Acaridae

• **Ácaro-das-raízes-e-bulbos [*Rhizoglyphus echinopus* (Foumouze & Robin)]**

Ver detalhes em “Alho”. Rossetto & Camargo (1966) relataram uma alta incidência de uma espécie de ácaro identificada como *Rhizoglyphus* sp., causando sérios danos a tecidos sadios de cenoura no Estado de São Paulo, associados ou não ao fungo *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib) de Bary, agente etiológico da “podridão mole”. Os autores sugeriram a possibilidade de que a infestação tivesse ocorrido através de ácaros veiculados pelo adubo orgânico utilizado.

Cogumelo (Agaricales)

Acaridae

• ***Tyrophagus putrescentiae* (Schrank)**

Ver detalhes em “Produtos armazenados e laboratórios”.

• ***Sancassania berlesei* (Michael)**

Ver detalhes em “Produtos armazenados e laboratórios”.

Pygmephoridae

• ***Pygmephorus flechtmanni* Wicht Jr.**

Ácaro pequeno, brancacento. Espécie descrita do Estado de São Paulo (Wicht Jr., 1970). Na publicação em que a descrição original dessa espécie foi feita, o autor apresenta uma resenha das espécies de Pygmephoridae (aí consideradas como sendo Pyemotidae) até então conhecidas de cogumelos no mundo. *Pygmephorus flechtmanni* alimenta-se do micélio do cogumelo e freqüentemente pode ser visto em grandes aglomerações sobre o “chapéu”. Determina o aparecimento de uma crosta amarelo-pardacenta, depreciando o valor comercial do produto. Atingindo a pele do trabalhador, causa irritações passageiras. A limpeza da casa de cultivo de cogumelos é fator básico para prevenir o ataque desse ácaro. O meio de cultura do cogumelo deve ser bem curtido; a temperatura atingida durante a fermentação do meio elimina os ácaros.

Manual de Acarologia

Melancia (*Citrullus vulgaris* Schrad., Cucurbitaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. A partir dos anos 80, após sua primeira constatação em distintas culturas das áreas irrigadas da região de Petrolina, PE, passou a ser considerado um problema importante dessa cultura naquela região.

Melão (*Cucumis melo* L., Cucurbitaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Também nessa cultura, a partir dos anos 80, após sua primeira constatação em distintas culturas das áreas irrigadas da região de Petrolina, PE, passou a ser considerado um problema importante de plantas de melão naquela região.

• **Ácaro-vermelho (*Tetranychus desertorum* Banks)**

Encontrado sobre essa cultura em áreas irrigadas da região semi-árida do Estado de Pernambuco (Moraes & Flechtmann, 1981).

Morangueiro (*Fragaria vesca* L., Rosaceae)

• **Ácaro-do-enfezamento-do-morangueiro [*Phytonemus pallidus* (Banks)] (Figura 67)**

Fêmeas passam de inicialmente branco-hialinas para castanho-escuras. Ovos castanho-claros, lisos, postos usualmente em grupos. Larvas e “pupas” também branco-hialinas. Espécie cosmopolita. Atinge maiores níveis durante a época úmida. Os ácaros são encontrados principalmente nas folhinhas não abertas, aglomerando-se ao longo da nervura principal. Também podem causar danos a flores e frutos.

Quando os níveis de infestação são baixos, causam ondulação na face superior das folhas. Infestações maiores causam nanismo das plantas; as folhas ficam pequenas, com pecíolos curtos, amarelecem, tornam-se rijas e quebradiças; finalmente ficam bronzeadas e podem morrer. Os sintomas apresentam certa semelhança com os causados pelo nematóide *Aphelencoides fragariae* (Ritzema-Bos). Frutos muito infestados tornam-se deformados, como detalhadamente descrito por Gonzáles-Bustamante (1995). Cuidado especial deve ser dedicado à seleção de mudas não infestadas para se iniciar um novo plantio. A fecundidade é de 12 a 16 ovos por fêmea (Smith & Goldsmith, 1936).

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Considerado uma das principais pragas do



Figura 67. Danos causados por *Phytoseiulus pallidus* ao morangueiro (gentileza de E. Urueta).

morangueiro no Brasil. Grande quantidade de agrotóxicos é utilizada anualmente para seu controle em morangueiro. Lourenção *et al.* (2000) estudaram a suscetibilidade de 17 cultivares e uma linhagem de morangueiro a esse ácaro, concluindo que a linhagem T-0104 e os cultivares Blakemore, Raritan, IAC Princesa Isabel e IAC Campinas apresentaram menores danos devidos a seu ataque.

Em diversos países, esse ácaro é controlado biologicamente nessa cultura (van de Vrie & Price, 1994; Gerson *et al.*, 2003) com o uso de ácaros predadores Phytoseiidae. As espécies mais utilizadas são *Phytoseiulus persimilis* (Athias-Henriot) e *Neoseiulus californicus* (McGregor). Resultados promissores foram obtidos por Watanabe *et al.* (1994) em relação à possibilidade de uso de duas espécies de ocorrência natural no Brasil, *Phytoseiulus macropilis* (Banks) e *Neoseiulus idaeus* Denmark & Muma, para o controle do ácaro-rajado em morangueiro. Nesse mesmo trabalho, *P. persimilis* também foi avaliado, mas não teve desempenho satisfatório, talvez devido aos baixos níveis de umidade do ar na região de Campinas, SP, onde o estudo foi realizado.

Pepino (*Cucumis sativus* L., Cucurbitaceae)

· Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Banks)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Essa espécie é considerada uma das principais pragas de pepino no Brasil.

Ácaros predadores Phytoseiidae são extensivamente utilizados em casas-de-vegetação na Europa para o controle biológico do ácaro-rajado em pepino. *Phytoseiulus*

Manual de Acarologia

persimilis é o predador mais utilizado para essa finalidade. Resultados promissores foram obtidos por Watanabe *et al.* (1994) em relação à possibilidade de uso de *P. macropilis* e *N. idaeus*, para o controle do ácaro-rajado em plantas de pepino no campo. Também nesse caso, *P. persimilis* foi avaliado, mas não apresentou desempenho satisfatório, talvez devido aos baixos níveis de umidade do ar na região de Campinas, SP, onde o estudo foi realizado.

Pimenta (*Capsicum* sp., Solanaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-do-adensamento-das-folhas-da-pimenta (*Calacarus capsica* Chakrabarti & Mondal)**

Até o momento, encontrado apenas no Estado de São Paulo. Habita as folhas apicais de pimenteira, causando seu adensamento, que se mantêm pequenas e muito próximas umas das outras devido ao menor crescimento dos internódios.

Pimentão (*Capsicum annuum* L., Solanaceae)

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]** (Figura 68)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Os danos causados por esse ácaro ao pimentão foram detalhadamente descritos por Hambleton (1938). Plantas atacadas apresentam folhas e frutos deformados. As hastes e os frutos atacados podem apresentar ainda áreas de cor marrom, que correspondem às regiões diretamente atacadas pelos ácaros em um estágio anterior. Cuidado deve ser tomado para não confundir os sintomas nas folhas com os de viroses que também incidem sobre esta planta.

Quiabeiro (*Hibiscus esculentus* L., Malvaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro [*Aceria esculenti* Keifer]**

Relatado por Robbs (1968) como praga severa dessa cultura no Estado do Rio de Janeiro, causando éríneos nas folhas. Rossetto (1972) não considerou esse ácaro como praga no Estado de São Paulo.

Tetranychidae

• **Ácaro-verde [*Mononychellus planki* (McGregor)]**

Ver “Algodoeiro”. Encontrado em ambas as faces das folhas mais novas do



Figura 68. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* a plantas de pimentão.

quiabeiro, notadamente ao longo da nervura principal.

• **Ácaro-vermelho** (*Tetranychus marianae* McGregor)

Observado atacando o quiabeiro nos Estados da Bahia, Ceará e Pernambuco.

Tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill., Solanaceae)

Eriophyidae

• **Ácaro-da-cinza-do-tomateiro** [*Aceria lycopersici* (Wolffenstein)]

Espécie determinada apenas do Estado de São Paulo, em diversas localidades. Citada apenas duas vezes na literatura brasileira, por Costa & Gonçalves (1950) como *Eriophyes cladophthirus* Nalepa e por Rossetto (1972), referindo-se àquele mesmo

relato, como *Aceria cladophthirus*. Causa sintoma então chamado “cinza ou penugem branca” (eríneo) nas hastes, folhas e frutos verdes, lembrando hifas de fungos ou dando a impressão de que a planta foi pulverizada com pó branco. A infestação é maior na época chuvosa (Rossetto, 1972). Costa & Gonçalves (1950) consideraram essa espécie como mais importante ao tomateiro no Estado de São Paulo que espécies de tetraniquídeos e outros. É possível que a diminuição da importância desse ácaro neste Estado desde aquela época tenha-se dado em função da mudança de variedades cultivadas.

• **Ácaro-do-bronzeamento ou microácaro-do-tomateiro [*Aculops lycopersici* (Masse)]**
(Figura 69)

Espécie cosmopolita, considerada um problema importante do tomateiro no Brasil, especialmente na Região Nordeste (Ramalho, 1978). Causa maiores danos em



Figura 69. Danos causados por *Aculops lycopersici* ao tomateiro.

regiões ou em épocas de baixa precipitação. Moraes *et al.* (1986) constataram níveis populacionais bastante variáveis dessa espécie de um ano a outro na Região Nordeste, sendo porém mais baixos quando o plantio sob condições de irrigação foi realizado no primeiro semestre do ano. Tem sido relatada principalmente em solanáceas, embora existam relatos de sua ocorrência em algumas convolvuláceas silvestres.

Usualmente, o primeiro sintoma do ataque desse ácaro corresponde ao escurecimento da base da haste da planta, que ao mesmo tempo adquire aspecto vítreo-brilhante. Então, a face inferior das folhas basais atacadas adquire também aspecto vítreo-brilhante, tornando-se posteriormente amarelada; aí as folhas secam e caem prematuramente. Quando o ataque ocorre antes da formação dos frutos, as plantas podem ter o desenvolvimento altamente afetado e podem morrer prematuramente. Se o ataque ocorre no final do ciclo, os frutos não amadurecem convenientemente, tornando-se queimados pela exposição direta à luz solar (Moraes, 1981).

Cuidado deve ser tomado para não se confundir o efeito do ácaro sobre as folhas com o efeito da incidência de

fungos nas raízes. A diferença maior refere-se ao fato de as folhas murcharem antes de secar, no caso da incidência dos fungos patogênicos, o que não ocorre no caso da incidência do ácaro. O desenvolvimento da fase imatura do ácaro completa-se em cerca de sete dias. A fecundidade é cerca de 50 ovos por fêmea.

Tarsonemidae

· Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 70)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Em condições de campo, usualmente não é considerado uma praga séria. Entretanto, freqüentemente pode causar danos consideráveis ao tomateiro em cultivos protegidos. As folhas atacadas ficam atrofiadas e malformadas.



Figura 70. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* ao tomateiro.

Manual de Acarologia

Tetranychidae

• Ácaro-vermelho (*Tetranychus evansi* Baker & Pritchard) (Figura 71)

Fêmeas adultas geralmente vermelho-claras. Sob condições de baixa temperatura, podem ser esverdeadas. Espécie relatada para as Américas, ilhas do Oceano Índico, África e sul da Europa. Esse ácaro tem sido encontrado em diversos estados brasileiros, do Nordeste ao Rio Grande do Sul. Existem diversos relatos na literatura sobre a ocorrência desse ácaro em plantas de diferentes famílias (Bolland *et al.*, 1998). Entretanto, é possível que diversos desses relatos correspondam, na realidade, a *Tetranychus marianae* McGregor, espécie muito próxima de *T. evansi*. Moraes *et al.* (1987) sugeriram que *T. evansi* se alimentasse especificamente de Solanaceae. Relatos recentes indicam a ocorrência desse ácaro na Europa atacando plantas de distintas famílias. Recobrem as folhas com grande quantidade de teia. As folhas tornam-se amareladas a esbranquiçadas e caem prematuramente; expostos ao sol, os frutos não adquirem a cor vermelha característica, o que deprecia o produto.

Apresenta alta capacidade reprodutiva quando comparada a outras espécies da mesma família (Moraes & Leite Filho, 1981; Moraes & McMurtry, 1987). Cada fêmea pode depositar até cerca de 250 ovos quando mantida entre 20 e 25 °C. A temperaturas



Figura 71. Danos causados por *Tetranychus evansi* ao tomateiro (cortesia de I.P. Furtado) Observe a grande quantidade de teia produzida pelo ácaro; veja detalhe do ácaro no canto superior esquerdo.

mais altas, observa-se uma redução do nível de oviposição, assim como no período de desenvolvimento; assim, a 35 °C a razão intrínseca de crescimento populacional (r_m) atinge o elevado valor de 0,432 fêmea por fêmea por dia.

Silva *et al.* (1992) compararam a susceptibilidade de algumas espécies de tomateiro a esse ácaro, determinando possíveis fontes de resistência a serem utilizadas em trabalhos de melhoramento da cultura. Raramente observa-se a presença de ácaros predadores associados ao ácaro-vermelho-do-tomateiro, embora ocasionalmente sejam observados insetos das famílias Cecidomyiidae (Diptera) ou Coccinellidae (Coleoptera) predando esse ácaro, quando seu nível populacional é muito elevado. Moraes & McMurtry (1985) relataram tentativas infrutíferas de determinar-se espécies de ácaros predadores potencialmente úteis para o controle do ácaro-vermelho-do-tomateiro. Desde o ano 2000, um grande projeto tem sido conduzido com o objetivo de detectar predadores que possam ser utilizados para o controle desse ácaro. Apesar do grande número de explorações realizadas em diferentes partes do país, até o presente, uma única espécie de ácaro predador, *Phytoseiulus longipes* Evans, foi relatada no Rio Grande do Sul como promissora (Furtado *et al.*, 2006). Espécies do fungo patogênico do gênero *Neozygites*, grupo dos Entomophthorales, têm também sido encontradas no Nordeste e no Estado de São Paulo (Humber *et al.*, 1981; I.P. Furtado, I. Delalibera Jr., M.G.C. Gondim Jr., informação pessoal). Moraes (1981) já havia sugerido que aplicações de fungicidas em tomateiro poderia levar a um aumento da população do ácaro, devido ao possível efeito daqueles produtos sobre este patógeno, então mencionado como *Triplosporium* sp..

Durante os anos 70 e 80, esse ácaro atingia sistematicamente níveis bastante elevados em tomateiro em áreas irrigadas da região semi-árida do Nordeste (Ramalho & Flechtmann, 1978). Em um experimento conduzido com tomateiros irrigados na mesma região durante todo o ano 2000, pouquíssimos ácaros desta espécie foram encontrados. Não se sabe se isso se deve à mudança da variedade que seguramente ocorreu neste período, ou à ação de inimigos naturais, que poderiam ter de alguma forma chegado à região nos anos 80 ou 90.

• Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. No Estado de São Paulo, provavelmente também em estados vizinhos, essa espécie é muito mais comum em tomateiro que o ácaro-vermelho. Também nesse caso, as folhas tornam-se amareladas a esbranquiçadas e caem prematuramente, ficando os frutos expostos ao sol, não adquirindo a cor vermelha característica, que deprecia o produto. Os predadores associados ao ácaro-rajado em tomateiro não têm sido adequadamente estudados.

ORNAMENTAIS

Os danos causados pelos ácaros às ornamentais são principalmente cosméticos, correspondendo a alterações na cor, redução ou malformação dos órgãos vegetais comercializados.

Manual de Acarologia

Abacaxizeiro ornamental (*Ananas lucidus* Mill., Bromeliaceae)

Tenuipalpidae

• Ácaro-plano-da-base-das-folhas-do-abacaxi [(*Dolichotetranychus floridanus* (Banks)] (Figura 72)

Ver detalhes em “Abacaxizeiro”. Os sintomas do ataque são muito parecidos ao que se observa no abacaxizeiro. Entretanto, no abacaxizeiro ornamental, o efeito do ácaro dá-se principalmente na qualidade estética da planta atacada, que se torna inadequada para exportação.

Oribatida

Ácaros não identificados dessa ordem são ocasionalmente encontrados sobre estas plantas. Embora não ataquem essas plantas, sua simples presença tem levado à rejeição de plantas na alfândega de países importadores. É possível que esses ácaros subam às plantas quando estas recebem uma quantidade excessiva de água de irrigação.

Aguapé [*Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms, Pontederiaceae]



Figura 72. Danos causados por *Dolichotetranychus floridanus* ao abacaxizeiro ornamental, caracterizado pelas manchas arredondadas marrons nas folhas.

Galumnidae

• Oribatídeo-do-aguapé (*Orthogalumna terebrantis* Wallwork)

O aguapé com frequência é utilizado como ornamental. Entretanto, em diversas situações é considerado uma praga, por ser muito agressivo, cobrindo grandes superfícies de corpos d'água, interferindo com a navegação ou servindo como substrato favorável ao desenvolvimento do caramujo hospedeiro intermediário de *Schistosoma mansoni* Sambon. Esse ácaro foi constatado pela primeira vez no Brasil, no Estado de São Paulo, por Flechtmann (1977). Causa naturalmente severos danos ao aguapé na América do Sul (Cromroy, 1983).

Devido aos sérios problemas causados por essa planta em corpos d'água, *O. terebrantis* foi introduzido na Índia, alguns países da América Central e na África visando ao seu controle, tendo sido constatado o estabelecimento desse ácaro na Índia e em Zâmbia, conforme

Moraes & Flechtmann

relatado por Gerson *et al.* (2003). Na verdade, o controle do aguapé exemplifica o uso de um ácaro como adjuvante à ação de um besouro, *Neochetina eichhorniae* Warner, e um fungo, *Acremonium (Cephalosporium) zonatum* (Sarv.) Gams. A ação combinada desses organismos produz maiores danos ao aguapé do que a somatória dos danos desses três organismos isoladamente. *Orthogalumna terebrantis* é um dos poucos oribatídeos fitófagos (Cordo & Deloach, 1975). Este ácaro faz perfurações nas folhas para ovipositar, danificando assim a planta quando o ácaro se encontra em populações elevadas. Os estágios imaturos constroem túneis nas folhas para alimentar-se.

Antúrio (*Anthurium sp.*, Araceae)

Tenuipalpidae

• **Ácaro-plano** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939)] (Figura 73)

Ver detalhes em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. Pode causar danos bastante significativos ao antúrio em condições de estresse hídrico. As folhas das plantas atacadas crescem menos, tornam-se amareladas, secando em seguida.

Dano semelhante também tem sido observado na América Central (Ochoa *et al.*, 1994).



Figura 73. Danos causados por *Brevipalpus phoenicis* ao antúrio.

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado** (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Os danos a essa planta são aparentemente ocasionais.

Oribatida

Assim como citado para o abacaxizeiro ornamental, ácaros não identificados dessa ordem são encontrados ocasionalmente sobre essas plantas. Embora não as ataquem, sua simples presença tem levado à rejeição de plantas na alfândega de países importadores. É possível que subam às plantas quando estas recebem uma quantidade excessiva de água de irrigação.

Manual de Acarologia

Azaléia (*Azalea* sp., Ericaceae)

Tetranychidae

- **Ácaro-verde** (*Atrichoproctus uncinatus* Flechtmann)
Ver “Seringueira”.

Tenuipalpidae

- **Ácaro-da-leprose** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)] e outros ácaros-planos-vermelhos (*Brevipalpus californicus* Baker e *B. obovatus* Donnadieu)

Essas três espécies foram encontradas sobre azaléia no Estado de São Paulo (Trindade & Chiavegato, 1994). Em um estudo conduzido a 27 °C, Trindade & Chiavegato (1994) observaram a duração da fase jovem de *B. phoenicis* ser de 23,8 dias, a longevidade de 18,7 dias e a fertilidade de 0,8 ovo por fêmea por dia, quando os ácaros foram mantidos sobre folhas de azaléia. Os autores também verificaram que a duração da fase jovem foi ligeiramente menor para *B. obovatus* (21,5 dias) e *B. californicus* (21,1 dias), sob as mesmas condições; a fertilidade foi de 0,7 ovo por dia para *B. obovatus* e 1,3 ovo por dia para *B. californicus*. A longevidade de *B. obovatus* (16,2 dias) foi muito próxima àquela de *B. phoenicis*, mas a longevidade de *B. californicus* foi consideravelmente maior (28,9 dias).

Begônia (*Begonia* sp., Begoniaceae)

Tarsonemidae

- **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 74)
Ver detalhes em “Algodoeiro”. As folhas atacadas ficam atrofiadas e malformadas.

Cactáceas (*Echinocactus* sp. e *Chamaecerus* sp., Cactaceae)

Tenuipalpidae

- **Ácaro-plano** [*Brevipalpus russulus* (Boisduval)] (Figura 75)
Fêmeas avermelhadas. Espécie encontrada em diversos países das Américas, Europa e Ásia. O córtex da região atacada pelo ácaro torna-se seco, marrom e coriáceo. A esse sintoma, Chiavegato (1976) chamou de “ruçamento”, que apareceu em plantas de *Chamaecerus* sp. cerca de dois meses após sua infestação artificial.



Figura 74. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* à begônia.

Camélia (*Camellia japonica* L., Theaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-do-botão [*Cosetacus camelliae* (Keifer, 1940)]** (Figura 76)

Esbranquiçado, encontrado no botão floral. As pétalas de flores atacadas apresentam as extremidades de cor marrom. Em algumas plantas, a ação do ácaro parece impedir a abertura dos botões, enquanto em outras os botões se abrem, mas as flores se tornam deformadas.

Encontrado no Estado de São Paulo e Rio de Janeiro (Flechtmann, 1998).

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho (*Oligonychus* sp.)**

Uma espécie ainda não identificada do gênero *Oligonychus* tem sido encontrada anualmente na época seca no Estado de São Paulo, danificando bastante as folhas atacadas.



Figura 75. Danos causados por *Brevipalpus russulus* a uma cactácea (região mediana da secção alaranjada) (cortesia de J.M. Guerrero).

Cedrela (*Cedrela fissilis* Vell., Meliaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho [*Tetranychus mexicanus* (McGregor)]**

Ver detalhes a respeito desse ácaro em “Citros”. Verificado em São Paulo causando clorose severa e desfolha em plantas mantidas em casa-de-vegetação (Flechtmann, 1996).

Ciclame (*Cyclamen persicum* Mill., Primulaceae)

Tarsonemidae

• **Ácaro-do-enfezamento-do-morangueiro [*Phytonemus pallidus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Morangueiro”. Danos severos foram verificados em plantas mantidas em casa-de-vegetação no Estado de São Paulo. O ataque foi observado nas folhas mais novas, que cresceram menos, deixando as plantas raquíticas. Além disso,



Figura 76. Danos causados por *Cosetacus camelliae* à camélia, caracterizados pelas áreas marrons na base das pétalas dos botões (de Keifer *et al.*, 1982).

as folhas atacadas mostraram-se amareladas (Suplicy Filho *et al.*, 1976).

Cipreste (*Cupressus* sp., Cupressaceae)

Tenuipalpidae

• **Ácaro-plano-vermelho** (*Pentamerismus oregonensis* McGregor) (Figura 77)

Relatado por Flechtmann (2004) para o Estado de São Paulo, sobre espécies do gênero *Cupressus*. O sintoma do ataque deste ácaro corresponde ao bronzeamento da parte proximal das folhas basais. Por tratar-se de plantas ornamentais, seu efeito parece ser frequentemente significativo.

Crisântemos [*Crysanthemum frutescens* L. e *Dendranthema grandiflorum* (Ramat.) S. Kitamura], Compositae]

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado** (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Diferentemente do que se observa na maioria de

Manual de Acarologia



Figura 77. Danos causados por *Pentamerismus oregonensis* ao cipreste.

outras culturas, *T. urticae* normalmente tece pouca teia, não constitui colônias densas e apresenta baixa fertilidade em crisântemos. Esse fato parece indicar que essas plantas não sejam muito apropriadas ao seu desenvolvimento, pelas características fisiológicas ou químicas que apresentam (van de Vrie, 1985). Fêmeas obtidas de flores de *D. grandiflorum*, também conhecida como “Monsenhor”, provenientes da região serrana do Rio de Janeiro, apresentavam cor alaranjada.

Por tratar-se de uma cultura de grande valor econômico, muitos produtores adotam um sistema de monitoramento contínuo em relação aos níveis de diversos organismos que atacam esta cultura, dentre os quais *T. urticae*, permitindo seu controle antes que níveis danosos sejam atingidos.

O controle desse ácaro em crisântemo tem sido realizado de maneira eficiente em algumas situações na Europa com o uso do ácaro predador *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, pertencente à família Phytoseiidae. No Brasil, o controle ainda hoje é feito basicamente com produtos químicos, embora problemas de resistência de *T. urticae* a acaricidas tenham despertado o interesse dos agricultores por seu controle biológico.

Dália (*Dahlia pinnata* Cav., Asteraceae)

Tarsonemidae

- **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] (Figura 78)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. As folhas atacadas ficam atrofiadas e malformadas.

Érica (*Cuphea gracilis* H.B. & K., Lythraceae)

Tetranychidae

- **Ácaro-marrom** (*Oligonychus peronis* Pritchard & Baker) (Figura 79)

Diferentemente da maioria de outras espécies do mesmo gênero, esse ácaro prefere a face inferior dessa ornamental. As folhas atacadas tornam-se amareladas, passando depois a



Figura 78. Danos causados por *Polyphagotarsonemus latus* à dália.

marrons. Populações elevadas podem causar a morte das plantas. Aparentemente, as plantas com flores mais claras são mais susceptíveis que aquelas com flores mais escuras.

Esse ácaro tem sido encontrado no Estado de São Paulo, atingindo níveis elevados em setembro. O fitoseídeo *Phytoseiulus macropilis* (Banks) foi encontrado em associação com *O. peronis*, aparentemente reduzindo considerável a população da praga.

Filodendro (*Philodendron* sp., Araceae)

Tetranychidae

· Ácaro-vermelho [*Tetranychus mexicanus* (McGregor)]

Ver detalhes em “Citros”. Essas plantas são freqüentemente atacadas por este ácaro. Ele se desenvolve principalmente na face inferior das folhas, onde tece grande quantidade de teia. De sua alimentação, resulta o aparecimento de manchas esbranquiçadas, que correspondem a áreas cloróticas na face superior das folhas, que, a seguir, passam a bronzeadas.



Figura 79. Danos causados por *Oligonychus peronis* à érica: planta à direita, atacada; planta à esquerda, sadia.

Manual de Acarologia

Fúcsia ou brinco-de-princesa (*Fuchsia* sp., Onagraceae)

Eriophyidae

• **Microácaro [*Aculops fuchsiae* Keifer]** (Figura 80)

Espécie descrita do Estado de São Paulo, causando bronzeamento e malformação de folhas de *Fuchsia* sp., sobre as quais se encontrava em populações elevadas (Keifer, 1972). Essa espécie tem sido também relatada nos Estados Unidos e na França, causando estruturas em forma de galhas nos brotos terminais de mais de 30 cultivares pertencentes a pelo menos três espécies de *Fuchsia* (*F. arborescens* Sims, *F. magellanica* Lam. e *F. procumbens* R. Cunn.). A fecundidade média é em torno de 50 ovos por fêmea; o desenvolvimento de ovo a adulto dura em torno de 21 dias a 18 °C. Aparentemente, esse ácaro desenvolve-se melhor sob condições de temperaturas amenas (Streito *et al.*, 2004).

Guiné (*Petiveria* sp., Phytolaccaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Causa freqüentemente clorose severa e desfolha total de plantas dessa espécie.

• **Ácaro-vermelho [*Tetranychus mexicanus* (McGregor)]**

Ver detalhes em “Citros”. Causa freqüentemente clorose severa e desfolha total de plantas dessa espécie.



Figura 80. Danos causados por *Aculops fuchsiae* à fúcsia (de Streito *et al.*, 2004).

Helicônias (*Heliconia* sp., Heliconiaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho (*Tetranychus abacae* Baker & Pritchard)**

Ver detalhes em “Bananeira”. Danos desse ácaro a diferentes espécies de helicônia têm sido observadas no nordeste e no sudeste do Brasil (Flechtmann, 1996; Assis *et al.*, 2002).

Moraes & Flechtmann

Hortênsia (*Hydrangea macrophylla* Ser., Saxifragaceae)

Eriophyidae

- **Microácaro (*Paracaphylla setifemorata* Flechtmann)**

Espécie descrita do Estado do Rio de Janeiro. Vive na face inferior das folhas, aparentemente sem causar danos significativos (Flechtmann, 1995).

Tarsonemidae

- **Ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]**

Ver detalhes em “Algodoeiro”.

Jasmin-manga (*Plumeria* sp., Apocynaceae)

Tetranychidae

- **Ácaro-verde (*Allonychus reisi* Paschoal) (Figura 81)**

Prefere a face superior das folhas, onde tece grande quantidade de teia. Populações elevadas desse ácaro foram verificadas no sul do Ceará, no pátio interno de um edifício, causando pronunciado amarelecimento das folhas.



Figura 81. Danos causados por *Allonychus reisi* ao jasmin-manga.

Manual de Acarologia

Jerivá [*Syagrus* spp., *Arecaceae*]

Eriophyidae

- **Microácaros ambulantes (*Aceria gymnoscuta* Navia & Flechtmann, *Notostrix acuminata* Navia & Flechtmann, *Notostrix butiae* Gondim Jr., Flechtmann & Moraes e *Notostrix jamaicae* Keifer)**

As três primeiras espécies foram descritas originalmente do Estado de São Paulo (Gondim Jr. *et al.* 2000; Navia & Flechtmann, 2002, 2003). Aparentemente não causam danos às folhas. *Aceria gymnoscuta* tem sido encontrada na face superior de folíolos de *Syagrus flexuosa* (Mart.) Becc. e *Syagrus cocooides* (Mart.), enquanto que *N. acuminata* tem sido encontrada na face inferior de folíolos de *Syagrus oleraceae* Becc., e *N. butiae*, na face inferior de folíolos de *Syagrus microphylla* Burret e *Syagrus quinquefaria* Becc. *Notostrix jamaicae* foi relatada por Santana & Flechtmann (1998) em folíolos (sem especificar em que superfície) de *Syagrus romanzoffiana* (Cham.) Glassman.

Phytoptidae

- **Microácaro-branco (*Retractus johnstoni* Keifer) (Figura 82)**

Freqüentemente observado em folíolos de jerivá, palmeira muito utilizada como ornamental ao longo de avenidas. Os danos mais severos parecem ocorrer quando a planta cresce à sombra. Tem sido observado que, em ataques muito severos, as folhas parecem secar prematuramente. Os sintomas de ataque são os mesmos mencionados para o coqueiro. Por tratar-se de uma ornamental, os danos nesse caso são de maior importância.

O desenvolvimento desse ácaro é relativamente longo. Gondim Jr. & Moraes (2003) determinaram que o período de desenvolvimento de ovo a adulto em folhas de jerivá foi de cerca de 20 dias, a cerca de 26 °C. Naquele mesmo estudo, os autores determinaram que a fecundidade média foi cerca de 5,4 ovos por fêmea.

O longo ciclo biológico e a pequena capacidade de oviposição sugerem que esse ácaro apresente um potencial reduzido de aumento populacional. No entanto, não é raro se verificar no campo danos extensos em folhas de jerivá devidos a esse ácaro. Gondim Jr. & Moraes (2003) concluíram que isso provavelmente ocorra devido a uma de várias possibilidades, isoladamente ou em conjunto. Os danos poderiam representar uma somatória de efeitos ao longo do tempo, já que as folhas dessas plantas permanecem vivas durante um longo tempo. É possível também que altas populações de *R. johnstoni* sejam atingidas devido à ausência de inimigos naturais efetivos na natureza. Ainda outra possibilidade é que, por alguma razão desconhecida, os períodos de desenvolvimento e oviposição sejam diferentes do que foi observado naquele estudo.

Importância quarentenária

- ***Aceria guerreronis* Keifer**

Ver detalhes em “Coqueiro”. Esse ácaro representa um dos casos em que, embora a espécie já ocorra no Brasil, a amplitude de hospedeiros das populações brasileiras é diferente

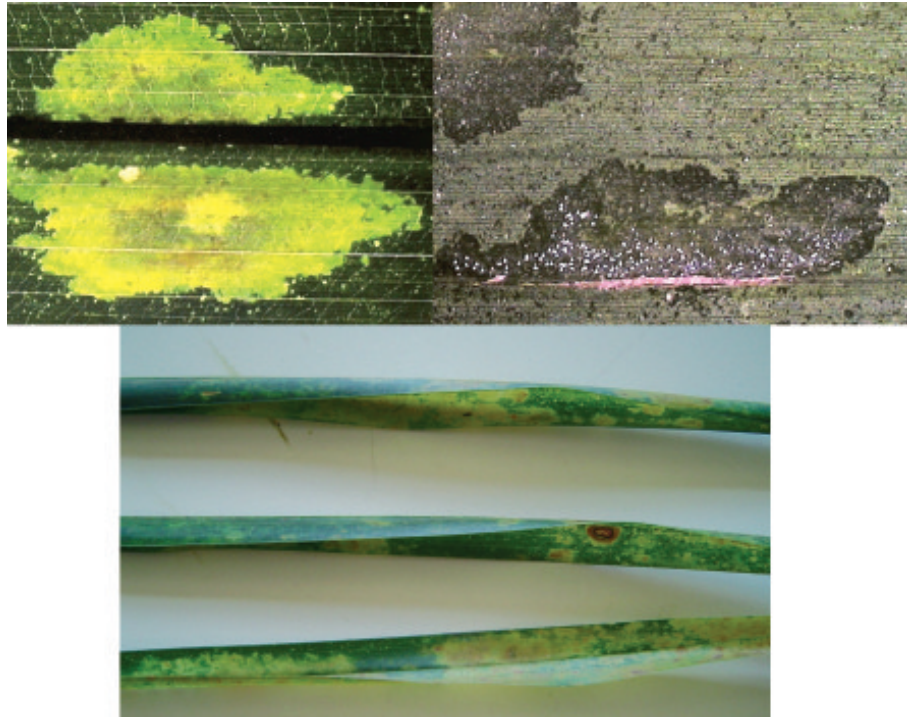


Figura 82. Danos causados por *Retracrus johnstoni* ao jericá: detalhes das faces superior (A) e inferior (B) de um folíolo infestado (exúvias aparecem como pontos brancos); vista geral (C) de folíolos infestados (A e B, gentileza de M.G.C. Gondim Jr.).

daquela de populações de outros países. Ansaloni & Perring (2004) relataram que, depois da primeira constatação de *A. guerreronis* em jericá na Califórnia, Estados Unidos, esse ácaro está hoje distribuído por todos os viveiros de mudas em que essa planta é comercializada naquele estado. De maneira semelhante ao que foi relatado por Aquino & Arruda (1967) para o coqueiro, *A. guerreronis* ataca o broto terminal de plântulas de jericá, causando necrose, distorção e morte destas. Ansaloni & Perring (2004) calcularam que a temperatura ótima para o desenvolvimento desse ácaro é 33,6 °C. A 35 °C, os autores verificaram que o período de ovo a adulto durou 6,8 dias; a 27 °C, determinaram que a fecundidade média foi de 11,6 ovos por fêmea.

Lantana (*Lantana camara* L., Verbenaceae)

Eriophyidae

• Microácaro-da-galha (*Eriophyes lantanae* Cook) (Figura 83)

Vive no interior de galhas que produzem nas plantas. No Brasil, a formação de galhas corresponde ao único dano atribuído a esse ácaro nas folhas (Flechtmann,

Manual de Acarologia

1973). Em outros países, causa danos diferentes, descritos como distorções de botões florais e flores, com a produção de uma massa de folhas muito pequenas. Relatado no Caribe, sul dos Estados Unidos, América Central e América do Sul (Keifer & Denmark, 1976). No Brasil, a lantana é conhecida principalmente como uma ornamental, largamente utilizada em jardins, altamente apreciada pela diversidade de cores de suas flores e pelo fato de as plantas florirem durante quase todo o ano. Existem populações dessa planta que apresentam flores avermelhadas, comuns em áreas de vegetação degradada do Estado de São Paulo. Os ácaros aqui citados têm sido verificados principalmente em plantas com flores avermelhadas.

Em diversos países da África e na Austrália, a lantana é uma invasora extremamente agressiva e de grande importância econômica, ocupando áreas agrícolas e pastagens. Por essa razão, grande esforço tem sido dedicado ao estudo da viabilidade de controlar-se essa planta biologicamente, inclusive com o uso do microácaro-da-galha-da-lantana. Esse ácaro chegou a ser considerado para introdução na Austrália, através de um projeto que envolveu a estada de pesquisadores australianos no Brasil nos anos 70 para o estudo de inimigos naturais com potencial de uso. Entretanto, a exportação de *E. lantanae* para esta finalidade não chegou a ocorrer.

• Microácaro-ambulante (*Shevtchenkella stefneseri* Craemer)

Um dos autores dessa publicação (C.H.W. Flechtmann) encontrou recentemente exemplares dessa espécie na superfície de folhas de lantana no Estado de São Paulo, causando leve bronzeamento.



Figura 83. Plantas de lantana infestadas por *Eriophyes lantanae*; detalhe das galhas causadas pelo ácaro, no canto inferior direito.

Moraes & Flechtmann

Tenuipalpidae

- **Ácaro-plano-vermelho** [*Brevipalpus obovatus* Donnadieu e *B. phoenicis* (Geijskes)]
Ver detalhes em “Citros”. Nenhum dano significativo a essa planta devido a esses ácaros tem sido relatado (Flechtmann & Harley, 1974; Moraes & Flechtmann, 1981).

Tetranychidae

- **Ácaro-vermelho** (*Tetranychus armipenis* Flechtmann & Baker)
Espécie descrita do Brasil (Flechtmann & Baker, 1970). Nenhum dano significativo a essa planta foi relatado (Flechtmann & Harley, 1974).

Ligustro (*Ligustrum lucidum* Aiton, Oleaceae)

Tenuipalpidae

- **Ácaro-plano** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]
Ver detalhes em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. Vetor do vírus da mancha anelar do ligustro, como relatado por diferentes autores e sumariado por Kitajima *et al.* (2003a).

Maria-sem-vergonha (*Impatiens walleriana* Hook.f., Balsaminaceae)

Tarsonemidae

- **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]
Ver detalhes em “Algodoeiro”. Sintomas mais pronunciados são apresentados por plantas crescendo à sombra, provavelmente pelo maior nível de umidade do ar.

Orquídeas (Orchidaceae)

Ácaros encontrados nessas plantas foram sumariados por Gioria (2002), em uma publicação sobre doenças e pragas de orquídeas no Brasil.

Tenuipalpidae

- **Ácaros-planos-vermelhos** [*Brevipalpus californicus* (Banks), *Tenuipalpus orchidofilo* Moraes & Freire, *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) e *Tenuipalpus pacificus* (Baker)] (Figura 84)

As quatro espécies citadas podem ser encontradas em toda a parte aérea de orquídeas. *B. californicus* e *B. phoenicis* são encontrados em várias culturas, em

Manual de Acarologia

várias partes do Brasil, além de vários outros países; *T. pacificus* tem sido citado como uma praga de orquídeas, no nordeste do Brasil, Estados Unidos, Austrália e Ásia (Baker, 1945; Flechtmann, 1976b). Até o momento, *T. orchidofilo* só foi encontrado na orquídea *Arundina graminifolia* (D. Don) Hochs, no Estado de São Paulo, de onde foi originalmente descrito (Moraes & Freire, 2001).

T. orchidofilo nunca foi encontrado em outras espécies de orquídeas crescendo nas proximidades de *A. graminifolia* infestadas. Isso sugere freqüentemente a especificidade desse ácaro. Outras espécies têm sido citadas em orquídeas de diversos gêneros. Os danos causados por esses ácaros às folhas das orquídeas caracterizam-se pelo prateamento e seca de folhas.

Suspeita-se que *B. californicus* possa ser o vetor de um Rhabdovirus encontrado nessa ornamental, conhecido como *orchid fleck virus*, que causa necrose nas folhas. *Tenuipalpus pacificus* também causa prateamento de folhas. *Tenuipalpus orchidofilo* causa manchas bronzeadas no limbo foliar.

Tenuipalpus orchidofilo apresenta um ciclo biológico longo, necessitando cerca de 45 dias para atingir a fase adulta a 25 °C em orquídeas. A fecundidade total desse ácaro é em torno de 12 ovos por fêmea (R.A.P. Freire & G.J. de Moraes, não publicado). De acordo com Dosse (1954), a duração da fase de ovo a adulto de *T. pacificus* foi de 58 a 64 dias e sua fecundidade variou de 18 a 23 ovos por fêmea, a 21-22 °C.

Tetranychidae

• Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Encontrados principalmente na face inferior das folhas de *Catsetum* sp., causando danos muito severos a essas plantas (Flechtmann, 1972).



Figura 84. Danos causados por *Tenuipalpus orchidofilo* à orquídea.

