

MANUAL DE NECROPSIA PARA SUÍDEOS

*Raquel Rubia Rech
Marcia Cristina da Silva
Virginia Santiago Silva*



*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Suínos e Aves
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento
Centro de Diagnóstico de Sanidade Animal*

MANUAL DE NECROPSIA PARA SUÍDEOS

*Raquel Rubia Rech
Marcia Cristina da Silva
Virginia Santiago Silva*

*Embrapa
Brasília, DF
2014*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Suínos e Aves

BR 153, Km 110
Caixa Postal 21
CEP 89.700-000, Concórdia – SC
Fone: (49) 3441 0400
Fax: (49) 3441 0497
cnpsa.sac@embrapa.br
<http://www.cnpsa.embrapa.br>

Comitê de Publicações

Presidente: *Luizinho Caron*
Secretária: *Tânia Maria Biavatti Celant*
Membros: *Gerson Neudí Scheuermann*
Jean C.P. Vilas Boas Souza
Helenice Mazzuco
Nelson Morés
Rejane Schaefer
Suplentes: *Mônica Corrêa Ledur*
Rodrigo da Silveira Nicoloso

Apoio técnico
Luiz Carlos Bordin
Beatris Kramer
Neilor Manoel Armiliato

Unidade responsável pelo conteúdo e edição

Embrapa Suínos e Aves

Coordenação editorial
Tânia Maria Biavatti Celant

Revisão técnica
Ingeborg Langohr
Marcos Antônio Zanella Morés
Nelson Morés

Revisão de texto
Jean C.P. Vilas Boas Souza

Normalização bibliográfica
Claudia Antunez Arrieche

Editoração eletrônica
Vivian Fracasso

Arte da capa
Marina Schmitt

Foto da capa
Luiz Carlos Bordin

1ª edição

1ª impressão (2014): 1.000 exemplares

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei nº 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Suínos e Aves

Rech, Raquel Rubia

Manual de necropsia para suínos / Marcia Cristina da Silva,
Virginia Santiago Silva - Brasília, DF : Embrapa, 2014.

114 p. : il. color. ; 14,8 cm x 21 cm.

ISBN 978-85-7035-331-3

1. Suínos. 2. Necropsia. 3. Javali. I. Rech, Raquel Rubia.
II. Silva, Marcia Cristina da. III. Silva, Virginia Santiago.
IV. Embrapa Suínos e Aves.

CDD 636.408960759

©Embrapa 2014

AUTORAS

Raquel Rubia Rech

Médica veterinária, doutora em Patologia Veterinária, pesquisadora da Embrapa Suínos e Aves, Concórdia, SC, raquel.rech@embrapa.br

Marcia Cristina da Silva

Médica veterinária, doutora em Patologia Veterinária, patologista do Centro de Diagnóstico de Sanidade Animal - Cedisa, Concórdia, SC, marccias@hotmail.com

Virginia Santiago Silva

Médica Veterinária, doutora em Epidemiologia Experimental Aplicada as Zoonoses, pesquisadora da Embrapa Suínos e Aves, Concórdia, SC, virginia.santiago@embrapa.br

APRESENTAÇÃO

O dinâmico cenário da saúde animal na atualidade demanda cada vez mais dos Serviços Veterinários, exigindo constante atualização e ampliação no escopo das atividades dos profissionais, habilitando-os para enfrentar os variados desafios que se apresentam.

A atuação do médico veterinário é considerada um serviço de utilidade pública devido ao seu papel na promoção da saúde e bem-estar animal, segurança alimentar e inocuidade dos alimentos de origem animal, visando salvaguardar a saúde pública e garantir segurança sanitária para o comércio internacional.

A Embrapa Suínos e Aves historicamente atua em parceria com o Serviço Veterinário Oficial, apoiando programas sanitários por meio da geração e transferência de informação técnico-científica, tecnologias e serviços. Neste contexto, este manual foi elaborado para instrumentar médicos veterinários para a atuação frente aos novos desafios sanitários com populações de suídeos de vida livre que até pouco tempo estavam fora do escopo dos programas sanitários. Este manual apresenta de forma didática e objetiva a orientação passo a passo para a prática da necropsia em suídeos, com particular referência aos suídeos de vida livre.

A presente publicação foi elaborada no âmbito de um projeto de Pesquisa e Desenvolvimento intitulado “Estruturação de programa de vigilância epidemiológica e manejo populacional de Suídeos Asselvajados (*Sus scrofa*) na área livre de Peste Suína Clássica”.

Dirceu João Duarte Talamini

Chefe-geral

PREFÁCIO

O papel dos médicos veterinários que atuam nos programas oficiais de saúde animal vem sofrendo grandes mudanças nas últimas décadas. Os profissionais de hoje são incitados a buscar capacitação e aperfeiçoamento em novas disciplinas e desenvolver habilidades que até pouco tempo eram consideradas especialidades restritas a grupos de atuação específica. Entre os desafios da profissão, as doenças em animais selvagens ou asselvajados é uma crescente preocupação em todo o mundo, pois além dos riscos à conservação das próprias espécies selvagens, muitas doenças podem afetar os animais domésticos e o homem. Entretanto, na maioria das vezes, as formas de intervenção e acesso a animais selvagens, por si só, representam risco à conservação das espécies, restringindo o monitoramento sanitário desses animais.

Nesse contexto, os achados *post mortem* de animais selvagens atropelados nas estradas ou encontrados mortos sem causa aparente são uma valiosa fonte de informação. Alternativamente, a exploração ampla e detalhada da condição sanitária de espécies cujo acesso não tem restrições pode ser usada como indicador de saúde das demais espécies silvestres simpátricas. Este é o caso das populações de suídeos asselvajados estabelecidas no Brasil.

Os suídeos (*Sus scrofa*) são exóticos à fauna brasileira e quando estão em vida livre retornam ao estado asselvajado, sendo considerados como espécie exótica invasora, uma praga a ser controlada de acordo com legislação vigente. A Instrução

Normativa nº 3, de 31 de janeiro de 2013, do Ibama declara a nocividade da espécie exótica invasora javali-europeu, e autoriza o controle populacional do javali vivendo em liberdade em todo o território nacional. A partir dessa normatização, abre-se oportunidade de vigilância em uma população selvagem sem precedentes no país.

A vigilância em suídeos selvagens é tão importante quanto em suínos domésticos, pois estes podem atuar como sentinelas de doenças em outros animais, possibilitando o manejo e o controle de doenças em animais domésticos.

Este manual foi elaborado como parte do projeto de apoio à estruturação do sistema de monitoramento e vigilância sanitária de suídeos em vida livre para uso de médicos veterinários que atuam a campo.

O conteúdo se aplica tanto aos suídeos de vida livre quanto os suínos domésticos, porém é dada ênfase ao exame *post mortem* de suídeos selvagens e/ou asselvajados, ou seja, aqueles que não estão sob supervisão humana e expostos a condições ambientais diversas que diferem totalmente da condição de produção doméstica, seja comercial ou de subsistência.

A ampla gama de possibilidades a que os animais de vida livre são expostos requer que o médico veterinário que irá realizar uma necropsia esteja disposto e capacitado para detectar qualquer alteração e condição diferente daquelas de normalidade, bem como estar apto para colheita adequada de amostras biológicas para exames laboratoriais complementares, sem o viés da busca direcionada por alterações conhecidas, compatíveis com doenças comuns dos sistemas de produção de suínos.

A emergência e re-emergência de patógenos e doenças desconhecidos ou incomuns na espécie não podem ser desconsideradas e, para tal, o médico veterinário deve ser capaz de distinguir o normal do alterado e a alteração patológica daquela sem significado clínico e patológico.

Neste manual, ilustrado com excelente material fotográfico, as autoras descrevem a técnica de necropsia passo a passo, em linguagem clara, simples, objetiva e completa, levando ao leitor toda a informação necessária para a condução eficiente do exame *post mortem*, desde a preparação do material até os registros finais da necropsia, em conformidade com o requerido para fins de vigilância epidemiológica.

De posse deste manual, espera-se que os médicos veterinários sejam motivados a aprimorar sua habilidade na técnica de necropsia, aumentando a sensibilidade do sistema de vigilância de suídeos, o que repercutirá na melhoria da qualidade das informações sanitárias de interesse na saúde pública, bem como em conservação da vida selvagem.

Em consonância com a abordagem “Uma Saúde” e com os princípios da “Medicina Veterinária da Conservação”, desejo a todos os médicos veterinários uma boa necropsia.

SUMÁRIO

Introdução.....	13
Guia para o usuário.....	19
Capítulo 1 - Preparativos para a necropsia.....	19
Equipamentos.....	21
Local da necropsia.....	27
Capítulo 2 - Passos da necropsia.....	29
Necropsia passo a passo.....	31
1º Passo - Obter informações (anamnese).....	32
2º Passo - Realizar o exame externo da carcaça.....	32
3º Passo - Abrir a carcaça.....	39
4º Passo - Remover os órgãos.....	46
5º Passo - Examinar os órgãos e colher amostras.....	55
6º Passo - Descrever as alterações da necropsia.....	82
Capítulo 3 - Colheita, acondicionamento, conservação e transporte das amostras.....	105
Colheita, acondicionamento e conservação das amostras.....	107
Transporte das amostras.....	112

INTRODUÇÃO

Os exames *post mortem* são considerados fontes primárias de informação em saúde animal, sendo fundamentais no contexto da vigilância epidemiológica e sanitária.

O principal objetivo da vigilância em saúde animal é o fornecimento de informações essenciais para suporte à tomada de decisões que visem a proteção da saúde e bem-estar animal, bem como a proteção da saúde humana.

Nos programas sanitários dos suínos domésticos, o papel da necropsia é crucial para atingir os objetivos da vigilância, embora outras fontes de informação também possam ser acessadas. Os exames *post mortem* realizados pelo Serviço de Inspeção em abatedouros, por médicos veterinários do Serviço Veterinário Oficial e assistência veterinária privada, são fundamentais e possibilitam avaliações sanitárias de representatividade local, regional e/ou nacional da suinocultura.

Entretanto, a inclusão de suídeos de vida livre nos programas sanitários requer uma abordagem diferente daquela dos suínos domésticos, devendo-se ter em conta, tanto quanto possível, as variadas condições ambientais a que o suídeo de vida livre pode estar exposto e as dificuldades nas condições de acesso a esses animais.

Por suídeos de vida livre entende-se todos os indivíduos da família Suidae (*Sus scrofa*), incluindo javalis (*Sus scrofa scrofa*), suínos domésticos (*Sus scrofa domesticus*) e seus cruzamentos, vivendo em liberdade sem supervisão humana, ou seja, todos os suídeos selvagens e asselvajados, que não são oriundos de criações comerciais ou de subsistência.

Na suinocultura doméstica, o histórico dos animais, sinais clínicos individuais e de rebanho podem ser investigados dentro do espaço da granja, e geralmente oferecem dados consistentes ao diagnóstico *post mortem*, enquanto para suídeos em vida livre essas informações muitas vezes não são acessíveis.

Suídeos selvagens podem ser vítimas, reservatórios ou mesmo indicadores da presença, aumento e/ou distribuição de agentes de doenças comuns a outras espécies selvagens, animais domésticos e aos seres humanos. Podem ser também uma importante oportunidade para detectar e identificar doenças de etiologia ainda desconhecidas, o que torna os achados *post mortem* desses animais ainda mais valiosos. Na necropsia, a colheita de amostras para exames complementares é de grande valor tanto para diagnóstico de doenças quanto para a detecção do estado de portador de determinados patógenos nesses animais. Por isso, nenhuma oportunidade de examinar uma carcaça de suídeo selvagem deve ser desperdiçada, mesmo que a carcaça esteja com certo grau de autólise.

A observação de sinais clínicos em suídeos selvagens é dificilmente detectada, mas quando houver relato de sinais clínicos ou mortalidade, o médico veterinário deverá recolher o máximo de informações gerais e locais, incluindo as mesmas evidências em outras espécies, tanto silvestres quanto domésticas.

Os suídeos encontrados mortos sem causa aparente, atropelados ou ainda aqueles abatidos para controle populacional, conforme Instrução Normativa nº 3, de 31 de janeiro de 2013 (Ibama), constituem as principais formas de acesso para vigilância nessas populações.