• Ácaro-vermelho [*Tetranychus mexicanus* (McGregor)]

Ver detalhes em “Citros”. Orquídeas são freqüentemente atacadas por esse ácaro. Podem chegar a causar a morte de plantas.

Primavera (*Bougainvillea spectabilis* Willd., Nyctaginaceae)

Eriophyidae

• Microácaro-do-enrolamento-da-folha (*Phyllocoptes bougainvilleae* Keifer) (Figura 85)

Espécie descrita do Estado de São Paulo, atacando folhas de primavera.

Moraes & Flechtmann

Causa enrolamento de bordas de folhas para a face superior e, em casos mais severos, enrolamento de toda a folha, principalmente dos brotos terminais, acompanhado da presença de excrescências foliares no local em que a folha está enrolada, conferindo aspecto esponjoso à área afetada.

Esses danos foram primeiro relatados por Costa & Carvalho (1960b), que demonstraram ser devidos a *P. bougainvilleae* e não à incidência de vírus.

Avencas e Samambaias (Pteridófitas)

Tenuipalpidae

· Ácaro-plano-vermelho (*Tenuipalpus pacificus* Baker) (Figura 86)

Ver detalhes em “Orquídeas”. Relatado sobre avencas e samambaias em Pernambuco e no Pará (Veiga & Flechtmann, 1980). O ataque inicia-se ao longo da nervura principal, expandindo-se posteriormente a toda a face inferior da folha. Nas folhas mais largas, o ácaro pode ocupar também a face superior. Nas samambaias de folhas mais largas, os sintomas do ataque do ácaro correspondem a manchas negras que se desenvolvem progressivamente da base ao ápice das folhas. Nas samambaias de folhas mais estreitas, manchas claras a marrom-escuras são observadas. Esses danos podem resultar na morte das folhas atacadas ou de toda a planta. Gondim Jr. & Oliveira (2001a) determinaram que o desenvolvimento de ovo a adulto desse ácaro em avenca (*Phymatodes scolopendria* Ching) ocorreu em cerca de 36 dias, a 25 °C.

Eriophyidae

· Microácaro (*Esalquia centennaria* Flechtmann)

Descrito do Estado de São Paulo. Encontrado em populações muito reduzidas em samambaia (*Thelypteris* sp.), sem causar danos significativos aos folíolos (Flechtmann, 2002).

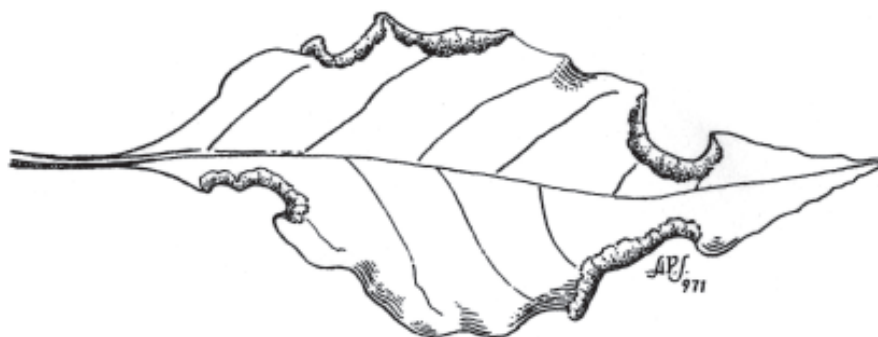


Figura 85. Danos causados por *Phyllocoptes bougainvilleae* à primavera.

Manual de Acarologia

Quaresmeira (*Tibouchina* spp., Melastomataceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-do-encrespamento (*Aciota costae* Keifer)**

Ataca as folhas novas, causando encrespamento e manchas cloróticas. Segundo Costa & Carvalho (1960a), as manchas ocorrem principalmente nas áreas entre as nervuras principais, mas às vezes como faixas de cada lado delas. Os sintomas persistem nas folhas adultas, de forma que plantas muito atacadas se apresentam inteiramente encrespadas e com manchas amareladas nas folhas, o que lhes confere aparência desagradável.

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho [*Oligonychus ununguis* (Jacobi)]**

Ver detalhes em “Pinheiro-do-Paraná”. Populações elevadas desse ácaro têm sido observadas em plantas crescendo ao longo de estradas que cortam a vegetação natural de Mata Atlântica no Estado de São Paulo. Danos significativos foram observados, causando o bronzeamento das folhas.



Figura 86. Danos causados por *Tenuipalpus pacificus* à samambaia; em cima, planta atacada; embaixo, detalhes do dano.

Rabo-de-gato (*Acalypha reptans* Sw., Euphorbiaceae)

Eriophyidae

• **Microácaro-da-galha (*Aceria korykis* Flechtmann & Moraes) (Figura 87)**

Descrita do Estado de São Paulo (Flechtmann & Moraes, 2002), sendo até o momento conhecida apenas desse estado. Causa a formação de pequenas galhas pilosas e esbranquiçadas em ambas as faces das folhas. Aparentemente, os danos são maiores em plantas sombreadas.

Roseira (*Rosa* sp., Rosaceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-verde (*Atrichoproctus uncinatus* Flechtmann)**

Ver “Seringueira”. Encontrado

sobre essa cultura no Estado de Pernambuco (Moraes & Flechtmann, 1981).

• **Ácaro-rajado (*Tetranychus urticae* Koch)**

Ver detalhes em “Algodoeiro”. A roseira é um hospedeiro muito adequado para esse ácaro. Em folhas dessa cultura, cada fêmea pode depositar em média até 112 ovos, um número muito maior que aquele observado em outras ornamentais (van de Vrie, 1985).

Grande tem sido o esforço no sentido de disseminar-se o uso do controle biológico desse ácaro em roseira em diversos países na Europa, América do Norte e América do Sul, como sumariado por De Vis & Barrera (1999) e Moraes & Tamai (1999). O controle envolve o uso de espécies de ácaros predadores da família Phytoseiidae, principalmente *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, *Phytoseiulus macropilis* (Banks) e *Neoseiulus californicus* (McGregor).

Importância quarentenária

• ***Phyllocoptes fructiphilus* Keifer**

Ácaro de cor variável do amarelado ao marrom-amarelado, que ocorre nos Estados Unidos, atacando roseiras silvestres e comerciais. É o vetor do vírus conhecido como *rose rosette virus*. Plantas silvestres atacadas apresentam deformações de hastes e folhas, e superbrotamento dos ramos. Em certas regiões do leste daquele país, tem sido utilizado para o controle biológico de roseiras silvestres invasoras. Variedades comerciais podem apresentar deformações nas brotações ou folhas avermelhadas e



Figura 87. Danos causados por *Aceria korykii* ao rabo-de-gato, correspondendo à formação de galhas.

Manual de Acarologia

cloróticas (Keifer *et al.*, 1982).

Secretária (*Turnera ulmifolia* L., Turneraceae)

Tetranychidae

• **Ácaro-vermelho** (*Tetranychus bastosi* Tuttle, Baker & Sales)

Ver detalhes em “Mamoeiro”. Espécie muito comum no nordeste do Brasil, sobre diversas plantas cultivadas e silvestres. Foi encontrado recentemente no Estado de São Paulo, causando danos consideráveis a *T. ulmifolia*.

Violeta (*Saintpaulia ionantha* H. Wendl., Gesneriaceae)

Tarsonemidae

• **Ácaro-branco** [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)]

Ver detalhes em “Algodoeiro”. Os danos causados por esse ácaro não devem ser confundidos com aqueles devidos aos nematóides do gênero *Aphelencoides*, que causam lesões nas folhas.

Outras espécies ornamentais

Tenuipalpidae

• **Ácaro-plano-vermelho** [*Brevipalpus phoenicis* (Geijskes)]

Ver detalhes em “Citros”, cultura em que é conhecido como “ácaro-da-leprose”. Encontrado em várias outras plantas ornamentais, infectadas com vírus que causam diferentes sintomas, como relatado a seguir (Kitajima *et al.*, 2003a): mancha anelar – *Ligustrum lucidum* Aiton, *Lycianthes asarifolia* Bitter (= *Solanum violaefolium* Schott) e *Malvaviscus arboreus* Cavanillas; mancha verde em fundo amarelado – *Brunfelsia uniflora* D. Don., *Clerodendron thomsonae* Balfour, *Hedera canariensis* Willdenow, *Hibiscus rosa-sinensis* L., *Pelargonium* sp., *Salvia leucantha* Cavanilles e *Thunbergia erecta* T. Anderson; mancha clorótica – *Cestrum nocturnum* L., *Clerodendron speciosum* Gurke e *H. rosa-sinensis*, anel esverdeado – *Schefflera actinophylla* Harms.

PASTAGENS

Amendoim forrageiro (*Arachis pintoi* A. Krapovickas & W.C. Gregory, Fabaceae)

Tetranychidae

· **Ácaro-vermelho (*Tetranychus ogmophallos* Ferreira & Flechtmann)** (Figura 88)

Ver detalhes em “Amendoim”. O amendoim forrageiro tem sido extensivamente utilizado por agricultores, como forragem ou cultura de cobertura. Como essa planta é freqüentemente reproduzida vegetativamente, todo o cuidado deve ser tomado no sentido de evitar a introdução do ácaro junto aos estolões, ao se instalar um novo plantio.

Capim-braquiária (*Brachiaria* sp., Poaceae)

Diptilomiopidae

· **Microácaros (*Catarhinus brachiariae* Flechtmann e *C. tricholaenae* Keifer)**

Catarhinus brachiariae é de cor cinza, enquanto *C. tricholaenae* é de cor amarelo-clara. Ambas foram descritas do Estado de São Paulo, a primeira sobre capim-braquiária e a segunda, sobre grama Natal (*Tricholaena rosea*). Ambas vivem na face superior das folhas. É importante observar que, em plantas de milho, *C. tricholaenae* habita a face inferior das folhas. Os danos por eles causados normalmente são pequenos (Flechtmann, 2004; Flechtmann & Santana, 1997).

Tetranychidae



Figura 88. Danos causados por *Tetranychus ogmophallos* ao amendoim-forrageiro. No detalhe, folhas atacadas (gentileza de N.L. Domiciano).

Manual de Acarologia

• **Tetraniquídeos** [(*Eotetranychus herbicolus* Flechtmann, *Oligonychus zae* (McGregor)]

Eotetranychus herbicolus só é conhecido da descrição original, feita com base em exemplares coletados em São Paulo (Flechtmann, 2004). *Oligonychus zae* tem sido ocasionalmente verificado em populações elevadas no interior de casas-de-vegetação no Mato Grosso do Sul. Também relatado em braquiária e outras gramíneas na Bahia, Minas Gerais, Pernambuco e São Paulo. A espécie descrita como *Oligonychus melinis* Flechtmann foi considerada sinônimo-júnior de *O. zae* por Flechtmann & Santana (1997).

PRODUTOS ARMAZENADOS E LABORATÓRIOS

Dependendo da preferência alimentar, os ácaros encontrados em produtos armazenados foram separados por Krantz (1961) em três grupos: primários, secundários e terciários. Essa classificação também foi adotada por Flechtmann (1986). De acordo com essa classificação, são considerados primários os ácaros que se alimentam do produto armazenado e/ou de fungos que sobre este se desenvolvem. Secundários são os ácaros parasitos ou predadores de outros animais no ambiente de armazenagem. Terciários são os ácaros “encontrados em produtos com um teor por demais elevado de umidade”. Os ácaros considerados por Krantz (1961) nesta última categoria alimentam-se de fungos, bactérias ou em partes vegetais em decomposição.

Ácaros primários estão restritos à ordem Astigmata. Ácaros secundários pertencem principalmente às ordens Mesostigmata e Prostigmata. Ácaros terciários pertencem a essas três ordens, assim como à ordem Oribatida.

Ocupando-se com a segurança da qualidade dos produtos alimentícios comercializados, a legislação nacional e internacional estabelece métodos específicos para a determinação de níveis aceitáveis de contaminantes. Métodos padronizados e internacionalmente aceitos para a determinação de contaminantes em produtos armazenados, incluindo ácaros, são apresentados em edições sucessivas da publicação “Official Methods of Analysis of AOAC International”. A versão mais atualizada dessa publicação corresponde à décima sétima edição (Horwitz, 2000). Os métodos apresentados permitem com aceitável segurança a detecção de ácaros em diferentes produtos, mesmo que seus níveis de ocorrência sejam baixos. Essa publicação deve ser consultada por aqueles interessados em estudar esses ácaros.

As principais publicações sobre ácaros em produtos armazenados consultadas na preparação desse livro foram Boczek (1991), Boese (1981), Flechtmann (1986) e Hughes (1976).

Ácaros primários

Acaridae

• *Aleuroglyphus ovatus* (Troupeau)

Quelíceras e pernas fortemente pigmentadas, de cor marrom-avermelhada; resto

do corpo branco-brilhante. Espécie cosmopolita. No Brasil, tem sido relatada em grãos, germes, ração animal e peixes secos.

Alimentando-se de germe de trigo, a duração da fase imatura é de duas a três semanas a 23 °C e 87% de umidade relativa, ou 16,5 dias a 25 °C e 75% de umidade relativa. A fecundidade é em torno de 60 ovos por fêmea (Matsumoto, 1963 *apud* Boczek, 1991).

• ***Lardoglyphus konoï* (Sasa & Asanuma)**

Ácaros de cor creme e pernas marrons. Ácaros *Lardoglyphus* Oudemans são distinguidos facilmente daqueles de outros gêneros por apresentarem as unhas empodiais bífidas. Uma praga séria de peixes secos e salgados na Ásia e vários países europeus. No Brasil, foi coletado de carne seca, charque e embutidos nos Estados de Espírito Santo, Minas Gerais e Rio de Janeiro. A fase jovem dura 9 a 11 dias a 23 °C e 87% de umidade relativa (Hughes, 1976). As deutoninfas são carregadas principalmente por espécies de *Dermestes* e *Necrobia* (Coleoptera: Dermestidae e Cleridae, respectivamente).

• ***Rhizoglyphus* spp.**

Ácaros esbranquiçados, com as setas do idiossoma relativamente curtas. A taxonomia de ácaros desse gênero está atualmente em um estágio confuso. Esse assunto foi detalhadamente discutido por Díaz *et al.* (2000). Ácaros desse gênero têm sido freqüentemente relatados no Brasil como *Rhizoglyphus echinopus* (Fumouze & Robin). Há dúvidas, entretanto, sobre a verdadeira identidade das espécies nas distintas publicações em nosso meio. Algumas das referências a *Rhizoglyphus* Claparède no Brasil foram feitas por Flechtmann (1986), sobre ácaros em bulbos de cebola, lírios, jacintos, dalias, batatinha e mandioca, tanto no campo quanto em armazéns. Ácaros desse gênero também têm sido relatados alimentando-se de nematóides, especialmente parasitos de plantas (Gerson *et al.*, 2003).

Encontrados em solos contendo bastante matéria orgânica, que, por esta razão, retém melhor a água. A fase jovem dura 15 dias a 25 °C e 90% de umidade relativa. Nas mesmas condições, a fecundidade é de 300 a 600 ovos por fêmea (Boczek, 1991). A deutoninfa é encontrada com freqüência, o que parece estar relacionado ao fato de essa espécie requerer condições bastante particulares para seu desenvolvimento, especialmente no que se refere aos níveis muito altos de umidade. Esses ácaros são carregados principalmente por coleópteros, himenópteros e moscas, mas também por outros pequenos insetos.

• ***Sancassania berlesei* (Michael)**

Ácaros esbranquiçados, com algumas setas do idiossoma longas. Essa espécie é cosmopolita, encontrada em substratos muito úmidos ou encharcados de trigo, coco e amendoim, em colônias de insetos, bactérias e fungos. De forma semelhante ao que foi mencionado para *Rhizoglyphus*, o estágio de deutoninfa é encontrado com freqüência, o que parece estar relacionado ao fato de essa espécie requerer condições de umidade bastante alta para seu desenvolvimento. É considerada uma

Manual de Acarologia

praga séria de alimentos armazenados no Japão. No Brasil, foi encontrada em ração úmida.

A fase de ovo a adulto dura cerca de 8 dias a 27 °C e 80% UR, quando o ácaro é alimentado com germe de trigo ou com o fungo *Neurospora crassa* Shear & Dodge. A fecundidade média é de quase 600 ovos por fêmea.

• *Suidasia* spp.

Duas espécies desse gênero têm sido encontradas no Brasil. *Suidasia nesbitti* Hughes tem sido relatada em arroz e farelos de algodão e soja, enquanto *Suidasia pontifica* Oudemans tem sido encontrada em rações farelada e granulada de aves e cães, assim como em peixes secos e salgados (Flechtmann & Castelo, 1982; Flechtmann, 1986).

• *Thyreophagus entomophagus* (Laboulbène)

Ácaros com idiossoma esbranquiçado e pernas bronzeadas, com algumas setas do idiossoma alongadas. Espécie encontrada em diferentes países em farinhas, ervas medicinais, condimentos e coleções de insetos. Relatado em Santa Catarina contaminando farinha de trigo e causando anafilaxia (Moecke *et al.*, 2001). As reações alérgicas ocorreram mesmo após a cocção dos alimentos contaminados.

Em condições ideais, a fase imatura dura cerca de 15 dias. Deutoninfas não foram observadas para essa espécie. A fecundidade média é em torno de 76 ovos por fêmea, para ácaros alimentados com germe de trigo (Boczek, 1991).

• *Tyrophagus putrescentiae* (Schrank) (Figura 89)

Ácaros esbranquiçados; em alguns tipos de alimento, as pernas são levemente bronzeadas. Com várias setas longas na parte posterior do idiossoma. Espécie cosmopolita. É a espécie mais comum em produtos armazenados no Brasil. São ácaros pequenos em comparação com outros representantes da mesma família também encontrados em produtos armazenados (300-400 µm de comprimento).

Como discutido por Flechtmann (1986), algumas das citações antigas de *Acarus siro* L. no Brasil provavelmente se referem, na realidade, a *T. putrescentiae*. Infesta grãos, amendoim, queijo, nozes, coco, ovos secos, sementes de algodão, girassol, banana seca, fumo, farinha, colônias de insetos e microrganismos. Pode alimentar-se de diferentes estágios evolutivos de insetos, assim como de microácaros e de nematóides (Gerson *et al.*, 2003), mas é essencialmente fungívoro. Oviposição contínua só é assegurada através de cópulas repetidas ao longo do período de oviposição. Se a cópula for interrompida durante os primeiros 45 minutos, a fêmea não oviposita. Um macho pode copular com até 450 fêmeas. Fêmeas que copulam pelo menos duas vezes ao mês apresentam fecundidade de cerca de 500 ovos por fêmea. Cunnington (1976) demonstrou que essa espécie é incapaz de desenvolver-se quando a umidade relativa do ambiente é menor que 60%. A população pode aumentar cerca de dez vezes por semana a 25 °C e 90% de umidade relativa (Cunnington, 1976).

Esse ácaro é encontrado com frequência em laboratório, em criações de insetos



Figura 89. Colônia de *Tyrophagus putrescentiae* (gentileza de R. Ochoa, E. Erbe, W. Wergin e C. Pooley, USDA-ARS-NL).

ou em cultura de tecidos ou de microrganismos (Flechtmann, 1976a). Tem sido bastante utilizado em condições de laboratório para a multiplicação de agentes de controle biológico, como insetos do gênero *Orius* Wolff (Husseini *et al.*, 1993) e ácaros da família Phytoseiidae (Ramakers & van Lieburg, 1982).

A fase de deutoninfa não tem sido relatada para nenhuma espécie do gênero *Tyrophagus* Oudemans. Isso implica que *T. putrescentiae* não tem uma fase de desenvolvimento especialmente adaptada à dispersão, compatível com seu hábito polífago e sua capacidade de suportar jejum prolongado na fase adulta (pelo menos dois meses a 24 °C e 100% UR); larvas e ninfas morrem rapidamente quando em jejum.

Carpoglyphidae

• *Carpoglyphus lactis* (L.)

Ácaros esbranquiçados, com quelíceras e pernas rosadas. Dois pares de setas da região posterior do idiossoma são longas. Encontrado, em laticínios, frutas secas, mel, cerveja, vinho, ração animal, colméias e vários outros materiais em que ocorra a fermentação microbiana, com a formação de ácido láctico, acético e succínico (Hughes, 1976). No Brasil, tem sido encontrado em frutas secas nacionais e importadas (Endlein & Flechtmann, 1976; Flechtmann, 1986).

Manual de Acarologia

Guimarães (1970) estudou a biologia dessa espécie sob diferentes condições de temperatura e umidade, quando o ácaro se alimentava de figos secos. A 20 °C e 75% de umidade relativa, a duração da fase de ovo a adulto foi cerca de 15 dias, enquanto a fecundidade foi cerca de 146 ovos por fêmea. A 0 °C e 85% de umidade relativa, os adultos dessa espécie podem viver sem alimento por até 350 dias. Deutoninfas raramente são encontradas (Guimarães, 1970), sendo dispersas por insetos e outros animais.

Chortoglyphidae

• *Chortoglyphus arcuatus* Troupeau

Embora descrita em 1878, as informações sobre a morfologia dessa espécie permaneceram obscuras durante 100 anos. Moreira (1978) apresentou uma redescritção detalhada desse ácaro, com base em exemplares coletados em Minas Gerais. Ácaros com idiossoma bastante convexo dorsalmente. Cor variável, o idiossoma podendo ser esverdeado e os apêndices rosados, ou o idiossoma rosado e os apêndices escuros. Margem anterior do idiossoma cobrindo grande parte do gnatossoma; quelíceras desproporcionalmente grandes; setas do idiossoma curtas; pernas longas e afiladas. Espécie cosmopolita, encontrada em farinhas, grãos, palhas e em diversos outros substratos. Em São Paulo, foi relatada em grãos de café, palha de arroz e em poeira domiciliar (Flechtmann, 1986). Até o momento, não tem sido relatada a ocorrência de deutoninfas dessa espécie.

Eriophyidae

• *Aceria tulipae* (Keifer)

Ver detalhes em “Alho”. Bulbos armazenados de diferentes plantas, quando atacados no campo, podem ainda conter formas vivas desse ácaro, que continuam a desenvolver-se no armazém. Se os bulbos forem utilizados para plantio, podem proporcionar o estabelecimento de uma população do ácaro nas novas plantas, já no início de seu desenvolvimento.

Glycyphagidae

• *Gohieria fusca* (Oudemans)

Ácaros de cor geral marrom-clara, com setas curtas; gnatossoma sobreposto por uma extensão da margem anterior do idiossoma; face superior do gênu e da tibia das pernas com carenas longitudinais nítidas; região ventral do podossoma com distintas pontuações; abertura genital da fêmea em posição bem anterior, entre as coxas das pernas I a III. Espécie encontrada em farinha, grãos, arroz, milho, germe de trigo e ração.

A fase jovem dura 11 a 23 dias a 24-25 °C. A fecundidade é de 11 a 24 ovos por fêmea (Boulanova, 1937 *apud* Hughes, 1976). Ainda não foram constatadas deutoninfas dessa espécie.

• *Glycyphagus destructor* (Schrank)

Ácaros esbranquiçados, opacos, com a maioria das setas longas; uma estrutura foliar alongada recobrando o tarso de cada uma das pernas. Espécie cosmopolita, ocorrendo em cereais e seus produtos, ração, frutas secas, no solo, em feno, palha, assim como em outros substratos.

A 25 °C e 90% de umidade relativa, a fase de ovo a adulto dura cerca de 12 dias (Boczek, 1991). Cunnington (1976) demonstrou que essa espécie é incapaz de desenvolver-se quando a umidade relativa do ar é menor que 60%. Determinou também que a população dessa espécie pode aumentar em cerca de quatro vezes por semana a 25 °C e 90% de umidade relativa. Esse ácaro pode alimentar-se de várias espécies de fungos (Sinha & Wallace, 1966). A deutoninfa é inerte, isto é, não possui estruturas especializadas para segurar-se ao organismo que a transporta, sendo carregada por aves e insetos.

• *Glycyphagus* sp.

Ácaros esbranquiçados, opacos; com uma estrutura alongada no dorso do propodossoma, conhecida como “crista metópica”; quase todas as setas do idiossoma são longas; tarsos relativamente longos. A espécie mais comum desse gênero, *G. domesticus* (De Geer), é cosmopolita e pode causar dermatite em pessoas que manuseiam produtos infestados. Essa espécie foi identificada como hospedeiro intermediário do verme *Catenotaenia pusilla* (Goeze) (Platyhelminthes), cujos hospedeiros definitivos são roedores.

Desenvolve-se bem em leveduras e fungos. A fase imatura dura cerca de 22 dias a 23,3 °C e 98% de umidade relativa. A 20,6 °C e àquela mesma umidade relativa, a fecundidade é em torno de 135 ovos por fêmea (Boczek, 1991). A população desse ácaro pode multiplicar-se cerca de 30 vezes durante uma geração (Barker, 1968). A deutoninfa é inerte e comum; até 50% dos ácaros dessa espécie passam por esse estágio.

Pygmephoridae

• *Siteroptes reniformes* Krantz

Ácaro pequeno, brancacento. Coletado no Estado de São Paulo em cultivos de tecido de orquídeas contendo uma espécie não identificada de fungo do gênero *Nigrospora* Zimmerman, de cujas hifas esses ácaros se alimentavam. Sua presença causa grande prurido nas pessoas que manuseiam o material contendo os ácaros (observações não publicadas de C.H.W. Flechtmann).

Tarsonemidae

• *Tarsonemus* sp.

Ácaros pequenos (cerca de 200 micrômetros de comprimento), brancacentos a amarelados. Alimentam-se de fungos que se desenvolvem sobre os produtos armazenados. Coletados em nosso meio em ração e em fumo cru.

Manual de Acarologia

Ácaros secundários

Ascidae (Mesostigmata)

• *Blattisocius dentriticus* (Berlese)

Ácaro amarelo-claro, de movimentos rápidos. Dígito fixo da quelícera aproximadamente do mesmo comprimento que o dígito móvel. Espécie cosmopolita, encontrada no Brasil em bulbos de alho, grãos de soja, farinha de mandioca e criações de insetos, freqüentemente associados a ácaros da família Acaridae. Alimentam-se prontamente de *T. putrescentiae*, consumindo cerca de 70 ovos ou 50 larvas jovens ou cerca de 30 larvas mais velhas ou protoninfas para completar seu desenvolvimento a 22,2 °C e 80% de umidade relativa.

Nessas mesmas condições, a fase jovem do macho ou da fêmea dura em torno de nove a dez dias, respectivamente, quando o predador é alimentado com larvas de *T. putrescentiae*. A duração é maior, 11 e 15 dias, respectivamente, quando alimentado com ovos da mesma presa (Rivard, 1960).

• *Blattisocius keegani* Fox

Ácaro amarelo-claro, de movimentos rápidos. Comprimento do dígito fixo da quelícera cerca de 70-80% daquele do dígito móvel. Espécie cosmopolita, encontrada no Brasil em grãos armazenados e em peixes secos e salgados, além de outros ambientes. Todos os estágios ativos alimentam-se de ovos de insetos (*Cryptolestes*, *Tribolium*, *Trogoderma* e *Oryzaephilus*) e ácaros (*Glycyphagus* e *Acarus*) de produtos armazenados. Por outro lado, não se alimentam de nenhum estágio de desenvolvimento de *T. putrescentiae*. Sinha *et al.* (1969) concluíram que essa espécie não é suficientemente eficiente para controlar pragas em armazéns.

A fase jovem dura em torno de seis dias a 27 °C e 70-75% de umidade relativa. Nessas mesmas condições, a fecundidade é de 11 a 61 ovos por fêmea. À mesma temperatura, mas a 95-100% de umidade relativa, a duração da fase jovem é de 8,7 dias (Barker, 1967).

• *Blattisocius tarsalis* (Berlese)

Ácaro amarelo-claro, com os tarsos mais escuros; de movimentos rápidos. Dígito fixo da quelícera muito atrofiado, com menos da metade do comprimento do dígito móvel. Espécie cosmopolita, encontrada no Brasil em farelo de trigo, grãos de soja, arroz, café em grãos, sementes de algodão e em outros ambientes. Alimenta-se de ovos e larvas de insetos, especialmente de Pyralidae (Lepidoptera). Freqüentemente encontrada em produtos infestados por espécies de *Anagasta* sp., *Attagenus piceus* Olivier, *Plodia* sp., *Sitotroga* sp., *Tineola biselliella* (Hummel), *Tribolium confusum* (du Val) e *T. castaneum* (Herbst). Fêmeas adultas desse ácaro são freqüentemente encontradas sobre insetos, sobre os quais se dispersam. A duração da fase jovem dessa espécie é relativamente longa (cerca de 10 dias a 27 °C).

• *Proctolaelaps bickleyi* (Bram)

Ácaro amarelo-claro, de movimentos rápidos. Ocorrem muito freqüentemente em

criações de insetos em laboratório, quando o substrato utilizado permite o crescimento de fungos. Tem sido observado predando ácaros e alimentando-se de fungos nessas condições. Flechtmann (1976a) relatou a ocorrência desse ácaro em criações da broca da cana-de-açúcar, *Diatraea saccharalis* F., no Estado de São Paulo. Também em condições de campo, esse ácaro tem sido encontrado sempre sob condições de alta umidade.

Cheyletidae (Prostigmata)

· *Cheyletus fortis* Oudemans, *C. malaccensis* Oudemans, *Cheletomorpha lepidopterorum* (Shaw), *Cheletomimus wellsi* (Baker) e *Chelacheles* sp.

Ácaros de cores variadas, desde quase incolores a vermelhos. Os palpos desses ácaros são muito mais robustos que dos de outras famílias. Cada palpo usualmente apresenta no ápice um par de setas recurvadas e em forma de pente, assim como um esporão subterminal. São predadores, sendo essas estruturas importantes para a captura das presas. Em condições de armazéns, as presas correspondem principalmente a diferentes espécies de ácaros primários. Em nosso meio, espécies de Cheyletidae têm sido relatadas em fumo cru, alho armazenado, cereais, ração e farinha de mandioca.

Cheyletus eruditus (Schrank) é uma espécie cosmopolita, ainda não registrada no Brasil, considerada na Europa de grande potencial de uso prático para o controle de ácaros primários em produtos armazenados (Gerson *et al.*, 2003). A fase imatura desse ácaro dura três a quatro semanas a 25-28 °C. A fecundidade é de 133 ovos por fêmea, quando esse predador é alimentado com *G. destructor*, e a correspondente razão intrínseca de crescimento populacional (r_m) é de 0,178 fêmea por fêmea por dia (Barker, 1991). Esse ácaro ataca não só outros ácaros, mas também larvas de Lepidoptera e Coleoptera, assim como Psocoptera (Gerson *et al.*, 2003). Tem sido utilizado comercialmente para o controle de populações residuais de ácaros primários no leste europeu, antes da colocação de novos produtos nos armazéns (Zdárková, 1991).

Pyemotidae (Prostigmata)

· *Pyemotes tritici* (Lagrèze-Fossat & Montagné)

Ácaros bastante pequenos (cerca de 200 µm de comprimento), alongados, achatados, amarelo-claros, com algumas setas longas no idiossoma. Após a fixação ao hospedeiro, a fêmea passa pelo processo conhecido como fisogastria; em dois a dez dias, o opistossoma torna-se esférico (Figura 19). De aparência translúcida, o opistossoma abriga inicialmente os ovos, dos quais emergem os adultos ainda no interior da fêmea. Cada fêmea pode dar origem a até 250 indivíduos.

Ácaro parasito de diversos grupos de insetos (Treat, 1975). Em seu desenvolvimento, não apresenta as fases de larvas e ninfas livres. No Brasil, tem sido constatado parasitando *Calosobruchus* sp., *Lasioderma serricorne* (F.) e *Sitotroga cerealella* (Olivier) (Flechtmann, 1986). Cerca de 5% da descendência de cada fêmea correspondem a machos. Os machos emergem primeiro e esperam suas próprias irmãs para copular. Se os machos não estiverem presentes, elas podem tentar copular com outros machos. Na literatura brasileira mais antiga, a espécie *Pyemotis ventricosus* (Newport) é citada atacando *S. cerealella* e

Manual de Acarologia

Pectinophora gossypiella (Saund.) (Braga, 1957).

Freqüentemente o ácaro multiplica-se de tal forma que é encontrado aos milhares, podendo atacar o homem quando manuseia o produto em que o ácaro se encontra. Suas picadas podem causar dermatite bastante severa (Figura 32), que pode ser acompanhada de intoxicação, febre, desarranjos intestinais, cefaléias e até asma. A toxina afeta também os hospedeiros dos quais se alimentam, assim como aves que se alimentam de grãos em que esse ácaro se encontra.

Ácaros terciários

• **Histiostomatidae (Astigmata)**

Ácaros esbranquiçados, facilmente reconhecidos por apresentarem os palpos modificados distalmente em uma estrutura achatada, facilitando a filtragem de seu alimento do meio aquático em que vivem. No ventre do idiossoma, apresentam dois pares de estruturas esclerotizadas, circulares ou ovais. Sob condições desfavoráveis, aparece a fase de deutoninfa, que se fixa em insetos para dispersão. Estas são de cor marrom-clara. Ocasionalmente podem ser encontrados em alimentos muito hidratados, em deterioração.

Uropodidae (Mesostigmata)

• ***Fuscuropoda* sp.**

Ácaros dessa família são reconhecidos por diversas características, especialmente pelo fato de terem o estigma entre as coxas das pernas II e III, e as coxas das pernas I alargadas e muito próximas entre si; geralmente de cor marrom-escura. Normalmente são foréticos sobre insetos, aos quais se fixam através de um pedúnculo elaborado com uma substância que sai através do ânus. Principalmente saprófagos ou fungívoros, mas também podem alimentar-se de animais de corpo delicado, como nematóides, larvas de mosca e mesmo de ácaros primários. Ácaros dessa família estão entre os Mesostigmata mais abundantes em solos tropicais. Em nosso meio, *Fuscuropoda* sp. foi assinalado em ração e bulbos em decomposição.

Oribatida

Ácaros de espécies pertencentes a diversas famílias dessa ordem podem ser encontrados em armazéns em condições de manutenção precária. São quase sempre fortemente esclerotizados, de cor marrom a quase negra, abundantes em solos de regiões tropicais e temperadas, onde se alimentam principalmente de algas, fungos, líquens e matéria orgânica em decomposição. Ocasionalmente, alguns destes ácaros também se alimentam de nematóides.

10 Controle de Ácaros

Apesar do grande número de ácaros descritos, como se verifica nos capítulos anteriores, apenas de 20 a 30 espécies causam danos significativos a plantas cultivadas no Brasil. Essas são controladas anualmente pelos agricultores, mais freqüentemente pelo uso de produtos químicos. Algumas das espécies causam danos sérios sobre uma dada cultura em uma região, mas não em outras.

Tendo em vista a seriedade dos danos causados por alguns ácaros, não é rara a aplicação exagerada de medidas de controle por parte do agricultor. Por que isso se dá? Muito freqüentemente pela associação feita pelo agricultor entre ocorrência de “ácaros” (de maneira generalizada) e danos causados por “ácaros”. Essa associação normalmente o leva a adotar medidas preventivas, muitas vezes desnecessárias, que lhe dêem maior segurança contra os eventuais danos causados pelo ácaro considerado. Ao considerar-se o custo da medida de controle adotada e seus possíveis efeitos indesejáveis ao ambiente e ao próprio homem, torna-se clara a conveniência em se conhecer a real necessidade das medidas de controle antes que sejam adotadas. Por outro lado, ocorrem casos em que danos são causados pelos ácaros a determinadas plantas, sem que medidas de controle sejam tomadas. Isso ocorre principalmente nos primeiros anos da ocorrência de uma espécie de praga em uma dada região, antes que ela, ou seus danos, sejam adequadamente conhecidos.

Existem diversas formas pelas quais uma determinada espécie de ácaro pode ser controlada. São discutidas a seguir as principais medidas de controle.

Medidas quarentenárias

No caso de uma praga que ainda não ocorra em um dado país, ou que ocorra em uma área geográfica restrita daquele país, é de toda conveniência a adoção de medidas que visem reduzir a chance de sua introdução ou de sua dispersão a outras regiões. Estas são conhecidas como “medidas quarentenárias”. Ainda que oficialmente conduzidas por órgãos públicos, sob a coordenação do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento do Brasil (MAPA), sua eficiência depende em grande parte do público em geral.

Com o objetivo de reduzir as chances de introdução de novas pragas, o MAPA

Manual de Acarologia

mantém uma lista de pragas quarentenárias para o Brasil. Elas são classificadas como: **A1**, aquelas ausentes no país; e **A2**, aquelas presentes, mas apenas em regiões restritas. Essa lista é periodicamente atualizada. A mais recente foi estabelecida com a “Instrução Normativa 38 da Secretaria de Defesa Agropecuária do então Ministério da Agricultura e do Abastecimento”, de 14 de outubro de 2000. As seguintes espécies de ácaros constam como pragas quarentenárias A1 naquela lista: *Acarus siro* L., *Aculus schlechtendali* (Nalepa), *Brevipalpus chilensis* Baker, *Brevipalpus lewisi* (McGregor), *Eotetranychus carpini* (Oudemans), *Steneotarsonemus spinki* Smiley, *Tetranychus mcdanieli* McGregor, *Tetranychus pacificus* McGregor e *Tetranychus turkestanii* (Ugarov & Nikolskii). Nenhuma espécie de ácaro foi citada naquela Instrução Normativa como praga quarentenária A2.

Basicamente, as medidas quarentenárias correspondem ao impedimento da introdução de determinados produtos quando provenientes de certas regiões, ou estabelecem regras para sua introdução, no sentido de diminuir o risco da introdução de pragas a eles associados. Essas regras usualmente envolvem a certificação no país de origem de que o produto não é portador das pragas consideradas. A eliminação de uma dada praga pode ser feita no país de origem de diferentes maneiras, por exemplo realizando o cultivo em áreas sabidamente isentas da praga, tratando o produto agrícola com diferentes produtos químicos etc. Além disso, ao chegar ao país importador, o produto deve ser adequadamente vistoriado, diretamente no porto de entrada ou em laboratórios de quarentena, para a certificação adicional da ausência da praga considerada. Na prática, em geral os produtos destinados ao consumo direto são vistoriados no porto, enquanto os produtos a serem utilizados para a propagação vegetal ou para pesquisa são vistoriados em quarentenários. No sentido de sistematizar o processo de avaliação de risco de introdução de pragas de cada produto, o MAPA estabeleceu recentemente o processo de “Análise de Risco de Pragas” (ARP), a ser considerado para cada país de origem do produto. Esse processo envolve uma análise técnica do risco envolvido em cada caso específico, estabelecendo também possíveis medidas mitigadoras para reduzir o risco a níveis aceitáveis. A análise é feita por centros colaboradores credenciados pelo MAPA para essa finalidade específica, obedecendo a procedimentos de análise internacionalmente aceitos. Esses procedimentos foram estabelecidos em acordo com a “Resolução Única da V Reunião do Conselho de Ministros do Comitê de Sanidade Vegetal do Cone Sul (COSAVE)”, de 12 de junho de 1995, através da Portaria 641 do então Ministério da Agricultura, do Abastecimento e da Reforma Agrária, de 3 de outubro de 1995. Toda a legislação sobre esse assunto encontra-se disponível no portal eletrônico do MAPA, devendo ser periodicamente consultada tendo em vista as constantes atualizações.

Essas medidas tornam-se muito mais eficientes com a conscientização dos agricultores, outros profissionais da área agrônômica ou florestal e do público em geral sobre os possíveis danos decorrentes da introdução de uma nova praga. A conscientização pode ser feita dentro de programas de formação profissional, nas escolas técnicas secundárias e de nível superior, ou em campanhas de conscientização específicas. A conscientização formal é feita colocando-se nos programas de disciplinas da área de fitossanidade informações sobre as principais pragas exóticas ainda não

presentes no país. As campanhas de conscientização utilizam-se de folhetos, cartazes ou outra forma de divulgação para esclarecer o público em geral sobre os danos causados por espécies determinadas e que apresentam maior risco de serem introduzidas.

Como exemplo de uma recente campanha de conscientização, Mendonça *et al.* (2004) divulgaram uma nota sobre o perigo iminente da introdução no Brasil de *S. pinki*, séria praga do arroz, que recentemente se dispersou à Costa Rica, Cuba, Haiti, Nicarágua, Panamá e República Dominicana. Outro exemplo corresponde ao alerta feito por Flechtmann & Etienne (2005) sobre o perigo representado por *Raoiella indica* Hirst, recentemente encontrada em Martinica, a diferentes espécies de palmeiras cultivadas em outras ilhas do Caribe ou em países do continente americano.

As campanhas são importantes porque freqüentemente profissionais viajando a outros países se sentem tentados a trazer consigo sementes ou outros órgão de reprodução de culturas aqui ainda inexistentes, ou de variedades vegetais que apresentam certas vantagens em relação àquelas aqui cultivadas. Essas introduções precisam ser feitas com os devidos cuidados.

Resistência de plantas

Essa medida de controle tem sido adotada com muita freqüência e com alta eficiência no caso de diversos outros grupos de organismos. Na verdade, essa é uma das poucas alternativas viáveis de controle para certos organismos, cujo controle por outros métodos, especialmente químico, possa ser demasiadamente oneroso ou inviável. Alguns nematóides constituem excelentes exemplos de pragas desse tipo.

Em relação aos ácaros, diversas tentativas têm sido realizadas no sentido de detectar-se variedades resistentes a espécies-praga importantes. Um dos exemplos mais recentes de interesse potencial à agricultura brasileira refere-se ao estudo de variedades de arroz com tolerância ou resistência ao ataque de *S. pinki*, conduzido em Cuba (Almaguel *et al.*, 2000), no qual os autores verificaram populações menores do ácaro em variedades de ciclo médio que em variedades de ciclo curto. Dentre as primeiras, populações menores foram observadas nas variedades indicadas na publicação como V8 e V11. Infelizmente, os autores não indicam com maior precisão o que representa cada uma daquelas siglas pelas quais as variedades foram referidas.

No Brasil, têm sido relativamente restritos os esforços para obter-se variedades de plantas resistentes a ácaros. Entretanto, existem algumas observações sobre as diferenças de susceptibilidade de diferentes variedades vegetais a certos ácaros-praga. Lisbão *et al.* (1976) avaliaram a susceptibilidade de 14 variedades de pimentão e páprica a *Tetranychus urticae* Koch, mostrando que dez delas eram relativamente pouco atacadas pelo ácaro. Santos *et al.* (1977) compararam a resistência de 44 cultivares de mandioca ao ataque de *Mononychellus tanajoa* (Bondar), cinco das quais se mostraram relativamente resistentes. Silva *et al.* (1992) avaliaram a resistência de 19 variedades de tomateiro a *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard, enquanto Lourenção *et al.* (2000) avaliaram a resistência de 18 variedades de morangueiro a *T. urticae*.

Mais recentemente, outros trabalhos têm sido desenvolvidos para avaliar a

Manual de Acarologia

resistência de tomateiros a ácaros do gênero *Tetranychus*, utilizando técnicas bioquímicas para a seleção inicial de plantas com maior potencial de resistência. Diversos trabalhos para estudar a ação de substâncias químicas naturalmente presentes em plantas do gênero *Lycopersicon* tem sido conduzidos no Brasil. Esses estudos demonstraram alta relação entre os níveis das substâncias 2-tridecanona (Gonçalves, 1998; Aragão *et al.*, 2000) e zingibereno (Maluf *et al.*, 2001) e a resistência de tomateiros àqueles ácaros. Resende *et al.* (2002) verificaram a conveniência em estimar-se os níveis de resistência de plantas dessa espécie através da determinação de seus conteúdos de acilglicóis (ésteres de glicose). Esses compostos são aleloquímicos encontrados naturalmente em exsudatos de tricomas glandulares de *Lycopersicon pennellii* (Correll) D'Arcy, conferindo a essa espécie alto nível de resistência a um grande número de artrópodes-praga.

A resistência de diversos genótipos de algodoeiro ao ácaro-branco [*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)] foi estudada por Cia *et al.* (2005). Alguns dos genótipos estudados mostraram-se pouco atacados pelo ácaro, indicando a possibilidade de que possam ser usados em estudos futuros de melhoramento. Nesses trabalhos de melhoramento e seleção, as técnicas de engenharia genética representam hoje uma ferramenta de extrema importância, ainda não utilizada na obtenção de resistência a ácaros.

Obviamente os ácaros correspondem a apenas um dos aspectos que interferem na produtividade de uma cultura. Diversas outras pragas ou enfermidades podem ser tão ou mais importantes que os ácaros. Por outro lado, além dos problemas sanitários, existem ainda diversos aspectos genéticos que interferem na produtividade de uma cultura. A tentativa de alterar a planta, melhorando-a em relação a um aspecto, pode interferir significativamente na susceptibilidade da planta aos ácaros. Isto é o que poderia estar ocorrendo no sul do Brasil em relação ao plantio de variedades transgênicas para tolerar aplicações do herbicida “Glifosato”. Embora ainda não comprovado experimentalmente serem estas mais susceptíveis ao ataque de ácaros, foi exatamente nos últimos anos, com a considerável expansão da área de cultivo de variedades transgênicas, que a incidência de ácaros aumentou muito, levando muitos produtores de soja a realizar aplicações de acaricidas para seu controle (Guedes *et al.*, 2004). Estão atualmente sendo realizados estudos para esclarecer a associação entre o emprego das variedades de soja transgênicas e a maior ocorrência de ácaros.

A maior incidência de ácaros poderia ser devida a um efeito direto da planta sobre eles. A maior susceptibilidade na verdade, pode não ser o resultado da modificação genética para obter-se a resistência ao herbicida. É possível que se deva ao fato de as variedades básicas originalmente já serem mais susceptíveis aos ácaros que as variedades usualmente cultivadas na região. O fato de as variedades transgênicas cultivadas no sul do Brasil até o final de 2004 serem de origem desconhecida torna difícil qualquer conclusão nesse sentido. Outra possibilidade é o efeito deletério do glifosato sobre os inimigos naturais dos ácaros que ocorrem na soja. É possível ainda que tenha havido apenas uma coincidência entre o período em que as variedades transgênicas tenham passado a ser cultivadas e o período em que determinadas condições climáticas anormais ocorreram, e que estas últimas tenham sido, na verdade,

a causa do aumento da população de ácaros. De qualquer maneira, as circunstâncias atuais alertam, de maneira enfática, para a necessidade de conduzir extensivas análises de risco antes que uma nova tecnologia seja implementada no setor agrícola.

Uso de produtos naturais

Como sumariado por Resende *et al.* (2002) em relação aos tomateiros, diversos produtos secundários produzidos por espécies silvestres de *Lycopersicon* têm sido associados à resistência dessas plantas a pragas diversas, incluindo ácaros. Isso se refere a um processo natural. Tem sido estudada a possibilidade de extrair-se produtos similares àqueles de plantas distintas visando sua aplicação sobre outras plantas, de forma a conferir-lhes algum tipo de resistência às pragas. Estudos desse tipo têm sido relativamente restritos no Brasil, em relação ao controle de ácaros.

Testes conduzidos em laboratório indicaram o potencial de extratos de nim (*Azadirachta indica* A. Juss) no controle do ácaro-verde-da-mandioca, *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Gonçalves *et al.*, 2001), e do ácaro-vermelho-do-cafeeiro, *Oligonychus ilicis* (McGregor) (Mourão *et al.*, 2004). Níveis elevados de mortalidade de *Tetranychus ogmophallus* foram conseguidos em laboratório por Daud *et al.* (2004), com a aplicação diferentes concentrações de ésteres de sacarose.

Considerando a grande e desconhecida diversidade de plantas nativas da vegetação brasileira, essa área de trabalho ainda deve merecer um interesse muito maior no Brasil. Estudos básicos interdisciplinares envolvendo bioquímicos e biólogos em geral, poderão resultar em descobertas de extremo valor para o uso de produtos naturais no controle de pragas, incluindo ácaros, no Brasil.

Controle químico

A partir da segunda guerra mundial, os artrópodes-praga, incluindo os ácaros, passaram a ser controlados mais e mais com o uso de produtos químicos sintéticos. A partir de então, muitos agricultores passaram por um período de euforia semelhante ao que se observa hoje em relação ao uso de variedades transgênicas. Tudo indicava que os problemas de pragas agrícolas estavam prestes a terminar, com o emprego, relativamente fácil, de produtos que causavam a morte rápida, com efeitos altamente significativos e positivos na produtividade. O uso de produtos químicos para o controle de ácaros (acaricidas) continua até hoje sendo a forma mais comum de controle de ácaros na agricultura. Com base nos dados apresentados por Neves & Rodrigues (2004), aproximadamente 80 milhões de dólares foram gastos pelos agricultores com a aquisição de acaricidas no Brasil em 2003. De acordo com o Sindicato Nacional da Indústria de Produtos para Defesa Agrícola, atualmente são comercializadas no Brasil pouco mais de 32 marcas comerciais de acaricidas específicos, que correspondem a distintas formulações de 18 ingredientes ativos, além de vários outros produtos que funcionam também como fungicidas e inseticidas (<http://www.sindag.com.br/new/index.php>, consultado em 3-III-2005).

Infelizmente, os acaricidas não afetam apenas os ácaros-praga. Afetam também

Manual de Acarologia

outros artrópodes, incluindo os predadores de ácaros-praga, animais de outros grupos, incluindo o próprio homem etc. Por essa e outras razões, existe hoje uma tendência em várias partes do mundo, principalmente na Europa, de reduzir-se o uso de acaricidas nos agroecossistemas. Mesmo assim, o uso de produtos químicos continua intenso.

Para que possam ser utilizados, os acaricidas e outros produtos tóxicos de uso agrícola precisam ser registrados junto ao MAPA. O registro pode dar-se após uma avaliação técnica das informações providas pela empresa interessada na produção e / ou venda do produto, realizada pelo MAPA. Dentre outros aspectos, essas informações referem-se à comprovação da eficiência do produto e seus possíveis efeitos sobre o homem. O registro é válido por um período determinado, após o qual precisa ser renovado; caso contrário, o produto não mais pode ser produzido para venda. Em cada renovação, pode haver mudanças no que se refere às culturas nas quais o produto pode ser aplicado, ou às pragas contra as quais pode ser utilizado. Por outro lado, periodicamente um produto registrado pode deixar de ser comercializado por diferentes razões. O registro do produto pode ser cancelado pelo MAPA, após novas descobertas sobre efeitos até então desconhecidos, considerados indesejáveis. Ainda, pode não haver interesse da empresa produtora na renovação do registro, por uma razão ou outra. Em vista disso, a gama de produtos legalmente disponíveis no mercado para o controle de uma praga em uma dada cultura é alterada freqüentemente. Por esse motivo, deixamos de aqui apresentar informações sobre quaisquer produtos específicos a serem utilizados contra as pragas das distintas culturas. Informações atualizadas sobre esse aspecto podem ser obtidas diretamente junto ao MAPA ou em publicações periodicamente atualizadas. A Coordenação de Fiscalização de Agrotóxicos/ DDIV/ SDA/ MAPA, mantém informações atualizadas sobre os produtos no “site” (http://extranet.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons). Essas informações também podem ser obtidas em Andrei (2005).

Um problema freqüentemente relacionado ao controle químico de ácaros refere-se a seu desenvolvimento de resistência a acaricidas (Gallo *et al.*, 2002). Entende-se por resistência a capacidade da população de um dado organismo em se mostrar menos susceptível a doses de agrotóxicos que normalmente seriam letais a ela. A resistência é uma característica naturalmente apresentada por uma parte dos membros de uma população, que são selecionados e progressivamente ocorrem em maiores proporções mediante a exposição freqüente a um dado fator do ambiente, no caso, um agrotóxico.

Por suas características biológicas, a resistência de ácaros a acaricidas tem-se tornado um problema mais sério do que tem sido observado em outros grupos de pragas. Altos níveis de resistência podem desenvolver-se em períodos de um a quatro anos de uso de um dado produto. No Brasil, relatos sobre a possível ocorrência de resistência do ácaro-rajado a acaricidas foram apresentados já desde o final dos anos 60 (Mello, 1968). Observa-se hoje uma grande dificuldade de muitos agricultores em controlar esse ácaro em diversas culturas. É bem provável que, em muitos casos, isso se deva principalmente ao desenvolvimento de populações resistentes aos produtos utilizados. É possível, porém, que em certos casos essa dificuldade se deva a outros fatores, por exemplo a aplicação inadequada de acaricidas.

O desenvolvimento de resistência nos ácaros é favorecido por diversas de suas características biológicas (Saito *et al.*, 1983). Seu ciclo biológico curto normalmente conduz à exposição de sucessivas gerações a cada evento de pressão ambiental (no caso, a aplicação de um agrotóxico). Por outro lado, a maioria dos ácaros-praga é haplo-diplóide (machos haplóides e fêmeas diplóides) e apresenta reprodução bissexuada e partenogênese arrenótoca. Assim, uma única fêmea não inseminada consegue por si só originar uma nova geração com a produção inicial de filhos (haplóides), que ao atingir a fase adulta podem inseminar a própria mãe, a qual poderá, então, produzir filhas (diplóides), que cruzam com seu próprio pai ou seus irmãos. Caso essas fêmeas apresentem homozigose em relação aos genes que conferem resistência, toda sua descendência será resistente. Mesmo no caso de heterozigose, a seleção para resistência é comparativamente rápida, pelo fato de os machos serem haplóides, expressando imediatamente em cada indivíduo suas características em relação à susceptibilidade ao agrotóxico. Além disso, os ácaros apresentam alta taxa de mutação, o que pode resultar no aparecimento de populações resistentes.

Dentre as consequências da expressão de resistência, estão a frequente aplicação de doses progressivamente mais altas do produto, a maior frequência de aplicação, o uso de misturas indevidas de produto e a substituição dos produtos em uso por outros geralmente mais tóxicos. Essas ações são realizadas pelo agricultor no sentido de aumentar a eficiência do controle do ácaro-praga, porém, a longo prazo, são indesejáveis e insustentáveis.

Diferentes técnicas precisam ser empregadas, para evitar ou retardar o aparecimento da resistência aos produtos usados na agricultura. Para detalhes sobre estas técnicas, ver Gallo *et al.* (2002) e Gravena *et al.* (2005).

Controle biológico

Existem várias definições de controle biológico na literatura (DeBach, 1964). Do ponto de vista ecológico, o controle biológico é uma parte do controle natural, o qual pode ser definido como a regulação da população de um organismo dentro de certos limites, superior e inferior, por um período de tempo, por qualquer combinação de fatores naturais classificados como bióticos ou abióticos. Dentre os fatores bióticos, está a ação de inimigos naturais, ou seja, de patógenos, parasitos (ou parasitóides) e predadores que afetam o organismo considerado. Do ponto de vista aplicado, o controle biológico refere-se ao uso de inimigos naturais para diminuir a população de uma espécie praga abaixo de seu nível de dano econômico. Com base nessas definições, conclui-se que o controle biológico existe naturalmente e que o homem pode, de alguma forma, favorecer a ação de inimigos naturais, com o objetivo de reduzir os níveis de organismos indesejáveis.

Esforços consistentes e bem documentados de utilizar-se ácaros como inimigos naturais de pragas agrícolas foram iniciadas somente na segunda metade do século XX. O número de projetos que têm como objetivo o controle biológico de ácaros-praga, principalmente com o uso associado de fungos patogênicos e de ácaros predadores, tem aumentado muito nos últimos anos em todo o mundo. Hoje, diversos

Manual de Acarologia

ácaros-praga são controlados eficientemente com o uso desses organismos. Entraves importantes ao maior uso do controle biológico relacionam-se à falta de conhecimento sobre a biologia da praga a ser controlada ou de seus inimigos naturais, assim como à dificuldade de multiplicar estes últimos em larga escala. A mais recente revisão sobre a patologia de ácaros foi publicada por van der Geest *et al.* (2000).

Kostiainen & Hoy (1996) publicaram uma bibliografia sobre diferentes aspectos do estudo dos ácaros Phytoseiidae, família que contém os predadores de ácaros considerados mais eficientes. Esse é um trabalho de extrema importância para aqueles interessados no estudo destes organismos. Uma consideração detalhada do potencial das distintas famílias de ácaros como predadores de ácaros-praga foi apresentada por Gerson *et al.* (2003). No Brasil, a resenha mais recente sobre aspectos gerais dos ácaros predadores foi publicada por Moraes (2002). Naquela publicação, o autor comenta sobre as principais famílias de ácaros predadores, as vantagens e as desvantagens de cada grupo, o potencial de cada grupo de ácaros fitófagos de ser controlado biologicamente, a tecnologia disponível para utilização dos ácaros predadores, os projetos bem sucedidos e em andamento na época, assim como as perspectivas de uso de predadores no controle de ácaros.

Projetos conduzidos em diferentes países, incluindo o Brasil, demonstram a importância do uso prático de inimigos naturais para o controle de alguns dos mais importantes ácaros-praga. Entretanto, apesar dos avanços na área de controle biológico de ácaros, pode-se dizer que há ainda muito por conhecer-se a respeito da potencialidade de diferentes grupos de organismos como inimigos naturais de ácaros-praga.

O controle biológico aplicado de qualquer organismo, incluindo os ácaros, geralmente é feito através das estratégias conhecidas como controle biológico clássico, incremento e conservação. A primeira refere-se à introdução de inimigos naturais em uma área onde estes ainda não estejam presentes, com o objetivo de controlar uma praga específica. O incremento refere-se a práticas sistemáticas cujo objetivo é o aumento da população de um determinado inimigo natural comprovadamente eficiente, que é liberado no campo para o controle da praga. Já a conservação refere-se à adoção de medidas que propiciem um melhor desempenho de inimigos naturais comprovadamente eficientes de uma praga, através de alterações do ambiente ou adoção de práticas agrícolas mais apropriadas. Exemplos de casos bem sucedidos ou em andamento de cada uma destas táticas de controle foram apresentadas por Moraes (2002).

Não são conhecidos parasitos (ou parasitóides) de ácaros fitófagos. Assim, o controle biológico de ácaros-praga é realizado pela ação de patógenos e predadores. Os patógenos que atacam ácaros são fungos, vírus, bactérias e protozoários. No Brasil, os fungos mais frequentemente relatados na natureza em associação com ácaros pertencem aos gêneros *Neozygites* [especialmente *N. manihotae* Delalibera, Humber & Hajek e *N. floridana* (Weiser & Muma)] e *Hirsutella* (especificamente *H. thompsoni* Fisher). Existem diversos estudos no Brasil de espécies desses gêneros, o primeiro especialmente tendo como hospedeiros ácaros da família Tetranychidae (Delalibera *et al.*, 2004), e o segundo, ácaros da família Eriophyidae (van der Geest *et al.*, 2000, 2002). Alguns estudos têm também sido conduzidos para avaliar o efeito de diferentes genótipos dos fungos *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin e *Metarhizium anisopliae*

(Metsch.) Sorokin para o controle de *T. urticae*, com resultados muito promissores (Tamai *et al.*, 2002). Embora essas duas últimas espécies de fungos usualmente não sejam encontradas na natureza infectando ácaros, estudos conduzidos sob condições controladas de laboratório e casa-de-vegetação têm demonstrado que quando aplicados sobre aquele ácaro, alguns genótipos causam considerável mortalidade.

Quanto aos predadores, alguns trabalhos citam a predação de ácaros por aranhas e insetos (McMurtry *et al.* 1970; Moraes 1991; Mansour *et al.* 1995; Osborne *et al.* 1995). No Brasil, há relatos esporádicos da predação de ácaros por insetos. Entretanto, usualmente só são encontrados em associação com os ácaros quando o nível populacional destes últimos é suficientemente alto para causar danos à planta em que se encontram. Esse fato parece estar ligado ao tamanho relativamente grande daqueles predadores em relação aos ácaros, indicando uma necessidade alimentar relativamente grande em termos quantitativos.

De uma maneira geral, considera-se que os predadores que exercem maior pressão predatória sobre os ácaros fitófagos sejam outros ácaros. Por serem de tamanho menor que insetos predadores, os ácaros predadores requerem menor quantidade de alimento. Isso parece corroborado pelo fato de serem esses os predadores mais freqüentemente encontrados em associação com ácaros fitófagos quando em níveis relativamente baixos. De longe, os ácaros predadores mais freqüentemente encontrados em plantas no campo pertencem à ordem Mesostigmata, especialmente da família Phytoseiidae. Em lugares muito úmidos, podem também ser ocasionalmente encontrados ácaros da família Ascidae. Esta última família é considerada evolutivamente próxima de Phytoseiidae, sendo porém composta por um número menor de espécies e muito menos freqüente. Também são encontrados freqüentemente sobre plantas ácaros da ordem Prostigmata, especialmente das famílias Stigmaeidae, Bdellidae, Cheyletidae e Cunaxidae. Dentre os Prostigmata, em geral são mais freqüentes e abundantes os ácaros da primeira família.

Os fitoseídeos são encontrados principalmente sobre plantas, cultivadas ou da vegetação natural. Em solos brasileiros, parecem ser muito mais comuns os Mesostigmata das famílias Ologamasidae e Uropodidae, assim como, em menor abundância, ácaros das famílias Ascidae e Laelapidae. Nesse hábitat, também ocorrem, usualmente não de maneira predominante, ácaros Prostigmata, especialmente das famílias Bdellidae e Cunaxidae.

Os Phytoseiidae têm sido extensivamente utilizados no controle de ácaros fitófagos em diferentes países, incluindo o Brasil. Na natureza, estes são freqüentes sobre plantas, mas geralmente não são abundantes; apenas uns poucos indivíduos são usualmente encontrados em cada folha. Podem ser encontrados também em outros órgãos vegetais, mas ocorrem em maior densidade sobre as folhas, onde suas presas principais, os ácaros fitófagos, também são usualmente mais comuns.

Até o início de 2004, 131 espécies pertencentes a 24 gêneros de fitoseídeos haviam sido relatadas no Brasil (Moraes *et al.*, 2004). Os gêneros com maior número de espécies relatadas foram: *Amblyseius* (28 espécies), *Neoseiulus* (18), *Euseius* (12), *Typhlodromalus* (9), *Typhlodromips* (10), *Phytoseius* (8) e *Proprioseiopsis* (8). A Tabela 1 mostra as espécies desses gêneros mais freqüentemente encontradas em plantas

Manual de Acarologia

Tabela 1. Principais espécies de fitoseídeos encontradas sobre plantas cultivadas no Brasil.

Gênero	Espécies
<i>Amblyseius</i>	<i>A. aerialis</i> (Muma), <i>A. chiapensis</i> De Leon, <i>A. herbicolus</i> (Chant), <i>A. largoensis</i> (Muma)
<i>Neoseiulus</i>	<i>N. anonymus</i> (Chant & Baker), <i>N. californicus</i> (McGregor), <i>N. idaeus</i> Denmark & Muma, <i>N. tunus</i> (De Leon)
<i>Euseius</i>	<i>E. alatus</i> De Leon, <i>E. brazilli</i> (El-Banhawy), <i>E. citrifolius</i> Denmark & Muma, <i>E. concordis</i> (Chant)
<i>Phytoseiulus</i>	<i>P. fragariae</i> Denmark & Schicha, <i>P. longipes</i> Evans, <i>P. macropilis</i> (Banks)
<i>Amblydromalus</i>	<i>A. manihoti</i> (Moraes)
<i>Typhlodromalus</i>	<i>T. aripo</i> De Leon
<i>Typhlodromips</i>	<i>T. cananeiensis</i> Gondim Jr. & Moraes
<i>Phytoseius</i>	<i>P. guianensis</i> De Leon
<i>Proprioseiopsis</i>	<i>P. cannaensis</i> (Muma)
<i>Iphiseiodes</i>	<i>I. zuluagai</i> Denmark & Muma

cultivadas, assim como dos gêneros *Iphiseiodes* (4 espécies encontradas) e *Phytoseiulus* (3), que, embora representados por números relativamente pequenos de espécies, são muito abundantes.

Os mesmos gêneros citados como de ocorrência comum em plantas cultivadas, assim como vários outros, de ocorrência bem mais casual, podem ser encontrados na vegetação natural. A diversidade de fitoseídeos na vegetação natural brasileira é extremamente elevada. É de esperar-se que algumas das espécies encontradas naquela vegetação possam ser muito eficientes no controle de espécies-praga. Isso justificaria a condução de estudos para verificar seu potencial em controlar ácaros-praga. Esses estudos, porém, têm sido muito escassos até o momento. Apenas como exemplo, em um estudo recentemente concluído, mas ainda não publicado, T.M.M.G. de Castro & G.J. de Moraes verificaram que, das duas espécies mais abundantes de fitoseídeos em uma ampla gama de espécies vegetais da Mata Atlântica de São Paulo, uma foi apenas recentemente descrita (*Typhlodromips cananeiensis* Gondim Jr. & Moraes), e outra ainda é uma espécie não descrita.

Os exemplos que se seguem ilustram os programas bem sucedidos de controle biológico de ácaros-praga. No que se refere ao controle biológico clássico, um dos programas mais recentes refere-se ao controle biológico do ácaro-verde-da-mandioca, *Mononychellus tanajoa* (Bondar), na África. Essa praga foi introduzida naquele continente no início dos anos 70, provavelmente a partir da América do Sul, passando a causar consideráveis perdas de produção. Um programa para o controle biológico daquele ácaro foi conduzido de forma muito intensa durante cerca de 20 anos, a partir do início dos anos 80. Das mais de 50 espécies de ácaros predadores identificadas em habitat de mandioca, mais de dez foram enviadas à África para multiplicação massal e

liberação no campo, das quais três se estabeleceram em diferentes países: *Neoseiulus idaeus* Denmark & Muma, *Amblydromalus manihoti* (Moraes) e *Typhlodromalus aripo* De Leon. Esse tem sido considerado um projeto bem sucedido, com benefícios altamente significativos ao agricultor, principalmente devido à ação da última espécie (Bellotti *et al.* 1999, Yaninek & Hanna, 2003).

Em relação à estratégia de incremento, os maiores benefícios em nível mundial referem-se ao uso de fitoseídeos para o controle do ácaro-rajado. Diversas espécies de fitoseídeos são utilizadas, principalmente *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Gerson *et al.*, 2003). No Brasil, resultados altamente satisfatórios têm sido conseguidos com a liberação periódica de *Neoseiulus californicus* (McGregor) para o controle de *Panonychus ulmi* (Koch) em macieira (Monteiro, 2002) e em ornamentais (M.R. Bellini, não publicado). Ainda no Brasil, tem havido um esforço intenso no sentido de estabelecer um programa de controle biológico de ácaros em morangueiro. Esse trabalho tem sido conduzido junto a agricultores do Rio Grande do Sul, com o uso de uma população local do fitoseídeo *Phytoseiulus macropilis* (Banks), com resultados bastante positivos (Ferla & Marchetti, 2005). Existe hoje em todo o mundo um grande número de laboratórios que produzem diversas espécies de ácaros predadores para comercialização junto aos agricultores. Uma linha de pesquisa que tem sido mais e mais desenvolvida nos últimos anos refere-se à obtenção de maior eficiência desses predadores para uso em liberações periódicas. Em um estudo conduzido por Drukker *et al.* (1997), demonstrou-se a possibilidade de aumentar no laboratório a eficiência de *P. persimilis* no controle de *T. urticae*. Trabalhos desse tipo são extremamente importantes do ponto de vista prático, por sugerir a possibilidade de melhorar o desempenho de uma espécie de fitoseídeo em cultivos agrícolas.

No que se refere à estratégia de conservação, são também diversos os casos bem sucedidos, consistindo exemplos mais clássicos a conservação dos fitoseídeos *Galendromus occidentalis* (Nesbitt) e *Neoseiulus fallacis* (Garman) em macieiras (Gerson *et al.*, 2003). Essa técnica será melhor discutida a seguir, ao comentar-se sobre o manejo integrado de pragas.

Controles cultural e mecânico

Diversas outras formas de controle têm sido empregadas em casos específicos. Uma delas corresponde à destruição de restos de cultura. A senescência da cultura e o efeito dos ácaros tornam o substrato atacado fisiologicamente menos adequado para seu desenvolvimento; nesse período, os ácaros naturalmente se dispersam, passando a atacar outras plantas. A destruição dos restos de cultura frequentemente reduz de forma eficiente a possibilidade de dispersão de ácaros em larga escala para áreas vizinhas.

Dada a capacidade de longa permanência do abacaxizeiro no campo, mesmo após sua fase economicamente produtiva, Matos *et al.* (2000) consideraram de particular importância, nesse caso, a destruição dos restos deste cultivo em áreas onde o ácaro *Dolichotetranychus floridanus* (Banks) normalmente ocorre em grandes populações.

A destruição de restos de cultura é particularmente recomendável em áreas irrigadas, principalmente nos perímetros em que ocorrem concentrações de grande

Manual de Acarologia

número de pequenos agricultores. A possibilidade de repetir um mesmo cultivo várias vezes no ano permite a passagem de populações da praga de uma a outra propriedade, tornando mais severos os danos causados pelas pragas. A destruição dos restos de cultura geralmente tende a diminuir a severidade dos danos.

Alterações de práticas culturais também podem levar a reduções de problemas de praga. Assim, levando-se em conta que plantas com bulbos e raízes tuberosas resistem bem por alguns dias à falta d'água, a suspensão do fornecimento de água por curto período é recomendável para destruir um grande número do ácaro de raízes e bulbos – *Rhizoglyphus echinopus* (Foumouze & Robin). Em áreas muito sujeitas ao ataque desse ácaro, deve-se evitar o uso de matéria orgânica em excesso, de vez que favorece a retenção de água no solo e, assim, seu desenvolvimento. Ainda em relação a essa praga, o processo de solarização (aumento da temperatura do solo pela ação da luz solar, quando coberto por uma lâmina plástica preta) pode ser eficiente em seu controle.

Manejo integrado

De acordo com Norris *et al.* (2003), o termo “manejo integrado” pode ser definido como um sistema de tomada de decisão para a seleção e o uso de táticas de controle de pragas, isolada ou harmonicamente coordenadas em uma estratégia de manejo, baseado em análises de custo-benefício que levam em consideração os interesses dos agricultores e da sociedade, e os impactos sobre os agricultores e sobre o ambiente.

De acordo com os conceitos discutidos por aqueles autores, esse sistema é baseado em três grupos de procedimentos: manipulação do organismo-praga, manipulação das plantas hospedeiras e manipulação do ambiente. Os autores consideraram que o primeiro grupo se refere a táticas conhecidas como prevenção (para evitar a passagem da praga a novas áreas), uso de agrotóxicos e uso de métodos não tóxicos (controle biológico, controle comportamental e controle físico). No segundo grupo, estão as táticas conhecidas como controle cultural e resistência de plantas. No terceiro grupo, estão as táticas relacionadas a alterações do micro- ou do macro-habitat.

Infelizmente, em muitas situações, o manejo integrado de pragas na prática tem-se restringido a aplicações controladas de agrotóxicos. Nesses casos, o sistema é centralizado no uso desses produtos (Delucchi, 1989). É comum o argumento de que os agricultores fazem um número excessivo de aplicações de agrotóxicos e que uma forma de reduzir-se esse número é estabelecer os chamados “níveis de danos econômicos” e “níveis de controle”. O nível de dano econômico de uma praga em uma cultura corresponde ao nível populacional mais baixo em que essa causa danos econômicos significativos àquela cultura. Por outro lado, o nível de controle corresponde ao nível mais alto em que a praga potencial possa ser tolerada, sem que danos economicamente significativos sejam causados. Obviamente, toda a atenção é dada no sentido de selecionar-se para uso agrotóxicos que tenham adequado efeito sobre a praga considerada, mas que não afetem os inimigos naturais desta ou de outras pragas que atacam a mesma planta na região considerada. A isso se chama seletividade. Um dos principais problemas nesses casos é que certos dos ditos sistemas de manejo integrado se resumem a isso. Como ressaltado por Norris *et al.* (2003), um sistema de

manejo integrado de pragas deve ir muito além do controle puro e simples de aplicações químicas.

São diversos os trabalhos conduzidos no Brasil para determinar-se a seletividade de produtos sobre espécies de ácaros predadores. Esses trabalhos podem ser conduzidos no campo ou em laboratório e referem-se basicamente à aplicação do produto considerado e a avaliação de seu efeito sobre a mortalidade e/ou reprodução dos predadores. Em laboratório, o “método residual da pulverização em superfície de vidro” (Hassan *et al.*, 1994) foi recomendado como padrão pelo Grupo de Trabalho “Pesticidas e Artrópodes Benéficos” da IOBC/WPRS (International Organization for Biological and Integrated Control of Noxious Animals and Plants/ West Palearctic Regional Section). Exemplos ilustrativos de avaliações de seletividade, com o uso de diferentes métodos, correspondem às publicações de Komatsu & Nakano (1988), Yamamoto *et al.* (1992), Moreira *et al.* (1993), Sato *et al.* (1995), Raga *et al.* (1997), Reis & Sousa (2001), Reis *et al.* (1998, 1999, 2004, 2005), Ferla & Moraes (2006).

Em relação ao manejo integrado envolvendo espécies de ácaros-praga, um dos exemplos mais clássicos refere-se à conservação dos fitoseídeos *G. occidentalis* e *N. fallacis* nos Estados Unidos, para o controle do ácaro-vermelho europeu em macieiras (McMurtry 1991; Gerson *et al.*, 2003), combinado com o uso eventual de agrotóxicos específicos para o controle de outros organismos indesejáveis nessa cultura.

No Brasil, o manejo integrado de ácaros-praga tem sido mais empregado na cultura dos citros. A evolução do uso desta prática foi detalhadamente descrita por Gravena (2004). De acordo com aquele autor, as bases teóricas para o manejo integrado de pragas em citros foram lançadas no Brasil em 1977, mas apenas a partir de 1984 tiveram início as pesquisas que deram sustentação ao que era então apregoado. Essas pesquisas foram conduzidas por especialistas do então Departamento de Entomologia da Universidade Estadual Paulista (UNESP), de Jaboticabal, SP. O sistema de manejo de pragas em citros mais usualmente apregoado no Brasil considera como pragas relevantes do citros o ácaro-da-leprose, *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) e o ácaro-da-falsa-ferrugem, *Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead), atribuindo a essas espécies os chamados “níveis de ação” (ou níveis de controle). Obviamente os níveis estabelecidos servem como uma base geral aos produtores. Em uma consideração mais criteriosa, esses níveis deveriam variar de ano a ano, de acordo com os custos da ação de controle dos ácaros, com o valor das frutas e com a produtividade esperada em cada área de produção. A adoção de níveis variáveis, entretanto, dificulta muito sua adoção pelos agricultores e, por isso, na prática esses níveis são considerados constantes.

De extrema relevância na adoção do manejo integrado de pragas em citros, é o monitoramento das pragas. Descrições detalhadas dos métodos passíveis de uso foram apresentadas por Gravena (2002). Informações atualizadas, através de folhetos e outros tipos de publicação de ordem prática, têm sido periodicamente publicadas pela empresa “Gravena – Manejo Ecológico de Pragas, de Jaboticabal, SP.

Como discutido no item “Efeito subletal de produtos químicos”, no capítulo sobre “Aspectos biológicos gerais dos principais grupos de ácaros de importância agrícola”, a incidência de pragas pode ser bastante influenciada pelas condições de nutrição da planta hospedeira. Dessa maneira, cuidado especial deve ser dado ao

Manual de Acarologia

estado nutricional das culturas, monitorando para que não haja excesso nem deficiência no total de nutrientes que lhes é oferecido.

Talvez um dos aspectos mais relevantes de um sistema de manejo integrado de pragas refira-se ao que foi designado por Delucchi (1989) como “manejo de sistemas”, que se aproxima do grupo de procedimentos relativos às alterações do ambiente, mencionado por Norris *et al.* (2003). Em última análise, busca-se, com esses procedimentos, tornar o ambiente menos apto ao desenvolvimento das pragas e mais apto ao desenvolvimento de seus inimigos naturais. Com isso, procura-se “cortar o mal pela raiz”, ou seja, eliminar as condições que levam um determinado organismo a tornar-se uma praga. Embora teoricamente esse grupo de ações seja extremamente atraente a uma gama de pessoas afetadas, a começar pelos agricultores, colocar essas ações em prática nem sempre é fácil ou imediatamente possível. O maior problema é que os índices mínimos de produtividade e qualidade estética estabelecidos *a priori* pelos agricultores usualmente não podem ser atingidos, pelo menos temporariamente, sem a artificialização dos sistemas de produção agrícola, com a contínua introdução de insumos ao agroecossistema. Isso é particularmente verdadeiro no caso de culturas implantadas em “áreas marginais” (Delucchi, 1989), onde as condições ecológicas não são plenamente adequadas a seu pleno desenvolvimento. Em muitos casos, entretanto, a alteração do ambiente no sentido de reduzir os problemas de pragas é possível.

As alterações programadas do ambiente podem promover a manutenção de níveis mais adequados de inimigos naturais de pragas nos agroecossistemas. Moraes *et al.* (2001) discutiram o papel da vegetação natural como reservatório de ácaros predadores, ressaltando a importância da conservação e da preservação de remanescentes da vegetação natural nesse processo. Os autores argumentaram ainda sobre a possibilidade de estabelecer-se programas de manejo de plantas que comprovadamente sirvam como reservatórios de agentes de controle de ácaros. Nesse caso, essas plantas poderiam ser introduzidas nas proximidades de agroecossistemas. Logicamente, a adoção de programas desse tipo pelos agricultores estaria condicionada à clara percepção de ganhos reais com a ação. É de esperar-se que o aspecto econômico seja por eles considerado, de maneira geral, como o de maior relevância. Assim, teriam maior potencial de adoção técnicas que, além do aspecto de controle de pragas, possibilitem também, ou em primeiro lugar, ganhos relativos ao melhor desenvolvimento geral da cultura ou que de alguma forma valorizem a propriedade agrícola.

Como exemplo, propostas com maior potencial de adoção poderiam envolver o plantio de espécies vegetais que, além de servirem como reservatório de inimigos naturais, servissem também como quebra-ventos, cercas-vivas, fonte de alimento para abelhas e outros polinizadores, ou aquelas cujos produtos servissem como uma nova fonte de renda ou tivessem efeito paisagístico que valorizasse a propriedade. Por conseguinte, o desenvolvimento de programas de uso de plantas da vegetação natural para efeitos de controle biológico de pragas deve em momentos diferentes envolver a participação de especialistas de diferentes disciplinas. Na realidade, o aspecto de controle de pragas poderá ser considerado pelo agricultor como um dos benefícios da adoção do programa, mas possivelmente não como seu principal resultado.

11

Referências

- Abou-Awad, B.A. 1981. Ecological and biological studies on the mango bud mite, *Eriophyes mangiferae* (Sayed), with description of immature stages (Eriophyoidea: Eriophyidae). *Acarologia*, 22(2): 145-150.
- Abou-Setta, M.M., M.S. Nawar & C.C. Childers. 1991. Description of post-embryonic stages of *Iphiseiodes quadripilis*, a predatory mite on Florida citrus (Acari: Phytoseiidae). *International Journal of Acarology*, 17(4): 241-249.
- Adis, J. 2002. Taxonomical classification and biodiversity. *In*: Adis, J. (org.). *Amazonia Arachnida and Myriapoda*, Sofia, Pensoft Publishers, p. 13-15.
- Alberti, G. & A.R. Crooker. 1985. Internal anatomy. *In*: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). *World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control*. Elsevier, Vol. 1A, p. 29-62.
- Albrigo, L.G. & C.W. McCoy. 1974. Characteristic injury by citrus rust mite to orange leaves and fruit. *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*, 87: 48-55.
- Albuquerque, F.A. de, C.A.L. de Oliveira & M. Barreto. 1995. *In*: Oliveira, C.A.L. de & L.C. Donadio (orgs.). *Leprose dos citros*. Jaboticabal, FUNEP, p. 77-90.
- Alencar, J.A., F.H.P. Haji & F.R.B. Moreira. 1999. Ácaro da necrose do coqueiro – *Aceria guerreronis* (Keifer): aspectos bioecológicos, sintomas, danos e medidas de controle. *Petrolina: Embrapa Semi-Árido*, 15 p.
- Almaguel, L., J. Hernández, P. De la Torre, A. Santos, R.I. Cabrera, A. Garcia, L.E. Rivero, L. Báez, I. Cáceres & A. Ginarte. 2000. Evaluación del comportamiento del ácaro *Steneotarsonemus spinki* (Acari: Tarsonemidae) en los estudios de regionalización desarrollados en Cuba. *Fitosanidad, Cuba*, 4(1-2): 15-19.
- Almeida, S.R., J.B. Matiello & A.E. Miguel. 1983. Efeito da densidade foliar sobre a queda de frutos e a produção do cafeeiro. *In*: *Resumos do X Congresso Brasileiro de Pesquisas Cafeeiras, Poços de Caldas*, p. 389-391.
- Alves, L.F.A., D.L.Q. Santana, P.M.O.J. Neves & R.C. Oliveira. 2000. Ácaros fitófagos da erva-mate: situação atual e perspectivas de controle. *In*: *Anais do II Congresso Sul-Americano da erva-mate e III Reunião Técnica da erva-mate*. Encantado, p. 39-42.
- Alves, L.F.A., S. Spongowski, F.N. da S. Vieira & G.J. de Moraes. 2004. Biologia e danos de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em *Ilex paraguariensis*. *Arquivos do Instituto Biológico, São Paulo*, 71(2): 211-214.