A vigilância geral não é focada em riscos específicos, por isso é a mais apropriada para os suídeos de vida livre, pois permite abarcar o máximo de informações sanitárias de interesse em saúde animal e humana. As descrições de lesões macroscópicas poderão ser usadas para classificação de grupos sindrômicos, monitorados no espaço e tempo, para análise de tendências e detecção rápida de eventos incomuns, melhorando a sensibilidade do sistema de vigilância. O conteúdo deste manual se aplica a necropsia de suídeos (*Sus scrofa*), porém com destaque aos suídeos de vida livre para inserção destes na vigilância.

GUIA PARA O USUÁRIO

Este manual foi preparado para orientar o médico veterinário que realizará a necropsia de suídeos a campo. O manual foi elaborado baseado em quatro pontos principais:

1. Antes de começar a necropsia, prepare-se! Preparar-se para a necropsia significa ter à mão todos os materiais necessários para a necropsia e a colheita de amostras, além de assegurar proteção individual e biosseguridade. Apesar da técnica de necropsia ser realizada com instrumentos relativamente simples, é importante ressaltar que o objetivo principal da necropsia é chegar ao diagnóstico preciso, que muitas vezes só é possível por meio de colheita de material para exames laboratoriais complementares. Além disso, a necropsia a campo não oferece as condições de trabalho ideal como em uma sala de necropsia. Desta forma, o Capítulo 1 deste manual lista os equipamentos que devem ser levados para uma necropsia a campo.

2. Realize uma necropsia sistemática! Mais importante que a escolha da técnica de necropsia é examinar cuidadosamente todos os órgãos. No Capítulo 2, listamos seis passos que podem ser facilmente memorizados pelo médico veterinário durante a execução da necropsia. Cada tópico contém explicações detalhadas de como realizar a necropsia, examinar os órgãos e colher amostras. Como na maioria das vezes quem faz a necropsia a campo não é um patologista, várias ilustrações e descrições dos órgãos *in situ* e de sua aparência normal irão auxiliar na comparação e identificação das lesões.

3. Descreva tudo o que viu durante a necropsia! Durante a necropsia a campo o médico veterinário pode ou se deparar com fenômenos autolíticos (*post mortem*) na carcaça ou não estar familiarizado com algumas estruturas normais. Além disso, deve-se saber diferenciar as lesões verdadeiras de alterações *post mortem* e estruturas normais. A descrição detalhada juntamente com fotografias das alterações auxiliará o patologista que realizará o exame histopatológico na interpretação do diagnóstico final. No 6º passo da necropsia (Capítulo 2), destacamos os critérios para a descrição das alterações e dos achados *post mortem*, bem como a elaboração de uma ficha de necropsia para descrever as alterações da necropsia e anotar as amostras a serem enviadas para o laboratório.

4. Embale bem o material e envie o mais rápido possível ao laboratório! A qualidade da amostra interfere diretamente no resultado laboratorial. Por isso é importante identificar, embalar, conservar e transportar adequadamente o material até a chegada ao laboratório.

Por último, mas não de menor importância, lembre-se que realizar uma necropsia é uma excelente oportunidade para treinar a técnica, reconhecer e descrever lesões e tornar-se mais preparado para a próxima necropsia. Portanto, neste manual procuramos zelar por um material ricamente ilustrado e com informação descritiva suficiente para guiar o médico veterinário durante a necropsia de suídeos a campo.

Capítulo 1

PREPARATIVOS PARA A NECROPSIA

EQUIPAMENTOS

A necropsia a campo requer que o médico veterinário esteja preparado para garantir segurança pessoal, biossegurança e tenha os equipamentos necessários para o completo exame *post mortem*.

Um kit é essencial para a realização da necropsia e colheita de amostras para o diagnóstico laboratorial. Este kit deve conter os seguintes itens:

Equipamentos de proteção individual (Figura 1)

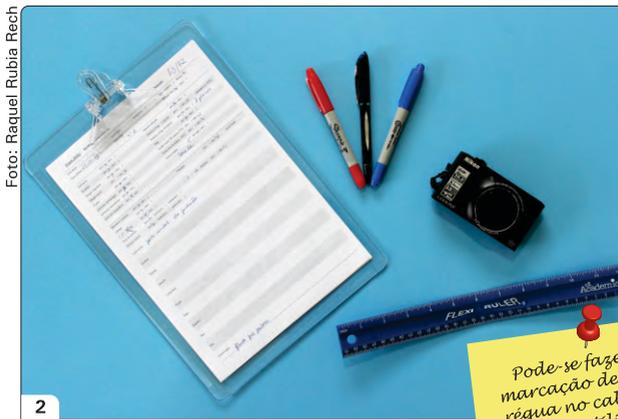
- Roupas de proteção (macacão ou calça e jaleco e avental de borracha).
- Botas de borracha.
- Luvas de procedimento descartáveis ou luvas de borracha.
- Máscara descartável (para cobrir a boca e o nariz).
- Óculos de proteção.



Usar equipamentos de proteção individual (Figura 1) é muito importante durante a necropsia de animais de vida livre, pois eles podem ser fontes de agentes de zoonoses.

Materiais para documentação (Figura 2)

- Caneta esferográfica e caneta permanente.
- Máquina fotográfica ou celular com câmera de boa definição.
- Prancheta e caderno de anotações (ver ficha de necropsia nas páginas 97 e 98).
- Régua.



Instrumentos para necropsia (Figura 3)

- Facas e chaira.
- Tesouras.
- Pinça com dente e lisa.
- Costótomo (podão) ou serra.
- Cabo de bisturi e lâminas.
- Machadinha.
- Alicates (para retirar a medula espinhal).
- Maleta para carregar os instrumentos.



Materiais para colheita de amostras

Colheita de amostras para exames microbiológicos e de biologia molecular (PCR) (Figura 4):

- Sacos plásticos resistentes, preferencialmente com fechamento do tipo Ziploc®, ou em último caso, rolos de sacos plásticos para freezer.
- Seringas de 10 mL e agulhas estéreis.
- Suabes estéreis (algodão, Rayon® e Dracon®).
- Tubos falcon de 50 mL.
- Lâminas de vidro para microscopia e porta-lâminas para transporte.
- Barbante para amarrar os intestinos.



Colheita de amostras para exame histopatológico (Figura 5):

- Galão de 10 L para armazenar formol tamponado a 10%.
- Frascos de plástico resistente, com boca larga e tampa com excelente vedação (capacidade para 2 L e 500 mL) para o formol tamponado a 10% (os tecidos devem ser colocados depois do formol, para não ficarem aderidos no fundo do frasco).



Fixadores

- Formol tamponado a 10% para exame histopatológico (para obtê-lo, entre em contato com o laboratório).
- Acetona a 100% para exame citológico.
- Álcool a 70% para acondicionamento de parasitas.

Materiais para limpeza e desinfecção (Figura 6)

- Esponja ou escova.
- Desinfetante para os instrumentos (álcool a 70%).
- Borrifador para o álcool a 70%.
- Sacos plásticos grandes (50 L e 100 L) para colocar as roupas, botas e luvas utilizadas na necropsia.
- Sacos de lixo ou lona plástica para forrar o local em que será colocado o cadáver e as vísceras.
- Galão de 10 L com água para limpeza.

Obs.: A limpeza e desinfecção do material de necropsia deve ser feita no local da necropsia.



Identificação das amostras

- Todos os recipientes, frascos, lâminas e sacos plásticos devem ser identificados com caneta permanente.

Informações para identificar as amostras

- Data.
- Identificação dos tecidos.
- Identificação do animal.

Materiais para transporte das amostras (Figura 7)

- Caixas isotérmicas.
- Gelo conservante (gel).
- Fita adesiva larga.

Foto: Raquel Rubia Rech



Kit de primeiros socorros

Em caso de cortes acidentais, tenha a mão itens para limpeza, desinfecção e curativos.

LOCAL DA NECROPSIA

A escolha do local da necropsia deve levar em conta a biossegurança, pois a manipulação da carcaça de animais de vida livre pode oferecer riscos biológicos. Se possível, a escolha do local da necropsia deve seguir os seguintes critérios:

- Escolher um local de fácil limpeza e desinfecção (ex. concreto, lajotas). Se isso não for possível, forre o local da necropsia com sacos plásticos ou lona, que posteriormente podem ser desinfetados.
- Distante de locais de circulação de pessoas e de fontes naturais de água.
- Evitar o acesso de animais ao local da necropsia, especialmente carnívoros.

Capítulo 2

PASSOS DA NECROPSIA

NECROPSIA PASSO A PASSO

O reconhecimento e a descrição das lesões observadas na necropsia são aprimorados pela execução de uma rotina sistemática de avaliação e coleta de tecidos.

Existe a tendência de chegar rapidamente à lesão suspeita ou sistema afetado, o que pode levar ao risco de perder informações importantes durante a necropsia.

A realização de uma boa necropsia ocorre quando se presta atenção em todos os detalhes, seguindo seis passos de um procedimento sistemático.

A rotina de necropsia sistemática é composta por seis passos:

- 1. Obter informações (anamnese) do local onde o animal foi encontrado ou abatido.**
- 2. Realizar o exame externo da carcaça.**
- 3. Abrir a carcaça.**
- 4. Remover os órgãos e colocar ao lado para exame.**
- 5. Examinar detalhadamente os órgãos e colher amostras.**
- 6. Descrever as alterações da necropsia (BROWN et al., 2009).**

1º Passo - Obter informações (anamnese)

Deve-se obter o maior número de informações possíveis sobre o local onde o suídeo foi encontrado morto ou abatido, tais como:

- Localização geográfica.
- Proximidade a criações domésticas (comerciais ou de subsistência) de suínos.
- Possibilidade de contato com pessoas ou outros animais domésticos.

2º Passo - Realizar o exame externo da carcaça

Muitos médicos veterinários acreditam que o início da necropsia é quando se começa a usar a faca. Se você pensar dessa forma, estará negligenciando o exame externo da carcaça que é um passo importante e não deve ser deixado de lado.

O que observar no exame externo

- Examine os arredores da carcaça em busca de indícios de movimentos de pedalagem, restos de excretas, quedas de raios etc.
- Procure por pistas de ataques de predadores (cães, urubus), mordida de morcego, picada de cobra etc.
- Procure por fraturas, sangue nos pelos ou perfurações causadas por arma de fogo.
- Avalie a condição corporal (costelas e vértebras salientes, músculos atrofiados que indicam má condição corporal).
- Verifique o estado de hidratação (olhos fundos nas órbitas indicam desidratação).
- Existe ectoparasitas ou alguma lesão na pele?
- Examine o focinho e os espaços interdigitais.
- Examine os orifícios externos em busca de secreções e avalie a cor das mucosas visíveis.
- Examine o canal auditivo em busca de exsudato ou parasitas.
- Examine os dentes, observe a sua cor e o seu desgaste.
- As articulações estão aumentadas de volume?
- Examine a genitália externa para anotar o sexo do animal.

Examine a pele à procura de alopecia, crostas, alterações na cor (hemorragia) ou outras lesões. Verifique se há ectoparasitas (Figura 1). Colha um fragmento de pele (Figura 2) em tubo falcon sob refrigeração para pesquisa de ácaros quando apresentar lesão sugestiva de sarna. Colha alguns exemplares de ectoparasitas (pioelhos, carrapatos) em álcool a 70% para posterior classificação. Colha um fragmento de pele, preferencialmente com lesão, em formol a 10% para exame histopatológico.

Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech

Em javalis puros, a pelagem dos filhotes é marrom-clara com listras pretas (Figura 3). Essa pelagem vai se tornando castanho-acobreada nos juvenis de um ano e cinza-acastanhada nos adultos (Figura 4).