Manual de Acarologia

- Amitai, S. & T. Grinberg. 1971. Description of a new phytoseiid genus and species (Acarina: Mesostigmata) from Israel. *Israel Journal of Entomology*, 6: 327-335.
- Amorim, H.V. de & D.M. Silva. 1968. Relationship between the polyphenol oxidase activity of coffee beans and the quality of the beverage. *Nature*, 219: 381-382.
- Amrine, J.W. & D.C.M. Manson. 1996. Preparation, mounting and descriptive study of eriophyoid mites. *In*: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). *Eriophyoid mites. Their biology, natural enemies and control*, Amsterdam, Elsevier, p. 383-396.
- Amrine Jr., J.A. & T.A. Stasny. 1994. *Catalog of the Eriophyoidea (Acarina: Prostigmata) of the world*. West Bloomfield, Michigan, USA, Indira Publishing House, 798 pp.
- Amrine, J.W., T.A.H. Stasny & C.H.W. Flechtmann. 2003. *Revised keys to world genera of Eriophyoidea (Acari: Prostigmata)*. West Bloomfield, Michigan, USA, Indira Publishing House, 244 p.
- André, H.M. & C. Remacle. 1984. Comparative and functional morphology of the gnathosoma of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Acarologia*, 25(2): 179-190.
- Andrei, E. 2005. *Compêndio de defensivos agrícolas*, 7ª. edição. Livroceres, 1142 p.
- Anjos, J.R.N. dos, M.J.A. Charchar, A.C.Q. Pinto & V.H.V. Ramos. 1998. Associação de *Fusarium sacchari* com a malformação vegetativa da mangueira. *Fitopatologia Brasileira*, 23(1): 75-77.
- Ansaloni, T. & T.M. Perring. 2004. Biology of *Aceria guerreronis* (Acari: Eriophyiidae) on queen palm, *Syagrus romanzoffiana* (Arecaceae). *International Journal of Acarology*, 30(1): 63-70.
- Aponte, O.A. & J.A. McMurtry. 1997. Damage on 'Hass' avocado leaves, webbing and nesting behaviour of *Oligonychus perseae* (Acari: Tetranychidae). *Experimental and Applied Acarology*, 21: 265-272.
- Aquino, M.L.N. & G.P. Arruda. 1967. O agente causal da "necrose do olho do coqueiro" em Pernambuco. *Boletim Técnico, Instituto de Pesquisas Agronômicas, Recife*, 27: 33 p.
- Aragão, C.A., W.R. Maluf, B.F. Dantas, M.L. Gavilanes & M. das Graças Cardoso. 2000. Tricomas foliares associados à resistência ao ácaro rajado (*Tetranychus urticae* Koch) em linhagens de tomateiro com alto teor de 2-tridecanona nos folíolos. *Ciência e Agrotecnologia, Lavras*, 24: 81-93.
- Arruda, G.P. & M.L.N. Aquino. 1970. Dois novos ácaros (Acarina, Eriophyiidae) atacando fruteiras em Pernambuco. *Boletim Técnico, Instituto de Pesquisas Agronômicas, Recife*, 42: 14 p.
- Arthur, D.R. 1965. Ticks in Egypt in 1500 B. C.?. *Nature*, 206: 1060-1061.
- Ashburner, M. 1989. Mites. *In*: *Drosophila. A laboratory handbook*. Cold Spring Harbor Laboratory Press, p. 1191-1225.
- Assis, S.M.P., R.R.L. Mariano, M.G.C. Gondim Jr., M. Menezes & R.C.T. Da Rosa. 2002. *Doenças e pragas das helicônias*. Recife, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 102 p.
- Athias-Henriot, C. 1968. L'appareil d'insemination laelapoide (Acariens anactinotriches: Laelapoidea). Premières observations. Possibilité d'emploi à des fins taxonomiques. *Bulletin Scientifique de Bourgogne*, 25: 175-228.
- Athias-Henriot, C. 1969. Les organes cuticulaires sensoriels et glandulaires des Gamasides. Poroidotaxie et adénotaxie. *Bulletin de la Société Zoologique de France*,

- 94(3): 485-492.
- Atyeo, W.T. 1963. The Bdellidae (Acarina) of the Australian Realm, Parts I & II. Bulletin of the University of Nebraska State Museum, 4(8): 113-210.
- Baker, E.W. 1945. Mites of the genus *Tenuipalpus* (Acarina: Trichadenidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington, 47(2): 33-44.
- Baker, E.W. 1979. A note on paedogenesis in *Brevipalpus* sp. (Acari: Tenuipalpidae), the first such record for a mite. International Journal of Acarology, 5(4): 355-356.
- Baker, E.W., J.H. Camin, F. Cunliffe, T.A. Wooley & C.E. Yunker. 1958. Guide to the families of mites. Contribution n. 3, The Institute of Acarology, College Park, 242 p.
- Barbosa, D.G.F., M.G.C. Gondim Jr., R. Barros & J.V. de Oliveira. 2003. Diversidade de ácaros em aceroleira (*Malpighia emarginata* A.DC.) na Universidade Federal Rural de Pernambuco em Recife, PE. Neotropical Entomology, 32(4): 577-583.
- Barbosa, D.G.F., M.G.C. Gondim Jr., R. Barros, J.V. de Oliveira & F.R. da Silva. 2004. Biologia comparada de *Eutetranychus banksi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em fruteiras tropicais. Neotropical Entomology, 33(4): 403-406.
- Barbosa, F.R., M.E. de C. Gonçalves, W.A. Moreira, J.A. de Alencar, E.A. de Souza, C.S.B. da Silva, A. de M. Souza & I. da G. Miranda. 2005. Artrópodes-praga e predadores (Arthropoda) associados à cultura da mangueira no Vale do São Francisco, Nordeste do Brasil. Neotropical Entomology, 34(3): 471-474.
- Barcellos, D.F., A.M. de Oliveira, S. Sudo, A.B. de Oliveira & C.H.W. Flechtmann. 1979. Ocorrência do ácaro-do-arroz, nos Estados do Rio de Janeiro e Espírito Santo. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 14(2): 181-184.
- Barker, P.S. 1967. Bionomics of *Blattisocius keegani* (Fox) (Acarina: Ascidae), a predator on eggs of pests of stored grains. Canadian Journal of Zoology, 45: 1093-1099.
- Barker, P.S. 1968. Bionomics of *Glycyphagus domesticus* (De Geer) (Acarina: Glycyphagidae), a pest of stored grain. Canadian Journal of Zoology, 46(1): 89-92.
- Barker, P.S. 1991. Bionomics of *Cheyletus eruditus* (Schrank) (Acarina: Cheyletidae), a predator of *Lepidoglyphus destructor* (Schrank) (Acarina: Glycyphagidae), at three constant temperatures. Canadian Journal of Zoology, 69: 2321-2325.
- Barreto, M. & A. Pavan. 1995. Relação verrugose x leprose. In: Oliveira, C.A.L. de & L.C. Donadio (orgs.). Leprose dos citros. Jaboticabal, FUNEP, p. 69-76.
- Barreto, M., A. Pavan & C.A.L. de Oliveira. 1990. Influencia do controle da verrugose da laranja doce (*Elsinoe australis*) na incidência de leprose em citros (*Citrus sinensis*). Fitopatologia Brasileira, 15(2): 147.
- Bellotti, A.C., L. Smith & S.L. Lapointe. 1999. Recent advances in cassava pest management. Annual Review of Entomology, 44: 343-370.
- Bleicher, E. 1974. Ocorrência do ácaro *Panonychus ulmi* (Koch, 1836) Tuttle e Baker, 1966 no Estado de Santa Catarina. O Solo, Piracicaba, 66(1): 64.
- Boaretto, M.A.C. & L.G. Chiavegato, L.G. 1994. Transmissão da leprose por ácaros *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tenuipalpidae) temporariamente mantidos em hospedeiros intermediários, em condições de laboratório. Científica, São Paulo, 22(1): 81-93.
- Boczek, J. 1991. Mite pests in stored food. In: Gorham, J.R. (org.). Ecology and management of food industry pests. FDA Technical Bulletin, 4: 57-79.

Manual de Acarologia

- Boese, J.L. 1981. Mites. *In*: Gorham, J.R. (org.). Principles of food analysis for filth, decomposition and foreign matter. FDA Technical Bulletin, 1: 63-81
- Bolland, H.R., J. Gutierrez & C.H.W. Flechtmann. 1998. World catalogue of the spider mite family (Acari: Tetranychidae). Leiden, Brill, 392 p.
- Bonato, O., P.L. Santarosa, G. Ribeiro & F. Lucchini. 2000. Suitability of three legumes for development of *Tetranychus ogmophalos* (Acari: Tetranychidae). Florida Entomologist, 83(2): 203-205.
- Braga, F.M. 1957. Catálogo dos ácaros que vivem nas plantas cultivadas e nos produtos armazenados no Brasil. Boletim Fitossanitário, 7(1-2): 31-44.
- Brusca, R.C. & G.J. Brusca. 2002. Invertebrates. Segunda edição. Sunderland, Sinauer Associates, Inc., 936 p.
- Calza, R. & H.F.G. Sauer. 1952. A aranha vermelha dos cafezais. O Biológico, São Paulo, 18(12): 201-208.
- Carmona, M.M. & J.C. Silva Dias, 1996 - Fundamentos de Acarologia Agrícola. Fund. Calouste Gulbenkian, Lisboa, 423 pp.
- Carvalho, R.P.L. & C.J. Rossetto. 1968. Ocorrência de *Aceria ficus* (Cotte) e *Calepitrimerus vitis* (Nal.) (Acarina, Eriophyidae) na região de Valinhos. Ciência e Cultura, São Paulo, 20(2): 256.
- Castro, T.M.M.G. & M.R. Vieira. 2000. Biology of *Tetranychus desertorum* (Acari: Tetranychidae) on papaya tree and its occurrence in protected environment. *In*: Abstract Book I, XXI International Congress of Entomology, Foz do Iguaçu, 20-26 de agosto de 2000, p. 6.
- Chaboussou, F. 1976. Cultural factors and the resistance of citrus plants to scale insects and mites. *In*: Fertilizer use and plant health. Proceedings of the 12th Colloquium of the International Potash Institute, Izmir, Turkey, 1976, p. 259-280.
- Chagas, C.M. 1973. Associação do ácaro *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) à mancha anular do cafeeiro. O Biológico, 39: 229-232.
- Chagas, C.M. 1988. Víroses, ou doenças semelhantes transmitidas por ácaros tenuipalpídeos: mancha anular do cafeeiro e leprose dos citros. Fitopatologia Brasileira, 13: 92.
- Chandrapatya, A., D. Navia & C.H.W. Flechtmann. 2000. *Taspinus* Chandrapatya, 1991, a junior synonym of *Spinacus* Keifer, 1979 (Acari: Eriophyidae). International Journal of Acarology, 26(1): 81-86.
- Chiavegato, L.G. 1968. Contribuição para o conhecimento de alguns ácaros que ocorrem em seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.). *In*: Anais da I Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, Piracicaba, São Paulo, setembro de 1968, p. 67.
- Chiavegato, L.G. 1971. Contribuição ao estudo dos ácaros da cultura algodoeira em algumas regiões do Estado de São Paulo. Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 135 p.
- Chiavegato, L.G. 1976. *Brevipalpus russulus* (Boisduval) Oudemans, 1938 (Acari: Tenuipalpidae) severa praga de cactáceas ornamentais. Ciência e Cultura, São Paulo, 28(3): 342-343.
- Chiavegato, L.G. 1986. Biologia do ácaro *Brevipalpus phoenicis* em citros. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 21(8): 813-816.

- Chiavegato, L.G. 1988. Biologia do ácaro *Panonychus citri* (McGregor, 1916) (Acari: Tetranychidae), praga dos citros. Científica, São Paulo, 16(1): 79-84.
- Chiavegato, L.G. 1993. Transmissão da leprose através de fêmeas de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tenuipalpidae) e de seus descendentes, em condições de laboratório. Científica, São Paulo, 21(2): 245-253.
- Chiavegato, L.G. & P.R. Kharfan. 1993. Comportamento do ácaro da leprose *Brevipalpus phoenicis* (G.) (Acari: Tenuipalpidae) em citros. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 22(2): 355-359.
- Chiavegato, L.G. & A.A. Salibe. 1984. Transmissibility of leprosis symptoms by *Brevipalpus phoenicis* to young citrus plants under laboratory conditions. In: Proceedings of the Conference of the International Organization of Citrus Virologists, 9, Riverside, 1983, p. 218-221.
- Chiavegato, L.G., G.M. de S. Pereira & R. Pavarini. 1997. Avaliação das diferentes fases de desenvolvimento de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tenuipalpidae) na transmissão da leprose em plantas cítricas. Científica, São Paulo, 25(2): 307-315.
- Chiavegato, L.G., O. Rigitano & M. Ojima. 1967. Observações preliminares sobre anormalidades em macieira. O Agrônomo, 19(3-4): 34-35.
- Childers, C.C., M.M. Abou-Setta & M.S. Nawar. 1991. Biology of *Eutetranychus banksi*: life tables on “Marsh” grapefruit leaves at different temperatures (Acari: Tetranychidae). International Journal of Acarology, 17: 29-35.
- Cho, M.R., Kim, D.S., Im, D.J., Na, S.Y. & M.S. Yiem. 1999. A new record of tarsonemid mite, *Steneotarsonemus spinki* (Acari, Tarsonemidae) and its damage on rice in Korea. Korean Journal of Applied Entomology, 38(2): 157-164.
- Cia, E., M.G. Fuzatto, R.R. Lüders, J.I. Kondo & R. Galbieri. 2005. Efeitos da incidência de ácaro branco em diferentes genótipos de algodoeiro. In: Anais do V Congresso Brasileiro de Algodão, Salvador, CD-ROM
- Coll, O.R. de & E.D. Saini. 1992. Insectos y acaros perjudiciales al cultivo de la yerba mate en la República Argentina. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Estación Experimental Agropecuaria Montecarlo, Argentina, 48 p.
- Coll, O.R. & M.S. Caceres. 1995. Determinación de la fluctuación poblacional del “acaró del bronceado” de la yerba mate y sus enemigos naturales. In: Winge, H., A.G. Ferreira, J.E.A. Mariath & L.C. Tarasconi (orgs.). Erva-mate: biología e cultura no Cone Sul. ED. UFRGS, Porto Alegre, p. 121-128.
- Coordenadoria de Assistência Técnica Integral. 1997. Manual técnico das culturas, 8. 2a. ed. rev. atual., Tomo III, Fruticultura, Campinas, 347 p.
- Cordo, H.A. & C.J. Deloach. 1975. Ovipositional specificity and feeding habits of the waterhyacinth mite, *Orthogalumna terebrantis*, in Argentina. Environmental Entomology, 4: 561-565.
- Corpuz-Raros, L.A. 2001. *Tuckerella filipina*, a new species of Tuckerellidae (Acari) from the Phillipines. International Journal of Acarology, 27(1): 71-74.
- Costa, A.S. 1954. Observações sobre o bronzeamento do algodoeiro mocó. Bragantia, Campinas, 14(4): 27-34.
- Costa, A.S. & A.M.B. Carvalho. 1960a. Anomalia das folhas da quaresmeira, associada a ácaros. Bragantia, Campinas, 19: 7-10.

Manual de Acarologia

- Costa, A.S. & A.M.B. Carvalho. 1960b. Enrolamento do bordo das folhas da primavera, causado por ácaro. *Bragantia*, Campinas, 19: 139-140.
- Costa, A.S. & R.D. Gonçalves. 1950. Cinza ou penugem do tomateiro (*Lycopersicum esculentum* Mill). *Bragantia*, Campinas, 10(12): 383-384.
- Croft, B.A. & C. Jung. 2002. Phytoseiid dispersal at plant to regional levels: a review with emphasis on management of *Neoseiulus fallacis* in diverse agroecosystems. *Experimental and Applied Acarology*, 25: 763-784.
- Cromroy, H.L. 1983. Potential use of mites in biological control of terrestrial and aquatic weeds. *In: Hoy, M.A., G.L. Cunningham & L. Knutson (orgs.)*. Biological control of pests by mites. University of California, Division of Agriculture and Natural Resources, Special Publication, 3304, Berkeley, p. 61-66.
- Cunnington, A.M. 1976. The effect of physical conditions on the development and increase of some important storage mites. *Annals of Applied Biology*, 82: 175-178.
- D'Andréa, G. 1951. *Phyllocoptes vitis*. *In: Anais do V Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia*, Caxias do Sul, Rio Grande do Sul, março de 1950, p. 72.
- Daud, R.D., P.R. Demite, R.J.F. Feres, E.G. Cardoso, E. Trabuço & M. Boscolo. 2004. Éster de sacarose: biopesticida promissor no controle de ácaros. *In: XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Programa e Resumos*. Gramado-RS, 5-10 de setembro de 2004, p. 340.
- Davis, R., C.H.W. Flechtmann, J.H. Boczek & H.E. Barké. 1982. Catalogue of eriophyid mites (Acari: Eriophyoidea). Warsaw Agricultural University Press, Varsóvia, 254 p.
- DeBach, P. 1964. Biological control of insect pests and weeds. Reinhold, N. Iorque, 844 p.
- Delalibera, I., Jr., A.E. Hajek & R.A. Humber. 2004. *Neozygites manihotae* sp.nov., a pathogen of the cassava green mite. *Mycologia*, 96(5): 1002-1009.
- Delucchi, V. 1989. Integrated pest management vs systems management. *In: Yaninek, J.S. & H.R. Herren (orgs.)*. Biological control: a sustainable solution to crop pest problems in Africa. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria, p. 51-67.
- De Negri, J.D. 1987. Citros. Outros ácaros de importância econômica. *Correio Agrícola*, 2/87: 14-21.
- De Vis, R. & A.J. Barrera. 1999. Use of two predators *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) and *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) for the biological control of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) in roses in the Bogota plateau. *In: Fischer, G. & A. Angarita (orgs.)*, Proceedings of the International Symposium on Cut Flowers in the Tropics, Bogotá, Acta Horticulturae, 482: 259-268.
- De Vis, R.M.J., G.J. de Moraes & M.R. Bellini. 2006. Mites (Acari) of rubber trees (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) in Piracicaba, State of São Paulo, Brazil. *Neotropical Entomology*, 35(1): 112-120.
- Díaz, A., K. Okabe, C.J. Eckenrode, M.G. Villani & B.M. Oconnor. 2000. Biology, ecology, and management of the bulb mites of the genus *Rhizoglyphus* (Acari: Acaridae). *Experimental and Applied Ecology*, 24: 85-113.
- Dittrich, V. & P. Streibert. 1969. The respiration mechanism of spider mite eggs. *Zeitschrift für angewandte Entomologie*, 63(2): 200-211.

- Dosse, G. 1954. *Tenuipalpus orchidarum* Parfitt nun auch in deutschen Gewächshäusern. Zeitschrift für angewandte Entomologie, 36(3): 304-315.
- Drukker, B., A. Janssen, W. Ravensberg & M.W. Sabelis. 1997. Improved control capacity of the mite predator *Phytoseiulus persimilis* (Acari: Phytoseiidae) on tomato. Experimental and Applied Acarology, 21: 507-518.
- Ehara, S. 1966. Some mites associated with plants in the State of São Paulo, Brazil, with a list of plant mites of South America. Japanese Journal of Zoology, 15(2): 129-150.
- Endlein, U.M. & C.H.W. Flechtmann. 1976. Ocorrência de *Carpoglyphus lactis* (L., 1758) (Acari, Astigmata) em bananas-passa. Ciência e Cultura, São Paulo, 28(8): 932-933.
- Easterbrook, M.A. 1996. Damage and control of eriophyoid mites in apple and pear. In: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). Eriophyoid mites. Their biology, natural enemies and control, Elsevier, Amsterdam, p. 527-541.
- Evans, G.O. 1992. Principles of acarology. CAB International, Wallingford, 563 p.
- Fain, A. & G.W. Krantz. 1990. Notes on the genus *Asperoseius* Chant, 1957 (Acari, Phytoseiidae), with descriptions of two new species. Journal of African Zoology, 104: 213-220.
- Fenilli, R. & C.H.W. Flechtmann. 1990. Ácaros do pinheiro-do-Paraná em Lages, Santa Catarina. Anais da ESALQ, Piracicaba, 47(1): 243-250.
- Feres, R.J.F. 1992. A new species of *Calacarus* Keifer (Acari, Eriophyidae, Phyllocoptinae) from *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. (Euphorbiaceae) from Brazil. International Journal of Acarology, 18(1): 61-65.
- Feres, R.J.F. 1998. Two new Phyllocoptinae mites (Acari, Eriophyidae) from *Hevea brasiliensis* Muell. Arg. (Euphorbiaceae) from Brazil. International Journal of Acarology, 24(1): 69-74.
- Feres, R.J.F. 2000. Levantamento e observações naturalísticas da acarofauna (Acari, Arachnida) de seringueiras cultivadas (*Hevea* spp., Euphorbiaceae) no Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, 7: 157-173.
- Feres, R.J.F. 2001. Primeiro registro de ácaros eriofiídeos (Acari, Eriophyidae) em seringueiras (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) da Floresta Amazônica, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, 18(Supl. 1): 343-345.
- Feres, R.J.F. 2002 [2001]. Ácaros eriofiídeos (Acari: Eriophyidae) em seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.: Euphorbiaceae) no Brasil. In: Sá, L.A.N. de & G.J. de Moraes (orgs.). Ácaros de importância quarentenária, Embrapa Meio Ambiente, Documento 25: 31-36.
- Feres, R.J.F. & M.R. Bellini. 2002. Ocorrência de diapausa em *Tenuipalponychus tabebuiae* Aguilar, Flechtmann & Ochoa (Acari, Tetranychidae) no Estado de São Paulo, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, 19 (suplemento 2): 219-224.
- Feres, R.J.F. & C.H.W. Flechtmann. 1988. *Aponychus chiavegatoi* n. sp. collected from *Citrus* sp. (Rutaceae) in São Paulo, Brazil (Acari: Tetranychidae, Eurytetranychini). Revista Brasileira de Biologia, 48: 959-964.
- Feres, R.J.F., D. de C. Rossa-Feres, R.D. Daud & R.S. Santos. 2002. Diversidade de ácaros (Acari, Arachnida) em seringueiras (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg., Euphorbiaceae) na região noroeste do Estado de São Paulo, Brasil. Revista Brasileira de Zoologia, 19(1): 137-144.

Manual de Acarologia

- Ferla, N.J. 2001. Ecologia e controle de ácaros (Acari) da seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) no Estado de Mato Grosso. Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 141 p.
- Ferla, N.J. & M.M. Marchetti. 2005. Ácaros no morango (*Fragaria* sp.). UNIVATES, Lajeado-RS, 19 p.
- Ferla, N.J. & G.J. de Moraes. 2002. Ácaros (Arachnida, Acari) da seringueira (*Hevea brasiliensis* Muell. Arg.) no Estado do Mato Grosso, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 19(3): 867-888.
- Ferla, N.J. & G. J. de Moraes. 2003a. Biologia de *Agistemus floridanus* Gonzalez (Acari, Stigmaeidae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 20(2): 261-264.
- Ferla, N.J. & G.J. de Moraes. 2003b. Ciclo biológico de *Calacarus heveae* Feres, 1992 (Acari, Eriophyidae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 47(3): 399-402.
- Ferla, N.J. & G.J. de Moraes. 2006. Seletividade de acaricidas e inseticidas a ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae) encontrados em seringueira no centro-oeste. *Ciência Rural*, Santa Maria, 36(2): 357-362.
- Ferla, N.J., E.S. Hoffmann, M.J. Maciel, T.B. Horn, L.E. Steffens, D. Gonçalves, M.H. Hermann & M. Carniel. Artrópodes na erva-mate (*Ilex paraguariensis*). UNIVATES, Lajeado-RS, 20 p.
- Ferla, N.J., M.M. Marchetti & J.C. Siebert. 2005b. Acarofauna (Acari) de erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.: Aquifoliaceae) no Estado do Rio Grande do Sul. *Biociências*, 13(2): 133-142.
- Ferreira, D.N.M. & C.H.W. Flechtmann. 1997. Two new phytophagous mites (Acari: Tetranychidae, Eriophyidae) from *Arachis pintoi* from Brazil. *Systematic and Applied Acarology*, 2 181-188.
- Ferreira, D.N.M., C.H.W. Flechtmann & G.J. de Moraes. 2001. Avaliação do risco de introdução de ácaros fitófagos associados à cultura da maçã no Brasil. *Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Documentos*, 57, 83 p.
- Ferreira, J.M.S., D.R.N. Warwick & L.A. Siqueira. 1998. A cultura do coqueiro no Brasil. *Embrapa-SPI (Brasília), Embrapa-CPATC (Aracaju)*, 292 p.
- Flechtmann, C.H.W. 1967a. Contribuição para o conhecimento dos ácaros de plantas de algumas regiões do Estado de São Paulo. Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 47 p.
- Flechtmann, C.H.W. 1967b. Ácaros encontrados sobre maçãs de procedência argentina. *Anais da ESALQ, Piracicaba*, 24: 83-85.
- Flechtmann, C.H.W., 1972. *Tetranychus (T.) urticae* Koch, 1836 [Acari], praga severa de orquídeas [*Catasetum* sp.] em ripados. *Revista de Agricultura, Piracicaba*, 47(2): 70.
- Flechtmann, C.H.W. 1973. On an eriophyid mite (Acari) from *Lantana* from Brazil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 2: 109-110.
- Flechtmann, C.H.W. 1975. *Elementos de acarologia*. Livraria Nobel S.A., S. Paulo, 344 p.
- Flechtmann, C.H.W. 1976a. Sobre dois ácaros (Arthropoda, Acari) freqüentes em criações da broca da cana-de-açúcar (Insecta, Lepidoptera). *Ecossistema, Pinhal*, 1(1):62-63.
- Flechtmann, C.H.W. 1976b. Preliminary report on the false spider mites (Acari: Tenuipalpidae) from Brazil and Paraguay. *Proceedings of the Entomological Society*

Moraes & Flechtmann

- of Washington, 78(1): 58-64.
- Flechtmann, C.H.W. 1977. Artrópodos associados ao água-pé (*Eichhornia crassipes*) no Brasil. I. Ácaros. In: Programa. IV Congresso Brasileiro de Entomologia, Goiânia, 6-11 fevereiro de 1977, p.118.
- Flechtmann, C.H.W. 1979. Ácaros de importância agrícola. Livraria Nobel S.A., S. Paulo. 189 p.
- Flechtmann, C.H.W. 1983. Dois ácaros novos para o eucalipto, com uma lista daqueles já assinalados para esta planta. Notas Técnicas, IPEF, Piracicaba, 23: 43-46.
- Flechtmann, C.H.W. 1986. Ácaros em produtos armazenados e na poeira domiciliar. FEALQ, Piracicaba, 97 p.
- Flechtmann, C.H.W. 1994. *Amrineus cocofolius* n.g., n.sp. (Acari: Eriophyidae) from Brazil. International Journal of Acarology, 20(1): 57-59.
- Flechtmann, C.H.W. 1995. A new eriophyid mite from *Hydrangea* sp. in Brazil, *Paracaphylla setifemorata*, n.sp.. Revista Brasileira de Zoologia, 12(4): 747-750.
- Flechtmann, C.H.W. 1996. Rediscovery of *Tetranychus abacae* Baker & Pritchard, additional description and notes on South American spider mites (Acari, Prostigmata, Tetranychidae). Revista Brasileira de Zoologia, 13: 569-587.
- Flechtmann, C.H.W. 1998. Three Eriophyoidea (Acari: Prostigmata) new for the Brazilian fauna. International Journal of Acarology, 24(1): 75-80.
- Flechtmann, C.H.W. 1999. *Tegolophus brunneus* n.sp., a new citrus rust mite from Brazil (Acari: Eriophyidae). International Journal of Acarology, 25: 265-267.
- Flechtmann, C.H.W. 2000. Two new genera and three new species of Eriophyidae (Acari) from the Brazilian pine, *Araucaria angustifolia* (Araucariaceae). International Journal of Acarology, 26: 137-144.
- Flechtmann, C.H.W. 2001. Two new species of eriophyid mites from fruit trees in Brazil (Acari: Eriophyidae). International Journal of Acarology, 27: 205-210.
- Flechtmann, C.H.W. 2002. *Esalquia centennaria*, a new genus and new species of Eriophyidae (Acari) from ferns in Brazil. International Journal of Acarology, 28(1): 41-44.
- Flechtmann, C.H.W. 2004. Two new plant feeding mites from *Brachiaria ruziziensis* in citrus groves in São Paulo, Brazil and new distribution records of other plant mites in Brazil. Zootaxa, 708: 1-11.
- Flechtmann, C.H.W. & S.B. Alves. 1976. *Oligonychus megandrosoma*, a new species of Acari (Acari, Prostigmata) from avocado (*Persea americana* Mill.) from Brazil. Ecossistema, Pinhal, 1(1): 25-28.
- Flechtmann, C.H.W. & E. Amante. 1974. "Ácaro purpúreo" *Panonychus citri* (McGregor, 1916) praga dos citros. O Biológico, 40: 195-200.
- Flechtmann, C.H.W. & B.R. Aranda C. 1970. New records and notes on eriophyid mites from Brazil and Paraguay, with a list of Eriophyidae from South America. Proceedings of the Entomological Society of Washington, 72(1): 94-98.
- Flechtmann, C.H.W. & R.J. Arleu. 1984. *Oligonychus coffeae* (Nietner, 1861), um ácaro tetraniquídeo da seringueira (*Hevea brasiliensis*) novo para o Brasil e observações sobre outros ácaros desta planta. Ecossistema, Pinhal, 9: 123-125.
- Flechtmann, C.H.W. & E.W. Baker. 1970. A preliminary report on the Tetranychidae

Manual de Acarologia

- (Acarina) of Brazil. *Annals of the Entomological Society of America*, 63(1): 156-163.
- Flechtmann, C.H.W. & E.W. Baker. 1975. A report on the Tetranychidae (Acarina) of Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 19(3): 111-122.
- Flechtmann, C.H.W. & F.P. Castelo. 1982. On some insects and mites associated with dried and salted fish in Brazil. *Acta Amazônica*, 12(2): 489-490.
- Flechtmann, C.H.W. & J. Etienne. 2004. The red palm mite, *Raoiella indica* Hirst, a threat to palms in the Americas (Acari: Prostigmata: Tenuipalpidae). *Systematic and Applied Acarology*, 9: 109-110.
- Flechtmann, C.H.W. & J. Etienne. 2005. Un nouvel acarien ravageur des palmiers. En Martinique, premier signalement de *Raoiella indica* pour les Caraïbes. *Phytoma, La Defense des Végétaux*, 584: 10-11.
- Flechtmann, C.H.W. & K.L.S. Harley. 1974. Preliminary report on mites (Acari) associated with *Lantana camara* L. in the neotropical region. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 3(1): 69-71.
- Flechtmann, C.H.W. & E. Malavolta. 1976. Studies on the mineral nutrition of grain sorghum. III. Populations of the common two spotted spider mite on grain sorghum grown on various levels of N, P and K. *Communication in Soil Science and Plant Analysis*, 7(9): 839-841.
- Flechtmann, C.H.W. & J. A. McMurtry, 1992. Studies of cheliceral and deutosternal morphology of some Phytoseiidae (Acari: Mesostigmata) by scanning electron microscopy. *International Journal of Acarology*, 18(3):163-169.
- Flechtmann, C.H.W. & G.J. de Moraes. 2002. Three new species of eriophyid mites (Acari: Eriophyidae) from the state of São Paulo, Brazil. *Zootaxa*, 23: 1-8.
- Flechtmann, C.H.W. & G.J. de Moraes. 2003. New genus and species of eriophyid mites (Acari: Eriophyidae) from Myrtaceae in Brazil, with notes on damages caused by *Aculus pitangae* Boczek & Davis. *Zootaxa*, 153: 1-10.
- Flechtmann, C.H.W. & D.L.Q. Santana. 1997. A preliminary note on mites on corn in Brazil with redescription of *Catarhinus tricholaenae* and *Oligonychus zaeae* (Acari: Diptilomiopidae, Tetranychidae). *Systematic and Applied Acarology*, 2: 189-194.
- Flechtmann, C.H.W. & D.L.Q. Santana. 2001. First record of an eriophyid mite from *Eucalyptus* in Brazil, with a complementary description of *Rhombacus eucalypti* Ghosh and Chakrabarti (Acari: Eriophyidae). *International Journal of Acarology*, 27: 123-127.
- Flechtmann, C.H.W. & D.L.Q. Santana. 2007. A new deutergynous eriophyid mite (Acari: Eriophyidae) from a semideciduous tree in southern Brazil. *International Journal of Acarology*, 33(2): 129-132.
- Flechtmann, C.H.W. & A.C. Zem. 1980. Efeitos da aplicação de permetrina sobre o ácaro rajado (*Tetranychus urticae* Koch, 1844). *Ecossistema, Pinhal*, 5: 29-32.
- Flechtmann, C.H.W., G.O. Evans & J.A. McMurtry. 1994. Some noteworthy features of the chelicerae and subcapitulum of *Phytoseiulus longipes* Evans (Acari: Mesostigmata), with observations on the preoral channel in the Phytoseiidae. *Experimental and Applied Acarology*, 18: 293-299.
- Flechtmann, C.H.W., H. Kimati, J.C. Medcalf & J. Ferre. 1970. Observações preliminares sobre a malformação de inflorescências de mangueira (*Mangifera indica* L.) e fungo,

- alguns insetos e ácaro nelas encontrados. Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, 27: 281-285.
- Freitas, J.A.D., W.R. Maluf, M. das G. Cardoso & A.C.B. de Oliveira. 2000. Seleção de plantas de tomateiro visando à resistência a artrópodes-praga mediada por zingibereno. *Acta Scientiarum*, Maringá, 22(4): 919-923.
- Frost, W.E. & P.M. Ridland. 1996. Damage and control of eriophyoid mites in crops. Grasses. *In*: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). Eriophyoid mites – Their biology, natural enemies and control. Elsevier, Amsterdam, p. 619-629.
- Furtado, I.P., G.J. de Moraes, S. Kreiter & M. Knapp. 2006. Search for effective natural enemies of *Tetranychus evansi* in south and southeast Brazil. *Experimental and Applied Acarology*, 40: 157-174.
- Fustaino, M. de L.S. 1987. Determinação do nível de dano econômico do ácaro rajado, *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) Boudreaux & Dosse, 1963 (Acarina, *Tetranychus*) em cultura de feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) cultivar Carioca. Dissertação de Mestrado, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 88 p.
- Gaede, K. 1992. On the water balance of *Phytoseiulus persimilis* A.-H. and its ecological significance. *Experimental and Applied Acarology*, 15: 181-198.
- Gais, N.L. 2000. Estudo da dinâmica populacional de ácaros fitófagos na cultura de erva-mate em Cascavel-PR. Monografia de Bacharelado em Ciências Biológicas, Universidade Estadual do Oeste do Paraná (UNIOESTE), 29 p.
- Gallo, D., O. Nakano, S. Silveira Neto, R.P.L. Carvalho, G.C. de Baptista, E. Berti Filho, J.R.P. Parra, R.A. Zucchi, S.B. Alves, J.D. Vendramim, L.C. Marchini, J.R.S. Lopes & C. Omoto. 2002. Entomologia agrícola. FEALQ, Piracicaba, 920 p.
- Gerson, U. 1985. Webbing. *In*: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). *World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control.* Elsevier, Vol. 1A, p. 223-232.
- Gerson, U., A. Fain & R.L. Smiley. 1999. Further observations on the Cheyletidae (Acari), with a key to the genera of the Cheyletinae and a list of all known species in the family. *Bulletin de L'Institut Royal des Sciences Naturelles de Belgique, Entomologie*, 69: 35-86.
- Gerson, U., R.L. Smiley & R. Ochoa. 2003. *Mites (Acari) for pest control.* Blackwell Publishing, UK, 539 p.
- Gioria, R. (org.). 2002. *Doenças e pragas que atacam as orquídeas.* Brasil Orquídeas, Taubaté, 64 p.
- Gonçalves, M.E.C., J.V. Oliveira, R. Barros & J.B. Torres. 2001. Efeito de extratos vegetais sobre estágios imaturos e fêmeas adultas de *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Acari: Tetranychidae). *Neotropical Entomology*, 30(2): 305-309.
- Gonçalves, M.I.F., W.R. Maluf, L.A.A. Gomes & L.V. Barbosa. 1998. Variation in 2-tridecanone level in tomato plant leaflets and resistance to two mite species (*Tetranychus* sp.). *Euphytica*, 104: 33-38.
- Gondim Jr., M.G.C. & Moraes, G.J. de. 2003. Life cycle of *Retracrus johnstoni* Keifer (Acari: Phytoptidae). *Neotropical Entomology*, 32(2): 197-201.
- Gondim Jr. & J.V. de Oliveira. 2001a. Aspectos biológicos do ácaro plano, *Tenuipalpus*

Manual de Acarologia

- pacificus* Baker (Acari: Tenuipalpidae). Caderno Omega, Série Agronomia, Recife, 12: 88-89.
- Gondim Jr. & J.V. de Oliveira. 2001b. Ácaros de fruteiras tropicais: importância econômica, identificação e controle. *In*: Michereff, S.J. & R. Barros (orgs.). Proteção de plantas na agricultura sustentável. UFRPE, Recife, p. 311-349.
- Gondim Jr., M.G.C., C.H.W. Flechtmann & G.J. de Moraes. 2000. Mite (Arthropoda: Acari) associates of palms (Arecaceae) in Brazil. V. Descriptions of four new species in the Eriophyoidea. *Systematic and Applied Acarology*, 5: 99-110.
- Gonzales-Bustamante, L.E. 1995. *Phytonemus pallidus* (Banks) y *Frankliniella* sp. dañando fresa cultivada en Huaral, Lima. *Revista Peruana de Entomologia*, 38: 35-38.
- Gorirossi-Bourdeau, F. 1995. A documentation in stone of Acarina at the Roman Temple of Bacchus in Baalbek, Lebanon about 150 AD. *Bulletin & Annales de la Société Royale Belge d'Entomologie*, 131: 3-15.
- Gouvea, A., C.F. Zanella & L.F.A. Alves. 2004. Dinâmica populacional do ácaro *Oligonychus yothersi* (McGregor), 1914 [sic], (Acari: Tetranychidae) em plantas de erva-mate *Ilex paratariensis* St. Hil. (Aquifoliaceae) [sic], em Dois Vizinhos-PR. *Scientia Agraria Paranaensis*, 3(1): 35-48.
- Gouvea, A., L.C. Boaretto, C.F. Zanella & L.F.A. Alves. 2006. Dinâmica populacional de ácaros (Acari) em erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hil.: Aquifoliaceae). *Neotropical Entomology*, 35(1): 101-111.
- Grandjean, F. 1935. Observations sur les acariens. (1ère sér.). *Bulletin du Museum Nationale d'Histoire Naturelle, Paris*, 7(2):119-126.
- Grandjean, F. 1938. *Retetydeus* et les stigmates mandibulaires des Acariens Prostigmatiques. *Bulletin du Muséum d'Histoire Naturelle, Paris*, 10: 279-286.
- Gravena, S. 2002. Manual prático de inspeção de pragas dos citros. Gravena - Manejo Ecológico de Pragas, Jaboticabal-SP, 54 p.
- Gravena, S. 2004. Manejo integrado de pragas é vital na produção de citros. *Visão Agrícola, Piracicaba*, 1(2): 54-59.
- Gravena, S., S.R. Benvenga, L.C.S. Amorim, J.L. da Silva & N. Araújo Jr. 2005. Manejo prático da resistência do ácaro-da-leprose dos citros. *Laranja, Cordeirópolis*, 26(1): 1-10.
- Gravena, S., J.L. da Silva, P.T. Yamamoto & P.E.B. Paiva. 1995. Manual do pragueiro para manejo ecológico de pragas dos citros. 2a. edição. Gravena Manejo Ecológico de Pragas Agrícolas, Jaboticabal-SP, 40 p.
- Guedes, J.V.C., D. Navia, C.H.W. Flechtmann & A.C. Lofego. 2004. Ácaros fitófagos e predadores associados à soja no Rio Grande do Sul. *In*: Programa e Resumos do XX Congresso Brasileiro de Entomologia, Gramado-RS, 5-10 de setembro de 2004, p. 170.
- Guimarães, J.M. 1970. Bases fitossanitárias para a solução do problema dos ácaros do figo seco no Algarve. Laboratório da Defesa Fitossanitária dos Produtos Armazenados, Lisboa, 174 p.
- Guerere, P. & M. Quirós de Gonzalez. 2000. Escalas cualitativas del daño hecho por el ácaro plano, *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Tenuipalpidae), a frutos del guayabo (*Psidium guajava* L.). *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*, 17(6): 471-481.
- Hambleton, E.J. 1938. A ocorrência do ácaro tropical "*Tarsonemus latus* Banks", (Acar.

- Tarsonemidae) causador da rasgadura das folhas nos algodoais de S. Paulo. Arquivos do Instituto Biológico, São Paulo, 9: 201-219 + ilustrações.
- Hambleton, E.J & H.F.G Sauer. 1938. Observações sobre as pragas da cultura algodoeira no nordeste e norte do Brasil. Arquivos do Instituto Biológico, São Paulo, 9: 319-330.
- Hassan, E.O. & H.H. Kiefer. 1978. The mango leaf-coating mite, *Cisaberoptus kenyae* K. (Eriophyidae, Aberoptinae). Pan-Pacific Entomologist, 54(3): 183-193.
- Hassan, S.A., F. Bigler, H. Bogenschütz, E. Boller, J. Brun, J.N.M. Calis, J. Coremans-Pelseneer, C. Duso, A. Grove, U.J. Heimbach, N. Helyer, H. Hokkanen, G.B. Lewis, F. Mansour, L. Moreth, L. Polgar, L. Samsøe-Petersen, B. Sauphanor, A. Stäubli, G. Sterk, A. Vainio, M. van de Veire, G. Viggiani & H. Voght. 1994. Results of the sixth joint pesticide testing programme of the IOBC/WPRS Working Group "Pesticides and Beneficial Organisms". Entomophaga, 39: 107-119.
- Heinrich, W.O. 1972. Contribuição ao estudo da biologia de *Oligonychus (O.) ilicis* (Acarina: Tetranychidae). Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 116 p.
- Helle, W. & M. Wysoki. 1996. Arrhenotokous parthenogenesis. In: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). Eriophyoid mites. Their biology, natural enemies and control, Elsevier, Amsterdam, p. 169-172.
- Helle, W., H.R. Bolland, R. Van Arendonk, R. de Boer, G.G.M. Schulten & V.M. Russell. 1978. Genetic evidence for bilateral males in haplo-diploid predator mites (Acarina: Phytoseiidae). Genetica, 49: 165-171.
- Hernandes, F.A. & R.J.F. Feres. 2006. Revisão sobre ácaros (Acari) de seringueiras (*Hevea* spp, Euphorbiaceae) no Brasil. Biota Neotropica, Jan/Abr 2006, Vol. 6(1), <http://www.biotaneotropica.org.br/v6n1/pt/abstract?article+bn00406012006>.
- Hickman, Jr. C.P., L.S. Roberts & A. Larson. 2003. Princípios integrados de zoologia. Décima primeira edição. Editora Guanabara Koogan S.A., Rio de Janeiro, 846 p.
- Horwitz, W. 2000. Official methods of analysis of AOAC International. AOAC International, Arlington, Virginia, 17a. edição, 2 volumes, 2200 p.
- Huffaker, C.B., M. van de Vrie & J.A. McMurtry. 1970. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: a review. II. Tetranychid populations and their possible control by predators: an evaluation. Hilgardia, 40(11): 391-458.
- Hughes, A.M. 1976. The mites of stored food and houses. 2a. edição, Technical Bulletin, 9, Ministry of Agriculture, Fisheries and Food, Londres, 400 p.
- Humber, R.A., G.J. de Moraes & J.M. dos Santos. 1981. Natural infection of *Tetranychus evansi* (Acarina: Tetranychidae) by *Triplosporium* sp. (Zygomycetes: Entomophthorales) in northeastern Brazil. Entomophaga, 26(4): 421-425.
- Husseini, M., K. Schumann & H. Sermann. 1993. Rearing immature feeding stage of *Orius majesculus* Reut. (Het., Anthocoridae) on the acarid mite *Tyrophagus putrescentiae* [sic] Schr. as new alternative prey. Journal of Applied Entomology, 116: 113-117.
- International Commission on Zoological Nomenclature. 1999. International code of Zoological Nomenclature. Fourth edition. Tipografia La Garangola, Padova, Itália, 236 p.
- James, D.G. 1997. Imidacloprid increases egg production in *Amblyseius victoriensis* (Acari: Phytoseiidae). Experimental and Applied Acarology, 21: 75-82.

Manual de Acarologia

- Jeppson, L.R., H.H. Keifer & E.W. Baker. 1975. Mites injurious to economic plants. University of California Press, Berkeley, 614 p. + 74 pranchas.
- Johnston, D.E. 1968. An atlas of Acari. I. The families of Parasitiformes and Opilioacariformes. Acarology Laboratory, The Ohio State University, 110 p.
- Jones, F.G.W. 1976. Pests, resistance and fertilizers. *In*: Fertilizer use and plant health. Proceedings of the 12th Colloquium of the International Potash Institute, Izmir, Turkey, 1976, p. 233-258.
- Jones, V.P. & M.P. Parrella. 1984. The sublethal effects of selected insecticides on life table parameters of *Panonychus citri* (Acari: Tetranychidae). The Canadian Entomologist, 116: 1033-1040.
- Jung, C. & B.A. Croft. 2001. Ambulatory and aerial dispersal among specialist and generalist predatory mites. Environmental Entomology, 30(6): 1112-1118.
- Keifer, H.H. 1952. The eriophyid mites of California. Bulletin of the California Insect Survey, 2: 1-123.
- Keifer, H.H. 1965. Eriophyid studies. ARS-USDA, B-16: 1-20.
- Keifer, H.H. 1972. Eriophyid studies. ARS-USDA, C-6: 1-24.
- Keifer, H.H. 1978. Eriophyid studies. ARS-USDA, C-15: 1-24.
- Keifer, H.H. & H.A. Denmark. 1976. *Eriophyes lantanae* Cook (Acarina: Eriophyidae) in Florida. Entomology Circular, Florida Department of Agriculture & Consumer Services. Division of Plant Industry, 166: 1-2.
- Keifer, H.H., E.W. Baker, T. Kono, M. Delfinado & W.E. Styer. 1982. An illustrated guide to plant abnormalities caused by eriophyoid mites in North America. United State Department of Agriculture, Agriculture Research Service, Agriculture Handbook 573, 178 p.
- Kitajima, E.W., C.M. Chagas & J.C.V. Rodrigues. 2003a. *Brevipalpus*-transmitted plant virus and virus-like diseases: cytopathology and some recent cases. Experimental and Applied Acarology, 30: 135-160.
- Kitajima, E.W., J.A.M. Rezende & J.C.V. Rodrigues. 2003b. Passion fruit green spot virus vectored by *Brevipalpus phoenicis* (Acari: Tenuipalpidae) on passion fruit in Brazil. Experimental and Applied Acarology, 30: 225-231.
- Knorr, L.C., H.C. Phatak & H.H. Keifer. 1976. Web-spinning eriophyid mites. Journal of the Washington Academy of Science, 66(4): 228-234.
- Komatsu, S.S. & O. Nakano. 1988. Estudos visando o manejo do ácaro da leprose em citros através do ácaro predador *Euseius concordis* (Acari: Phytoseiidae). Laranja, Cordeirópolis, 9(1): 125-146.
- Kostiainen, T.S. & M.A. Hoy. 1996. The Phytoseiidae as biological control agents of pest mites and insects. A bibliography. University of Florida, Agricultural Experiment Station, Institute of Food and Agricultural Sciences, Gainesville, Flórida. Monograph 17. 353 pp.
- Kovaleski, A. & J.D. Vendramim. 1993. Biologia de *Panonychus ulmi* (Koch, 1836). Revista de Agricultura, Piracicaba, 68(1): 27-41.
- Krantz, G.W. 1961. The biology and ecology of granary mites of the Pacific Northwest. I. Ecological considerations. Annals of the Entomological Society of America, 54(2): 169-174.

- Krantz, G.W. 1970. A manual of acarology. Primeira edição. Oregon State University Book Stores, Inc. Corvallis, 335 p.
- Krantz, G.W. 1973. Dissemination of *Kampimodromus aberrans* by the filbert aphid. *Journal of Economic Entomology*, 66: 575-576.
- Krantz, G.W. 1978. A manual of acarology. Segunda edição. Oregon State University Book Stores, Inc. Corvallis, 509 p.
- Krantz, G.W. & E.E. Lindquist. 1979. Evolution of phytophagous mites (Acari). *Annual Review of Entomology*, 24: 121-158.
- Krantz, G.W. & B.I. Redmond. 1987. Identification of glandular and poroidal idionotal systems in *Macrocheles perglaber* F. & P. (Acari: Macrochelidae). *Experimental and Applied Acarology*, 3: 243-253.
- Labandeira, C.C., T.L. Phillips & R.A. Norton. 1997. Oribatid mites and the decomposition of plant tissues in Paleozoic coal-swamp forests. *Palaios*, 12(4): 319-353.
- Lehtinen, P. 1981. New Holothyrida (Arachnida, Anactinotrichida) from New Guinea and South America. *Acarologia*, 22(1): 3-13.
- Lindquist, E.E. 1985. Anatomy, phylogeny and systematics. External Anatomy. *In*: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). *World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control*. Elsevier, Vol. 1B, p. 3-28.
- Lindquist, E.E. 1986. The world genera of Tarsonemidae (Acari: Heterostigmata): a morphological, phylogenetic, and systematic revision, with a reclassification of family-group taxa in the Heterostigmata. *Memoirs of the Entomological Society of Canada*, 136, 517 p.
- Lindquist, E.E. & J.W. Amrine Jr. 1996. Systematics, diagnoses for major taxa, and keys to families and genera with species on plants of economic importance. *In*: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). *Eriophyoid mites – Their biology, natural enemies and control*. Elsevier, Amsterdam, p. 33-88.
- Lisbão, R.S., J.B. Bernardi, R.R.A. Lordello & C.H.W. Flechtmann. 1976. Observações sobre o comportamento de cultivares de pimentão (*Capsicum annuum* L.) e paprika (*Capsicum* sp.) com relação ao ataque de ácaro rajado (*Tetranychus urticae* Koch). *Ecossistema, Pinhal*, 1(1): 3-5.
- Lorenzato, D., E.O. Grellmann, E.C. Chouene & L.M. Meyer-Cachapuz. 1986. Flutuação populacional de ácaros fitófagos e seus predadores associados à cultura da macieira (*Malus domestica* Bork) e efeitos dos controles químico e biológico. *Agronomia Sulriograndense*, 22(2): 215-242.
- Lourenção, A.L., A. Savy Filho, N.V. Banzato & E.M. Paulo. 1996. Insetos e ácaros associados à mamoneira no Brasil. *Boletim Técnico 157*, Instituto Agrônomo, Campinas-SP, 10 p.
- Lourenção, A.L., F.S. Kasai, D. Návia, I.J. Godoy & C.H.W. Flechtmann. 2001. Ocorrência de *Tetranychus ogmophallos* Ferreira & Flechtmann (Acari: Tetranychidae) em amendoim no Estado de São Paulo. *Neotropical Entomology*, 30(3): 495-496.
- Lourenção, A.L., G.J. de Moraes, F.A. Passos, G.M.B. Ambrosano & L.V.F. Silva. 2000. Resistência de morangueiros a *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 29(2): 339-346.
- Lyon, W.F. 1973. A plant feeding mite *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Acarina:

Manual de Acarologia

- Tetranychidae) new to the African continent threatens cassava (*Manihot esculenta* Crantz) in Uganda, East Africa. Pest Articles and News Summaries, 19: 36-37.
- Maluf, W.R., G.A. Campos & M. das G. Cardoso. 2001. Relationships between trichome types and spider mite (*Tetranychus evansi*) repellence in tomatoes with respect to foliar zingiberene contents. Euphytica, 121: 73-80.
- Mansour, F., E. Bernstein & F. Abo-Moch. 1995. The potential of spiders of different taxa and a predacious mite to feed on the carmine spider mite – a laboratory study. Phytoparasitica, 23(3): 217-221.
- Mariau, D. 1986. Comportement de *Eriophyes guerreronis* Keifer à l'égard de différentes variétés de cocotiers. Oléagineux, 41: 499-505.
- Mariconi, F.A.M. 1963. Inseticidas e seu emprego no combate às pragas. Ceres, São Paulo, 607 p.
- Martin, N.A. 1991. Scanning electron micrographs and notes on broad mite *Polyphagotarsonemus latus* (Banks), (Acari: Heterostigmata: Tarsonemidae). New Zealand Journal of Zoology, 18: 353-356.
- Matioli, A.L., E.A. Ueckermann & C.A.L. de Oliveira. 2002. Some stigmatid and eupalopsellid mites from citrus orchards in Brazil (Acari: Stigmatidae and Eupalopsellidae). International Journal of Acarology, 28(2):99-120.
- Matos, A.P., D. da C. Costa, J.R. da Silva, L.F. da S. Souza, N.F. Sanches & Z.J.M. Cordeiro. 2000. Abacaxi. Fitossanidade. Frutas do Brasil, 9. Embrapa Mandioca e Fruticultura / Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia, Cruz das Almas-BA, Brasília, 77 p.
- McCoy, C.W. 1996. Damage and control of Eriophyoid mites in crops. Styler feeding injury and control of eriophyoid mites in citrus. In: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). Eriophyoid mites – Their biology, natural enemies and control. Elsevier, Amsterdam, p. 513-526.
- McGregor, E.A. 1950. Mites of the family Tetranychidae. American Midland Naturalist, 44(2): 257-420.
- McMurtry, J.A. & B.A. Croft. 1997. Life styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. Annual Review of Entomology, 42: 291-321.
- McMurtry, J.A., C.B. Huffaker & M. van de Vrie. 1970. Ecology of tetranychid mites and their natural enemies: a review. I. Tetranychid enemies: their biological characters and the impact of spray practices. Hilgardia, 40(11): 331-390.
- Mello, E.J.R.. 1968. Resistência do “ácaro rajado” do algodoeiro à ação de produtos fosforados. In: Anais da I Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Entomologia, Piracicaba, 1968, p. 65-66.
- Mendonça, R.S., D. Navia & R.I. Cabrera. 2004. *Steneotarsonemus spinki* Smiley (Acari: Prostigmata: Tarsonemidae) – uma ameaça para a cultura do arroz no Brasil. Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Documentos, 117: 54 p.
- Meyer, M.K.P.S. & E.A. Ueckermann. 1997. A review of some species of the families Allochaetophoridae, Linotetranaeidae and Tuckerellidae (Acari: Tetranychidae). International Journal of Acarology, 23(2): 67-92.
- Moecke, E.H.S., L.G. Funck, R.M. Mazzuco & E.F. Morato. 2001. Ácaros de armazenagem causadores de anafilaxia. In: XII Encontro Nacional de Analistas de Alimentos. O

Moraes & Flechtmann

- Analista e a Gestão de Qualidade, 4-8 de novembro de 2001, Maceió, Alagoas, s/p.
- Monteiro, L.B. 1994. Ocorrência de *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae) em videiras em Bento Gonçalves, RS, Brasil. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 23(2): 349-350.
- Monteiro, L.B. 2002. Criação de ácaros fitófagos e predadores: um caso de produção de *Neoseiulus californicus* por produtores de maçã. In: Parra, J.R.P., Botelho, P.S.M., Corrêa-Ferreira, B.S. & Bento, J.M.S., (orgs.). Controle biológico no Brasil, Manole, Barueri-SP, p. 351-365.
- Moraes, G.J. de. 1981. Ácaros e insetos associados a algumas culturas irrigadas do Sub-médio São Francisco. Circular Técnica 4, Embrapa, Centro de Pesquisa Agropecuária do Trópico Semi-Árido, Petrolina-PE, 32 p.
- Moraes, G.J. de. 1991. Controle biológico de ácaros fitófagos. Informe Agropecuário, 15(167): 55-62.
- Moraes, G.J. de. 2002. Controle biológico de ácaros fitófagos com ácaros predadores. In: Parra, J.R.P., Botelho, P.S.M., Corrêa-Ferreira, B.S. & Bento, J.M.S. (orgs.). Controle biológico no Brasil, Manole, Barueri-SP, p. 225-237
- Moraes, G.J. de & C.H.W. Flechtmann. 1980. Paralelo entre dois complexos Euphorbiaceae-Tetranychidae (Acarina) no Nordeste e Sudeste do Brasil. Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", 37: 743-745
- Moraes, G.J. de & C.H.W. Flechtmann. 1981. Ácaros fitófagos do Nordeste do Brasil. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 16: 177-186
- Moraes, G.J. de & R.A.P. Freire. 2001. A new species of Tenuipalpidae (Acari: Prostigmata) on orchid from Brazil. Zootaxa, 1: 1-10.
- Moraes, G.J. de & A.S. Leite Filho. 1981. Aspectos biológicos do ácaro vermelho do tomateiro. Pesquisa Agropecuária Brasileira, 16: 309-311.
- Moraes, G.J. de, J.A. McMurtry, H.A. Denmark & C.B. Campos. 2004. A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. Zootaxa, 434: 494 p.
- Moraes, G.J. de & J.A. McMurtry. 1981. Biology of *Amblyseius citrifolius* (Denmark & Muma) (Acarina: Phytoseiidae). Hilgardia, 49(1): 1-29.
- Moraes, G.J. de & J.A. McMurtry. 1985. Comparison of *Tetranychus evansi* and *T. urticae* (Acari: Tetranychidae) as prey for eight species of phytoseiid mites. Entomophaga, 30(4): 393-397.
- Moraes, G.J. de & J.A. McMurtry. 1987. Effect of temperature and sperm supply on the reproductive potential of *Tetranychus evansi* (Acari: Tetranychidae). Experimental and Applied Acarology, 3: 95-107.
- Moraes, G.J. de, J.A. McMurtry & E.W. Baker. 1987. Redescription and distribution of the spider mites *Tetranychus evansi* and *T. marianae*. Acarologia, 28: 333-343
- Moraes, G.J. de, A.N. Moreira & I. Delalibera Jr. 1995. Growth of the mite *Mononychellus tanajoa* (Acari: Tetranychidae) on alternative plant hosts in northeastern Brazil. Florida Entomologist, 78(2): 350-354.
- Moraes, G.J.; Navia, D. & Guedes, J.V.C. 2006. Importância e manejo de ácaros em soja. In: XXVIII Reunião de Pesquisa de Soja da Região Central do Brasil, 2006, Uberaba. Ata da XXVIII Reunião de Pesquisa de Soja da Região Central do Brasil. Londrina : Embrapa, 2006. V. 1, p. 77-89,

Manual de Acarologia

- Moraes, G.J. de, R.S. Neto & H.C.S. Pinto. 1989. Morphology, biology and pesticide tolerance of *Chelotogenes [sic] ornatus* (Acari: Cheyletidae). *Entomophaga*, 34(4): 477-484.
- Moraes, G.J. de, F. de S. Ramalho, L.C. Freire & C.A.V. Oliveira. 1986. Artrópodos associados ao tomateiro industrial em Petrolina-PE e racionalização do uso de defensivos. *Boletim de Pesquisa, Embrapa Semi-Árido*, 28: 29 p.
- Moraes, G.J. de & M.A. Tamai. 1999. Biological control of *Tetranychus* spp. on ornamental plants. *In: Fischer, G. & A. Angarita (orgs.) Proceedings of the International Symposium on Cut Flowers in the Tropics, Bogota, Acta Horticulturae*, 482: 247-252.
- Moraes, G.J. de & M.S. Zacarias. 2002. Use of predatory mites for the control of eriophyid mites. *In: Fernando, L.C.P., G.J. de Moraes & I.R. Wickramanda (orgs.) Proceedings of the International Workshop on Coconut Mite (Aceria guerreronis), 6-8 de janeiro de 2000, Coconut Research Institute, Sri Lanka*, p. 78-88.
- Moraes, G.J. de, M.S. Zacarias, M.G.C. Gondim Jr. & R.J.F. Feres. 2001. Papel da vegetação natural como reservatório de ácaros predadores. *In: VII Simpósio de Controle Biológico (SICONBIOL), Poços de Caldas-MG; Microservice – Tecnologia Digital S.A., São Paulo-SP, v. 1, p. 492-497 (em CD)*.
- Moreira, N. de S. 1978. Redescrição de *Chortoglyphus arcuatus* (Troupeau, 1878) (Sarcoptiformes, Chortoglyphidae). *Revista Brasileira de Biologia*, 38(2): 245-249.
- Moreira, P.H.R., P.T. Yamamoto & S. Gravena. 1993. Toxicidade a *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae) em citros. *In: Resumos do XIV Congresso Brasileiro de Entomologia, Piracicaba*, p. 727.
- Mourão, S.A., J.C. Zanuncio, A. Pallini Filho, R.N.C. Guedes & A.B. de Camargos. 2004. Toxicidade de extratos de nim (*Azadirachta indica*) ao ácaro-vermelho-do-cafeeiro *Oligonychus ilicis*. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 39(8): 827-830.
- Nascimento, A.S., R.C. Caldas & L.M.S. Silva. 1984. Infestação e dano causado pelo ácaro da falsa ferrugem *Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead, 1879) (Acari: Eriophyidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 13(2): 237-247.
- Naskrecki, P. & R.K. Colwell. 1998. Systematics and host plant affiliations of hummingbird flower mites of the genera *Tropicoseius* Baker & Yunker and *Rhinoseius* Baker & Yunker (Acari: Mesostigmata: Ascidae). *Monographs Thomas Say Publications in Entomology, Entomological Society of America, Lanham, Maryland*, 185 p.
- Navia, D. & C.H.W. Flechtmann. 2000. Eriophyid mites (Acari: Prostigmata) from mango, *Mangifera indica* L., in Brazil. *International Journal of Acarology*, 26(1): 73-80.
- Navia, D. & C.H.W. Flechtmann. 2002. Mite (Arthropoda: Acari) associates of palms (Arecaceae) in Brazil: VI. New genera and new species of Eriophyidae and Phytoptidae (Prostigmata: Eriophyoidea). *International Journal of Acarology*, 28(2): 121-146.
- Navia, D. & C.H.W. Flechtmann. 2003. Mites (Acari) of the genus *Notostrix* Keifer (Eriophyidae): new records, description of six new species and key to the world species. *Acarologia*, 43(3): 271-289.
- Návia, D. & C.H.W. Flechtmann. 2004. Rediscovery and redescription of *Tetranychus gigas* (Acari, Prostigmata, Tetranychidae). *Zootaxa*, 547: 1-8.

Moraes & Flechtmann

- Návia, D. & C.H.W. Flechtmann. 2005. A new eriophyoid mite in the genus *Disella* from *Ilex paraguariensis* in Brazil. *Zootaxa*, 1037: 23-28.
- Návia, D., C.H.W. Flechtmann & J.W. Amrine Jr. 2005. Supposed ovoviviparity and viviparity in the coconut mite, *Aceria guerreronis* Keifer (Prostigmata: Eriophyidae), as a result of female senility. *International Journal of Acarology*, 31(1): 63-65.
- Návia, D., C.H.W. Flechtmann & G.J. de Moraes. 1998. Avaliação do risco de introdução de ácaros fitófagos associados à cultura da uva no Brasil. *Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília, Documentos*, 32: 51 p.
- Návia, D., G.J. de Moraes, A.C. Lofego & C.H.W. Flechtmann. 2005. Acarofauna associada a frutos de coqueiro (*Cocos nucifera* L.) de algumas localidades das Américas. *Neotropical Entomology*, 34(2): 349-354.
- Nelson-Rees, W.A., M.A. Hoy & R.T. Roush. 1980. Heterochromatization, chromatin elimination and haploidization in the parahaploid mite *Metaseiulus occidentalis* (Nesbitt) (Acarina: Phytoseiidae). *Chromosoma*, 77: 263-276.
- Neves, E.M. & L. Rodrigues. 2004. Defensivos agrícolas na citricultura. *Informativo Agropecuário Coopercitrus*, 17(214): 16-17.
- Norris, R.F., E.P. Caswell-Chen & M. Kogan, 2003. Concepts in integrated pest management. Prentice Hall, New Jersey, 586 p.
- Norton, R.A., W.C. Welbourn & R.D. Cave. 1988. First record of Erythraeidae parasitic on oribatid mites (Acari, Prostigmata: Acari, Oribatida). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 90(4): 407-410.
- Norton, R.A., J.B. Kethley, D.E. Johnston & B.M. OConnor, 1993. Phylogenetic perspectives on genetic systems and reproductive modes of mites. *In*: D.L. Wrench & M.A. Ebbert (orgs.). *Evolution and diversity of sex ratio in insects and mites*. Chapman & Hall Publications, N. Iorque, p. 8-99.
- Nuzzaci, G. & G. Alberti. 1996. Internal anatomy and physiology. *In*: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). *Eriophyoid mites. Their biology, natural enemies and control*, Elsevier, Amsterdam, p. 101-149.
- Nuzzaci, G. & E. De Lillo. 1991. Linee evolutive dello gnatosoma in alcuni Acari Prostigmata. *Tai XVI Congresso nazionale italiano di Entomologia. Bari-Martina Franca (Ta)*, 23-28 de setembro, 1991, p. 279-290.
- Ochoa, R. 1989a. A note on paedogenesis in Tetranychoida. *International Journal of Acarology*, 15(2): 117-118.
- Ochoa, R. 1989b. The genus *Tuckerella* in Costa Rica (Acari: Tuckerellidae). *International Journal of Acarology*, 15(4): 205-207.
- Ochoa, R., H. Aguilar & C. Vargas. 1994. *Phytophagous mites of Central America: an illustrated guide*. CATIE, Turialba, 234 p.
- Oldfield, G.N. & G. Proeseler. 1996. Eriophyoid mites as vectors of plant pathogens. *In*: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). *Eriophyoid mites. Their biology, natural enemies and control*, Elsevier, Amsterdam, p. 259-275.
- Oliveira, C.A.L. 1972. Ação dos ácaros *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) e *Tetranychus (T.) urticae* Koch, 1836 na depreciação quantitativa e qualitativa da produção algodoeira. Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz", Universidade de São Paulo, Piracicaba, 150 p.

Manual de Acarologia

- Oliveira, C.A.L. de. 1984. Efeito da aplicação de piretróides em cafeeiro sobre o ácaro *Oligonychus (O.) ilicis* (McGregor, 1917) (Acari: Tetranychidae). Tese de Livre-Docência, FCAVJ/UNESP, Jaboticabal, 181 p.
- Oliveira, C.A.L. de. 1993. Ácaros dos citros. Basf Brasileira S.A., São Paulo-SP, 18 p.
- Oliveira, C.A.L. de. 1995. Aspectos ecológicos do *Brevipalpus phoenicis*. In: Oliveira, C.A.L. & L.C. Donadio (orgs.). Leprose dos citros. UNESP, Jaboticabal-SP, p. 37-48.
- Oliveira, C.A.L. de & G. Calcanholo. 1975. Ação do ácaro “rajado” *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) na depreciação quantitativa da produção algodoeira. O Biológico, 41: 307-327.
- Oliveira, C.A.L. de & L.C. Donadio. 1995. Leprose dos citros. UNESP, Jaboticabal-SP, 219 p.
- Oliveira, C.P. de. 2000. Biologia do ácaro da falsa ferrugem *Phyllocoptruta oleivora* (Ashmead, 1879) (Acari: Eriophyidae) em citros. Tese de Mestrado, Universidade Estadual de São Paulo, Botucatu, 41 p.
- Omoto, C. 1987. Avaliação de danos e controle do ácaro branco *Polyphagotarsonemus latus* (Banks, 1904) (Acari, Tarsonemidae) na cultura do feijão *Phaseolus vulgaris* L. cv Carioca 80. Dissertação de Mestrado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 117 p.
- Onzo, A., R. Hanna, I. Zannou, N.W. Sabelis & J.S. Yaninek. 2003. Dynamics of refuge use: diurnal, vertical migration by predatory and herbivorous mites within cassava plants. Oikos, 101: 59-69.
- Osborne, L.S., J.E. Peña & D.H. Oi. 1995. Predation by *Tapinoma melanocephalum* (Hymenoptera: Formicidae) on twospotted spider mites (Acari: Tetranychidae) in Florida greenhouses. Florida Entomologist, 78(4): 565-570.
- Overmeer, W.P.J. 1985. Diapause. In: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control. Elsevier, Vol. 1B, p. 95-102.
- Pallini Filho, A., G.J. de Moraes & V.H.P. Bueno. 1992. Ácaros associados ao cafeeiro (*Coffea arabica* L.) no sul de Minas Gerais. Ciência e Prática, Lavras, 16: 303-307.
- Parra, J.R.P., H.N. de Oliveira & A. de S. Pinto. 2003. Guia ilustrado de pragas e insetos benéficos dos citros. Piracicaba, 140 p.
- Parseval, M. von. 1939. Eriofidas no Brasil. Revista Agrônômica, Porto Alegre, 3(30): 511-517.
- Paschoal, A.D. 1970. Contribuição ao conhecimento da família Tetranychidae (Arachnida, Acarina). Tese de Doutorado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 116 p.
- Paschoal, A.D. 1971. Ácaros de algumas plantas frutíferas no Brasil. In: Anais do I Congresso Brasileiro de Fruticultura, Campinas. 1970, p. 777-791.
- Pereira, F.F., N. dos Anjos, R. de P. Almado & L.A.L. Rodrigues. 2005. Primeiro registro de *Oligonychus yothersi* (McGregor) (Acari: Tetranychidae) em *Eucalyptus grandis* Hill ex Maiden no Brasil. Revista Árvore, Viçosa-MG, 29(4): 657-659.
- Pérez-Iñigo, C. & C. Pérez-Iñigo Jr.. 1993. Oribates (Acari, Oribatei) trouvés sur branches d'*Araucaria angustifolia* au Brésil. Acarologia, 34: 167-176.
- Perring, T.M. 1996. Damage and control of eriophyoid mites in crops. Vegetables. In: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). Eriophyoid mites – Their biology,

Moraes & Flechtmann

- natural enemies and control. Elsevier, Amsterdam, p. 593-610.
- Pijnacker, L.P., M.A. Fewerda, H.R. Bolland and W. Helle. 1980. Haploid female parthenogenesis in the false spider mite *Brevipalpus obovatus* (Acari: Tenuipalpidae). *Genetica*, 51: 211-214.
- Pontier, K.J.B., Moraes, G.J. de & Kreiter, S. 2000. Biology of *Tenuipalpus heveae* (Acari: Tenuipalpidae) on rubber tree leaves. *Acarology*, 41(4): 423-427.
- Prasad, V. 1982. The history of acarology. Indira Publishing House, Oak Park, 472 p.
- Pritchard, A.E. & E.W. Baker. 1951. The false spider mites of California (Acarina: Phytoseiidae). University of California Publications in Entomology, 9(1): 1-93.
- Pritchard, A.E. & E.W. Baker. 1958. The false spider mites (Acarina: Tenuipalpidae). University of California Publications in Entomology, 14(3): 175-274.
- Pritchard, A.E. & E.W. Baker. 1955. A revision of the spider mite family Tetranychidae. Memoirs Series, v. 2, Pacific Coast Entomological Society, San Francisco, 472 p.
- Pulz, F.W., F.A.S. de Sá, F. Ajudarte Neto, F.C. Cunha & F. Graziano Neto. 1971. Estudo sobre vermes em ovinos: hospedeiro intermediário de *Moniezia expansa* em São Paulo, Brasil. *O Solo*, Piracicaba, 63(1): 39.
- Puzzi, D. & T. Veinert. 1968. Estudos sobre a época de combate do “ácaro da ferrugem” dos citros *Phyllocoptruta oleivora* (Ashm.) no Estado de São Paulo. *O Biológico*, 34(1): 3-7.
- Quirós-Gonzalez, M. & J. Bravo. 1998. Colonization of guava flower and fruit by *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes), in Mara Co., Venezuela. Program and Abstract of the 10th International Congress of Acarology, Australia, 5-10 de julho de 1998. s/p.
- Quirós de Gonzalez, M. & F. Geraud-Pouey. 2002. *Schizotetranychus industanicus* (Hirst) (Acari: Tetranychidae), new spider mite pest damaging citrus in Venezuela, South America. In: Program and Abstract Book, XI International Congress of Acarology, Merida, México, 2002, p. 255.
- Raga, A., M.E. Sato, L.C. Cerávolo & A.C. Rossi. 1997. Efeito de Halfenprox sobre *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) e ácaros predadores em citros. *Revista de Agricultura*, Piracicaba, 72(3): 363-373.
- Ramakers, P.M.J. & M.J. van Lieburg. 1982. Start of commercial production and introduction of *Amblyseius mckenziei* Sch. & Pr. (Acarina: Phytoseiidae) for the control of *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) in glasshouse. *Mededeelingen van Faculteit voor Landbouwhooge Rijkuniversiteit te Gent*, 47: 541-545.
- Ramalho, F.S. 1978. Níveis de infestação de *Aculops lycopersici* (Masse, 1937) em diferentes fases de desenvolvimento do tomateiro. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 7(1): 26-29.
- Ramalho, F.S. & C.H.W. Flechtmann. 1978. Níveis de infestação de *Tetranychus (T.) evansi* em diferentes fases de desenvolvimento do tomateiro. In: Resumos da XXX Reunião Anual da Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência, São Paulo, 1978, p. 16.
- Reis, P.R.. 1971. Dinâmica de população de *Aceria mangiferae* Sayed, 1946 (Acarina: Eriophyidae) em *Mangifera indica* Linn. In: Anais do I Congresso Brasileiro de Fruticultura e III Encontro Nacional de Citricultura, Campinas, 1971, p. 617-625.
- Reis, P.R.. 1972. Efeito do ácaro *Tetranychus (T.) urticae* Koch, 1836 (Acarina –

Manual de Acarologia

- Tetranychidae) na produção e qualidade da fibra do algodoeiro, variedade IAC-RM3. Dissertação de Mestrado, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 76 p.
- Reis, P.R. 2000. Onde está o ácaro? Cultivar, Pelotas, 2(17): 8-10.
- Reis, P.R., E.B. Alves & E.O. Sousa. 1997. Biologia do ácaro-vermelho do cafeeiro *Oligonychus ilicis* (McGregor, 1917). Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 21(3): 260-266.
- Reis, P.R., A.H. de Camargo, T. Igue & C.J. Rossetto. 1970. Comportamento de variedades de mangueira (*Mangifera indica* L.) em relação a *Aceria mangiferae* (Sayed) (Acarina: Eriophyidae). Revista de Agricultura, Piracicaba, 45(4): 145-150.
- Reis, P.R. & S.J. de R. Chagas. 2001. Relação entre o ataque do ácaro-plano e da mancha-anular com indicadores da qualidade do café. Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 25(1): 72-76.
- Reis, P.R., L.G. Chiavegato, G.J. de Moraes, E.B. Alves & Sousa, E.O. 1998. Seletividade de agroquímicos ao ácaro predador *Iphiseiodes zuluagai* Denmark & Muma (Acari: Phytoseiidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 27(2): 265-274.
- Reis, P.R. & L.A.S. Melo. 1984. Pragas da videira. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, 10(117): 68-72.
- Reis, P.R., M. Pedro Neto & R.A. Franco. 2005. Controle de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) e *Oligonychus ilicis* (McGregor, 1917) (Acari: Tenuipalpidae, Tetranychidae) em cafeeiro e o impacto sobre ácaros benéficos. II – Spirodiclofen e azocyclotin. Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 29(3): 528-537.
- Reis, P.R., M. Pedro Neto, R.A. Franco & A.V. Teodoro. 2004. Controle de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) e *Oligonychus ilicis* (McGregor, 1917) (Acari: Tenuipalpidae, Tetranychidae) em cafeeiro e o impacto sobre ácaros benéficos. I. Abamectin e emamectin. Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 28(2): 271-283.
- Reis, P.R., A.R. Pereira & J.R.P. Parra. 1974. Efeitos da precipitação pluvial e da temperatura sobre o desenvolvimento de *Aceria mangiferae* Sayed, 1946 (Acarina: Eriophyidae) como praga da mangueira (*Mangifera indica* L.) no Estado de São Paulo. Bragantia, Campinas, 33:139-145.
- Reis, P.R. & E.O. Sousa. 2000. Efeito de oxiclreto de cobre sobre duas espécies de ácaros predadores. Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 24(4): 924-930.
- Reis, P.R. & E.O. Sousa. 2001. Seletividade de chlorfenapyr e fenbutatin-oxide sobre duas espécies de ácaros predadores (Acari: Phytoseiidae) em citros. Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, 23(3): 584-588.
- Reis, P.R., E.O. Sousa & E.B. Alves. 1999. Seletividade de produtos fitossanitários ao ácaro predador *Euseius alatus* DeLeon (Acari: Phytoseiidae). Revista Brasileira de Fruticultura, Jaboticabal, 21(3): 350-355.
- Reis, P.R., J.C. de Souza, E. de O. Sousa & A.V. Teodoro. 2000. Distribuição espacial do ácaro *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae) em cafeeiro. Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 29(1): 177-183.
- Reis, P.R. & A.V. Teodoro. 2000. Efeito de oxiclreto de cobre sobre a reprodução do ácaro-vermelho-do-cafeeiro, *Oligonychus ilicis* (McGregor). Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 24(2): 347-352.