Foto: Raquel Rubia Rech



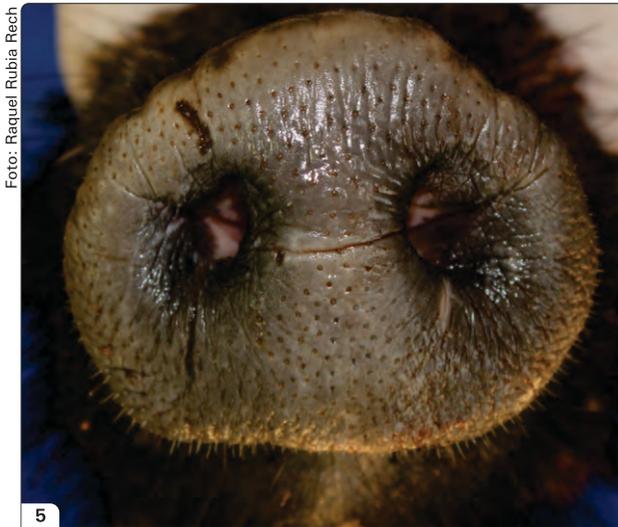
Foto: Raquel Rubia Rech

Examine as mucosas oculares, os olhos e as pálpebras. As mucosas oculares devem ser rosadas. Observe se estão pálidas (anemia), vermelhas (septicemia ou trauma na região ocular) ou amarelas (icterícia). Se as pálpebras estiverem inchadas (edema), isto pode indicar processo inflamatório/infeccioso.

Se o animal perdeu muito sangue no momento da morte, a palidez pode estar associada ao método de eutanásia (p. ex. abate com arma de fogo ou sangria) e não deve ser confundida com anemia.

Olhos profundos nas órbitas indicam desidratação ou emaciação (perda de massa muscular). Olhos salientes nas órbitas (protrusão) podem ser decorrentes de lesões que ocupam espaço na região retrobulbar ou lesões traumáticas no crânio (atropelamento automobilístico, tiro no crânio).

O focinho deve ter a mucosa íntegra e não apresentar secreção nasal (Figura 5). Faça um exame minucioso do focinho à procura de lesões, especialmente vesículas e úlceras.



Examine os dígitos dos membros torácicos (Figura 6) e pélvicos (Figura 7) e procure por lesões nos cascos, espaços interdigitais (Figuras 8 e 9) e nos coxins (Figuras 10 e 11).

Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech



Quando observar vesículas e úlceras no focinho, cavidade oral (incluindo língua) e dígitos, suspeite de febre aftosa, doença vesicular dos suínos, estomatite vesicular ou exantema vesicular dos suínos. Nesses casos, entre imediatamente em contato com o serviço veterinário oficial do seu Estado.

Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Angele Breithaupt



Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Angele Breithaupt



As Figuras 8 e 10 demonstram respectivamente o aspecto normal da face dorsal e ventral dos dígitos. As Figuras 9 e 11 demonstram úlceras no espaço interdigital e face ventral dos dígitos, causadas pelo vírus da febre aftosa.

Examine os lábios e a cavidade oral. A mucosa oral deve ser rosada e íntegra. A língua não deve apresentar feridas ou úlceras.

A Figura 12 mostra um javali com miíase oral. Na inspeção da cavidade oral havia fratura de vários dentes e úlcera linear no palato mole, sugestivas de lesões causadas por armadilha de laço.



Foto: Raquel Rubia Rech

Em javalis selvagens, a idade é determinada pela avaliação dos dentes (Figura 13). A classificação da idade através da observação dos dentes é mais precisa até os 30 meses de idade. Após, deve-se avaliar o desgaste dos dentes e correlacionar com o peso do javali para fazer a estimativa da idade. No entanto, ambos os critérios não são precisos. Informações



Foto: Raquel Rubia Rech

detalhadas sobre a estimativa da idade pelos dentes podem ser encontradas em Fonseca e Correia (2008).

Examine a região perineal para verificar a presença de restos de fezes aderidas (diarreia), aumento de volume (hérnia perineal), alterações na genitália externa (secreções vulvares, aumento de volume no escroto) e a integridade da cauda.

3º Passo - Abrir a carcaça

O próximo passo da necropsia é expor os órgãos internos. Para isso, coloque o suídeo em decúbito lateral direito. Rebata os membros torácico e pélvico esquerdos (Figura 14). Inicie elevando o membro torácico e com uma faca de ponta perfure a pele e os músculos. A seguir, sem remover a faca, continue cortando os músculos e a pele de dentro para fora até rebater os membros. Para rebater o membro pélvico é necessário seccionar a cápsula e o ligamento da articulação coxofemoral.

Foto: Raquel Rubia Rech



Se os pelos e a pele forem cortados primeiro, a faca ficará rapidamente sem fio. Conseqüentemente, você exercerá maior força durante o corte e, por acidente, a mão oposta poderá ser atingida.

Foto: Raquel Rubia Rech



Nesse momento examine as superfícies articulares do acetábulo e da cabeça do fêmur, que devem ser brancas e lisas (Figura 15). O líquido articular deve ser translúcido, límpido e levemente viscoso.

Se o líquido sinovial estiver turvo ou flocular, significa que há inflamação (artrite) e deve-se colher uma amostra com seringa ou suabe estéreis. Abra as outras articulações dos membros torácicos e/ou pélvicos para ver se a artrite é localizada ou generalizada.

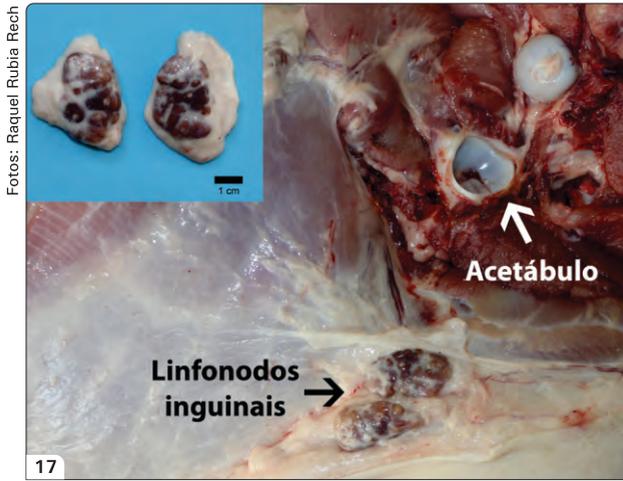
Agora, faça uma incisão na pele da linha média do tórax até o abdômen ventral e rebata a pele (Figura 16). Toque o tecido subcutâneo com a palma da mão. Se a luva ficar um pouco aderida, significa que o animal estava desidratado. Apalpe o abdômen gentilmente em busca de fluido ou aumento de volume.



Foto: Raquel Rubia Rech

Após a apalpação do abdômen, localize os linfonodos inguiniais superficiais (Figura 17). Verifique o tamanho, a cor e a superfície de corte. Se estiverem aumentados de volume ou vermelhos, examine a região que é drenada por esse linfonodo e também observe se essas lesões ocorrem em outros linfonodos. Quando há lesões nos linfonodos inguiniais superficiais, colha-os com a

gordura que os circunda (*inset* da Figura 17), e mantenha um linfonodo em refrigeração e o outro em formol tamponado a 10%.



A seguir, exponha as vísceras abdominais. Localize o arco da última costela e corte fazendo uma janela ampla na musculatura abdominal (siga as linhas da Figura 18). Uma vez aberta a cavidade abdominal, continue puxando a musculatura e cortando-a. Se houver líquido ou aderências na cavidade abdominal, colha uma amostra com seringa ou suabe estéreis para enviar ao laboratório.

Evite cortar acidentalmente uma alça intestinal para não extravasar o conteúdo intestinal e comprometer o exame macroscópico de alguns órgãos, assim como a cultura bacteriana.

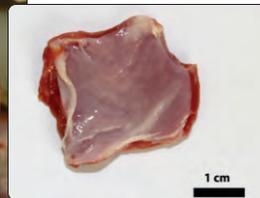
Foto: Raquel Rubia Rech



Durante a abertura da cavidade abdominal, uma boa ideia é elevar o músculo quando o primeiro corte é feito; desta forma as vísceras não serão atingidas.

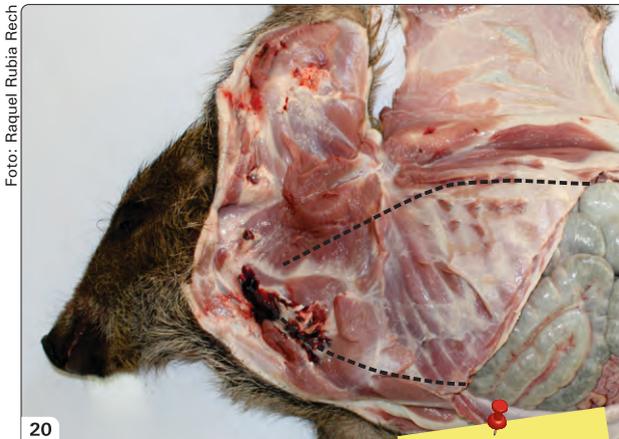
Antes de abrir o tórax, localize o diafragma e insira a ponta da faca. Quando há pressão negativa no tórax, o que é esperado em um animal com a caixa torácica íntegra (sem perfurações), o diafragma se desloca para trás e fica flácido. Após, procure por cistos parasitários de *Cysticercus cellulosae* no diafragma. Se o objetivo for pesquisar *Trichinella* spp., colha fragmentos de diafragma de 4 cm x 4 cm e mantenha sob refrigeração (Figura 19 e *inset*). Na maioria das vezes, a triquinose não apresenta lesão macroscópica.

Fotos: Raquel Rubia Rech



As amostras para pesquisa de *Trichinella* spp. NÃO DEVEM SER CONGELADAS.

Corte as inserções do diafragma com a faca. Após, remova o bloco de costelas (plastrão). Em suídeos jovens, corte a cartilagem que une as costelas ao osso esterno com a faca (tracejado inferior da Figura 20). Depois, corte os músculos do dorso, rente à coluna vertebral (tracejado superior da Figura 20). A seguir, levante um pouco o plastrão, e pelo lado de dentro do plastrão, corte a cartilagem que une as costelas com a coluna vertebral. Em suídeos maiores, use o costótomo (podão) ou serra para remover o plastrão. Certifique-se que todas as costelas foram removidas.



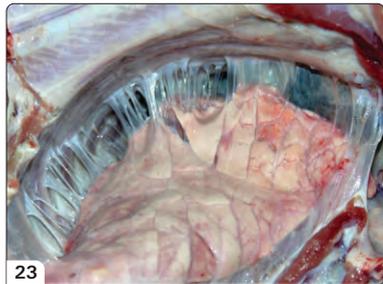
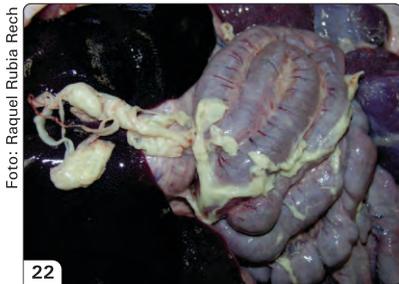
Com a retirada do plastrão, observa-se a maioria dos órgãos das cavidades torácica e abdominal (Figura 21).

Se não houver lesões na cavidade torácica, a face interna do plastrão pode ser usada como apoio para cortar os órgãos para exame histopatológico.



A vantagem de realizar a necropsia com o suídeo em decúbito lateral direito é que nesta posição o baço fica facilmente visível. Esse órgão apresenta lesões macroscópicas em casos de peste suína clássica (infartos) e peste suína africana (esplenomegalia).

Verifique se há acúmulo de líquido e aderências (fibrinosas e fibrosas) no tórax, no saco pericárdico e no abdômen. O líquido pode ser límpido (hidrotórax, hidropericárdio, ascite) ou com fibrina (filamentos amarelados que se desprendem facilmente com a mão), que indica processo inflamatório agudo (Figura 22). Se os órgãos estiverem com a superfície branca, opaca e firmemente aderida entre si, há fibrose, que indica processo inflamatório crônico (Figura 23).

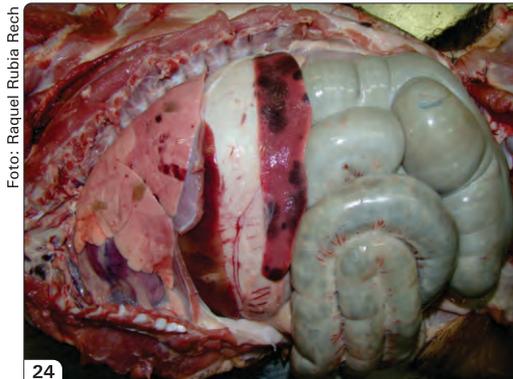


Orientações para colheita de líquido cavitário

- Amostras de líquidos cavitários devem ser colhidas, preferencialmente, com seringa estéril, com mínima manipulação prévia, para evitar contaminações. Se forem colhidas com suabe estéril, certifique-se de que o suabe permaneça hidratado após a colheita. Para manter a hidratação das amostras (ex. amostras de superfícies de órgãos), coloque o suabe em um tubo com soro fisiológico estéril.