- Resende, J.T.V., W.R. Maluf, M. das G. Cardoso, D.L. Nelson & M.V. Faria. 2002. Inheritance of acylsugar contents in tomatoes derived from an interspecific cross with the wild tomato *Lycopersicon pennellii* and their effect on spider mite repellence. *Genetics and Molecular Research*, 1(2): 106-116.
- Rice, R.E. & F.E. Strong. 1962. Bionomics of the tomato russet mite *Vasates lycopersici* (Masse). *Annals of the Entomological Society of America*, 55(4): 431-435.
- Rivard, I. 1960. A technique for individual rearing of the predacious mite *Melichares dentriticus* (Berlese) (Acarina: Aceosejidae) with notes on its life history and behaviour. *Canadian Entomologist*, 92: 834-839.
- Robbs, C.F. 1968. Recomendações para o controle das pragas e enfermidades das culturas econômicas do Estado da Guanabara. *Boletim Técnico, Departamento de Agricultura do Estado da Guanabara, Rio de Janeiro*, 2: 79 p.
- Robbs, C.F. & A.L. Peracchi. 1965. Sobre a ocorrência de um ácaro prejudicial ao coqueiro (*Cocos nucifera* L.). *Anais da IX Reunião Fitossanitária, Rio de Janeiro*, p. 65-70.
- Rockett, C.L. & J.P. Woodring. 1966. Oribatid mites as predators of soil nematodes. *Annals of the Entomological Society of America*, 59: 669-671.
- Rodrigues, J.C.V. & C.A.L. de Oliveira. 2005. Ácaros fitófagos dos citros. *In: Mattos Jr., D., J.D. De Negri, R.M. Pio, J. Pompeu Jr. (orgs.). Citros. Centro APTA Sylvio Moreira, FAPESP, Cordeirópolis*, p. 690-727.
- Rodriguez, J.G. 1963. Nutritional studies in the Acarina. *Acarologia*, 6: 324-337.
- Rossetto, C.J. 1972. Ácaros eriofídeos pragas de fruteiras e outras plantas no Brasil. *Ciência e Cultura, São Paulo*, 24(9): 817-829.
- Rossetto, C.J. & L.S. Camargo. 1966. *Rhizoglyphus* sp. (Acarina – Acaridae) prejudicando raízes de cenoura em Campinas. *Bragantia, Campinas*, 25(1): XI-XVII.
- Rossetto, C.J. & E.J. Giacomelli. 1966. Investigações sobre a gomose do abacaxi. *O Agrônomo, Campinas*, 18(9-10): 5-12.
- Rossetto, C.J. & E.J. Giacomelli. 1967. Complexo ácaro-*Fusarium* provável problema mundial do abacaxizeiro. *O Agrônomo, Campinas*, 19(11,12): 1-5.
- Rossetto, C.H., M. Ojima, O. Rigitano & T. Igue. 1971. Queda dos frutos do caqui associado à infestação de *Aceria diospyri* K. (Acarina, Eriophyidae). *Bragantia, Campinas*, 30(1): 1-10.
- Ruppert, E.E., R.S. Fox & R.D. Barnes. 2005. *Zoologia dos invertebrados. Sétima edição. Roca, São Paulo*, 1145 p.
- Sabelis, M.W. & M. Dicke. 1985. Long-range dispersal and searching behaviour. *In: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control. Elsevier, Vol. 1B, p. 141-160.*
- Saito, Y. 1983. The concept of 'life types' in Tetranychinae – An attempt to classify the spinning behaviour of Tetranychinae. *Acarologia*, 24: 377-391.
- Saito, Y. 1985. Internal anatomy. *In: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control. Elsevier, Vol. 1A, p. 253-264.*
- Saito, T., K. Tabata & S. Kohno. 1983. Mechanisms of acaricide resistance with emphasis on dicofol. *In: Georghiou, G.P. & T.Saito (orgs.). Pest resistance to pesticides.*

Manual de Acarologia

- Plenum Press, N. Iorque, p. 429-444
- Sanderson, J.P. & J.A. McMurtry. 1984. Life history studies of the predaceous mite *Phytoseius hawaiiensis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 35: 227-234.
- Santana, D.L.Q. & C.H.W. Flechtmann. 1998. Mite (Arthropoda: Acari) associates of palms (Arecaceae) in Brazil. I. Present status and new records. *Revista Brasileira de Zoologia*, 15: 959-963.
- Santos, J.H.R. dos, F.C.G. Almeida, R.D. Cavalcante & J.L.N. de Pinho. 1977. Resposta de cultivares de mandioca, *Manihot esculenta* Crantz ao ataque do ácaro *Mononychellus tanajoa* (Bondar), no Estado do Ceará – Brasil. *Fitossanidade, Fortaleza*, 2(2): 34-37.
- Santos, M.A.. 1982. Effects of low prey densities on the predation and oviposition of *Zetzellia mali*. *Environmental Entomology*, 11: 972-974.
- Sato, M.E. & A. Raga. 1998. Ácaro da leprose. *O Biológico, São Paulo*, 60(1): 61-69.
- Sato, M.E., Raga, A., Cerávolo, L.C., Rossi, A.C. & A.C. Cezário. 1995. Efeito da utilização de acaricidas em citros, sobre a população de *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tenuipalpidae) e ácaros predadores (família Phytoseiidae). *Scientia Agrícola*, 52(2): 282-286.
- Sato, M.E., Raga, A., Cerávolo, L.C., Rossi, A.C. & G.J. de Moraes. 2001. Effect of insecticides and fungicides on the interaction between members of the mite families Phytoseiidae and Stigmaeidae on citrus. *Experimental and Applied Acarology*, 25: 809-818.
- Scalopi, E.J., E.F.C. Vasconcellos & O. Nakano. 1971. Sintomatología do ataque de ácaros a variedades de alho. *O Solo, Piracicaba*, 63(1): 37-38.
- Schoairy, S.A. 1978. Abacaxi na Paraíba: uma rentável cultura. *Correio Agrícola*, (3): 170-172.
- Schoonhoven, A.V., J. Piedrahita, R. Valderrama & G. Galvez. 1978. Biología, daño y control del ácaro tropical *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acarina; Tarsonemidae) en frijol. *Turrialba*, 28(1): 77-80.
- Schruff, G.A. 1985. Control of Tetranychidae in crops. Grape. *In: Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control. Elsevier, Vol. 1B, p. 359-366.*
- Setten, M.L., L.A. Silveira Melo, O. Nakano & C.H.W. Flechtmann. 1982. Observações sobre o controle do ácaro *Tetranychus desertorum* Banks, 1900 com diversos defensivos em bananeira da variedade nanicação. *Revista de Agricultura, Piracicaba*, 57(1-2): 59-65.
- Schatz, H. 2002. Die Oribatidenliteratur und die beschriebenen Oribatidenarten (1758 – 2001). Ein Analyse. *Abhandlungen und Berichte des Naturkundemuseums Görlitz*, 74(1): 37-45.
- Shehata, M. & A. Baker. 1996. Mites infesting phlebotomine sandflies in southern Sinai, Egypt. *Medical and Veterinary Entomology*, 10: 193-196.
- Silva, C.A.D. & L.G. Chiavegato. 1993. Comportamento do ácaro *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes, 1939) (Acari: Tenuipalpidae) sob condições adversas de ambiente. *Anais do XIV Congresso Brasileiro de Entomologia, Piracicaba*, p. 714.
- Silva, C.A.D. da, A.L. Lourenção & G.J. de Moraes. 1992. Resistência de tomateiros ao

Moraes & Flechtmann

- ácaro vermelho, *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard (Acari: Tetranychidae). Anais da Sociedade Entomológica do Brasil, 21(1): 147-156.
- Silveira, C.A. da. 1987. Citros. Os principais ácaros causadores de danos. Correio Agrícola, 2/87: 11-13.
- Sinha, R.N. & H.A.H. Wallace. 1966. Association of granary mites and seed-borne fungi in stored grain and in outdoor and indoor habitats. Annals of the Entomological Society of America, 59(6): 1170-1181.
- Smiley, R.L. 1967. Further studies on the Tarsonemidae. Proceedings of the Entomological Society of Washington, 69(2): 127-146
- Smiley, R.L. 1992. The predatory mite family Cunaxidae (Acari) of the world with a new classification. Indira Publishing House, West Bloomfield, 356 p.
- Smiley, R.L., C.H.W. Flechtmann & R. Ochoa. 1993. A new species of *Steneotarsonemus* (Acari: Tarsonemidae) and an illustrated key to grass-infesting species in the Western Hemisphere. International Journal of Acarology, 19(1): 87-93.
- Smith, L.M. & E.V. Goldsmith. 1936. The cyclamen mite, *Tarsonemus pallidus*, and its control on field strawberries. Hilgardia, 10: 53-94.
- Sonenshine, D.E. 1991. Biology of ticks, vol. 1. Oxford University Press, N. Iorque, 447 p.
- Soria, S. de J., C.H.W. Flechtmann & L.B. Monteiro. 1993. Ocorrência de ácaro branco ou tropical e outros de importância agrícola em vinhedos do Rio Grande do Sul, Brasil. In: Anais do VII Congresso Brasileiro de Viticultura e Enologia, Bento Gonçalves e Garibaldi, 14-16 de julho de 1993, p. 69-71.
- Spongowski, S., P.R. Reis & M.S. Zacarias. 2005. Acarofauna da cafeicultura de Cerrado em Patrocínio, Minas Gerais. Ciência e Agrotecnologia, Lavras, 29(1): 9-17.
- Sternlicht, M. 1970. Contribution to the biology of the citrus bud mite, *Aceria sheldoni* (Ewing) (Acarina: Eriophyidae). Annals of Applied Biology, 65: 221-230.
- Streito, J.C., M.H. Coroller, S. Kreiter & C.H.W. Flechtmann. 2004. Un nouvel acarien ravageur des fuchsias. Découverte en France d'*Aculops fuchsiae*, dont c'est le premier signalement en Europe. Phytoma, 572: 32-34.
- Styer, W.B. & L.R. Naut. 1996. Corn and grain plants. In: Lindquist, E.E., M.W. Sabelis & J. Bruin (orgs.). Eriophyoid mites. Their biology, natural enemies and control, Elsevier, Amsterdam, p. 611-618.
- Suplicy Filho, N., A.P. Takematsu & C.H.W. Flechtmann. 1976. Ocorrência e controle do ácaro *Steneotarsonemus pallidus* (Banks) em violeta dos Alpes – *Cyclamen ersicum* (Mill) [sic]. In: Resumos da 28ª. Reunião Anual da Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência, Brasília, D.F., 7 a 14 de julho de 1976, p. 764.
- Takafuji, A. & D.A. Chant. 1976. Comparative studies of two species of predacious phytoseiid mites (Acarina: Phytoseiidae), with special reference to their responses to the density of their prey. Research on Population Ecology, 17: 255-310.
- Tamai, M.A., S.B. Alves, J.E.M. Almeida & M. Faion. 2002. Avaliação de fungos entomopatogênicos para o controle de *Tetranychus urticae* Koch. (Acari: Tetranychidae). Arquivos do Instituto Biológico, 69(3): 77-84.
- Tamai, M.A., G.J. de Moraes, C.A.D. da Silva & A.M. Nunes. 1997. Suitability of *Brevipalpus obovatus* as prey to *Neoseiulus idaeus* (Acari: Tenuipalpidae, Phytoseiidae) on cassava. Systematic and Applied Acarology, 2: 101-106.

Manual de Acarologia

- Tanzini, M.R. 1999. Manejo integrado do percevejo-de-renda-da-seringueira e ácaros na *Hevea*. In: Gonçalves, P.S. & J.F.C. Benesi (orgs.). Primeiro ciclo de palestras sobre a heveicultura paulista. Barretos, São Paulo, p. 31-44.
- Tanzini, M.R., S.B. Alves, M.A. Tamai, G.J. de Moraes & N.J. Ferla. 2000. An epizootic of *Calacarus heveae* (Acari: Eriophyidae) caused by *Hirsutella thompsonii* on rubber trees. *Experimental and Applied Acarology*, 24: 141-144.
- Treat, A.E. 1975. Mites of moths and butterflies. Cornell University Press, Estados Unidos, 362 p.
- Trindade, M.L.B. & L.G. Chiavegato. 1994. Caracterização biológica dos ácaros *Brevipalpus obovatus* D., *B. californicus* B. e *B. phoenicis* G. (Acari: Tenuipalpidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 23(2): 189-195.
- Trindade, M.L.B. & L.G. Chiavegato. 1999. Efeitos de diferentes níveis de nitrogênio, fósforo e potássio sobre a atividade biológica de *Tetranychus (T.) urticae* (Koch, 1836) (Acari: Tetranychidae) mantido em algodoeiro cultivado em solução nutritiva. *Científica*, São Paulo, 27(1/2): 47-56.
- van der Geest, L.P.S., S.L. Elliot, J.A.J. Breeuwer & E.A.M. Beerling. 2000. Diseases of mites. *Experimental and Applied Acarology*, 24: 497-560.
- van der Geest, L.P.S., G.J. de Moraes, D. Návia & M.R. Tanzini. 2002. New records of pathogenic fungi in mites (Arachnida: Acari) from Brazil. *Neotropical Entomology*, 31(3): 493-495
- van der Hammen, L., 1980. Glossary of acarological terminology. Vol. I. W. Junk, The Hague, 244 p.
- van de Vrie, M. 1985. Control of Tetranychidae in crops. Apple. In: : Helle, W. & M.W. Sabelis (orgs.). *World Crop Pests. Spider mites. Their biology, natural enemies and control*. Elsevier, Vol. 1B, p. 311-325.
- van de Vrie, M. & J.F. Price. 1994. Manual for biological control of two spotted spider mites on strawberry in Florida. Gainesville, University of Florida, 9 p. (Dover Research Report DOV 1994-I).
- Van Dijk, P., M. Verbeek & L. Bos. 1991. Mite-borne virus isolates from cultivated *Allium* [sic] species, and their classification into two new rymoviruses in the family Potyviridae. *Netherlands Journal of Plant Pathology*, 97: 381-399.
- Vasconcelos, G.J. N. de, F.D. da Silva, D.G.F. Barbosa, M.G.C. Gondim Jr. & G.J. de Moraes. 2005. Ocorrência de Eriophyoidea, Tenuipalpidae, Tarsonemidae e Tukerellidae [sic] (Acari) em fruteiras no Estado de Pernambuco, Brasil. *Caatinga*, Mossoró, 18(2): 98-104.
- Veiga, A.F. de S.L. 1980. O controle do ácaro “vermelho” do abacaxi. *Correio Agrícola*, (2): 266-267.
- Veiga, A.F. de S.L. & C.H.W. Flechtmann. 1980. O ácaro plano *Tenuipalpus pacificus* Baker, 1945 (Acari, Prostigmata: Tenuipalpidae) em avencas e samambaias (Pteridophyta) em Pernambuco e Pará, Brasil. *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 9(1): 155-158.
- Vieira, M.R., E.G. Fabri & E.A. Oliveira. 2000. Sintomatologia do ataque de *Calacarus heveae* em seringueira (*Hevea brasiliensis*). *Revista de Agricultura*, Piracicaba, 75(3): 405-414.

Moraes & Flechtmann

- Vieira, M.R., L.de S. Correa, T.M.M.G. de Castro, L.F.S. da Silva, M. de S. Monte Verde. 2004. Efeito do cultivo do mamoeiro (*Carica papaya* L.) em ambiente protegido sobre a ocorrência de ácaros fitófagos e moscas-brancas. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 26(3): 441-445.
- Vila, W.M. & C.H.W. Flechtmann. 1970. Ácaros em essências florestais. *Silvicultura*, São Paulo, 7: 99-102.
- Wallace, M.M.H. & J.A. Mahon. 1972. The taxonomy and biology of Australian Bdellidae (Acari). I. Subfamilies Bdellinae, Spinibdellinae and Cytinae. *Acarologia*, 14(4): 544-580.
- Watanabe, M.A., G.J. de Moraes, I. Gastaldo Jr. & G. Nicolella. 1994. Controle biológico do ácaro rajado com ácaros predadores fitoseídeos (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) em culturas de pepino e morango. *Scientia Agricola*, 51(1): 75-81.
- Weeks, A.R., F. Marek & J.A.J. Breeuwer. 2001. A mite species that consists entirely of haploid females. *Science*, 292: 2479-2482.
- Welbourn, W.C., R. Ochoa, E.C. Kane & E.F. Erbe. 2003. Morphological observations on *Brevipalpus phoenicis* (Acari: Tenuipalpidae) including comparisons with *B. californicus* and *B. obovatus*. *Experimental and Applied Acarology*, 30: 107-133.
- White, N.D. & J.E. Laing. 1977. Some aspects of the biology and a laboratory life table of the acarine predator *Zetzellia mali*. *Canadian Entomologist*, 109: 1275-1281.
- Whitmoyer, R.E., L.R. Nault & O.E. Bradfute. 1972. Fine structure of *Aceria tulipae* (Acarina: Eriophyidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 65(1): 201-215.
- Wicht Jr., M.C. 1970. Three new species of pyemotid mites associated with commercial mushrooms. *Acarologia*, 12(2): 262-268.
- Wysoki, M. & H.R. Bolland. 1983. Chromosome studies of phytoseiid mites (Acari: Gamasida). *International Journal of Acarology*, 9(2): 91-94.
- Yamamoto, P.T., A.S. Pinto, P.E.B. Paiva & S. Gravena. 1992. Seletividade de agrotóxicos aos inimigos naturais de pragas dos citros. *Laranja, Cordeirópolis*, 13(2): 709-755.
- Yaninek, J.S.. 1988. Continental dispersal of the cassava green mite, an exotic pest in Africa, and implications for biological control. *Experimental and Applied Acarology*, 4: 211-224.
- Yaninek, J.S. & H.R. Herren. 1988. Introduction and spread of the cassava green mite, *Mononychellus tanajoa* (Bondar) (Acari: Tetranychidae), an exotic pest in Africa and the search for appropriate control methods: a review. *Bulletin of Entomological Research*, 78: 1-13.
- Yaninek J.S. & R. Hanna. 2003. Cassava green mite in Africa - a unique example of successful classical biological control of a mite pest on a continental scale. *In*: P. Neuenschwander, C. Borgemeister & L. Langewald (orgs.), *Biological control in IPM systems in Africa* CABI Publishing, Wallingford, UK, p. 61-75.
- Yaninek, J.S. & G.J. de Moraes. 1991. A synopsis of classical biological control of mite pests in agriculture. *In*: Dusbabek, F. & Bukva, V. (orgs.). *Modern Acarology*. SPB Academic Publishing, The Hague and Academia, Praga, v. 1, pp. 133-149.
- Yaninek, J.S., Moraes, G.J. de & Markham, R.H. 1989. Handbook on the cassava green mite (*Mononychellus tanajoa*) in Africa. *International Institute of Tropical Agriculture*, Ibadan, Nigeria, 140 p.

Manual de Acarologia

- Zaksevskas, M.L. 1971. Viroses da figueira. *In*: Postila da disciplina de virologia, Curso de Pós-Graduação de Fitopatologia, ESALQ, USP, Piracicaba, vol. II, p. 362-366.
- Zhang, Z.Q. 2003. Mites of greenhouses: identification, biology and control. CABI Publishing, UK, 244 p.
- Zdárková, E. 1991. Application of the bio-preparation 'Cheyletin' in empty stores. *In*: Dusábek, F. & V. Bukva (orgs.). Modern Acarology, SPB, The Hague, v. 1, pp. 607-610.
- Zuluaga, C.I. & P. Sanches. 1971. La roña o escoriación de los frutos del cocotero (*Cocos nucifera* L.) en Colombia. *Acta Agronomica*, 21(3): 133-139.
(<http://www.sindag.com.br/new/index.php>, consultado em 3-III-2005)

Anexo 1

Chave para identificação dos grupos de ácaros encontrados em plantas cultivadas no Brasil

- 1 Coxas não fundidas ao ventre do idiossoma; com 1 par de estigmas lateroventrais no histerossoma; sem tricobótrias no propodossoma; tarso do palpo com apotele subdividido ... superordem Anactinotrichida ordem Mesostigmata **2**
- 1' Coxas fundidas ao ventre do idiossoma; sem estigmas no histerossoma; tricobótrias presentes ou ausentes; apotele ausente superordem Actinotrichida **3**

- 2 Com menos de 24 pares de setas dorsais no idiossoma Phytoseiidae (Figura 12) [**Anexo 2**]
- 2' Com mais de 23 pares de setas dorsais no idiossoma Ascidae (Figura 13)

- 3 Dígito móvel da quelícera em forma de estilete ou lâmina recurvada, ou dígitos móvel e fixo em forma de pinça, ambos sem dentes; extremidade distal do palpo frequentemente formando o “processo unha-dedão”; estigmas, quando presentes, nas ou entre as bases das quelíceras, na base do gnatossoma ou na margem anterior do propodossoma ordem Prostigmata **4**
- 3' Dígitos móvel e fixo da quelícera em forma de pinça, ambos com dentes; palpos simples, sem o “processo unha-dedão”; estigmas ausentes ou indistintos **13**

- 4 Corpo vermiforme, anelado; com 2 pares de pernas em todos os estágios de desenvolvimento Eriophyoidea (Figura 17) [**Anexo 3**]
- 4' Corpo mais ou menos ovalado, não anelado; com mais de 2 pares de pernas em todos os estágios (larvas com 3, ninfas e adultos com 4 pares) **5**

- 5 Gnatossoma de contorno quadrangular ou circular, com palpo minúsculo; quelícera pequena, cujo dígito móvel é em forma de estilete; estigma da fêmea abrindo-se no propodossoma, atrás e lateralmente à base do gnatossoma; machos sem estigma Tarsonemoidea (Figs. 19-20, 22) [**Anexo 4**]
- 5' Gnatossoma de contorno variável, com palpo e quelícera normalmente desenvolvidos; quelícera de forma variável; estigma, quando presente, abrindo-se anteriormente ao propodossoma **6**

Manual de Acarologia

- 6 Palpo com “processo unha-dedão” (no caso de Erythraeidae, processo às vezes indistinto por causa de unhas curtas) 7
- 6’ Palpos sem “processo unha-dedão” 10

- 7 Adultos e ninfas com corpo densamente cobertos com setas; estigmas entre as bases das quelíceras; adultos com dígito móvel da quelícera longo e retilíneo Erythraeidae (Figura 18)
- 7’ Adultos e ninfas com relativamente poucas setas dispostas em fileiras transversais; estigmas atrás das quelíceras; dígito móvel da quelícera com forma variável 8

- 8 Bases das quelíceras fundidas com o restante do gnatossoma; peritrema presente no gnatossoma; tarso do palpo com setas modificadas em forma de foice e de pente Cheyletidae (Figura 15)

- 8’ Bases das quelíceras contíguas ou fundidas entre si, mas não com o restante do gnatossoma; peritrema, se presente, na parte anterior do propodossoma 9

- 9 Bases das quelíceras fundidas entre si, formando um estilóforo; dígito móvel da quelícera em forma de estilete recurvado na base; peritrema presente, na região de união entre o gnatossoma e o propodossoma Tetranychoida - parte (Figuras 24, 25) [Anexo 5]
- 9’ Bases das quelíceras contíguas; dígito móvel da quelícera em forma de agulha curta; peritrema ausente; abertura genital longitudinal Stigmaeidae (Figura 21)

- 10 Bases das quelíceras fundidas; dígito móvel da quelícera em forma de estilete curto ou alongados; tricobótrias presentes ou ausentes no propodossoma 11
- 10’ Bases das quelíceras não fundidas; com 2 pares de tricobótrias no propodossoma e com tricobótrias em vários segmentos das pernas 12

- 11 Abertura genital freqüentemente encoberta por um escudo quadrangular; propodossoma sem tricobótrias Tetranychoida - parte (Figura 23) [Anexo 5]
- 11’ Abertura genital longitudinal; propodossoma com um par de tricobótrias Tydeidae (Figura 26)

- 12 Com 2 pares de acetábulas (raramente 3 ou nenhum); palpo estendendo-se além da extremidade do subcapítulo, ou de comprimento aproximadamente igual ao da quelícera; segmento distal do palpo raptorial Cunaxidae (Figura 16)
- 12’ Com 3 pares de acetábulas; palpo longo, freqüentemente dobrado em angulo reto, anteniforme, geralmente com longas setas distais Bdellidae (Figura 14)

- 13 Geralmente pouco esclerotizados; sem tricobótrias; sem traquéias; pré-tarso sem unhas laterais e com empódio unciforme ou em forma de ventosa; com 2 pares de

Moraes & Flechtmann

- acetábulas ladeando a abertura genital, que pode ser em forma de U, Y ou V invertidos, ou, ocasionalmente, transversais ordem Astigmata (Figuras 27-30) [**Anexo 6**]
- 13'** Geralmente bastante esclerotizados, com um par de tricobótrias no propodossoma; estigmas indistintos; pré-tarso geralmente com unhas laterais (quando ausentes, empódio unciforme); geralmente com 3 pares de acetábulas ladeando a abertura genital, longitudinal e coberta por um par de escudos; abertura anal coberta de forma semelhante ordem Oribatida (Figura 6)

Anexo 2

Chave para identificação dos gêneros de Phytoseiidae de importância agrícola no Brasil (Figura 12)

- 1 Região podonotal do escudo dorsal com 5 ou 6 pares de setas “laterais” (j3, z2, z4 e s4 sempre presentes; z3 e/ou s6 presente) 2
- 1’ Região podonotal com 4 pares de setas “laterais” (j3, z2, z4 e s4)
..... **Amblyseiinae** Muma 3
- 2 Z1, S2, S4 e S5 ausentes; r3 implantada no escudo dorsal
..... **Phytoseiinae** *Phytoseius* Ribaga
- 2’ Pelo menos uma das setas Z1, S2, S4 ou S5 presente; r3 usualmente implantada fora do escudo dorsal **Typhlodrominae** 25
- 3 Com 4 pares de setas pré-anais (Jv1-Jv3, Zv2); J5 aproximadamente tão longa quanto Z5 **Macrocaudus** Moraes, McMurtry & Mineiro
- 3’ Com 0 a 3 pares de setas pré-anais; J5 distintamente mais curta que Z5 4
- 4 Macrossetas presentes apenas na perna IV; com exceção de Z5, setas próximas às margens do escudo dorsal usualmente de tamanhos aproximados (exceto em *Phyllostromus trisetatus*); J2, Z1, S2, S4 e S5 sempre presentes; margem posterior do escudo esternal usualmente côncavo ou aproximadamente retilíneo; escudo ventrianal usualmente mais longo que largo, freqüentemente pentagonal; inserções de Jv1 e Jv2 aproximadamente em linha paralela ao eixo longitudinal do corpo; margem interna do dígito fixo da quelícera nunca distintamente côncava 5
- 4’ Macrossetas usualmente presentes nas pernas II, III e IV; setas próximas às margens do escudo dorsal usualmente de tamanhos bastante variados; J2, Z1, S2, S4 ou S5 podem estar ausentes; margem posterior do escudo esternal às vezes com um lóbulo mediano; escudo ventrianal pode ser mais largo que longo, de formas variáveis; inserções de Jv1 e Jv2 podem não estar em linha paralela ao eixo longitudinal do corpo; margem interna do dígito fixo da quelícera pode ser côncava 7
- 5 Escudos ventrais pouco esclerotizados; margem posterior do escudo esternal não visível; escudo ventrianal com constrição mediana; cálice da espermateca tubular **Tenuisternum** Fiaboe, Moraes & Gondim Jr.

Moraes & Flechtmann

- 5' Escudos ventrais usualmente bastante distinto; margem posterior do escudo esternal côncavo ou aproximadamente retilíneo; escudo ventrianal sem constrição mediana, geralmente pentagonal; cálice da espermateca variável, usualmente não tubular **6**
- 6 A maioria ou todas as setas do dorso do idiossoma em forma de lança *Phyllodromus* DeLeon
- 6' Setas do dorso do idiossoma afiladas *Neoseiulus* Hughes
- 7 Com 3 setas da série r-R (r3, r5, R1); a maioria das setas do dorso do idiossoma dilatadas na extremidade *Ricoseius* DeLeon
- 7' Com 2 setas da série r-R (r3, R1); setas do dorso do idiossoma com extremidades não dilatadas **8**
- 8 Z1 longa, pouco mais curta que Z5; escudo ventrianal usualmente com 0 ou 1 par (raramente em alguns espécimes 2 pares) de setas pré-anais ... *Phytoseiulus* Evans
- 8' Z1 muito mais curta que Z5; escudo ventrianal com 1 (rara), 2 ou 3 pares de setas pré-anais **9**
- 9 Escudo esternal às vezes pouco distinto; sempre com lóbulo mediano na margem posterior **10**
- 9' Escudo esternal sempre distinto; margem posterior sem lóbulo mediano, usualmente côncava ou retilínea **12**
- 10 Margem interna de ambos os dígitos das quelíceras, côncava; dígito fixo da quelícera com até 5 dentes, distais; peritrema geralmente não alcançando a base de j3; Jv1 usualmente implantada distintamente atrás da margem anterior do escudo ventrianal *Euseius* Wainstein
- 10' Margem interna de ambos os dígitos das quelíceras, retilínea; dígito fixo da quelícera com mais de 5 dentes, distribuídos ao longo da margem interna; peritrema ultrapassando a base de j3; Jv1 implantada na margem anterior do escudo ventrianal **11**
- 11 Seta s4 mais que 3 vezes tão longa quanto seta Z1 *Amblydromalus* Chant & McMurtry
- 11' Seta s4 menos de 3 vezes tão longa quanto seta Z1 *Typhlodromalus* Muma
- 12 Setas “laterais” do escudo dorsal lisas (exceto Z5, em geral levemente serreada); escudo ventrianal da fêmea e cálice da espermateca de formas variáveis; Jv1, Jv2 e Zv2 nunca em linha longitudinal; j5 e S4 presentes ou ausentes; s4, Z4 e Z5 de comprimentos variáveis **13**
- 12' Setas “laterais” do escudo freqüentemente serreadas; escudo ventrianal da fêmea normalmente muito mais longo que largo; cálice da espermateca em forma de taça ou de prato; Jv1, Jv2 e Zv2 normalmente quase em linha longitudinal; j5 sempre presente; S4 raramente presente; s4, Z4 e Z5 raramente muito mais longas que

Manual de Acarologia

- outras setas 14
- 13 Setas j5 e S4 sempre presentes; proporção entre comprimentos de s4:Z1 < 3,0; z2, z4, S4, S5 e setas dorsocentrais podem ser pequenas, mas raramente diminutas; s4, Z4 e Z5 nunca muito maiores que j3, z2 e z4, nunca em forma de chicote *Typhlodromips* DeLeon
- 13' Setas j5 e S4 presentes ou ausentes; s4 normalmente pelo menos 3 vezes mais longa que Z1 (exceto em *Paraamblyseius*), normalmente muito maior; z2 e z4 normalmente diminutas; S4, S5 e setas dorsocentrais pequenas ou diminutas; s4, Z4 e Z5 geralmente muito maiores que j3, z2 e z4, freqüentemente em forma de chicote 16
- 14 Escudo dorsal sem reentrância distinta na margem lateral, próximo a s4 *Proprioseius* Chant
- 14' Escudo dorsal com reentrância distinta na margem lateral, próximo a s4 15
- 15 J2, S2 e S5 presentes *Neoparaphytoseius* Chant & McMurtry
- 15' Uma ou mais das setas J2, S2 ou S5 ausentes ... *Paraphytoseius* Swirski & Schechter
- 16 Escudos geralmente bem esclerotizados; escudo esternal mais largo que longo; escudo genital normalmente mais estreito que escudo ventrianal; escudos esternal e genital lisos ou reticulados; escudo ventrianal liso, estriado ou reticulado; escudo peritremal estreito a extremamente largo; faixa ectal freqüentemente presente; pernas II a IV com ou sem macrossetas; J2 presente ou ausente; z2 e/ou z4 raramente curta; j5, J2, S2, S4 e/ou Z1 presentes ou ausentes 17
- 16' Escudos pouco esclerotizados; escudo esternal geralmente tão largo quanto longo (exceto *Chelaseius*); escudo genital aproximadamente tão largo quanto escudo ventrianal; escudo esternal geralmente liso, ou com poucas reticulações; escudo genital liso; escudo ventrianal geralmente liso ou no máximo com poucas estrias; escudo peritremal estreito; faixa ectal raramente presente; pernas II e III usualmente e perna I freqüentemente com macrossetas; perna IV usualmente com 3 macrossetas proeminentes; j5, S2 e S4 presentes; J2, Z1 e S5 presentes ou ausentes; z2 e/ou z4 usualmente curta a diminuta 18
- 17 J2 ausente; j5 presente *Proprioseiopsis* Muma
- 17' J2 usualmente presente; se ausente, j5 também ausente 22
- 18 Átrio da espermateca bifurcado ou vacuolado na junção com o duto maior; espermatozóide em forma de "T" *Graminaseius* Chant & McMurtry
- 18' Átrio da espermateca nunca bifurcado ou vacuolado na junção com o duto maior; espermatozóide nunca em forma de "T" 19

Moraes & Flechtmann

19 Proporção entre comprimentos de s4:S2 < 2,7	20
19' Proporção entre comprimentos de s4:S2 > 3,0	21
20 S5 presente	<i>Transeius</i> Chant & McMurtry
20' S5 ausente	<i>Amblyseiella</i> Muma
21 Quelífera distintamente grande, robusta, com dígito fixo muito mais longo que dígito móvel	<i>Chelaseius</i> Muma & Denmark
21' Quelífera de tamanho normal, dígito fixo nunca muito mais longo que dígito móvel	<i>Amblyseius</i> Berlese
22 j5 ausente	<i>Phytoscutus</i> Muma
22' j5 presente	23
23 Jv2 e Zv2 inseridas no terço anterior do escudo ventrianal; perna I com macrossetas	<i>Iphiseiodes</i> DeLeon
23' Jv2 e Zv2 não concentradas no terço anterior do escudo ventrianal; perna I sem macrossetas	24
24 Pernas sem macrossetas; setas do dorso do idiossoma usualmente curtas a diminutas, nenhuma consideravelmente mais longa que outras; Zv3 usualmente ausente	<i>Paraamblyseius</i> Muma
24' Perna IV com 2 ou 3 macrossetas; algumas setas dorsais muito mais longas que outras; Zv3 usualmente presente	<i>Arrenoseius</i> Wainstein
25 s6 ausente; R1 presente	<i>Cocoseius</i> Denmark & Andrews
25' s6 presente; R1 presente ou ausente (em caso de dúvida, se z5 implantada mais anteriormente que o usual, então z6 está presente e s6, ausente)	26
26 z3 presente (região podonotal do escudo dorsal com 6 pares de setas "laterais") ...	27
26' z3 ausente (região podonotal do escudo dorsal com 5 pares de setas "laterais") ...	29
27 S4 e Jv4 presentes	<i>Typhlodromus (Anthoseius)</i> DeLeon
27' S4 e Jv4 ausentes	28
28 z4 implantada em posição mesal ou quase diretamente posterior a z3; macrossetas presentes no gênu, tíbia e tarso IV, às vezes também no gênu de outras pernas	<i>Leonseius</i> Chant & McMurtry
28' z4 implantada aproximadamente em linha com as bases de z3 e s4; perna IV com 0-3 macrossetas; outras pernas, sem macrossetas	30
29 Z1 ausente; R1 presente	<i>Silvaseius</i> Chant & McMurtry
29' Z1 presente; R1 ausente	<i>Galendromimus</i> Muma

Manual de Acarologia

- 30** R1 ausente; S2 presente; pernas sem macrossetas; cálice da espermateca alongado *Galendromus* Muma
- 30'** R1 presente; S2 ausente; pernas com ou sem macrossetas; cálice da espermateca de forma variável **31**
- 31** Setas próximas às margens do escudo dorsal relativamente longas; R1 muito mais curta que s6; S5 e Z5 aproximadamente de mesmo comprimento; inserções de Jv1, Jv3 e Zv2 aproximadamente em linha paralela ao eixo longitudinal do corpo; pernas sem macrossetas *Typhlodromina* Muma
- 31'** Setas próximas às margens do escudo dorsal de comprimento mediano; R1 aproximadamente de mesmo comprimento que s6; S5 usualmente muito mais curta que Z5; inserções de Jv1, Jv3 e Zv2 formando um triângulo; perna IV com 0 a 3 macrossetas *Metaseiulus* Muma

Anexo 3

Chave para identificação dos gêneros de Eriophyoidea de importância agrícola no Brasil (Figura 17)

- 1 Escudo prodorsal com dois pares de setas [verticais externas (*ve*), anteriores, e escapulares (*sc*), posteriores]; quelíceras retilíneas ou apenas leve e uniformemente curvadas **Phytoptidae** ***Retracrus* Keifer**
- 1' Escudo prodorsal com ou sem o par posterior de setas (*sc*); setas verticais ausentes; gnatossoma com quelíceras variáveis **2**
- 2 Gnatossoma pequeno em relação ao corpo; quando grande, quelíceras retilíneas ou apenas levemente curvadas; encontrados em todos os refúgios possíveis na parte aérea de plantas; várias espécies são sérias pragas e algumas são transmissoras de vírus **Eriophyidae** **3**
- 2' Gnatossoma grande em relação ao corpo; quelíceras abruptamente curvadas para baixo próximo de sua base; espécies ambulantes nas folhas; não se conhecem casos de transmissão de vírus **Diptilomiopidae** **31**
- 3 Tíbia da perna I totalmente fundida com o respectivo tarso ***Disella* Newkirk & Keifer**
- 3' Tíbia da perna I sempre distinta do respectivo tarso **4**
- 4 Genitália da fêmea adpressa de encontro às coxas e separando-as além do normal, em vista lateral projetando-se do ventre do idiossoma (elevada medianamente); setas e tubérculos escapulares presentes **5**
- 4' Genitália feminina não adpressa e nem separando as coxas além do normal, em vista lateral, em nível com o ventre do idiossoma; setas e tubérculos escapulares presentes ou ausentes **7**
- 5 Corpo fusiforme; escudo prodorsal com lobo frontal estendendo-se sobre a base do rostro ***Esalquia* Flechtmann**
- 5' Corpo vermiforme; escudo prodorsal sem lobo frontal **6**
- 6 Setas escapulares projetando-se caudalmente; tíbia I sem seta ... ***Cosetacus* Keifer**
- 6' Setas escapulares projetando-se anteriormente; tíbia I com seta

Manual de Acarologia

- *Colomerus* Newkirk & Keifer
- 7 Corpo vermiforme; anelação subigual dorsoventralmente, pelo menos na metade ou dois terços anteriores do opistossoma **8**
- 7' Corpo fusiforme; anelação do opistossoma nitidamente separada em semi-anéis dorsais mais largos que semi-anéis ventrais **10**
- 8 Escudo prodorsal com tubérculos e setas escapulares em posição anterior à margem posterior do escudo; setas escapulares geralmente dirigidas anteriormente *Eriophyes* von Siebold
- 8' Tubérculos e setas escapulares na margem posterior do escudo prodorsal ou bem próximas dela; setas escapulares geralmente dirigidas posteriormente **9**
- 9 Seta da tíbia presente; seta do fêmur presente *Aceria* Keifer
- 9' Seta da tíbia ausente; seta do fêmur ausente *Acalitus* Keifer
- 10 Empódio dividido; setas escapulares presentes **11**
- 10' Empódio indiviso; setas escapulares presentes ou ausentes **13**
- 11 Setas escapulares no bordo posterior do escudo prodorsal e dirigidas pra trás
..... *Dichopelmus* Keifer
- 11' Setas escapulares em posição anterior à margem posterior do escudo prodorsal e dirigidas para cima ou para o centro **12**
- 12 Opistossoma com vários anéis dorsais próximos do escudo prodorsal fundidos medianamente em uma placa trapezoidal e separada do escudo por uma linha ...
..... *Araucarioptes* Flechtmann
- 12' Anéis dorsais do opistossoma não fundidos *Acaphyllisa* Keifer
- 13 Setas escapulares ausentes *Calacarus* Keifer
- 13' Setas escapulares presentes **14**
- 14 Opistossoma, em vista dorsal, com lobos laterais em todos os anéis **15**
- 14' Opistossoma, em vista dorsal, com os anéis dorsais curvando-se uniformemente nas margens laterais do corpo **19**
- 15 Setas escapulares semelhantes a um espinho, na margem posterior do escudo prodorsal e dirigidas para trás *Spinacus* Keifer
- 15' Setas escapulares não espiniformes, na margem posterior do escudo prodorsal ou afastadas deste **16**
- 16 Corpo com uma profunda incisão entre o escudo prodorsal e o opistossoma; primeiro anel dorso-opistossomal proeminente, mais alto que os demais

Moraes & Flechtmann

- *Neotegonotus* Newkirk & Keifer
- 16' Escudo prodorsal e opistossoma não separados por uma profunda incisão; primeiro
anel semelhante aos demais 17
- 17 Setas escapulares localizadas anteriormente à margem posterior do escudo
prodorsal; seta da tibia presente *Tegonotus* Nalepa
- 17' Setas escapulares na margem posterior do escudo prodorsal; seta da tibia presente
ou ausente 18
- 18 Seta da tibia I ausente; seta do genu II ausente *Aciota* Keifer
- 18' Seta da tibia I presente; seta do genu II presente *Shevtchenkella* Bagdasarian
- 19 Setas escapulares implantadas em tubérculos situados anteriormente à margem
posterior do escudo prodorsal 20
- 19' Tubérculos das setas escapulares na margem posterior do escudo prodorsal ou
bem próximo dela 25
- 20 Margem anterior do escudo prodorsal com aba flexível larga e curta
..... *Tecarus* Flechtmann
- 20' Margem anterior do escudo prodorsal sem aba 21
- 21 Dorso do opistossoma com um largo sulco mediolongitudinal
..... *Phyllocoptera* Keifer
- 21' Dorso do opistossoma com 3 quilhas longitudinais ou uniformemente curvado ... 22
- 22 Opistossoma com 3 quilhas longitudinais 23
- 22' Opistossoma uniformemente curvado 24
- 23 Setas dos fêmures presentes; todas setas opistossomais presentes
..... *Calepitrimerus* Keifer
- 23' Setas dos fêmures ausentes; setas opistossomais *c2* e *e* ausentes
..... *Amrineus* Flechtmann
- 24 Corpo trapezoidal; lobo frontal com 4 projeções espiniformes anteriores; parte
posterior do dorso do opistossoma com um sulco largo *Rhombacus* Keifer
- 24' Corpo fusiforme; sem projeções espiniformes anteriores no lobo frontal;
opistossoma uniformemente arqueado em secção transversal ... *Phyllocoptes* Nalepa
- 25 Dorso do opistossoma uniformemente curvado (uma quilha mediodorsal discreta
pode estar presente anteriormente) 26
- 25' Dorso do opistossoma com quilhas ou sulcos nítidos 28
- 26 Primeiros 3 a 10 anéis posteriores ao escudo prodorsal estreitos e com

Manual de Acarologia

- microtubérculos em círculo completo em volta do corpo; anéis dorsais seguintes formando faixas largas *Heterotergum* Keifer
- 26´ Dorso com padrão regular de anelação 27
- 27 Lobo frontal do escudo prodorsal largo e arredondado; algumas espécies com 2 a 4 espinhos que se projetam anteriormente de seu bordo ventral *Aculus* Keifer
- 27´ Lobo frontal acuminado, podendo terminar em ponta; nunca com espinhos na margem anterior ventral *Aculops* Keifer
- 28 Opistossoma com três sulcos longitudinais 29
- 28´ Opistossoma com uma quilha dorsomediana, com ou sem quilhas subdorsais 30
- 29 Sulco dorsal mediano do opistossoma estreito e delimitado por cristas arredondadas, que se fundem antes da região da inserção das setas *f* *Mesalox* Keifer
- 29´ Sulco dorsal mediano do opistossoma de largura igual ou superior à distância entre os tubérculos das setas escapulares e delimitado por cristas com cume agudo que nunca se fundem *Tetra* Keifer
- 30 Quilha mediana longitudinal mais curta que as quilhas subdorsais e terminando em um sulco dorsal *Abacarus* Keifer
- 30´ Quilha mediana longitudinal mais longa que as quilhas sublaterais, desaparecendo caudalmente (não terminando em um sulco) *Tegolophus* Keifer
- 31 Empódio não dividido, setas escapulares presentes; seta coxal *lb* presente; seta da tíbia presente *Catarhinus* Keifer
- 31´ Empódio dividido; setas escapulares ausentes, tubérculos reduzidos (mas, presentes); seta coxal *lb* presente ou ausente; seta da tíbia I ausente 32
- 32 Seta coxal *lb* presente; seta opistossomal lateral (*c2*) presente *Diptilostatus* Flechtmann
- 32´ Seta coxal *lb* ausente; seta opistossomal lateral ausente *Vimola* Boczek

Anexo 4

Chave para identificação dos gêneros de Tarsonemoidea de importância agrícola no Brasil (Figuras 19, 20 e 22)