Examine atentamente todos os órgãos quanto à cor, posição e tamanho (Figura 21). Observe se há hérnia diafragmática (órgãos da cavidade abdominal no interior do tórax), torção de baço ou mesentério ou rupturas de órgãos (fígado, baço, bexiga).

Áreas mais escuras no baço, devido à distribuição irregular de sangue, podem ser observadas quando o animal foi sangrado e imediatamente necropsiado. Estas áreas com acúmulo de sangue (vermelho-escuras) podem dar a falsa impressão de infartos e são, por isso, chamados de pseudo-infartos (Figura 24), e considerados artefato de eutanásia.



4º Passo - Remover os órgãos

Para realizar o exame macroscópico completo dos órgãos, remova-os das cavidades. Os seguintes blocos devem ser removidos da carcaça:

- **Órgãos da cavidade torácica.**
- **Órgãos da cavidade abdominal.**
- **Cabeça.**

A seguir, veja como remover estes blocos.

Forre com lona ou sacos plásticos a superfície em que colocará os órgãos para análise, preferencialmente à sombra. Isso evita que sujidades do ambiente fiquem aderidas nos órgãos e facilita a limpeza e desinfecção do local.

Órgãos da cavidade torácica

Rebata a pele da região ventral da cabeça e do pescoço. A seguir, insira a faca rente à parte interna dos ramos da mandíbula (tracejado da Figura 25) e corte os músculos.

Foto: Raquel Rubia Rech

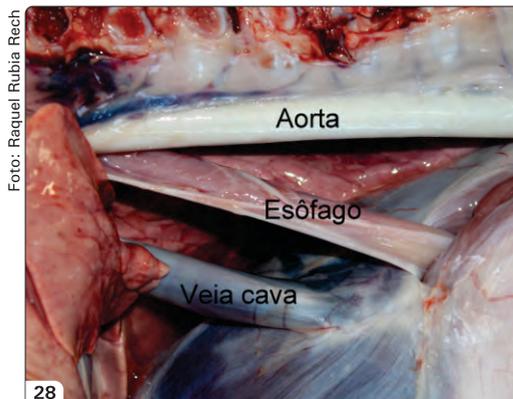


Insira os dedos entre os ramos da mandíbula e segure os músculos. Seccione as suas inserções na sínfise da mandíbula. Após, passe a ponta da língua entre os ramos da mandíbula, puxando-a para trás.

Para liberar a laringe, seccione a área cartilaginosa das articulações do osso hioide (asteriscos da Figura 26) de cada lado da inserção da língua. Nesse momento cuide para não seccionar acidentalmente as tonsilas do palato mole. Após, disseque a traqueia e o esôfago dos músculos do pescoço (Figura 27) e mediastino à medida que traciona a língua caudalmente. Continue tracionando a língua, a traqueia e o esôfago dorsal e caudalmente. A seguir, corte a inserção do saco pericárdico na porção ventral da cavidade torácica.



Na altura do diafragma, afaste o pulmão cranialmente com as mãos e seccione as três estruturas (aorta, esôfago e veia cava caudal) (Figura 28) que conectam as vísceras da cavidade torácica às da abdominal.

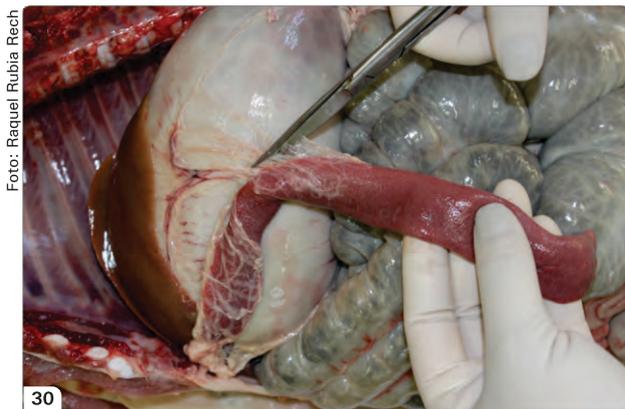


Coloque o monobloco torácico em uma área limpa para posterior avaliação (Figuras 29 e 36).



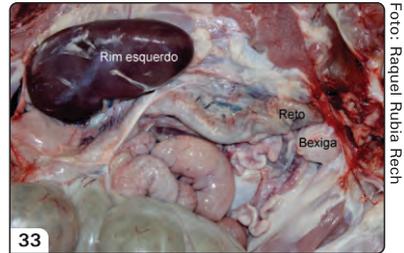
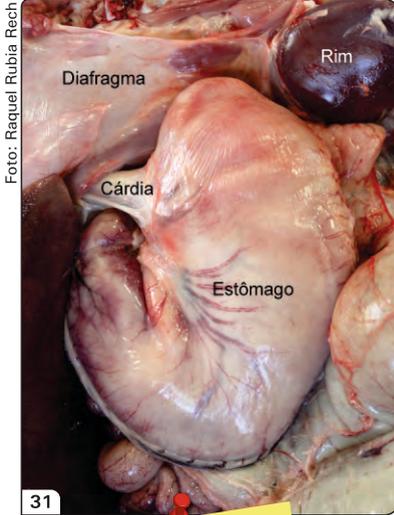
Órgãos da cavidade abdominal

Comece removendo o baço com o omento. Para isso, seccione o omento próximo a sua inserção no estômago (Figura 30). Coloque o baço e o omento em uma área limpa para posterior avaliação (Figura 36).



Remova o estômago, o pâncreas e os intestinos delgado e grosso em um monobloco, cortando em três locais:

- Na entrada do estômago (cárdia) (Figura 31).
- Na inserção dorsal do mesentério logo abaixo dos rins (Figura 32).
- Na porção final do reto (Figura 33).



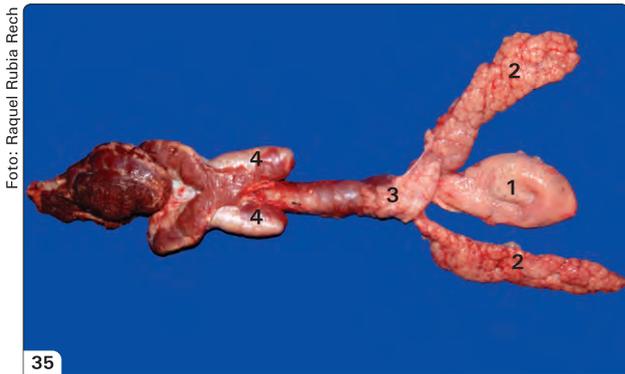
Antes de remover o intestino pode-se amarrar o duodeno próximo ao píloro e a porção final do reto para evitar a saída de conteúdo intestinal.

Coloque o monobloco do trato gastrintestinal em uma área limpa para posterior avaliação (Figura 36). Após, retire o fígado da cavidade abdominal e coloque ao lado (Figura 36).

Remova as glândulas adrenais e o trato urinário (rins e bexiga). As glândulas adrenais localizam-se na face interna do polo cranial dos rins. Em animais bem nutridos, as glândulas adrenais podem estar envolvidas pela gordura perirrenal. Antes de remover os rins, faça um pequeno corte no rim esquerdo para identificá-lo (Figura 34). Após a remoção, coloque os rins e as adrenais em um local limpo para posterior avaliação (Figura 36).



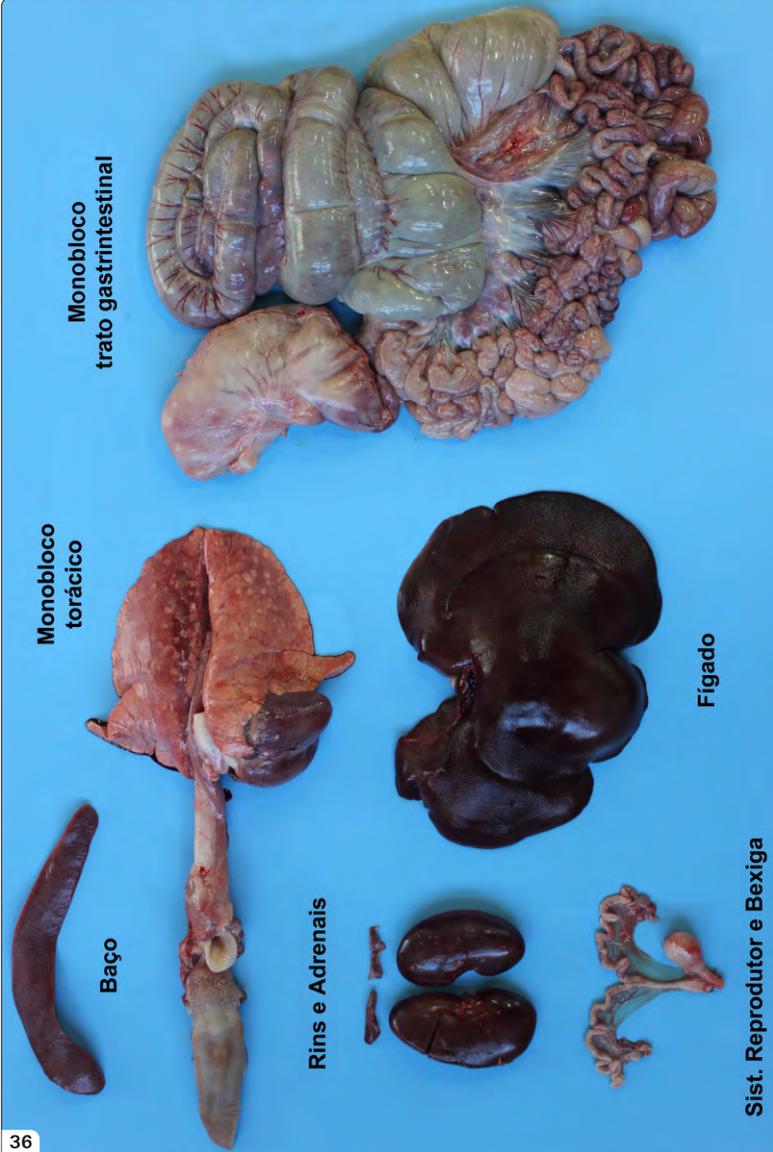
Em fêmeas, o útero e os ovários são removidos com a bexiga (Figura 36). Em machos, as glândulas sexuais acessórias (vesículas seminais, próstata e glândulas bulbouretrais) são removidas com a bexiga (Figura 35). Neste momento, abra o escroto e retire os testículos para posterior avaliação.



1. Bexiga;
2. Vesículas seminais;
3. Próstata;
4. Glândulas bulbouretrais

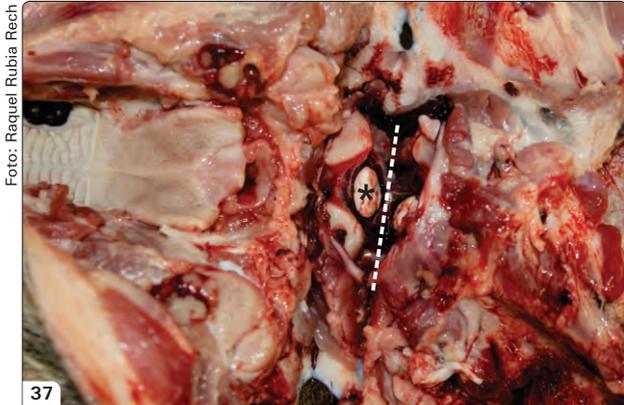
A Figura 36 apresenta os monoblocos e órgãos removidos das cavidades torácica e abdominal para posterior avaliação.

Foto: Raquel Rubia Rech



Cabeça

Para desarticular a cabeça do pescoço, flexione e estenda a cabeça para palpar a articulação atlanto-occipital pelo aspecto ventral. Traçando uma linha imaginária atrás dos arcos da mandíbula, corte os músculos dessa região. Em seguida, insira a ponta da faca na articulação e desfaça-a (tracejado da Figura 37), ao mesmo tempo em que secciona a medula espinhal cervical (asterisco da Figura 37). Continue cortando os músculos e a pele até separar a cabeça do pescoço.



Ainda na carcaça, examine as seguintes estruturas e colha amostras se achar necessário:

- **Músculos.**
- **Ossos.**
- **Medula óssea.**
- **Gânglios dos nervos sacrais.**

Seccione os **músculos** lombares e dos membros pélvicos. A cor dos músculos dos suídeos selvagens é vermelha (Figura 38), comparada à cor esbranquiçada dos músculos dos suínos

domésticos. Procure por cistos parasitários (*Cysticercus cellulosae*) ou parasitas filiformes (*Sparganum* sp.).



Para verificar a integridade óssea, individualize uma das costelas e tente quebrá-la com as mãos. O **osso** deve ser rígido e não sofrer deformação. A seguir, com o podão, corte um fragmento de 5 cm de umas das extremidades da costela. Examine a cor da **medula óssea** (vermelha em animais jovens e amarela em animais velhos). O exame histopatológico da medula óssea é útil para definir estado de caquexia avançada, pois a gordura da medula óssea é a última a ser consumida.

Se durante a necropsia observar algum desvio ou instabilidade na **coluna vertebral**, serre-a ao meio em busca de lesões (ex. fraturas, abscessos).

A **medula espinhal** deve ser removida quando o animal apresentar sinais neurológicos/locomotores ou quando observar lesão na coluna vertebral. Por ser um processo laborioso, se for necessário remover a medula espinhal, faça-o após o exame de todos os órgãos.

Para retirar a medula espinhal, remova a musculatura da região dorsal da coluna vertebral. Corte os processos espinhosos dorsais com o alicate. Após a exposição da medula espinhal, segure a dura-máter com a pinça e corte as raízes nervosas com a tesoura. Dessa forma, a medula espinhal se desprende da coluna vertebral. Para examinar o parênquima da medula, faça alguns cortes transversais nos segmentos cervical, torácico e lombar.

Colha os **gânglios dos nervos sacrais** para a pesquisa do vírus da doença de Aujeszky. Nos suídeos asselvajados, o vírus geralmente está latente e não há lesão macroscópica nesses gânglios, com necessidade de exames complementares. A colheita desses gânglios é laboriosa e opta-se por enviar a porção lombossacra da coluna vertebral para o laboratório.

5º Passo - Examinar os órgãos e colher amostras

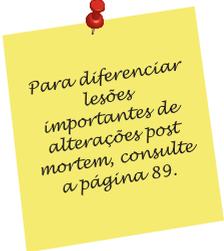
O exame macroscópico dos órgãos deve respeitar uma sequência em que se examinam, primeiramente, os órgãos menos contaminados (sem microbiota) e parenquimatosos. Por último, deve-se examinar os órgãos mais contaminados (com microbiota) e com lúmen, já que esses têm conteúdo que pode extravasar durante o exame da mucosa.

Recomenda-se a seguinte sequência para exame dos monoblocos/órgãos:

- Encéfalo.
- Baço e omento.
- Monobloco torácico (incluindo pulmão e coração).
- Sistema urogenital, incluindo glândulas adrenais).
- Fígado.
- Sistema gastrintestinal.

A retirada do encéfalo da caixa craniana pode ser um processo demorado para aqueles que fizeram esse procedimento poucas vezes. Por isso, pode-se optar por retirar o encéfalo após o exame de todos os outros órgãos, desde que sejam utilizados instrumentos limpos. Outra alternativa é enviar a cabeça para o laboratório.

Preste atenção no aspecto de cada órgão (cor, tamanho, forma, consistência, simetria). Examine a superfície capsular e de corte dos órgãos parenquimatosos. Observe a serosa, a mucosa e o conteúdo dos órgãos ociosos. Colha amostras para exames diagnósticos laboratoriais.



Para diferenciar lesões importantes de alterações post mortem, consulte a página 89.

Orientações gerais para a colheita e conservação das amostras para os exames laboratoriais

Amostras para exames virológicos, bacteriológicos, toxicológicos e de biologia molecular (PCR):

- Colha fragmentos grandes (ex. lobo inteiro do fígado ou pulmão, rim inteiro).
- Utilize instrumentos limpos e desinfetados.
- Refrigere ou congele as amostras. Para saber em que situações deve-se enviar as amostras refrigeradas ou congeladas, leia o Capítulo 3.

Amostras para exame histopatológico:

- Ao examinar e colher amostras de órgão com mucosa (traqueia, intestino, bexiga etc.) não a danifique passando os dedos ou instrumentos na superfície interna.
- Não pressione ou amasse os órgãos durante o exame ou a colheita para evitar artefatos histológicos.
- Use facas bem afiadas e coloque os órgãos em uma superfície rígida durante o corte, como por exemplo o plastrão.
- Colha fragmentos com 1 cm de espessura de órgãos parenquimatosos (ex. fígado, baço, rim).
- Coloque os fragmentos de órgãos em formol a 10% imediatamente após a colheita para evitar autólise.
- Mantenha as amostras em formol em temperatura ambiente (não refrigere e não congele).

Amostras para exame parasitológico:

- Endoparasitas e ectoparasitas devem ser colocados em frascos com álcool a 70%.
- Fezes devem ser conservadas sob refrigeração.

Informações detalhadas sobre a colheita, conservação e envio das amostras para os exames laboratoriais estão no Capítulo 3.

Encéfalo e outras estruturas da cabeça

Além do encéfalo, as estruturas que devem ser examinadas na cabeça são linfonodos retrofaríngeos e mandibulares, tonsilas do palato mole, músculo masseter, língua e cornetos nasais.

Examine os linfonodos retrofaríngeos e mandibulares que estão próximos das glândulas salivares. Para diferenciar essas estruturas, examine a superfície de corte. O linfonodo é macio e homogêneo ao corte e a glândula salivar é lobulada (Figura 39).

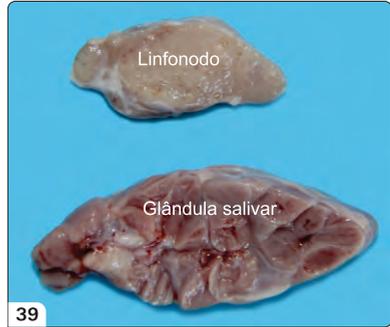


Foto: Raquel Rubia Rech

Para examinar os linfonodos de forma consistente, faça-o juntamente com os órgãos/local que eles drenam (ver pág. 38, 64 e 77).

Foto: Nuno Santos



Uma das lesões mais importantes encontradas nos linfonodos é a linfadenite granulomatosa causada por *Mycobacterium* spp. Nesses casos, o linfonodo está aumentado de volume e firme. Ao corte, observam-se áreas branco-amareladas caseosas a calcificadas (granulomas) (Figura 40).

Os linfonodos retrofaríngeos e mandibulares são os locais de eleição para pesquisa de micobactérias do complexo *Mycobacterium tuberculosis*, especialmente *M. bovis* e *M. tuberculosis*.

Examine as tonsilas do palato mole, que são estruturas linfoides bilaterais ovaladas e achatadas (Figura 41). Ocasionalmente podem apresentar retenção de pelos e abscessos nas criptas, que são lesões sem significado clínico. Diferencie os abscessos de lesões importantes, como os pontos de necrose (tonsilite necrosante) observados na doença de Aujeszky e na peste suína clássica. Em casos suspeitos de tonsilite necrosante, entre em contato com o serviço veterinário oficial.

Fotos: Raquel Rubia Rech



As tonsilas do palato mole são órgãos de eleição para a pesquisa do vírus da peste suína clássica, da peste suína africana e da doença de Aujeszky.

Após dissecar parte da pele da cabeça, faça vários cortes no músculo masseter (Figura 42) e verifique se há cistos parasitários de *Cysticercus cellulosae*. Nesse momento, também retire a língua do monobloco torácico e examine atentamente o seu epitélio à procura de vesículas e úlceras, lesões observadas nas doenças vesiculares (ver página 35). Faça vários cortes na língua à procura de cistos parasitários (Figura 43).



Cysticercus cellulosae pode se localizar em vários músculos da carcaça, principalmente no coração, músculos da região lombar, masseter e língua.

Para remover o encéfalo deve-se serrar ou cortar os ossos da caixa craniana com o auxílio de uma serra ou machado, seguindo as três linhas imaginárias das Figuras 44 e 45. Localize o forame magno (asterisco da Figura 45) na face caudal da cabeça e trace duas linhas imaginárias levemente oblíquas em direção à calota craniana (Figura 45). Então, serre ou corte o osso occipital. Essas duas linhas devem se unir perpendicularmente a uma linha traçada imediatamente cranial às órbitas (Figura 44). Para retirar a calota craniana, corte ou serre nesse local. Após o corte das linhas demarcadas, tracione a calota craniana para trás, expondo o encéfalo envolto pela dura-máter (Figura 46).

Foto: Raquel Rubia Rech



44

Deixe a pele do plano nasal intacta, como na Figura 44, para segurar a cabeça durante a remoção do encéfalo.



45

Foto: Raquel Rubia Rech

Após, segure a dura-máter com a pinça e seccione-a com a tesoura. Inicie cortando a dura-máter entre os dois hemisférios cerebrais (foice). Em seguida, corte a dura-máter que divide o cerebelo dos hemisférios cerebrais (tentório do cerebelo). O tracejado da Figura 46 mostra o caminho a ser seguido para seccionar a dura-máter. Então, observe a superfície do encéfalo recoberta pelas leptomeninges, que são transparentes a olho nu (Figura 47). Quando há traumatismo craniano, a hemorragia geralmente localiza-se abaixo da dura-máter (hemorragia subdural) e pode ser observada logo após a abertura da dura-máter.

Foto: Raquel Rubia Rech

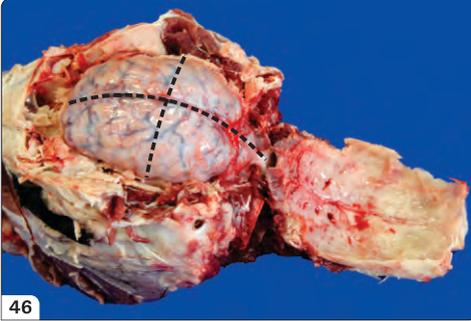
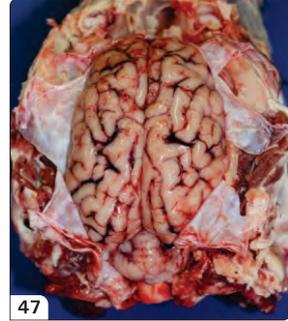


Foto: Raquel Rubia Rech



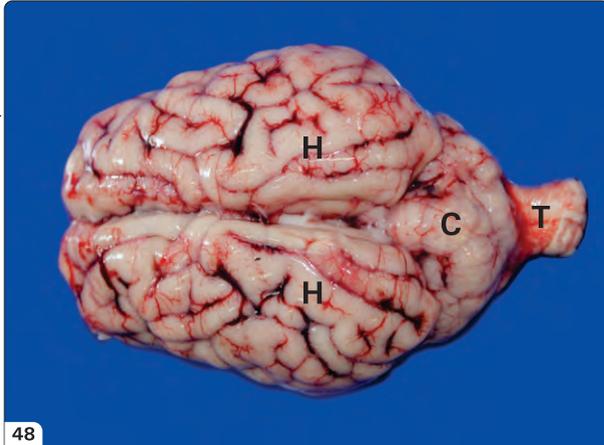
As leptomeninges podem estar espessas e brancas quando há exsudato purulento, como na infecção por *Streptococcus suis* ou *Haemophilus parasuis* que produzem leptomeningite purulenta em suínos. Nesses casos, colha amostras com suabe (passando-o entre os hemisférios) antes de remover o encéfalo do crânio.

O próximo passo é remover o encéfalo da caixa craniana. Para isso é necessário cortar o bulbo olfatório na porção cranial do encéfalo e os nervos cranianos na base do encéfalo. Dependendo do tamanho da cabeça do animal, a remoção do encéfalo pode ser feita de duas maneiras:

- Em animais jovens, segure o crânio com uma das mãos e coloque-o de cabeça para baixo, com a face caudal voltada na sua direção. Então, com a tesoura seccione as inserções dos nervos cranianos, especialmente os nervos ópticos e, por fim, o bulbo olfatório.
- Em animais adultos, coloque a cabeça de lado e com a tesoura seccione as inserções dos nervos cranianos e o bulbo olfatório.