- 1 Perna IV da fêmea com fêmur e gênu separados, com empódio membranoso e unhas laterais; perna IV do macho com 5 segmentos 2
- 1' Perna IV da fêmea com fêmur e gênu fundidos, sem empódio e unhas laterais; perna IV do macho com 4 segmentos Tarsonemidae (Figura 22) 4
- 2 Trocânter da perna IV da fêmea subtriangular
..... Pyemotidae *Pyemotes* Amerling (Figura 19)
- 2' Trocânter da perna IV da fêmea quadrangular Pygmephoridae (Figura 20) ... 3
- 3 Perna I com 4 segmentos livres *Pygmephorus* Kramer
- 3' Perna I com 5 segmentos livres *Siteroptes* Amerling
- 4 Adultos (fêmea e macho) com 4 pares de setas na região ventral do metapodossoma, incluindo um par entre as bases das pernas IV da fêmea, ou inserido nos 2 escudos coxais do macho; tarso I da fêmea sem estrutura membranosa no ambulacro e com uma unha séssil bem desenvolvida; unha terminal da perna IV do macho distalmente dilatada *Polyphagotarsonemus* Beer & Nucifora
- 4' Adultos (fêmea e macho) com 2 pares de setas na região ventral do metapodossoma, nenhuma delas entre as bases das pernas IV da fêmea ou nos escudos coxais do macho; tarso I da fêmea com estrutura membranosa no ambulacro, com ou sem unha de tamanho moderado; unha terminal da perna IV do macho com extremidade não dilatada 5
- 5 Base dos estiletos quelicerais da larva e dos adultos (fêmeas e machos) bem recurvada lateralmente; idiossoma da fêmea alongado, elipsoidal; pernas relativamente curtas *Steneotarsonemus* Beer
- 5' Bases dos estiletos quelicerais da larva e dos adultos não acentuadamente recurvados na base; idiossoma da fêmea geralmente não alongado; pernas de comprimento moderado 6

Manual de Acarologia

- 6 Apódema sejugal ausente nos adultos (fêmeas e machos); macho com uma flange desenvolvida no femur-gênu IV *Phytonemus* Lindquist
- 6' Apódema sejugal presente nos adultos; macho com ou sem flange no femur-gênu IV *Tarsonemus* Canestrini & Fanzago

Anexo 5

Chave para identificação das famílias e gêneros de Tetranychoida de importância agrícola no Brasil (Figuras 23-25)

- 1 Com uma série de setas flageliformes ou bipectinadas na margem posterior, transversal, do idiossoma; sem setas dúplices ou setas associadas nos tarsos das pernas I e II Tuckerellidae ... *Tuckerella* Womersley (Figura 25)
- 1' Sem setas flageliformes ou bipectinadas na margem posterior do idiossoma; com setas dúplices nos tarsos das pernas I e II 2
- 2 Com setas dúplices dorso-distais nos tarsos das pernas I e II ou com setas associadas no tarso da perna I Tetranychidae (Figura 24) ... 3
- 2' Sem setas dúplices ou setas associadas nos tarsos das pernas I e II Tenuipalpidae (Figura 23)... 13
- 3 Empódio com pêlos conjuntos; fêmeas com 2 ou 3 pares de setas anais e machos com 5 pares de setas gênito-anais; 2 pares de setas dúplices dorso-distais no tarso da perna I 4
- 3' Empódio ausente ou, quando presente, sem “pêlos conjuntos”; fêmeas com 1 ou 2 pares de setas anais e machos com 4 pares de setas gênito-anais; com 2 pares de setas dúplices ou um par de setas associadas dorso-distais no tarso da perna I ... 5
- 4 Unhas e empódio almofadados; prodorso com 3 lobos sobre o gnatossoma *Monoceronychus* McGregor
- 4' Unhas almofadadas e empódio unciforme; prodorso sem lobos sobre o gnatossoma *Petrobia* Banks
- 5 Empódio aparentemente ausente; tarso das pernas I com um par de setas-associadas ... 6
- 5' Empódio unciformes ou distalmente fendido; tarso da perna I com dois pares de setas-dúplices 7
- 6 Com um par de setas anais *Aponychus* Rimando
- 6' Com 2 pares de setas anais *Eutetranychus* Banks
- 7 Com 3 pares de setas *h* (dois pares de setas para-anais) 8

Manual de Acarologia

- 7' Com 2 pares de setas *h* (um par de para-anais) 12
- 8 Empódio unciforme 9
- 8' Empódio fendido distalmente ou terminando em um tufo de pêlos 11
- 9 Empódio como uma simples estrutura unciforme, com pêlos proximoventrais 10
- 9' Empódio dividido em 2 estruturas unciformes, podendo ter delicados “pêlos” associados *Schizotetranychus* Tragardh
- 10 Unha empodial de comprimento igual ou superior ao dos “pêlos” proximoventrais, que se dispõem em ângulo reto à unha *Panonychus* Yokoyama
- 10' Unha empodial mais curta do que os “pêlos” proximoventrais, posicionados em ângulo agudo à unha *Allonychus* Pritchard & Baker
- 11 Opitossoma com estrias longitudinais entre as setas *e1*; setas dorsais de comprimento variável *Mononychellus* Wainstein
- 11' Opitossoma com estrias transversais; setas dorsais de comprimento igual ou superior à distância entre as bases de 2 setas subseqüentes
..... *Eotetranychus* Oudemans
- 12 Unha empodial de comprimento igual ou superior aos “pêlos” proximoventrais em todas as pernas ou em sua maioria, sem esporão dorsomediano; setas dúplices no tarso I freqüentemente distais e adjacentes *Oligonychus* Berlese
- 12' Unha empodial dividida distalmente, geralmente em 3 pares de “pêlos” e com um esporão dorsomediano; setas dúplices no tarso I bem separadas
..... *Tetranychus* Dufour
- 13 Opitossoma com setas *c2* e *d2* (isto é, com 3 pares de setas *c* e *d*) 14
- 13' Opitossoma com apenas 2 pares de setas *d* (*d2* ausente); setas *c2* presentes ou ausentes 15
- 14 Palpo com 2 segmentos; setas dorsais longas, estreitas e levemente clavadas
..... *Raoiella* Hirst
- 14' Palpo com 5 segmentos; setas dorsais curtas, palmadas (em leque)
..... *Pentamerismus* McGregor
- 15 Prodorso sem projeções anteromedianas *Dolichotetranychus* Sayed
- 15' Prodorso com um par de projeções anteromedianas 16
- 16 Opitossoma geralmente com o penúltimo par de setas dorsolaterais flageliformes; quando estas setas são de comprimento comparável ao das demais setas dorsolaterais, o podossoma é largo e o opitossoma muito mais estreito
..... *Tenuipalpus* Donnadieu
- 16' Penúltimo par de setas dorsolaterais do opitossoma de comprimento normal; corpo

Moraes & Flechtmann

oval (podossoma e opistossoma aproximadamente de mesma largura)
..... *Brevipalpus* Donnadieu

Anexo 6

Chave para identificação dos gêneros de Astigmata de importância agrícola no Brasil (Figuras 27-30)

- 1 Palpo com segmento distal achatado e dobrado lateralmente; quelíceras atenuadas, com um dígito queliceral de bordo serrado. Ventre do idiossoma com 4 estruturas anelares; oviporo transversal ... Histiostomatoidea Histiostomatidae (Figura 30)
- 1' Palpos sem segmento distal achatado; quelíceras com quela normal; sem estruturas anelares ventrais; oviporo longitudinal 2
- 2 Setas verticais externas (lamelares) ausentes; pré-tarsos com condilóforos finos ou alongados ou estes ausentes; setas dorsais podem ser longas, porém nunca pectinadas Hemisarcoptoidea (Figura 29) 3
- 2' Setas verticais externas presentes ou ausentes; pré-tarsos com condilóforos curtos e robustos (alguns Acaroidea) ou algumas setas dorsais longas e fortemente pectinadas (alguns *Glycyphagidae*) 4
- 3 Esclerito prodorsal ausente; setas verticais internas (rostrais) situadas na metade da distância entre o bordo anterior do propodossoma e a base das setas escapulares (interlamelares); apódemas coxais I fundidos medianamente com os apodemais coxais II formando campos coxais fechados Carpoglyphidae *Carpoglyphus* Robin
- 3' Esclerito prodorsal bem desenvolvido; setas verticais internas situadas no bordo anterior do propodossoma ou ausentes; apódemas coxais I e II não fundidos, campos coxais abertos Winterschmidtidae
- 4 Sulco sejugal presente; cutícula lisa, mamilada, tuberculada, raras vezes totalmente esclerotizada; esclerotização prodorsal tipicamente representada por um escudo, ocasionalmente ausente; pernas normalmente desenvolvidas; pré-tarsos com ou sem ambulacros membranosos, empódios geralmente presentes Acaroidea (Figura 27) 5
- 4' Sulco sejugal ausente na maioria das vezes; cutícula com microtríquias (áspera), às vezes estriada, com escamas ou protuberâncias irregulares, raramente lisas; esclerotização prodorsal formada por crista metópica ou um largo escudo; pernas

Moraes & Flechtmann

- alongadas, notadamente o tarso; pré-tarsos tipicamente reduzidos, com ambulacros membranosos; empódios pequenos ou ausentes Glycyphagoidea (Figura 28) **10**
- 5** Fêmea e, às vezes, macho, com empódio bifurcado; macho com as pernas III bem mais desenvolvidas e seu tarso terminando-se em uma unha empodial grande e retilínea, e uma seta robusta, também retilínea, semelhante em comprimento e forma à unha empodial Lardoglyphidae *Lardoglyphus* Oudemans
- 5'** Empódio simples ou ausentes em ambos os sexos; machos com as pernas III semelhantes às pernas IV ou, quando mais desenvolvidas, com unha empodial curta e sem seta robusta semelhante à unha empodial **6**
- 6** Cutícula lisa ou quase lisa Acaridae **7**
- 6'** Cutícula finamente enrugada ou com padrão escamoso ... Suidasiidae ... *Suidasia* Oudemans
- 7** Setas verticais externas localizadas em uma linha transversal, com as setas verticais internas ou deslocadas posteriormente por uma distância não superior a um quarto da distância até a seta escapular **8**
- 7'** Setas verticais externas situadas aproximadamente à metade da distância das verticais internas às escapulares, ou ausentes **9**
- 8** Setas verticais externas nitidamente barbuladas, relativamente longas e geralmente localizadas próximas dos ângulos anterolaterais do escudo prodorsal; setas escapulares internas mais longas que escapulares externas *Tyrophagus* Oudemans
- 8'** Setas verticais externas lisas, geralmente curtas e localizadas na margem lateral do escudo prodorsal e posteriormente aos ângulos anterolaterais; setas escapulares internas mais curtas que escapulares externas *Aleuroglyphus* Zachvatkin
- 9** Setas verticais externas presentes e bem desenvolvidas ... *Sancassania* Oudemans
- 9'** Setas verticais externas ausentes ou, quando presentes, de comprimento inferior a 10 micrômetros *Rhizoglyphus* Claparède
- 10** Oóporo grande e recoberto por 2 escudos esclerotizados, situado entre coxas III e IV; macho com ventosas para-anais Chortoglyphidae *Chortoglyphus* Berlese
- 10'** Oóporo com escudos bem menos esclerotizados e alongados ou, quando esclerotizados, oviporo situado entre coxas I e II; macho sem ventosas para-anais Glycyphagidae **11**
- 11** Esclerotização dorsal em forma de crista metópica, um largo escudo ou ausente; pernas sem quilhas *Glycyphagus* Hering
- 11'** Corpo inteiramente esclerotizado e intensamente colorido de amarelo-castanho; gênu e tibia I com quilhas longitudinais pronunciadas *Gohieria* Oudemans

Índice Geral

- 2-tridecanona, 212
abacae, *Tetranychus*, 142, 188
Abacarus, 116, 262
Abacarus sacchari, 116, 156
Abacateiro, 137-8
Abacaxizeiro, 84, 138, 180-1, 219
Abacaxizeiro ornamental, 180-1
abathus, *Mesalox*, 143, 262
Abelha, 13, 78, 81, 222
Aberoptinae, 79
Abertura anal, 30, 59, 92, 253
Abertura genital, 25-6, 36-7, 42,44, 46-7, 51, 57, 69, 77, 204, 252-3
Acalitus, 260,
Acalypha reptans, 196
Acalytus gossypii, 107
Acaphyllisa, 260
Acaphyllisa araucariae, 133
Acari, 20
Acaricida, 32, 90, 139, 150, 186, 212-4
Acaridae, 33, 37, 58, 60, 65-, 94-595, 167, 171, 200, 206
Ácaro-alaranjado, 137, 139
Ácaro-brilhante-da-cana-de-açúcar, 116
Ácaro-da-cinza-do-tomateiro, 175
Ácaro-da-erínose-do-algodoeiro, 107
Ácaro-da-falsa-ferrugem, 101, 145, 221
Ácaro-da-falsa-ferrugem-dos-citros, 101
Ácaro-da-ferrugem-da-videira, 163
Ácaro-da-leprose-do-citros, 114
Ácaro-da-mancha-anelar-do-coqueiro, 118
Ácaro-da-mancha-anular-do-cafeiro, 114
Ácaro-da-mancha-longitudinal-do-coqueiro, 119
Ácaro-da-rasgadura-da-folha-do-algodoeiro, 108
Ácaro-das-gemas, 145
Ácaro-das-raízes-e-bulbos, 167, 171
Ácaro-do-bronzeamento, 167
Ácaro-do-bronzeamento-do-algodoeiro-mocó, 107
Ácaro-do-chochamento-do-alho, 167
Ácaro-do-coqueiro, 117, 119
Ácaro-do-enfezamento-do-morangueiro, 172, 184
Ácaro-do-fruto-do-abacaxizeiro, 138
Ácaro-espinhoso, 156
Ácaro-marrom, 137, 186
Ácaro-ornamentado-da-aceroleira, 140
Ácaro-plano, 124, 130, 141-2, 144, 153, 159, 181-2, 185, 193
Ácaro-plano-do-coqueiro, 120
Ácaro-plano-vermelho-da-seringueira, 135
Ácaro primário, 200
Ácaro-purpúreo, 150, 161
Ácaro-rajado, 56, 109-110, 121123-4, 126, 128, 156, 162, 165-6, 169, 171-4, 179, 181, 185, 188, 194, 197, 214, 219
Ácaro secundário, 200
Ácaro terciário, 200
Ácaro-texano, 131, 136, 140, 151, 156
Ácaro-verde, 110, 112, 121-2, 124, 126128-9, 136, 141, 152-3, 158-9, 174, 182, 189, 196, 213, 218
Ácaro-verde-da-mandioca, 124, 213, 218
Ácaro-verde-alaranjado, 152
Ácaro-vermelho, 113, 120, 128, 131, 133, 140, 142, 153, 161-3, 168-70, 172, 175, 178-9, 183-4, 187-8, 193-4, 196, 198-9, 213, 221
Ácaro-vermelho-europeu, 161, 163
Acaroidea, 38, 57-8, 60, 75, 93-7, 268
Acarus, 14, 202, 210
Acarus siro, 202, 210
Acasalamento, 34
Aceria, 78, 117, 119, 126-7, 129, 143-5, 152, 156-9, 167-8, 174-6, 190, 196-7, 204,
Aceria cladophthirus, 176
Aceria diospyri, 144
Aceria eriobotryae, 159
Aceria esculenti, 174
Aceria ficus, 152
Aceria guerreronis, 117, 119, 190
Aceria gymnoscuta, 190

Moraes & Flechtmann

- Aceria kenya*, 78, 157
Aceria korykii, 196-7
Aceria lycopersici, 175
Aceria mangiferae, 156
Aceria rossettonis, 143
Aceria sheldoni, 145
Aceria tosichella, 127, 129, 168
Aceria tritici, 127
Aceria tulipae, 127, 167, 204
Aceria zeala, 126
Aceroleira, 140
Acetábula, 20, 252-3
Acilaçúcar, 212
Aciota, 261
Aciota costae, 196
Acremonium (Cephalosporium) zonatum, 181
Acron, 16
actinophylla, *Schefflera*, 198
Actinotrichida, 17, 20, 23, 33-4, 36, 39-40, 251
Aculops, 262
Aculops flechtmani, 141
Aculops fuchsiae, 188
Aculops knorri, 77
Aculops lycopersici, 77, 176
Aculus, 262
Aculus conspicillatus, 153
Aculus malivagrans, 163
Aculus pitangae, 160
Aculus schlechtendali, 163, 210
acuminata, *Notostrix*, 190
Adamystidae, 64
aestivum, *Triticum*, 129
Ageratum conyzoides, 151
Agistemus floridanus, 84
Agrotóxico, 69-70, 83, 150-1, 161-2, 173, 214-5, 220-1
Aguapé, 99, 180-1
alatus, *Euseius*, 70, 218
Aleloquímico, 212
Aleuroglyphus, 269
Aleuroglyphus ovatus, 200
Alface, 166
Algodão, 83, 109-10, 202, 206
Algodoeiro, 107-10, 116120-4, 126128-30, 135137, 140, 147, 154, 156, 158, 161-2, 164, 166, 168-9, 171-4, 177, 179, 181-2, 185-6, 188-9, 193-4, 1978, 212
Alho, 167-8, 171, 173, 176, 204, 206-7
Alimentação, 30, 34, 56, 65-9, 77, 81, 85-6, 90, 94, 96, 98, 146, 52, 154, 160, 187
Alimentos armazenados, 65, 74-5, 94, 96-7, 202
Allium sativum, 167
Allonychus, 266
Allonychus braziliensis, 136, 142, 158, 162, 165
Allonychus reisi, 189
Amblypygi, 16
Amblyseiella, 257
Amblyseiinae, 254
Amblyseius, 73, 217-8, 257
Amblyseius chiapensis, 218
Amblyseius herbicolus, 218
Amblyseius largoensis, 218
Ambulacro, 19, 25, 55, 263, 268
Amendoim, 110-1, 199, 201-2
Amendoim forrageiro, 111, 198-9
americana, *Persea*, 137
Amrineus, 261
Amrineus cocofolius, 118-9
Anacardiaceae, 142, 156
anacardii, *Tenuipalpus*, 142, 144
Anacardium occidentale, 142
Anactinotrichida, 20, 23, 32-4, 36, 38-40, 251
Anafilaxia, 202
Anagasta, 206
Análise de risco de pragas, 210
Ananas comosus, 138
Ananas lucidus, 180
ananas, *Steneotarsonemus*, 72, 112-3, 116, 119, 138-9, 210
anconai, *Homeopronematus*, 93
angustifolia, *Araucaria*, 133
anisopliae, *Metarhizium*, 216
Annona, 141
Annonaceae, 141
annuum, *Capsicum*, 174
Anonácea, 141
anonymus, *Neoseiulus*, 218
Anoplocephalidae, 99
Anthonomus grandis, 107
Anthurium, 181
Antúrio, 181
Anystidae, 64
Aorta, 33, 40

Manual de Acarologia

- Aparidade, 65
Aphelencoides, 198
Aphelencoides fragariae, 172
Apiaceae, 171
Apocynaceae, 189
Apódema, 23, 25, 59, 62, 264, 268
Aponychus, 265
Aponychus schultzi, 156
Apotele, 20-5, 39, 251
Aquifoliaceae, 129
arabica, *Coffea*, 115
Araceae, 181, 187
Arachis, 91, 111
Arachis hypogea, 110
Arachis pintoi, 111, 198
Arachnida, 11, 16-7, 66
Aracnídeo, 17, 80
Araneae, 16
Aranha, 16-7, 80, 91, 217
Araucaria angustifolia, 133
Araucariaceae, 133
araucariae, *Acaphyllisa*, 133, 260
Araucarioptes, 260
Araucarioptes scutifera, 133
arborescens, *Fuchsia*, 188
arbores, *Malvaviscus*, 198
Arctoseius, 72
arcuatus, *Chortoglyphus*, 204
Área porosa, 32, 35
Arecácea, 87
Arecaceae, 117, 120, 128, 190
Argasidae, 32, 36
aripo, *Typhlodromalus*, 218
Armazém, 168, 204
armipenis, *Tetranychus*, 193
Arrenoseius, 257
Arroz, 72, 84, 112-3, 202, 204, 206, 211
Arthropoda, 16
Arundina graminifolia, 194
asarifolia, *Lycianthes*, 198
Asca, 72
Ascidae, 42, 44, 72-4, 206, 217, 251
Ascoidea,
Asma, 208
Aspergillus, 115
Aspididae, 75
aspidistrae, *Pinnae*, 75
Asteraceae, 151, 166, 186
Átrio da espermateca, 256
Attagenus piceus, 206
australis, *Tegolophus*, 147
Aves, 16, 22, 73, 93, 95-6, 202, 205, 208
Avenca, 195
Azadirachta indica, 213
Azalea, 182
Azaléia, 88, 136, 182
azedarach, *Melia*, 151
Bactris gasipaes, 128
Balaustium, 81
Balaustium putmani, 81
Balonismo, 91
Balsaminaceae, 193
Banana, 202
Bananeira, 126, 142-3, 188
bancrofti, *Steneotarsonemus*, 116
banksi, *Eutetranychus*, 131, 136, 140, 151, 156
bassiana, *Beauveria*, 216
bastosi, *Tetranychus*, 110, 121-3, 156, 198
Batatinha, 168-9, 201
Bdella, 44
Bdella depressa, 74
Bdella distincta, 75
Bdella longicornis, 75
Bdellidae, 30-1, 34-5, 44-5, 64, 174, 136, 217, 252
Bdellodes lapidaria, 74
Beauveria bassiana, 216
Begonia, 182
Begônia, 182-3
Begoniaceae, 182
Bemisia tabaci, 85
Berinjela, 77, 169-70
berlesei, *Sancassania*, 171, 201
Besouro, 181
bicolor, *Sorghum*, 129
biharensis, *Oligonychus*, 158
Bipolaris oryzae, 112
Biscirus, 44
biselliella, *Tineola*, 206
Blattisocius, 72
Blattisocius dentriticus, 206
Blattisocius keegani, 206
Blattisocius tarsalis, 206
Bomba faringeal, 67
Botrídio, 25
bougainvilleae, *Phyllocoptes*, 194-5
Bougainvillea spectabilis, 194

Moraes & Flechtmann

- Brachiaria*, 199
brachiariae, *Catarhinus*, 126, 199, 262
 Brachypylina, 32
 Braquitraquéia, 32
brasiliensis, *Hevea*, 133
brasiliensis, *Steneotarsonemus*, 116
brasiliensis, *Allonychus*, 136, 142, 158-162, 165
brazilli, *Euseius*, 218
Brevipalpus, 69, 86, 148, 267
Brevipalpus californicus, 140, 148-9, 155, 182, 193-4
Brevipalpus chamaedoreae, 120
Brevipalpus chilensis, 87, 163, 165, 210
Brevipalpus galliprodiens, 35
Brevipalpus lewisi, 87, 210
Brevipalpus obovatus, 124, 148-9, 182, 193
Brevipalpus phoenicis, 86-7, 106, 114, 116, 120, 130, 140-2, 144, 148-50, 153, 155, 159, 181-2, 193, 198, 221
Brevipalpus russulus, 182, 184
brevipes, *Dysmicoccus*, 139
 Brinco-de-princesa, 188
 Broca da cana-de-açúcar, 81, 207
 Bromeliaceae, 86, 138, 180
Brunfelsia uniflora, 198
brunneus, *Tegolophus*, 101, 146
Bryobia, 75
 Bulbo, 97, 167-8, 201, 204, 206, 208, 220
Bursa copulatrix, 38, 59
butiae, *Notostrix*, 190
 Cactácea, 182, 184
 Cactaceae, 182
 Cafeeiro, 88, 92-3, 113-6, 213
 Cajueiro, 142-4
Calacarus, 260
Calacarus capsica, 174
Calacarus citrifoliae, 79
Calacarus decoratus, 143
Calacarus flagellisetia, 154
Calacarus heveae, 76, 133-4
Calacarus kleithria, 161
Calepitrimerus, 261
Calepitrimerus vitis, 163
 Cálice da espermateca, 254-5, 258
californicus, *Brevipalpus*, 140, 148-9, 155, 182, 193-4
californicus, *Neoseiulus*, 31, 173, 197, 218-9
californicus, *Tydeus*, 93
Calosobruchus sp., 207
Calvolia, 97
camaldulensis, *Eucalyptus*, 131-2
camara, *Lantana*, 191
 Camélia, 183, 185
Camellia japonica, 183
camelliae, *Cosetacus*, 183, 185
 Cana-de-açúcar, 78, 81, 84, 116-7, 207
 Canal podocefálico, 34, 36
 Canal pré-faringeano, 26, 29
cananeiensis, *Typhlodromips*, 218
canariensis, *Hedera*, 198
canephora, *Coffea*, 115
cannaensis, *Proprioseiopsis*, 218
capillatus, *Neomulgus*, 74
 Capim braquiária, 126
capsica, *Calacarus*, 174
Capsicum sp., 174
Capsicum annuum, 174
 Caquiizeiro, 144
 Caramujo, 180
Carica papaya, 154
carica, *Ficus*, 152
 Caricaceae, 154
 Carne seca, 201
carota, *Daucus*, 171
carpini vitis, *Eotetranychus*, 165
carpini, *Eotetranychus*, 210
 Carpoglyphidae, 62, 97, 203
Carpoglyphus lactis, 203
 Carrapato, 13, 23, 36
 Carúncula, 25, 28, 59, 62
castaneum, *Tribolium*, 206
Catarhinus, 262
Catarhinus brachiariae, 126, 199, 262
Catarhinus tricholaenae, 126
Catasetum sp., 194
Catenotaenia pusilla, 97, 205
 Cebola, 167-8, 201
 Cecidomyiidae, 179
 Ceco, 26, 29-30, 56
 Cedrela, 184
Cedrela fissilis, 184
 Cenoura, 171
centennaria, *Esalquia*, 195
 Cereais, 76, 94, 205, 207
cereallela, *Sitotroga*, 207
 Cerveja, 203
Cestrum nocturnum, 198

Manual de Acarologia

- Chamaecerus*, 182
chamaedoreae, *Brevipalpus*, 120
Charletonia rocciai, 81
Charque, 201
Chelacheles sp., 207
Chelaseius, 256-7
Cheletogenes ornatus, 75
Cheletomimus wellsi, 207
Cheletomorpha lepidopterorum, 207
Chelicerata, 16
Cheliceriformes, 16
Cheyletidae, 40, 45-6, 75, 207, 217, 252
Cheyletoidea, 36, 64
Cheyletus eruditus, 207
Cheyletus fortis, 207
Cheyletus malaccensis, 207
chiapensis, *Amblyseius*, 218
chilensis, *Brevipalpus*, 87, 163, 165, 210
Choques anafiláticos, 96
Chortoglyphidae, 60-1, 96, 204, 269
Chortoglyphus, 269
Chortoglyphus arcuatus, 204
Crysanthemum frutescens, 185
Ciclame, 184
cinnamomata, *Passiflora*, 88, 159
Cipreste, 185-6
Cisaberoptus, 157-8
citri, *Panonychus*, 88-9, 92, 150-1
citrifoliae, *Calacarus*, 79
citrifolius, *Euseius*, 218
Citros, 70, 78-9, 83, 86-8, 92-3, 114, 120, 124, 130-1, 136, 140-2, 144-53, 155-6, 159, 163, 166, 181, 184, 187-8, 193-4, 198, 221, 223
Citrullus vulgaris, 172
Citrus, 144
cladophthirus, *Aceria*, 176
cladophthirus, *Eriophyes*, 175
Cladosporium, 115
Clarificação, 102-3
Cleridae,
Clerodendron speciosum, 198
Clerodendron thomsonae, 198
cloeziana, *Eucalyptus*, 132
Clorose zonada, 149
Coccinelidae,
Coceira dos especeiros,
Cochonilha, 75, 93, 139
Coco, 117, 119, 201, 202
cocofolius, *Amrineus*, 118-9
cocoides, *Syagrus*, 190
Cocos nucifera, 117
Cocoseius, 257
Coffea spp., 113
Coffea arabica, 115
Coffea canephora, 115
coffea, *Oligonychus*, 136
Cogumelo, 72, 82, 97, 171
Colchão, 96
Coleoptera, 16, 179, 201, 207
Coleóptero, 97-8, 201
Collembola, 74-5
Colletotrichum gloeosporioides, 115, 168
Colméia, 203
Colo, 26, 29-30, 33
Colomerus, 260
Colomerus vitis, 164
Colônia de bactérias, 201
Colônia de fungos, 201
Colônia de insetos, 201
Comitê de Sanidade Vegetal do Cone Sul, 210
communis, *Pyrus*, 161
communis, *Ricinus*, 122
comosus, *Ananas*, 138
comosus, *Steneotarsonemus*, 84
Compositae, 185
concordis, *Euseius*, 218
Condilóforo, 268
confusum, *Tribolium*, 206
Conservação, 135, 216, 219, 221-2
conspicillatus, *Aculus*, 153
Controle biológico, 14, 72, 81, 99, 118, 173, 186, 197, 203, 215-6, 218-20, 222
Controle comportamental, 220
Controle cultural, 220
Controle físico, 220
Controle mecânico, 219
Controle natural, 215
Controle químico, 120, 168, 213-4
Convolvulácea, 176
conyzoides, *Ageratum*, 151
Coqueiro, 117-20, 128, 190-1
Coração, 33, 40
Córion, 32, 35, 51, 57, 77, 94,
Cornículo, 34
Corpo tubular, 28
Cosetacus, 259
Cosetacus camelliae, 183, 185

Moraes & Flechtmann

- costae, Aciota*, 196
 Coxa, 19-20, 22-23, 25, 33-6, 40, 47, 51, 57, 59-60, 62, 82, 204, 208, 251, 259, 262-3, 268-9
coyacus, Tenuipalpus, 120
crassa, Neurospora, 202
crassipes, Eichhornia, 99, 180
 Crisântemo, 185-6
 Crista metópica, 205, 268-9
Cryptolestes, 206
 Cryptostigmata, 25
Crysanthemum frutescens, 185
Cucumis melo, 172
Cucumis sativus, 173
 Cucurbitaceae, 172-3
 Cultivo de tecido, 205
 Cultivos extensivos, 106-7
 Cunaxidae, 45, 47, 76, 136, 217, 252
Cuphea gracilis, 186
 Cupressaceae, 185
Cupressus, 185
curinomos, Tecarus, 133
Cyclamen persicum, 184
Cyta, 44
Dahlia pinnata, 186
 Dália, 186-7, 201
Daucus carota, 171
decoratus, Calacarus, 143
 Demodicidae, 36
Dendranthema grandiflorum, 185-6
dentriticus, Blattisocius, 206
depressa, Bdella, 74
 Dermanyssidae, 74
 Dermanyssina, 36-7, 65
 Dermatite, 81-2, 205, 208
Dermestes, 201
 Dermestidae, 201
 Desarranjo intestinal, 96, 208
desertorum, Tetranychus, 110, 121-4, 129, 142, 150, 153, 156, 159, 172
destructor, Glycyphagus, 205, 207
 Deutogine, 78
 Deutoninfa, 21, 25-6, 42, 54, 56-7, 59-60, 65-6, 71, 73-6, 80-1, 83, 86, 89, 92-9, 201-5, 208
 Diapausa, 69, 74-5, 78, 87, 90,
Dichopelmus, 260
Dichopelmus notus, 130
 Digestão, 30, 52
 Dígito fixo, 18, 25, 28, 39, 42, 45, 206, 254-5, 257
 Dígito móvel, 18, 24-5, 37, 39, 45, 49, 54, 57, 66-7, 206, 251-2, 257
diospyri, Aceria, 144
Diospyros kaki, 144
 Diplo-diplóide, 80, 94, 96, 99
Diptilostatus nudipalpus, 161
 Diptera, 16, 72, 81, 179
 Díptero, 80, 98
 Diptilomiopidae, 47, 76, 126, 142, 199, 259
Diptilostatus, 262
Disella, 130, 259
Disella ilicicola, 130
 Dispersão, 36, 66, 70-1, 73-4, 78, 82-3, 85, 87, 89-91, 94-8, 113, 122, 134, 147-, 149, 203, 208-9, 219,
dissimilis, Perlohmannia, 99
distincta, Bdella, 75
Dolichotetranychus, 266
Dolichotetranychus floridanus, 86, 139, 180, 219
domesticus, Glycyphagus, 97, 205
 Drosófila, 98
 Duto condutor de esperma, 38
 Duto deferente, 36-7
 Duto eferente, 36
 Duto ejaculatório, 36-7, 41
 Duto maior, 256
 Duto podocefálico, 34, 36
 Duto salivar, 34, 67
Dysmicoccus brevipes, 139
 Ebenaceae, 144
 Ecdise, 65
Echinocactus, 182
echinopus, Rhizoglyphus, 167, 171, 201, 220
 Edeago, 37, 41, 52, 54, 56-7, 59, 64, 138
edulis, Euterpe, 128
Eichhornia crassipes, 99, 180
eichhorniae, Neochetina, 181
 Embutido, 94, 201
 Empódio, 25-6, 47, 59-60, 62, 252-3, 260, 262-3, 265-6, 268-9
 Endosternito, 40
 Engenharia genética, 212
entomophagus, Thyreophagus, 202
 Entomophthorales, 179
Eotetranychus, 55, 90, 266
Eotetranychus carpini, 165, 210

Manual de Acarologia

- Eotetranychus carpini vitis*, 165
Eotetranychus herbicolus, 200, 218
Epicutícula, 29
Epiderme, 28, 35, 4765-6, 147, 158
Epigíneo, 59
erecta, *Thunbergia*, 198
Érica, 186-7
Eríneo, 35, 76, 79, 174, 176
eriototryae, *Aceria*, 159
Eriobotrya japonica, 159
Eriophyes, 260
Eriophyes lantanae, 191-2
Eriophyes pyri, 161
Eriophyidae, 26, 35, 67, 76, 79, 107, 116-7, 126-7, 129-31, 133, 137, 141, 143-5, 152-4, 156, 159-61, 163, 167, 174-5, 183, 188-91, 194-6, 204, 216, 259
Eriophyoidea, 35, 46, 48, 64, 66, 76, 251, 259
eruditus, *Cheyletus*, 207
Erva medicinal, 202
Erva-mate, 129-132, 137
Erythraeidae, 38, 39, 64, 80, 252
esculenti, *Aceria*, 174
Esalquia, 259
Esalquia centennaria, 195
Esclerito prodorsal, 268
Escorpião, 17
Escudo anal, 42
Escudo coxal, 59, 263
Escudo dorsal, 40, 42, 254-8
Escudo esternal, 42, 254-6
Escudo esternogenital, 23, 37
Escudo genital, 36, 49, 256
Escudo holodorsal, 23
Escudo pigidial, 23
Escudo prodorsal, 46, 48-9, 60, 62, 259-62, 268-9
Escudo pronotal, 23
Escudo ventrianal, 23, 42, 254-7
esculenta, *Manihot*, 124
esculentum, *Lycopersicon*, 175
esculentus, *Hibiscus*, 174
Esôfago, 26, 29, 33, 40, 68
Esperma, 36-8, 64, 99
Espermateca, 38, 43, 254-6, 258
Espermatodáctilo, 37, 64-5, 256
Espermatóforo, 35, 64, 99
Espermatotrema, 37, 64
Esporão dorsomediano, 266
Esquizocenose, 30
Essências florestais, 129
Estábulo, 75, 96
Estigma, 20-3, 25, 31-2, 208, 251-3,
Estigmeídeo, 83
Estilete queliceral, 34, 39, 50, 52, 78, 85, 92, 263
Estilete salivar, 34
Estilóforo, 18, 26, 32, 39, 45, 54, 67-8, 252
Eucalipto, 88, 131-2
eucalypti, *Rhombacus*, 46, 131
Eucalyptus spp., 131
Eucalyptus camaldulensis, 131-2
Eucalyptus cloeziana, 132
Eucalyptus grandis, 131
Eucalyptus microcorys, 132
Eucalyptus pellita, 132
Eucalyptus tereticornis, 131-2
Eugenia uniflora, 160
Euoribatida, 35
Eupatídio, 28, 34
Euphorbiaceae, 122, 124, 133, 196
Eupodoidea, 38
Euseius, 73, 217-8, 255
Euseius alatus, 70, 218
Euseius brazilli, 218
Euseius citrifolius, 218
Euseius concordis, 218
Euseius victoriensis, 70
Euterpe edulis, 128
Eutetranychus, 54-6, 89, 92, 265
Eutetranychus banksi, 131, 136, 140, 151, 156
evansi, *Tetranychus*, 88, 11, 169-70, 178, 211
Excreção, 32-4, 93
Exoesqueleto, 65, 67
expansa, *Moniezia*, 99
Fabaceae, 110, 120, 122, 128, 198
Faixa ectal, 256
fallacis, *Neoseiulus*, 219, 221
Farelo, 94, 202, 206
Faringe, 22, 26, 29, 33, 40, 67-8
Farinha, 94, 202, 204, 206-7
Febre, 208
Feijoeiro comum, 120-2
Feijoeiro macassar, 122-3
Fêmur, 19, 39-40, 260-1, 263

Moraes & Flechtmann

- Feno, 94, 96, 205
Feromônio, 35-6
Fezes, 30, 33, 68
Ficus carica, 152
ficus, *Aceria*, 152
Figo, 204
Figueira, 152
Filodendro, 187
Fisogastria, 81, 83, 207
fissilis, *Cedrela*, 184
flagelliset, *Calacarus*, 154
flechtmanni, *Aculops*, 141
flechtmanni, *Pygmephorus*, 171
flexuosa, *Syagrus*, 190
floridana, *Neozygites*, 216
floridanus, *Agistemus*, 84
floridanus, *Dolichotetranychus*, 86, 139, 180, 219
Forese, 66, 71, 78
formosa, *Lorryia*, 93, 152
fortis, *Cheyletus*, 207
Fosseta rostral, 26, 29
Fóssil, 18
Fragaria vesca, 172
fragariae, *Aphelencoides*, 172
fragariae, *Phytoseiulus*, 218
fructiphilus, *Phyllocoptes*, 197
Fruta seca, 94, 96-7, 203, 205
Fruteira-do-conde, 141
frutescens, *Crysanthemum*, 185
Frutíferas, 81, 137
Fuchsia, 188
Fuchsia sp., 188
Fuchsia arborescens, 188
Fuchsia magellanica, 188
Fuchsia procumbens, 188
fuchsiae, *Aculops*, 188
Fúcsia, 188
Fumo, 77, 202, 205, 207
Fungicida, 179, 213
furcatus, *Steneotarsonemus*, 112, 119
Fusarium, 115
Fusarium moniliforme var. *subglutinans*, 140, 157
Fusarium sacchari, 156
fusca, *Gohieria*, 31, 204
Fuscuropoda sp., 208
Galendromimus, 257
Galendromus, 73, 219, 258
Galendromus occidentalis, 219, 221
Galha, 35, 76, 79-80, 87-8, 188, 191-2, 196-7
galliprodiens, *Brevipalpus*, 35
Galumnidae, 180
Gamasida, 23
Gânglio, 29
gasipaes, *Bactris*, 128
Genitália, 66, 259
Gênu, 19, 28, 39-40, 204, 257, 261, 263-4, 269
Germe de trigo, 201-2, 204
Gesneriaceae, 198
gigas, *Tetranychus*, 129
Girassol, 202
Glândula acessória, 35-8
Glândula coxal, 34-6
Glândula de óleo, 35
Glândula dermal, 35
Glândula látero-opistossomal, 35
Glândula podocefálica, 26, 24-5, 51
Glândula salivar, 26, 30, 34-6, 67, 75
Glândula sericígena, 26, 34
Glândula subcapitular, 34
Glândula supracoxal, 36
Glândula traqueal, 26, 34
globosus, *Rhynacus*, 142
globosus, *Vimola*, 142
gloeosporioides, *Colletotrichum*, 115, 168
Glycine max, 128
Glycyphagidae, 37, 60-1, 65, 96, 204, 268-9
Glycyphagoidea, 60-1, 96, 269
Glycyphagus, 61, 206, 269
Glycyphagus destructor, 205, 207
Glycyphagus domesticus, 97, 205
Gnatossoma, 17-9, 23, 25, 29, 32-4, 38, 44-7, 50, 54, 56, 59-60, 62-3, 79, 204, 251-2, 259, 265
Gohieria, 31, 60-1, 269
Gohieria fusca, 31, 204
Goiabeira, 153
Gomose do abacaxi, 138-9
gossypii, *Acalytus*, 107
gossypii, *Heterotergum*, 107
gossypii, *Oligonychus*, 126, 136
Gossypium herbaceum, 107
gracilis, *Cuphea*, 186
Grama, 199
Graminaseius, 256