Com o encéfalo fora da caixa craniana, identifique as três grandes áreas anatômicas: telencéfalo ou hemisférios cerebrais (H), cerebelo (C) e tronco encefálico (T) (Figura 48).

Foto: Raquel Rubia Rech

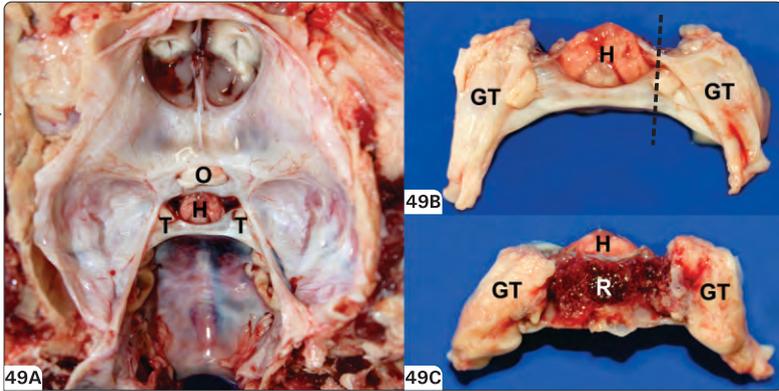


Para enviar o encéfalo ao laboratório, faça um corte longitudinal dividindo-o em duas metades iguais. Envie uma metade sob refrigeração e a outra metade em formol tamponado a 10%.

No assoalho da cavidade craniana é possível observar o par de gânglios do nervo trigêmeo (T ou GT) ou de Gasser, de cada lado da hipófise (H) (Figura 49A).

A remoção do monobloco do gânglio do nervo trigêmeo + rete mirabile carotídea + hipófise (Figura 49B) pode ser feita com o bisturi ou com a ponta da faca. No aspecto ventral do monobloco pode-se observar a rete mirabile carotídea (R) (Figura 49C). Um gânglio conectado com a hipófise deve ser acondicionado em formol tamponado a 10% para exame histopatológico e o outro refrigerado para exame virológico (tracejado da Figura 49B).

Fotos: Raquel Rubia Rech



A colheita do gânglio do nervo trigêmeo é importante porque é o local de latência do vírus da doença de Aujeszky.

Para observar os cornetos nasais, serre o nariz na altura da comissura labial (Figura 50). Os cornetos nasais devem ser simétricos e não devem conter secreções (Figura 51).

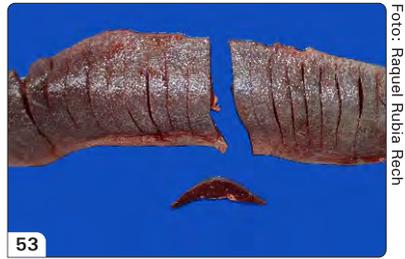
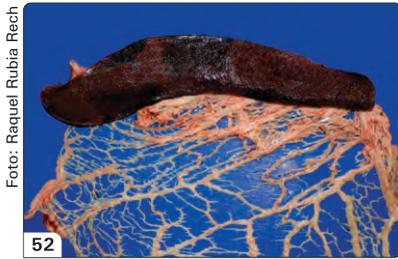
Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech

Baço e omento

O baço deve ser relativamente plano, macio, maleável e com as margens finas (Figura 52). Faça cortes transversais (Figura 53) para observar a superfície de corte que deve ser uniforme e com leve aspecto reticular.



O baço pode apresentar lesões macroscópicas em doenças importantes, como infartos na peste suína clássica (Figura 54), salmonelose, erisipela e na circovirose; e esplenomegalia acentuada na peste suína africana.



O baço é o órgão de eleição para a pesquisa de peste suína clássica e peste suína africana.

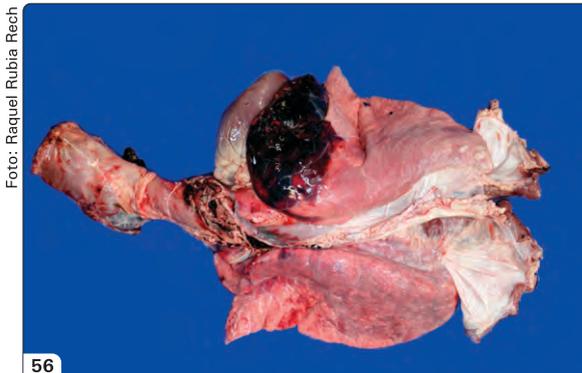
Inspeção o omento que está ligado ao baço (Figura 52). Observe se há cistos parasitários (Figura 55), como *Cysticercus tenuicollis*, que tem 3 cm a 6 cm de diâmetro e pode ser observado tanto no omento como na superfície do fígado. Colha o cisto intacto em álcool a 70%.



Embora *C. tenuicollis* não seja considerado um agente zoonótico, a forma adulta (*Taenia hydatigena*) reside no intestino de cães. Por isso, as vísceras não devem ser oferecidas aos carnívoros.

Monobloco torácico

As estruturas examinadas no monobloco torácico são esôfago, timo, traqueia, pulmão, linfonodos traqueobrônquicos e mediastínicos, coração com saco pericárdico e grandes vasos e diafragma. A Figura 56 mostra o monobloco torácico com grande parte do lobo pulmonar cranial direito difusamente vermelho devido à hemorragia causada pela eutanásia com arma de fogo.

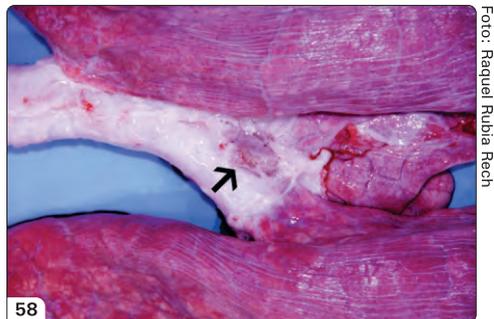


Primeiramente, abra o esôfago longitudinalmente e observe se a mucosa está intacta. Na Figura 57, a mucosa do esôfago está esverdeada devido ao refluxo do conteúdo gástrico após a morte, causado pelo relaxamento do cárdia.

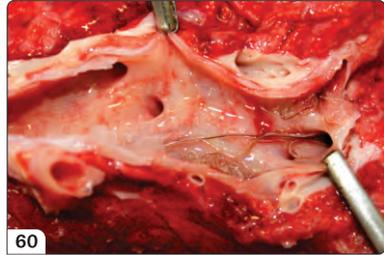
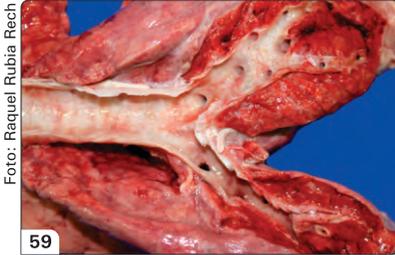


Retire o esôfago do monobloco torácico. A seguir, corte os grandes vasos da base do coração, separando-o do monobloco.

Antes de abrir a laringe, a traqueia e a bifurcação dos grandes brônquios, localize e examine os linfonodos traqueobrônquicos e mediastínicos no hilo pulmonar (Figura 58). Os linfonodos devem ser pequenos e pouco salientes. Na superfície de corte, o parênquima deve ser homogêneo e não protruir da cápsula.

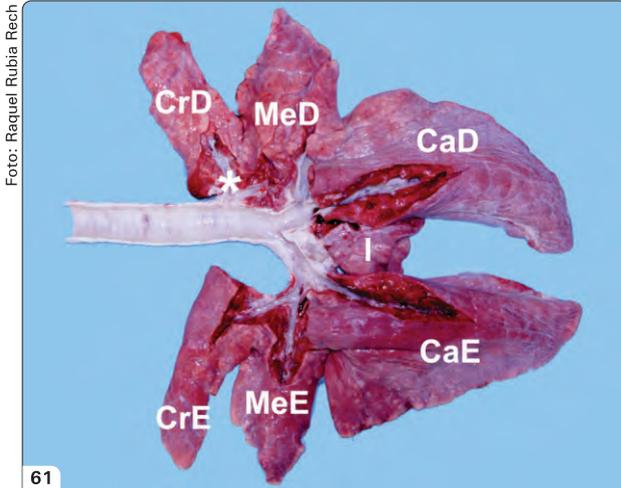


Abra a traqueia. Procure por exsudato e úlceras na mucosa. Parasitas pulmonares são frequentes em animais de vida livre. Examine os brônquios em toda a sua extensão (Figura 59) para observar se há parasitas pulmonares (*Metastrongylus* spp.) (Figura 60), pois geralmente se localizam nas porções finais dos brônquios.



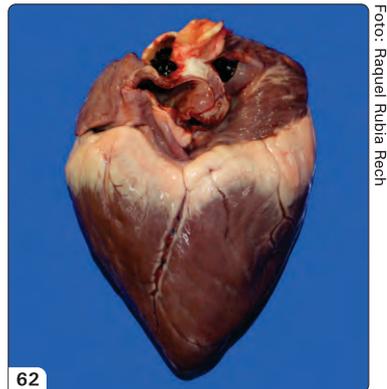
Examine os pulmões. A pleura deve ser lisa e brilhante. Os pulmões devem ser róseos e, à palpação, esponjosos. Qualquer área firme pode indicar inflamação, abscessos ou neoplasmas. Áreas com broncopneumonia são firmes, geralmente cranioventrais e bilaterais.

A localização das lesões deve ser anotada de acordo com o(s) lobo(s) afetado(s). O esquema a seguir mostra a identificação dos lobos pulmonares que auxilia na descrição de lesões (Figura 61). Por último, faça cortes transversais com a faca para observar o parênquima pulmonar, especialmente se há exsudato na luz dos brônquios.



Divisão dos lobos pulmonares: CrD (lobo cranial direito), MeD (lobo médio ou cardíaco direito), CaD (lobo caudal direito), I (lobo intermediário), CrE (lobo cranial esquerdo), MeE (lobo médio ou cardíaco esquerdo), CaE (lobo caudal esquerdo). Ramo broncotraqueal (*).

Examine o coração. Analise o tamanho, a cor e a forma. A superfície epicárdica deve ser lisa e brilhante. Em animais bem nutridos, o sulco coronário está recoberto por gordura (Figura 62). A quantidade de gordura epicárdica, perirrenal, mesentérica e subcutânea indica o estado nutricional do animal.



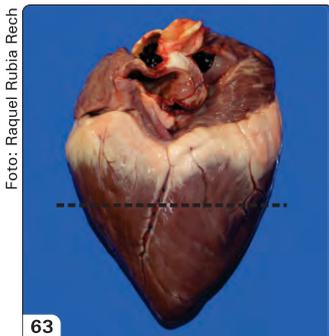
Durante a abertura do coração, examine consistentemente:

- Epicárdio.
- Miocárdio;
- Endocárdio (incluindo as valvas cardíacas).

As lesões do epicárdio refletem àquelas do saco pericárdico (ver página 42). No miocárdio, áreas brancas podem corresponder à necrose, inflamação ou fibrose. As valvas cardíacas podem estar rugosas, com aspecto de couve-flor (endocardite).

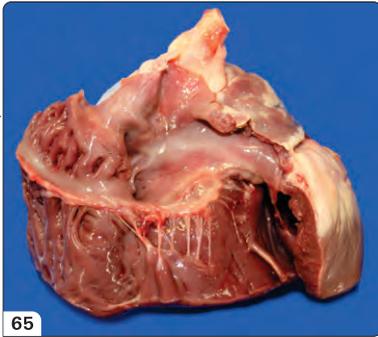
A abertura ideal do coração é aquela que propicia a visualização das quatro câmaras cardíacas (átrios e ventrículos direito e esquerdo), das quatro valvas (tricúspide, mitral, semilunares pulmonar e aórtica), da íntima dos grandes vasos e a avaliação do miocárdio. Segue uma forma simplificada de abertura do coração:

- Faça um corte transversal na metade do coração, logo abaixo do depósito de gordura epicárdica (Figura 63).
- Observe o aspecto do miocárdio (Figura 64). Compare a espessura do miocárdio do ventrículo esquerdo com a do direito. O ideal é que o ventrículo esquerdo tenha aproximadamente o dobro da espessura do ventrículo direito.