Manual de Acarologia

- Gramíneas, 77, 87, 94, 99, 126, 168, 200
graminifolia, *Arundina*, 194
grandiflorum, *Dendranthema*, 185-6
grandis, *Anthonomus*, 107
grandis, *Eucalyptus*, 131
Grãos, 72, 82, 94-6, 112-3, 116, 126-7, 201-2, 204, 206, 208
Gravioleira, 141
grypus, *Oligonychus*, 117
guajava, *Psidium*, 153
Guanina, 33
guavae, *Neotegonotus*, 153
guerreronis, *Aceria*, 117, 119, 190
guianensis, *Phytoseius*, 218
Guiné, 188
gymnoscuta, *Aceria*, 190
Haemogamasidae, 74
Haplo-diplóide, 72-3, 75-7, 81-4, 89, 93, 99, 215
harti, *Petrobia*, 91
hawaiiensis, *Phytoseius*, 74
Hedera canariensis, 198
Heliconia spp., 188
Helicônia, 188
Heliconiaceae, 188
Hemiptera, 16, 75
Hemisarcoptoidea, 60, 62, 97, 268
Hemocele, 33
Hemolinfa, 28, 32-3, 36, 40
herbaceum, *Gossypium*, 107
herbicolus, *Amblyseius*, 218
herbicolus, *Eotetranychus*, 200, 218
Heteromorfia, 49
Heterotergum, 262
Heterotergum gossypii, 107
Heterozerconina, 37, 65
Hevea brasiliensis, 133
heveae, *Calacarus*, 76, 133-4
heveae, *Tenuipalpus*, 86, 135-6
Hibiscus esculentus, 174
Hibiscus rosa-sinensis, 198
Himenóptero, 80, 96-7, 201
hindustanicus, *Schizotetranychus*, 152
Hipópus, 59, 62, 66, 95, 98
Hipostômio, 50, 52
Hirsutella, 216
Hirsutella thompsoni, 135, 216
Histerossoma, 25, 59, 86, 148, 251
Histiostoma, 98
Histiostoma laboratorium, 98
Histiostomatidae, 62, 97-8, 166, 208, 268
Histiostomatoidea, 62, 98, 166, 208, 268
Holothyrida, 22, 25, 30, 33, 40, 65
Homeopronematus anconai, 93
Hormoligose, 70
Hortaliça, 106, 166
Hortênsia, 189
Humerobates rostromellatus, 99
Hydrachnidia, 31
Hydrangea macrophylla, 189
hypogea, *Arachis*, 110
idaeus, *Neoseiulus*, 173-4, 218-9
Identificação, 56, 100-2, 105, 107
Idiossoma, 18-26, 28-30, 32, 35, 38-45, 49-52, 54, 56-7, 59-60, 62, 68, 81, 134, 150-2, 161, 201-5, 207-8, 251, 255, 257, 259, 263, 265, 268
Ilex opaca, 113
Ilex paraguariensis, 129
ilicicola, *Disella*, 130
ilicis, *Oligonychus*, 88, 113-4, 131-2, 213
Impatiens walleriana, 193
Incremento, 216, 219
indica, *Azadirachta*, 213
indica, *Mangifera*, 156
indica, *Raoiella*, 87, 120, 211
Inimigo natural, 70, 83, 114, 118, 134-5, 144, 179, 190, 192, 212, 215, 216, 220, 222
Inseminação, 35, 85
Inseticida, 213
Inseto, 11, 16, 33, 50, 71-3, 78, 80-5, 93, 95, 98, 113, 179, 201-8, 217
Intestino, 26, 29, 30, 33, 40
Intoxicação, 208
ionantha, *Saintpaulia*, 198
Iphiseiodes, 218, 257
Iphiseiodes zuluagai, 70, 218
Ixodida, 23-4, 29-30, 33-8, 40, 64, 66
Jacinto, 201
jamaicae, *Notostrix*, 190
japonica, *Camellia*, 183
japonica, *Eriobotrya*, 159
Jasmin-manga, 189
Jatobá, 79
Jerivá, 119, 129, 190-1
johnstoni, *Retractus*, 118, 128, 190-1
kaki, *Diospyros*, 144

Moraes & Flechtmann

- keegani*, *Blattisocius*, 206
kenyae, *Aceria*, 78, 157
kleithria, *Calacarus*, 161
knorri, *Aculops*, 77
konoï, *Lardoglyphus*, 201
korykis, *Aceria*, 196-7
Labidostommatidae, 64
Laboratório, 70, 72, 81, 86, 95-6, 98, 114,
145, 152, 156, 159, 171, 200, 202-3, 207,
210, 213, 217, 219, 221
laboratorium, *Histiostoma*, 98
lactis, *Carpoglyphus*, 203
Lactuca scariola, 166
Laelapidae, 38, 217
Lantana, 191-2
Lantana camara, 191
lantanae, *Eriophyes*, 191-2
lapidaria, *Bdellodes*, 74
Laranja, 147, 149-51
Lardoglyphidae, 37, 58, 60, 65, 95, 269
Lardoglyphus, 95, 201, 269
Lardoglyphus konoï, 201
largoensis, *Amblyseius*, 218
Larva, 23, 32, 36, 42, 46, 49, 56-7, 63, 65-6,
72-7, 80-1, 83-4, 86, 89, 92-4, 98-9, 172,
203, 206-8, 251, 263
Larvacarus, 54
Larvacarus transitans, 35
Larviparidade, 65
Lasioderma serricorne, 207
Lasioseius, 72
Lasioseius parberlesei, 72
Laticínio, 203
latus, *Polyphagotarsonemus*, 35, 53, 84-8,
116, 120-1, 128, 130, 135, 137, 140, 147,
153-5, 158, 161, 164, 168-70, 174-5, 177,
182-3, 186-7, 189, 193, 198, 212, 218
Lauraceae, 137
Leonseius, 257
Lepidoptera, 16, 206-7
lepidopterorum, *Cheletomorpha*, 207
Lepidópteros, 97
Lepisanthes rubiginosa, 77
Leprose, 116, 142, 144, 148-9, 153
Leptus, 81
leucantha, *Salvia*, 198
lewisi, *Brevipalpus*, 87, 210
Licor de Keifer, 102
Ligustro, 193
Ligustrum lucidum, 193, 198
Liliácea, 167
Limão, 146-7, 149, 151
linki, *Monoceronychus*, 117
Líquido de Nesbitt, 103
Lirifissura, 28, 35
Lírio, 201
Lobo frontal, 259, 261-2
longicornis, *Bdella*, 75
longipes, *Phytoseiulus*, 43, 179, 218
Lorryia formosa, 93, 152
lucidum, *Ligustrum*, 193, 198
lucidus, *Ananas*, 180
ludeni, *Tetranychus*, 110, 121-4, 129
Lycianthes asarifolia, 198
lycopersici, *Aceria*, 175
lycopersici, *Aculops*, 77, 176
Lycopersicon, 77, 212-3
Lycopersicon esculentum, 175
Lycopersicon pennellii, 212
Lythraceae, 186
Maçã, 90, 109-10, 161
Macieira, 84, 97, 161-3, 166, 219, 221
Macrocaudus, 254
macrophylla, *Hydrangea*, 189
macropilis, *Phytoseiulus*, 173-4, 187, 197,
218-9
Macropyliina, 32
Macrosseta, 254, 256-8
magellanica, *Fuchsia*, 188
malaccensis, *Cheyletus*, 207
Malformação das gemas, 80, 157-8
mali, *Zetzellia*, 84
malivagrans, *Aculus*, 163
Malpighia puniceifolia, 140
Malpighiaceae, 140
malus, *Pyrus*, 161
Malvaceae, 107, 174
Malvaviscus arboreus, 198
Mamoeiro, 122, 151, 154-6, 198
Mamona, 122-4
Mancha anular, 114-6
Mandioca, 90, 124-6, 159, 201, 206-7, 211,
213, 218
Manejo de sistemas, 222
Manejo integrado, 144, 162, 219-22
Mangifera indica, 156
mangiferae, *Aceria*, 156
mangiferae, *Neocalacarus*, 158

Manual de Acarologia

- mangiferae, Tegenotus*, 158
mangiferus, Oligonychus, 158, 165
Mangueira, 78-9, 156-8
Manihot, 88
Manihot esculenta, 124
Manihot pseudoglaziovii, 159
manihotae, Neozygites, 216
manihoti, Amblydromalus, 218-9
Maracujazeiro, 87, 158-9
marianae, Tetranychus, 175, 178
Maria-sem-vergonha, 193
Massa nervosa central, 29, 34
max, Glycine, 128
mays, Zea, 126
mcdanieli, Tetranychus, 152, 166, 210
Mecanorreceptor, 28
Medida de controle, 209, 211
Medidas quarentenárias, 209-10
megandrosoma, Oligonychus, 137
Meio de Berlese, 104
Meio de Hoyer, 103
Meio de lactofenol-PVA, 103
Mel, 203
Melancia, 172
Melão, 172
Melastomataceae, 196
Melia azedarach, 151
Meliaceae, 184
melinis, Oligonychus, 200
melo, Cucumis, 172
melongena, Solanum, 169
Membrana peritrófica, 30
Merostomata, 16
Mesalox, 262
Mesalox abathus, 143
Mesostigmata, 18, 22-3, 26, 28-31, 33-40, 42, 64-66, 71-2, 200, 206, 208, 217, 251
Metagonistylum minense, 81
Metapodossoma, 19, 263
Metarhizium anisopliae, 216
Metaseiulus, 258
Metastigmata, 23
Método residual da pulverização em superfície de vidro, 221
mexicanus, Tetranychus, 55, 110, 120-1, 123, 136, 142, 150, 156, 159, 162, 184, 187-8, 194
Microácaro, 46-7, 76-80, 93, 102-4, 113, 128, 131, 133, 135, 141, 144, 152-3, 159, 174, 188-90, 195, 199, 202
Microácaro-ambulante, 158, 161, 192
Microácaro-branco, 118, 128, 190
Microácaro-da-cana-de-açúcar, 116
Microácaro-da-clorose-da-erva-mate, 130
Microácaro-da-face-inferior-das-folhas-de-milho, 126
Microácaro-da-face-inferior-da-folha-da-seringueira, 135
Microácaro-da-face-superior-da-folha-da-seringueira, 133
Microácaro-da-galha, 191, 196
Microácaro-da-gema, 158
Microácaro-da-malformação-das-gemas, 156
Microácaro-da-pústula-da-pereira, 79, 161
Microácaro-das-flores, 137, 143
Microácaro-de-ambas-as-faces-das-folhas-de-milho, 126
Microácaro-do-adensamento-das-folhas-da-pimenta, 174
Microácaro-do-botão, 183
Microácaro-do-bronzeamento-da-erva-mate, 130
Microácaro-do-encrespamento, 196
Microácaro-do-enrolamento-da-folha, 194
Microácaro-do-pecíolo-da-folha-da-seringueira, 135
Microácaro-do-ponteiro-da-pitangueira, 160
Microácaro-do-tomateiro, 176
Microácaro-marrom, 146
Microácaro-minador, 157
microcorys, Eucalyptus, 132
microphylla, Syagrus, 190
Microtubérculo, 47, 261
Milho, 126-7, 129, 168, 199, 204
minense, Metagonistylum, 81
Mineralização da matéria orgânica, 99
Miriápodes, 98
Moniezia expansa, 99
moniliforme var. subglutinans, Fusarium, 140, 157
Monoceronychus, 55, 265
Monoceronychus linki, 117
Mononychellus, 54-6, 91, 266
Mononychellus planki, 110, 121-2, 128, 174
Mononychellus tanajoa, 88, 90, 124-6, 159, 211, 213, 218
Montagem de ácaros, 102-4, 138
Moraceae, 152

Moraes & Flechtmann

- Morangueiro, 172-3, 184, 211, 219
 Mosca, 201, 208
 Mosca-branca, 85
Musa, 142
 Musaceae, 142
 Músculo, 29, 38-41, 59, 67-8
 Músculo dorso-ventral, 29, 38-40, 47
 Músculo gnatossomático, 38
 Músculo idiossomático, 38
 Músculo intertergal, 40
 Músculo longitudinal, 40-1
 Músculo podal, 38
 Músculo suspensor do endosternito, 40
 Músculo visceral, 38
 Myobiidae, 36
 Myrtaceae, 131, 153, 160
Necrobia, 201
 Nectarina, 152
 Nematóide, 66, 72, 76, 99, 139, 168, 172, 198, 201-2, 208, 211
Neocalacarus mangiferae, 158
neocaledonicus, *Tetranychus*, 110, 121-3, 128, 140, 142, 156, 168
Neochetina eichhorniae, 181
Neomulgus capillatus, 74
Neoparaphytoseius, 256
Neoseiulus, 73, 217-8, 255
Neoseiulus anonymus, 218
Neoseiulus californicus, 31, 173, 197, 218-9
Neoseiulus fallacis, 219, 221
Neoseiulus idaeus, 173-4, 218-9
Neoseiulus tunus, 218
 Neostigma, 32
Neotegonotus, 261
Neotegonotus guavae, 153
Neozygites, 179, 216
Neozygites floridana, 216
Neozygites manihoti, 216
 Nervo abdominal, 29
 Nervo estomatogástrico, 29
 Nervo óptico, 28-9
 Nervo pedipalpal, 29
 Nervo podal, 33
 Nervo queliceraral, 29
 Nervo rostral, 29
nesbitti, *Suidasia*, 202
Neurospora crassa, 202
Nigrospora, 205
 Nim, 213
 Ninho, 75, 89, 93, 95-7
 Nível de ação, 221
 Nível de controle, 121, 163, 220-1
 Nível de dano econômico, 215, 220
nocturnum, *Cestrum*, 198
 Notostigmata, 21-2, 30, 33, 36, 38, 65,
Notostrix acuminata, 190
Notostrix butiae, 190
Notostrix jamaicae, 190
notus, *Dichopelmus*, 130
 Noz, 202
nucifera, *Cocos*, 117
nudipalpus, *Dipotilostatus*, 161
 Nyctaginaceae, 194
Obdulia tamaricis, 35
obovatus, *Brevipalpus*, 124, 148-9, 182, 193
occidentale, *Anacardium*, 142
occidentalis, *Galendromus*, 219, 221
 Ocelo, 21, 25, 28, 49, 52, 56-7, 60, 104
officinarum, *Saccharum*, 116
ogmophallos, *Tetranychus*, 91, 111, 199
 Oleaceae, 193
oleivora, *Phyllocoptruta*, 145-6, 221
oleraceae, *Syagrus*, 190
 Olfato, 28
Oligonychus, 54, 56, 88-9, 91-2, 138, 183, 266
Oligonychus biharensis, 158
Oligonychus coffeae, 136
Oligonychus gossypii, 126, 136
Oligonychus grypus, 117
Oligonychus ilicis, 88, 113-4, 131-2, 213
Oligonychus mangiferus, 158, 165
Oligonychus megandrosoma, 137
Oligonychus melinis, 200
Oligonychus peronis, 186-7
Oligonychus perseae, 137
Oligonychus pratensis, 117
Oligonychus psidii, 153
Oligonychus punicae, 137
Oligonychus ununguis, 133, 196
Oligonychus yothersi, 131-2, 137-8, 158
Oligonychus zaeae, 126-7, 129, 200
 Ologamasidae, 217
 Onagraceae, 188
 Oóporo, 23, 38, 59-60, 62, 64, 269
opaca, *Ilex*, 113
 Opilioacarida, 20-1
 Opiliones, 16

Manual de Acarologia

- Opisthossoma, 16, 19, 21, 23, 26, 35, 42-3, 54-6, 58-9, 81, 207, 260-2, 266
- Orchidaceae, 193
- orchidofilo*, *Tenuipalpus*, 193-4
- oregonensis*, *Pentamerismus*, 185-6
- Órgão de Claparède, 57
- Órgão de Haller, 22-5
- Órgão excretor, 26, 29
- Órgão pseudoestigmático, 25
- Órgão sensorial, 19, 25, 28, 52
- Órgão vegetal subterrâneo, 96
- Oribatida, 25-6, 29-30, 32-3, 35-40, 62, 64-5, 98, 133, 180-1, 200, 208, 253
- Oribatida inferiores, 32
- Oribatida superiores, 32
- Oribatídeo, 81, 98-9, 180-1
- Oribatídeo-do-aguapé, 180
- Orius*, 203
- orizicola*, *Sogatodes*, 113
- Ornamentais, 87, 106, 149, 179, 185, 197-8, 219
- ornata*, *Tuckerella*, 140
- ornatus*, *Cheletogenes*, 75
- Orquídea, 193-5, 205
- Orthogalumna terebrantis*, 98-9, 180-1
- Oryza sativa*, 112
- oryzae*, *Bipolaris*, 112
- oryzae*, *Pyricularia*, 112
- oryzae*, *Schizotetranychus*, 112
- Oryzaephilus*, 206
- Osmorregulação, 34
- Otopheidomenidae, 74
- Ovário, 26, 37
- ovatus*, *Aleuroglyphus*, 200
- Oviduto, 26, 35-7, 41
- Ovipositor, 26, 38, 41, 63
- Ovo, 26, 31-2, 42, 44-6, 51-4, 56-7, 65-6, 73-7, 80-4, 86-7, 89-90, 92-5, 98-9, 107, 109-1, 113-4, 124, 130-1, 134, 136, 140, 145, 149-2, 156-7, 161-3, 165-6, 168, 172, 177-8, 182, 188, 190-1, 194-5, 197, 201-2, 204-7,
- Ovoviviparidade, 65, 77
- Oxalis*, 91
- pacificus*, *Tenuipalpus*, 193-6, 210
- pacificus*, *Tetranychus*, 152, 163, 166
- pagonis*, *Spinacus*, 158
- Palha, 204-5
- pallidus*, *Phytonemus*, 86, 172-3, 184
- Palmito-açaí, 128
- Palmito-pupunha, 128
- Palpigradi, 16
- Palpo, 18-20, 22-3, 25, 28, 34, 39, 44-5, 47, 50-2, 54, 56-7, 59, 62, 64, 98, 207-8
- Panonychus*, 54-6, 89-92, 266
- Panonychus citri*, 88-9, 92, 150-1
- Panonychus ulmi*, 88-90, 92, 161, 166, 219
- papaya*, *Carica*, 154
- Papila genital, 20, 23, 26, 35-6, 41, 44, 46, 57, 59, 63
- Paraamblyseius*, 256-7
- Paracaphylla setifemorata*, 189
- Paragigagnathus tamaricis*, 74
- paraguariensis*, *Ilex*, 129
- Para-haploidia, 72, 74
- Paraphytoseius*, 256
- Parasitengona, 31, 33-4, 61, 80
- Parasitina, 36-7, 64
- Parasito, 13, 23, 29-30, 33, 76, 99, 200-1, 207, 215-6
- Parasitóide, 81, 215-6
- parberlesei*, *Lasioseius*, 72
- Pardal, 95
- Partenogênese, 65, 72, 74-7, 80-4, 86, 89, 93-4, 96-9, 113, 215
- Passiflora* spp., 158
- Passiflora cincinnata*, 88, 159
- Passifloraceae, 158
- Pastagem, 106, 192, 198
- Patógeno, 13, 115, 135, 147, 179, 215-6
- Peça sigmóide, 26, 32, 39-40
- Pediculoides*, 81
- Pedipalpo, 16
- Pedogênese, 65, 86
- Peixe, 201-2, 206
- Pelargonium* sp., 198
- pellita*, *Eucalyptus*, 132
- Pêlos conjuntos, 265
- Penicillium*, 115
- Pênis, 63
- pennellii*, *Lycopersicon*, 212
- Pentamerismus* sp., 54
- Pentamerismus*, 266
- Pentamerismus oregonensis*, 185-6
- Pepino, 173-4
- Pêra, 149
- Pereira, 79, 161-2
- Peritrema, 22-4, 43, 45, 57, 252, 255-6

Moraes & Flechtmann

- Perlohmanna dissimilis*, 99
 Perna, 16-7, 19-20, 22-6, 28-9, 32, 35, 40, 43, 46-55, 57, 59-61, 63-4, 66, 68, 78-9, 84-5, 91, 95, 97-8, 104, 110, 148, 150-1, 167, 200-5, 208, 251-2, 254, 256-9, 263-5, 268
peronis, *Oligonychus*, 186-7
Persea americana, 137
perseae, *Oligonychus*, 137
perseaflorae, *Tegolophus*, 137
persicum, *Cyclamen*, 184
persimilis, *Phytoseiulus*, 173-4, 186, 197, 219
 Pêssego, 152
petiolula, *Schevtchenkella*, 135
Petiveria, 188
Petrobia, 55, 90, 265
Petrobia harti, 91
 Petúnia, 77
Phaseolus vulgaris, 120
Philodendron sp., 187
phoenicis, *Brevipalpus*, 86-7, 106, 114, 116, 120, 130, 140-2, 144, 148-50, 153, 155, 159, 181-2, 193, 198, 221
Phyllocoptes, 261
Phyllocoptes bougainvilleae, 194-5
Phyllocoptes fructiphilus, 197
Phyllocoptruta, 261
Phyllocoptruta oleivora, 101, 145-6, 221
Phyllocoptruta seringueirae, 135
Phyllodromus, 255
Phyllodromus trisetatus, 254
Phymatodes scolopendria, 195
 Phytolaccaceae, 188
Phytonemus, 264
Phytonemus sp., 53
Phytonemus pallidus, 86, 172-3, 184
 Phytoptidae, 76, 118, 128, 190, 259
Phytoptipalpus, 54
Phytoscutus, 257
 Phytoseiidae, 31, 36, 38, 42-3, 72-3, 75, 83, 93, 136, 144, 173, 186, 197, 203, 216-7, 254
 Phytoseiinae, 254
Phytoseiulus, 73, 173, 218, 255
Phytoseiulus fragariae, 218
Phytoseiulus longipes, 43, 179, 218
Phytoseiulus macropilis, 173-4, 187, 197, 218-9
Phytoseiulus persimilis, 173-4, 186, 197, 219
Phytoseius, 217-8, 254
Phytoseius guianensis, 218
Phytoseius hawaiiensis, 74
piceus, *Attagenus*, 206
Pilus dentilis, 28
 Pimenta, 174
 Pimentão, 174-5, 211
 Pinheiro-do-Paraná, 133, 196
Pinnaspis aspidistrae, 75
pinnata, *Dahlia*, 186
pintoi, *Arachis*, 111, 198
pitangae, *Aculus*, 160
 Pitangueira, 160
planki, *Mononychellus*, 110, 121-2, 128, 174
 Platyhelminthes, 99, 205
Plodia sp., 206
Plumeria sp., 189
 Poaceae, 112, 116, 126, 129, 199
 Podapolipidae, 36, 66
 Podocinidae, 74
 Podospermia, 64
 Podossoma, 21, 23, 25, 204, 266
 Poeira domiciliar, 96, 204
 Polinizador, 222
Polyphagotarsonemus, 84, 263
Polyphagotarsonemus latus, 35, 53, 84-6, 99, 106-8, 116, 120-1, 128, 130, 135, 137, 140, 147, 154-5, 158, 161, 164, 168-70, 174-5, 177, 182-3, 186-7, 189, 193, 198, 212
 Pombo, 95
 Pontederiaceae, 180
pontifica, *Suidasia*, 202
 Poro de introdução de esperma, 38, 64
 Porospermia, 64
 Pós-colo, 26, 29-30, 33
 Pragas quarentenárias, 210
pratensis, *Oligonychus*, 117
 Predador, 11, 22, 65-6, 70, 72, 75-6, 81, 83-4, 88-9, 93, 99, 101, 123, 133, 144, 151, 162, 173-4, 179, 186, 197, 200, 206-7, 214-9, 221-2
 Pré-larva, 36, 49, 63, 65, 75, 80, 93-4, 99
 Preparação de ácaros, 77, 102
 Pré-tarso, 19, 26, 40, 58-9, 62, 252-3, 268
 Primavera, 112, 194-5
 Primulaceae, 184
 Processo unha-dedão, 45, 51, 54, 56, 251-2

Manual de Acarologia

- Proctolaelaps*, 72
procumbens, *Fuchsia*, 188
Produto natural, 213
Produto químico, 69-70, 150, 186, 209-10, 213-14, 221
Produto secundário, 69, 213
Produtos armazenados, 96-7, 106, 171, 200, 202, 205-7
Pronematinae, 64, 93
Proprioseiopsis, 217-8, 256
Proprioseiopsis cannaensis, 218
Prossoma, 16, 23
Prostigmata, 24, 29-40, 44, 64-5, 74, 200, 207, 217
Proterossoma, 25
Protogine, 78, 158
Protoninfa, 21, 26, 42, 46, 54, 56-7, 60, 65-6, 73-6, 80, 83, 86, 89, 92-4, 97-9, 206
Pseudo-arrenotoquia, 72, 74
pseudoglaziovii, *Manihot*, 159
Pseudoscorpionida, 16
psidii, *Oligonychus*, 153
Psidium guajava, 153
Psocoptera, 207
Psorergatidae, 36
Pteridófita, 195
Pulgão, 78
Pulvilo, 19
punicae, *Oligonychus*, 137
punicifolia, *Malpighia*, 140
pusilla, *Catenotaenia*, 97, 205
putmani, *Balaustium*, 81
putrescentiae, *Tyrophagus*, 171, 202-3, 206
Pycnogonida, 16
Pyemotes, 81-2, 207, 263
Pyemotes tritici, 207
Pyemotidae, 50, 52, 81-3, 171, 207, 263
Pygmephoridae, 50-52, 82, 171, 205, 263
Pygmephorus flechtmani, 171
Pyrálidae, 206
pyri, *Eriophyes*, 161
Pyricularia oryzae, 112
Pyrus communis, 161
Pyrus malus, 161
Quaresmeira, 196
Quebra-vento, 222
Queijo, 94, 96, 202
Quelícera, 16-8, 20-26, 28, 32, 34, 37, 29, 42, 44-5, 47, 49-52, 54, 57, 59-60, 62, 64, 66-7, 72, 98, 200, 203, 204, 206, 251-2, 254-5, 257, 259, 268
Quiabeiro, 174-5
Quimiorreceptores, 28
quinquefaria, *Syagrus*, 190
Quitina, 20, 30
Quitinase, 30
Rabo-de-gato, 196-7
Ração, 201-5, 207-8
Raoiella, 266
Raoiella sp., 54
Raoiella indica, 87, 120, 211
Raoiellana, 54
Receptáculo seminal, 26, 38
Região podonotal, 254, 257
Regulação osmótica, 35
reisi, *Allonychus*, 189
Remanescente da vegetação natural, 222
reniformes, *Siteroptes*, 205
reptans, *Acalypha*, 196
Reservatório de ácaros predadores, 123, 222
Residência humana, 96
Resistência a acaricidas, 214
Resistência de plantas, 211-2, 220
Respiração, 30, 32
Retracrus, 259
Retracrus sp., 128
Retracrus johnstoni, 118, 128, 190-1
Rhabdovirus, 114, 194
Rhinoseius, 72-3
Rhizoglyphus, 60, 95-6, 201, 269
Rhizoglyphus echinopus, 167, 171, 201, 220
Rhombacus, 261
Rhombacus eucalypti, 46, 131
Rhynacus globosus, 142
Ricinulei, 16-7
Ricinus communis, 122
Ricoseius, 255
rocciai, *Charletonia*, 81
Roedor, 95-7, 205
romanzoffiana, *Syagrus*, 190
Rosa, 196
Rosácea, 88, 161, 165
Rosaceae, 159, 161, 172, 196
rosa-sinensis, *Hibiscus*, 198
Rose rosette virus, 197
rosea, *Tricholaena*, 199
Roseira, 196-7
rossettonis, *Aceria*, 143

Moraes & Flechtmann

- Rostro, 45, 54, 68, 99, 259
rostromellatus, *Humerobates*, 99
Rubiaceae, 113
rubiginosa, *Lepisanthes*, 77
russulus, *Brevipalpus*, 182, 184
Rutácea, 88
Rutaceae, 144
sacchari, *Abacarus*, 116, 156
sacchari, *Fusarium*, 156
Saccharum officinarum, 116
sacharum, *Schizotetranychus*, 117
Sáculo, 32
Saintpaulia ionantha, 198
Salvia leucantha, 198
Samambaia, 195-6
Sancassania, 269
Sancassania berleseii, 171, 201
Saproglyphidae, 62, 97
Sarcoptes scabiei, 13
sativa, *Oryza*, 112
sativum, *Allium*, 167
sativus, *Cucumis*, 173
Saxifragaceae, 189
scabiei, *Sarcoptes*, 13
scariola, *Lactuca*, 166
Schefflera actinophylla, 198
Shevtchenkella petiolula, 135
Schizomida, 16
Schizotetranychus, 54-6, 88, 90-1, 266
Schizotetranychus hindustanicus, 152
Schizotetranychus oryzae, 112
Schizotetranychus sacharum, 117
schlechtendali, *Aculus*, 163, 210
schultzi, *Aponychus*, 156
Sciaridae, 72
Sclerotinia sclerotiorum, 171
sclerotiorum, *Sclerotinia*, 171
scolopendria, *Phymatodes*, 195
Scorpiones, 16-7
scutifera, *Araucarioptes*, 133
Secretária, 198
Sejina, 36
Seletividade, 220-1
Semente, 96, 109, 168, 202, 206, 211
Seringueira, 76, 86, 126, 133-6, 141, 182, 196
seringueirae, *Phyllocoptruta*, 135
Serrapilheira, 21, 80, 93, 96, 98
serricorne, *Lasioderma*, 207
Seta “lateral”, 148, 254-5, 257
Seta coxal, 262
Seta dorsocentral, 45, 256
Seta escapular, 256, 259-62, 268-9
Seta interlamelar, 268
Seta lamelar, 268
Seta opistossomal lateral, 262
Seta para-anal, 43, 265
Seta pré-anal, 43, 254
Seta rostral, 26, 29
Seta táctil, 28
Seta vertical interna, 268-9
Seta vertical externa, 258, 268-9
Setas-associadas, 57, 265
Setas-dúplices, 57, 265
setifemorata, *Paracaphylla*, 189
sheldoni, *Aceria*, 145
Shevtchenkella, 261
Shevtchenkella stefneseri, 192
Silvaseius, 257
Singânglio, 26, 29
Sínus pericardial, 40
siro, *Acarus*, 202, 210
Sistema circulatório, 32
Sistema digestivo, 29, 40, 52
Sistema excretor, 33
Sistema glandular, 33
Sistema muscular, 38
Sistema nervoso, 28-9
Sistema reprodutor, 35-6, 41
Sistema respiratório, 30-1
Siteroptes reniformes, 205
Sitotroga sp., 206
Sitotroga cereallela, 207
Sminthurus viridis, 74
Sogatodes orizicola, 113
Soja, 111, 128-9, 202, 206, 212
Solanácea, 77, 176
Solanaceae, 88, 111, 168-9, 174-5, 178
Solanum melongena, 169
Solanum tuberosum, 168
Solanum violaeifolium, 198
Solarização, 220
Solenídio, 28, 45, 56-7, 148
Solo, 11, 21, 23, 66, 69, 72-6, 80, 83-4, 90, 93-4, 98-9, 201, 205, 208, 217, 220
Solpugida, 16
Sorghum bicolor, 129
Sorgo, 69, 129

Manual de Acarologia

- speciosum*, *Clerodendron*, 198
spectabilis, *Bougainvillea*, 194
Spinacus, 158, 260
Spinacus pagonis, 158
Spinibdella, 44
spinki, *Steneotarsonemus*, 72, 84, 112-3, 210-1
stefneseri, *Shevtchenkella*, 192
Steneotarsonemus, 84, 263
Steneotarsonemus ananas, 72, 112-3, 116, 119, 138-9, 210
Steneotarsonemus bancrofti, 116
Steneotarsonemus brasiliensis, 116
Steneotarsonemus comosus, 84
Steneotarsonemus furcatus, 112, 119
Steneotarsonemus spinki, 72, 84, 112-3, 210-1
Stigmaeidae, 29, 51-2, 83, 136, 145, 217, 252
Subcapítulo, 34, 39-40, 252
Suco de fruta, 97, 146
Suidasia, 58, 94, 269
Suidasia spp., 202
Suidasia nesbitti, 202
Suidasia pontifica, 202
Suidasiidae, 58, 60, 94, 269
Sulco disjugal, 54
Sulco sejugal, 20, 23, 25, 32, 52, 54, 59-60, 62, 268
Syagrus spp., 190
Syagrus cocoides, 190
Syagrus flexuosa, 190
Syagrus microphylla, 190
Syagrus oleraceae, 190
Syagrus quinquefaria, 190
Syagrus romazoffiana, 190
tabaci, *Bemisia*, 85
tabebuiae, *Tenuipalponychus*, 90
tamaricis, *Obdulia*, 35
tamaricis, *Paragigagnathus*, 74
tanajoa, *Mononychellus*, 88, 90, 124-6, 159, 211, 213, 218
Tangerina, 116, 147, 149
tarsalis, *Blattisocius*, 206
Tarso, 19, 22-3, 28, 34, 40, 45, 47, 56-60, 62, 95, 148, 205-6, 251-3, 257, 259, 263, 265-6, 268-9
Tarsonemidae, 35, 50-1, 53, 72, 84, 106-7, 112, 116, 119-20, 128, 130, 135-40, 147, 154, 158, 161, 164, 168-9, 174, 177, 182, 184, 186, 189, 193, 198, 205, 263
Tarsonemídeo, 84, 86, 112
Tarsonemídeo-do-arroz, 112
Tarsonemina, 25, 32, 37, 64-5
Tarsonemoidea, 84, 251
Tarsonemus, 264
Tarsonemus sp., 205
Tecarus, 261
Tecarus curinomos, 133
Tegolophus, 262
Tegolophus sp., 153, 158
Tegolophus australis, 147
Tegolophus brunneus, 101, 146
Tegolophus perseae, 137
Tegonotus, 261
Tegonotus mangiferae, 158
Teia, 34-5, 56, 65, 68, 75-7, 86, 88-9, 109-10, 112-3, 123, 126, 142-3, 150, 158, 165-6, 178, 186-7, 189
Télson, 16
Tenídia, 31-2, 34
Tenuipalpidae, 29, 35, 52, 54, 56, 65-6, 86, 106, 114, 120, 124, 130, 135, 139-42, 144, 148, 153, 155, 159, 163, 165, 180-2, 185, 193, 195, 198
Tenuipalídeo, 86-7
Tenuipalponychus tabebuiae, 90
Tenuipalpus, 266
Tenuipalpus sp., 140
Tenuipalpus anacardii, 142, 144
Tenuipalpus coyacus, 120
Tenuipalpus heveae, 86, 135-6
Tenuipalpus orchidofilo, 193-4
Tenuipalpus pacificus, 193-4, 210
Tenuisternum, 254
terebrantis, *Orthogalumna*, 98-9, 180-1
tereticornis, *Eucalyptus*, 131-2
Testículo, 36
Tetra, 262
Tetra sp., 153
Tetraniquídeo, 29, 39, 69-70, 75-7, 87-92, 117, 129, 165, 176, 200
Tetraniquídeo-da-cana-de-açúcar, 117
Tetranychidae, 26, 29-32, 34-5, 37-8, 51, 54-6, 65, 67, 73, 88, 101, 104, 106, 109-10, 112-3, 117, 120-2, 124, 126, 128-31, 133, 136-7, 140-2, 150, 152-3, 156, 158-9, 161, 163, 165-6, 168-70, 172, 174, 178, 181-9, 193-4, 196, 198-9, 216, 265
Tetranychinae, 88

Moraes & Flechtmann

- Tetranychoida, 38-9, 64, 92, 252
Tetranychus, 40, 54-6, 73, 88-91, 212, 266
Tetranychus abacae, 142, 188
Tetranychus armipenis, 193
Tetranychus bastosi, 110, 121-3, 156, 198
Tetranychus desertorum, 110, 121-4, 129, 142, 150, 153, 156, 159, 172
Tetranychus evansi, 88, 11, 169-70, 178, 211
Tetranychus gigas, 129
Tetranychus ludeni, 110, 121-4, 129
Tetranychus marianae, 175, 178
Tetranychus mcdanieli, 152, 166, 210
Tetranychus mexicanus, 55, 110, 120-1, 123, 136, 142, 150, 156, 159, 162, 184, 187-8, 194
Tetranychus neocaledonicus, 110, 121-3, 128, 140, 142, 156, 168
Tetranychus ogmophallos, 91, 111, 199
Tetranychus pacificus, 152, 163, 166
Tetranychus turkestanii, 166, 210
Tetranychus urticae, 31-2, 55-6, 69-70, 88, 106, 109, 121-4, 126, 128, 156, 162, 165-6, 169, 171-3, 179, 181, 185-6, 188, 194, 197, 211, 217, 219
 Tetrastigmata, 22
 Theaceae, 183
thompsoni, *Hirsutella*, 135, 216
thomsonae, *Clerodendron*, 198
Thunbergia erecta, 198
Thyreophagus entomophagus, 202
 Tibia, 19, 28, 39-40, 45, 58, 60, 79, 204, 257, 259-62, 269
Tibouchina sp., 196
 Tideídeos, 93
Tineola biselliella, 206
 Tocosperma, 64
 Tomateiro, 77, 169-70, 175-9, 211-3
tosichella, *Aceria*, 127, 129, 168
Transeius, 257
 Transferência direta de esperma, 64
 Transferência indireta de esperma, 64
transitans, *Larvacarus*, 35
 Traquéia, 16, 30-2, 34, 51, 252
 Trevo, 74, 91
Tribolium, 206
Tribolium castaneum, 206
Tribolium confusum, 206
Tricholaena rosea, 199
tricholaenae, *Catarhinus*, 126
 Tricobótria, 251-3
 Trigo, 129, 201-2, 204, 206
Triplosporium, 179
trisetatus, *Phyllodromus*, 254
tritici, *Aceria*, 127
tritici, *Pyemotes*, 207
Triticum aestivum, 129
 Tritoninfa, 21, 26, 59, 65-6, 75-6, 80, 92-4, 97-9
 Tritosterno, 19-23
 Trocânter, 19, 39-40, 50-1, 263
Trogoderma, 206
 Trombiculidae, 30, 35
 Trombidiidae, 13, 30, 34, 38
Tropicoseius, 72-3
 Tubérculo escapular, 259
tuberosum, *Solanum*, 168
 Túbulo de Malpighi, 26, 33, 40
Tuckerella ornata, 140
 Tuckerellidae, 56-7, 65, 92, 140, 265
tulipae, *Aceria*, 127, 167, 204
tunus, *Neoseiulus*, 218
turkestanii, *Tetranychus*, 166, 210
Turnera ulmifolia, 198
 Turneraceae, 198
 Tydeidae, 29, 32, 57, 64, 93, 136, 152, 252
 Tydeinae, 64
Tydeus californicus, 93
Typhlodromalus, 217-8, 255
Typhlodromalus aripo, 218
Typhlodromina, 258
 Typhlodrominae, 254
Typhlodromips, 217-8, 256
Typhlodromips cananeiensis, 218
Typhlodromus, 73
Typhlodromus (Anthoseius), 257
Tyrophagus, 58, 95-6, 203, 269
Tyrophagus putrescentiae, 171, 202-3, 206
ulmi, *Panonychus*, 88-90, 92, 161, 166, 219
ulmifolia, *Turnera*, 198
unguiculata, *Vigna*, 122
 Unha empodial, 266, 269
 Unha lateral, 19, 47, 252-3, 263
uniflora, *Brunfelsia*, 198
uniflora, *Eugenia*, 160
ununguis, *Oligonychus*, 133, 196
 Uropodidae, 208, 217
 Uropodina, 71

Manual de Acarologia

- Uróporo, 33
Uropygi, 16
urticae, *Tetranychus*, 31-2, 55-6, 69-70, 88, 106, 109, 121-4, 126, 128, 156, 162, 165-6, 169, 171-3, 179, 181, 185-6, 188, 194, 197, 211, 217, 219
Útero, 38
Vagina, 26, 38, 41
Valva anal, 30, 40
Válvula esofageana, 68
Variedade transgênica, 129, 212-3
Vegetação natural, 134, 196, 217-8, 222
Ventosa para-anal, 60., 269
Ventrículo, 26, 29-30, 33, 56
Verbenaceae, 191
Verme, 13, 16, 99, 205
Verrugose, 149
vesca, *Fragaria*, 172
Vesícula seminal, 36-7
Vestíbulo, 32
victoriensis, *Euseius*, 70
Videira, 75, 87, 137, 162-6
Vigna unguiculata, 122
Vimola, 262
Vimola globosus, 142
Vinho, 203
violaefolium, *Solanum*, 198
Violeta, 198
viridis, *Sminthurus*, 74
Virose, 80, 112, 126, 129, 154, 168, 174
Vírus, 80, 86, 88, 114, 116, 126-7, 149, 152, 159, 168, 193, 195, 197-8, 216, 259
Vitaceae, 163
Vitis spp., 163
vitis, *Calepitrimerus*, 163
vitis, *Colomerus*, 164
Vivíparo, 65
vulgaris, *Citrullus*, 172
vulgaris, *Phaseolus*, 120
walleriana, *Impatiens*, 193
wellsi, *Cheletomimus*, 207
Winterschmidtidae, 62, 97, 136, 268
Wolbachia, 65
yothersi, *Oligonychus*, 131-2, 137-8, 158
Zea mays, 126
zeae, *Oligonychus*, 126-7, 129, 200
zeala, *Aceria*, 126
Zetzellia mali, 84
Zingibereno, 212
zonatum, *Acremonium (Cephalosporium)*, 181
zuluagai, *Iphiseiodes*, 70, 218