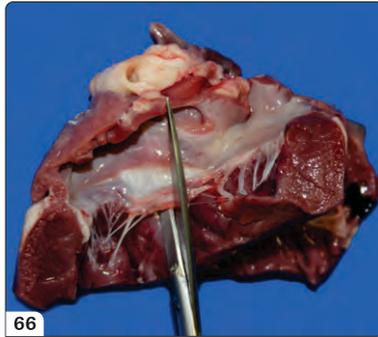
- Insira a faca ou a tesoura no ventrículo direito e corte em direção à veia cava. Examine a valva tricúspide (Figura 65). Com a tesoura, corte a valva em direção à artéria pulmonar e examine a valva semilunar pulmonar.
- Insira a faca no ventrículo esquerdo e corte em direção às veias pulmonares. Observe a valva mitral. Corte a valva mitral com tesoura (Figura 66).

Foto: Raquel Rubia Rech



65

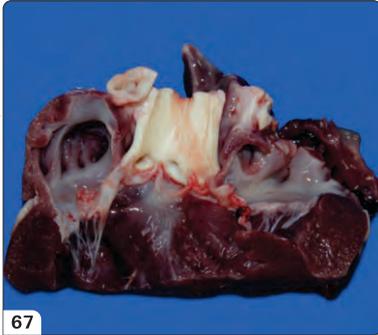
Foto: Raquel Rubia Rech



66

- Observe a íntima da aorta, o orifício das coronárias e a valva semilunar aórtica (Figura 67).
- Realize vários cortes no miocárdio (Figura 68).

Foto: Raquel Rubia Rech



67

Foto: Raquel Rubia Rech



68

Sistema urogenital (incluindo as glândulas adrenais)

As estruturas do sistema urogenital examinadas são rins, bexiga e órgãos reprodutores femininos (útero e ovários) ou glândulas sexuais acessórias masculinas (vesículas seminais, próstata e glândulas bulbouretrais). Os testículos, mesmo sendo retirados separadamente, devem ser analisados neste momento.

Examine as glândulas adrenais. Faça vários cortes transversais para observar o córtex e a medula (Figura 69).



Foto: Raquel Rubia Rech

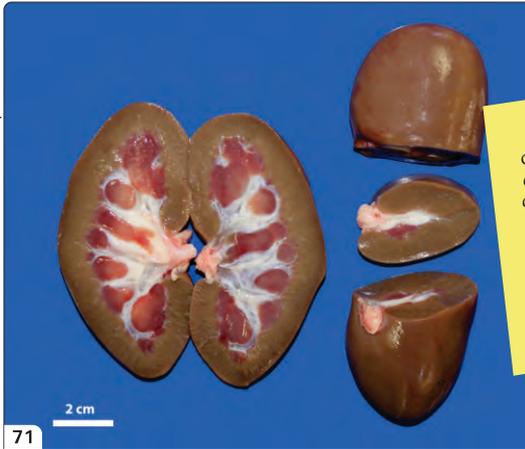
Examine os rins. Observe a quantidade de gordura perirrenal. Remova a gordura perirrenal para examinar a superfície capsular. Note se há lesões como petéquias, infartos etc. Na Figura 70, a gordura perirrenal está tingida de vermelho devido à embebição por hemoglobina *post mortem*.



Foto: Raquel Rubia Rech

Após, faça um corte longitudinal em um dos rins no lado oposto da pelve renal. Observe o córtex, a medula e a pelve (Figura 71). Retire a cápsula com o auxílio da pinça para melhor examinar a superfície capsular. Corte o outro rim transversalmente para obter uma fatia para exame histopatológico e os polos para exame microbiológico.

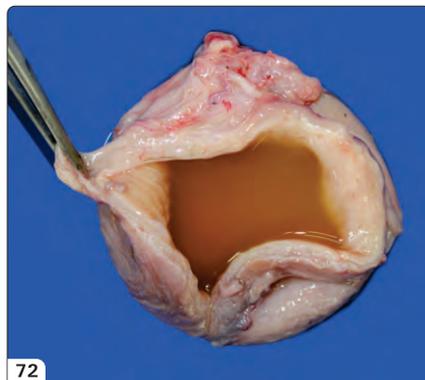
Foto: Raquel Rubia Rech



71

O corte longitudinal do rim, como na foto ao lado, permite uma boa visualização da pelve renal. A fatia transversal para exame histopatológico deve ter cerca de um cm de espessura.

Abra a bexiga (Figura 72). Avalie a cor e o odor da urina. Verifique se há muco, cálculos etc. Examine a mucosa. Observe se há petéquias, erosões recobertas por fibrina etc. A parede da bexiga é normalmente espessa quando está vazia e fina quando está distendida por urina.



72

Foto: Raquel Rubia Rech

Examine o sistema reprodutor feminino (Figura 73). Remova os **ovários** da bolsa ovárica e examine-os para determinar a fase do ciclo estral. Fêmeas ciclando apresentam corpos lúteos (asterisco) (Figura 74). Fêmeas pré-púberes, consideradas não cíclicas, apresentam apenas folículos em diversos estágios de desenvolvimento e ausência de corpos lúteos (Figura 75). Abra os cornos uterinos e examine o endométrio.

Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech



Se o **útero** estiver gravídico, examine a **placenta**, as outras membranas fetais e os **fetos** (Figura 76). Retire, conte os fetos e examine-os. Avalie se os fetos estão bem formados (Figura 77) ou se há fetos mumificados. Se houver fetos mumificados, envie alguns fetos normais e todos os mumificados inteiros refrigerados ou congelados para o laboratório.

Foto: Raquel Rubia Rech

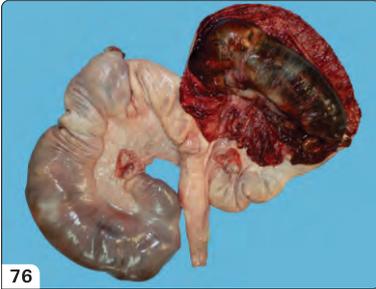


Foto: Raquel Rubia Rech

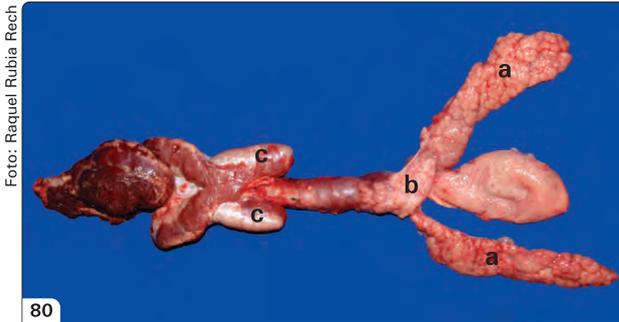
Examine o sistema reprodutor masculino (testículos, epidídimos (Figura 78) e glândulas sexuais acessórias). Para examinar o parênquima dos **testículos** e **epidídimos**, seccione-os longitudinalmente. Os testículos dos suídeos têm o mediastino proeminente (Figura 79), que não deve ser confundido com fibrose.

Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech

As **glândulas sexuais acessórias** são compostas por vesículas seminais (a), próstata (b) e glândulas bulbouretrais (c) (Figura 80).



Fígado

O fígado deve ser vermelho-escuro (cor de vinho tinto) com a superfície capsular lisa e brilhante (Figura 81). O fígado de suídeos tem a lobulação bem demarcada (Figura 82) porque cada lóbulo é circundado por tecido conjuntivo.



Se o fígado (Figura 83) e outros órgãos parenquimatosos, como os rins, estiverem pálidos, isto indica que o animal estava anêmico. Em suídeos de vida livre, geralmente a palidez das vísceras está relacionada com trauma (ex. eutanásia com arma de fogo com ruptura dos grandes vasos, baço ou fígado).

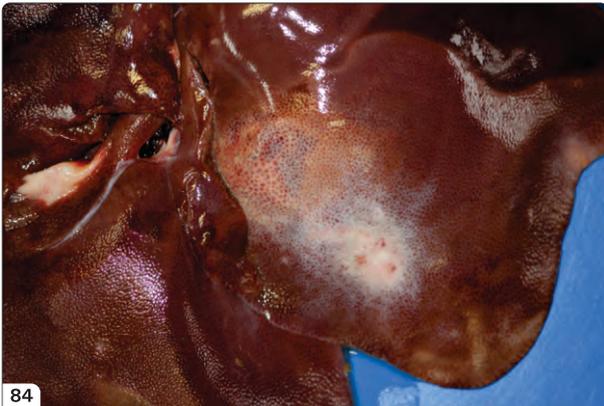
Observe a superfície capsular do fígado. Procure por nódulos, áreas friáveis, cistos ou outras lesões. Manchas brancas no fígado (“manchas de leite”) são sugestivas de migração de larvas de *Ascaris suum* (Figura 84) e correspondem à fibrose da cápsula. Essa é uma lesão de pouco significado clínico.

Foto: Raquel Rubia Rech



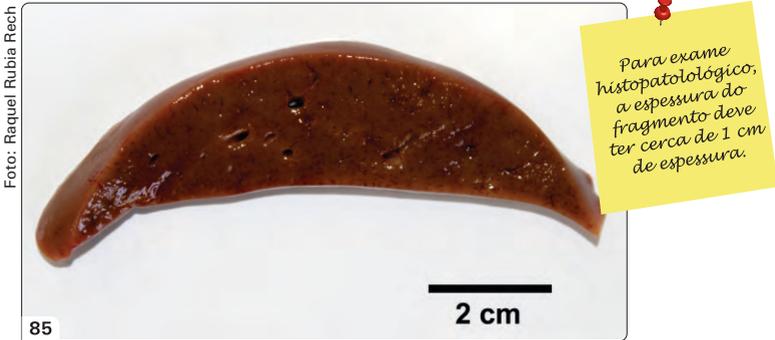
83

Foto: Raquel Rubia Rech



84

Abra a vesícula biliar e observe o conteúdo e a mucosa. Após, faça diversos cortes no fígado para examinar o parênquima. Faça uma fatia do fígado e aperte com os dedos para determinar a consistência (Figura 85).



Sistema gastrintestinal

As estruturas do sistema gastrintestinal a serem examinadas são estômago e intestinos. Separe o estômago dos intestinos, seccionando no piloro. Após, abra o estômago pela curvatura maior (Figura 86). Observe o conteúdo gástrico [quantidade, parasitas (*Hyostromgylus rubidus*), corpos estranhos etc]. A seguir, despreze o conteúdo gástrico e, se necessário, lave gentilmente a mucosa e examine-a (Figura 87). Os suídeos de vida livre geralmente apresentam maior quantidade de muco na região fúndica que os suínos domésticos.



Examine o quadrilátero esofágico (*pars oesophagea*). Paraqueratose (Figura 88) e úlceras no quadrilátero esofágico são incomuns em suídeos de vida livre. Essas lesões geralmente estão relacionadas à dieta e a fatores estressantes em suínos domésticos.



Foto: Raquel Rubia Rech

Em relação ao aspecto anatômico normal do estômago, a região das glândulas fúndicas da mucosa é parda, em comparação às outras regiões, que são claras (Figura 89). Além disso, na região do piloro existe uma proeminência firme chamada toro pilórico (seta no toro pilórico da Figura 90). A mucosa da região das glândulas fúndicas pode estar avermelhada. Esse avermelhamento ocorre devido ao maior aporte de sangue no local quando o estômago está repleto de alimento (Figura 90).

Foto: Raquel Rubia Rech



89



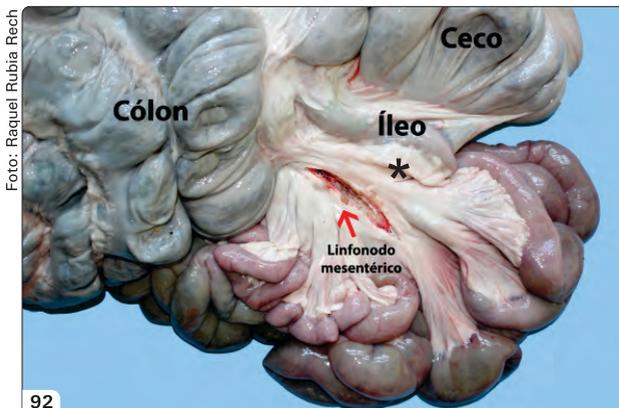
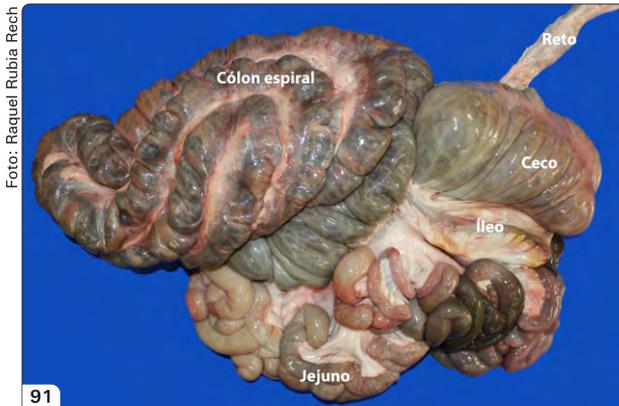
Foto: Raquel Rubia Rech

90

Para examinar os **intestinos delgado e grosso**, localize todos os segmentos (Figura 91). O intestino delgado é composto pelo duodeno, jejuno e íleo. O intestino grosso é composto pelo ceco, cólon e reto. Uma forma prática é primeiramente localizar o ceco

(saco cego) e na sua base, observar a comunicação com o íleo. O íleo apresenta a borda mesentérica e anti-mesentérica (asterisco da Figura 92).

No mesentério adjacente ao íleo, localize o linfonodo ileocólico que geralmente está em meio ao tecido adiposo. Colha uma metade em refrigeração e a outra em formol tamponado a 10%. Colha alguns linfonodos mesentéricos, antes de examinar a mucosa intestinal. Esses linfonodos podem ter lesões caseogranulomatosas em casos de infecção por *Mycobacterium* spp.



Após a colheita de alguns linfonodos mesentéricos, colha algumas alças intestinais fechadas (com o auxílio de barbante) para cultivo microbiológico, se necessário (Figura 93).



Em seguida, abra segmentos do intestino delgado e grosso, começando do duodeno e seguindo caudalmente. Colha fragmentos pequenos para exame histopatológico (Figura 93). Durante a abertura, observe o aspecto do conteúdo e a integridade da mucosa intestinal.

Nos javalis de vida livre é comum encontrar parasitas tanto no intestino delgado, como o *Macracanthorhynchus hirudinaceus*, aderido à mucosa do jejuno (Figura 94), quanto no intestino grosso, como o *Trichuris suis* (verme chicote), no conteúdo cecal (Figura 95). Se a coleta de fezes é necessária, obtenha-as do cólon terminal.

Foto: Raquel Rubia Rech



Foto: Raquel Rubia Rech



Após o término da necropsia e da colheita das amostras para exames laboratoriais, se possível destrua a carcaça e os restos de órgãos do local e elimine-os (enterre). Enterre a carcaça e os restos de órgãos com pelo menos um metro de profundidade para evitar que carnívoros tenham acesso; e distante de fontes de água natural. Se for possível, dependendo da superfície em que a necropsia foi realizada, limpe e desinfete o local e os instrumentos de necropsia.

6º Passo - Descrever as alterações da necropsia

A necropsia está completa quando se descreve as alterações macroscópicas para auxiliar o pessoal do laboratório na interpretação dos resultados. Portanto, a necropsia não consiste apenas na colheita de amostras para o laboratório.

A descrição macroscópica das alterações deve ser a mais detalhada possível. Se não há certeza do tipo de lesão, é preferível apenas descrevê-la e não interpretá-la. Um dos exemplos mais comuns é a descrição de “pulmões hemorrágicos”. Essa interpretação muitas vezes é errônea. Nesse caso, provavelmente os pulmões estavam difusamente vermelhos o que pode ser interpretado como: congestão pulmonar, hemorragia, atelectasia (ausência de ar) ou consolidação por inflamação.

Se nenhuma lesão macroscópica for observada em um determinado órgão, deve-se informar “sem alterações macroscópicas”. Mesmo que o estômago e intestinos não tenham lesões, deve-se descrever se existe conteúdo gástrico (ingesta) ou intestinal (digesta ou fezes), bem como o volume e o aspecto do conteúdo.

Metodologia para descrição das lesões

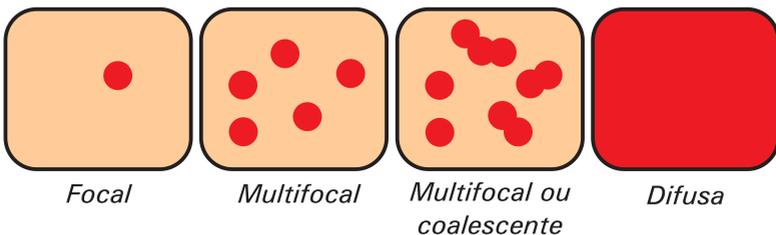
A descrição das lesões macroscópicas aqui mencionada é baseada na metodologia aplicada pelo Prof. Claudio Barros da Universidade Federal de Santa Maria. Essa metodologia utiliza seis critérios para descrever as lesões:

- Localização.
- Distribuição.
- Cor.
- Tamanho.
- Forma.
- Consistência.

Localização: é o local onde está a lesão, que pode ser uma estrutura anatômica, um órgão ou uma cavidade corporal. Ex.: cavidade abdominal, saco pericárdico, lobo cranial direito do pulmão, córtex renal, pele etc.

Distribuição: os principais termos descritivos para a distribuição das lesões são:

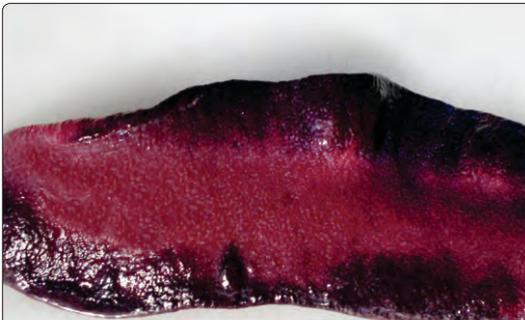
- **Focal:** quando a lesão abrange apenas uma área de determinado órgão ou estrutura anatômica.
- **Multifocal:** a lesão ocorre em mais de uma área em um determinado órgão ou estrutura anatômica.
- **Multifocal ou coalescente:** alguns focos da lesão estão unidos (coalescentes).
- **Difusa:** a lesão acomete todo o órgão ou estrutura anatômica.



Cor: as cores frequentemente observadas na necropsia podem ser relacionadas com determinados processos patológicos e auxiliam o médico veterinário no entendimento da patogenia que desenvolveu a lesão. As cores geralmente observadas na necropsia são:

Vermelho

- Observado principalmente em processos que envolvem problemas circulatórios (ex.: congestão, hemorragia, infarto agudo no baço, fígado e pulmões). Infartos são vistos no baço (Figura 96) e hemorragia é vista nos linfonodos (Figura 97) em casos de peste suína clássica.



96

Foto: Saphette Gers

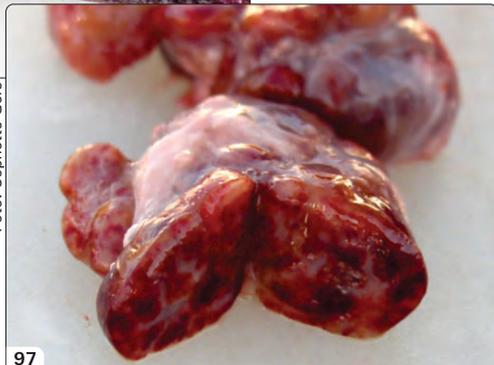
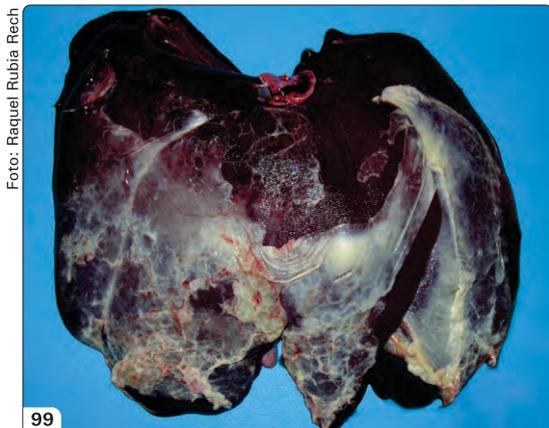


Foto: Saphette Gers

97

Amarelo

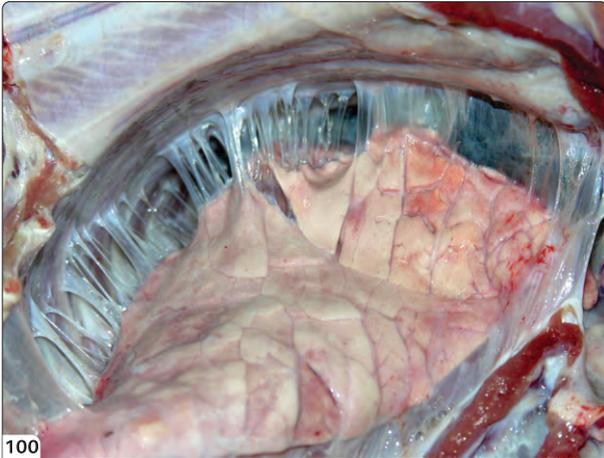
- Observado nos processos inflamatórios agudos, principalmente nos que cursam com exsudação de fibrina. Na doença de Glässer ocorre polisserosite (Figuras 98 e 99), poliartrite e meningite fibrinosas, causadas por *Haemophilus parasuis*.
- Doenças que cursam com desordens do pigmento bilirrubina também conferem cor amarela (icterícia) aos órgãos, geralmente associada à doenças hemolíticas ou hepáticas.



Branco

- Mucosas oculares brancas ou pálidas indicam anemia. Quando áreas brancas são vistas em um órgão, corresponde à perda do fluxo sanguíneo daquela área e indica infarto (ex.: infarto no rim) ou necrose (músculos brancos).
- A cor branca também é associada a processos inflamatórios crônicos, como, por exemplo aderências fibrosas (Figura 100) entre as pleuras visceral e parietal.

Foto: Raquel Rubia Rech



Preto

- A cor preta geralmente está associada à pseudomelanose, que é uma alteração *post mortem*. A pseudomelanose é vista como áreas enegrecidas ou acinzentadas na parede do abdômen e na superfície de órgãos que ficam em contato com o intestino, como o fígado, baço e rim (Figura 101).



Verde

- É vista nos estágios avançados de autólise (Figura 102), serosa do cólon espiral). Os órgãos em contato com a vesícula biliar também ficam tingidos de verde após a morte.

Foto: Raquel Rubia Rech



Translúcido

- O conteúdo de vesículas (Figura 103, febre aftosa) e de cistos parasitários (Figura 104, *Cysticercus tenuicollis*) é translúcido. O líquido do edema também é translúcido.

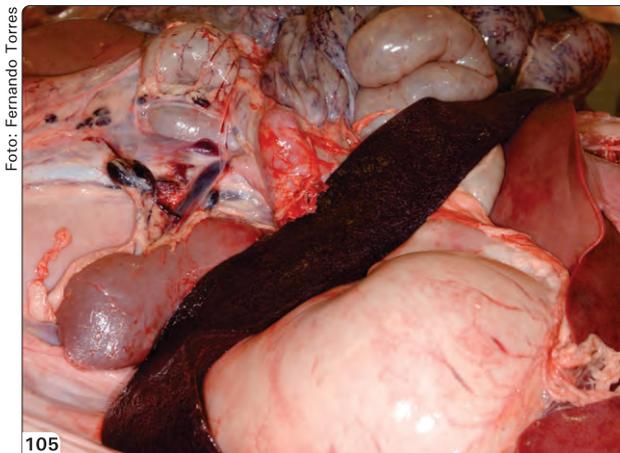
Foto: Fernando Torres



Foto: Raquel Rubia Rech



Tamanho: as alterações de tamanho (aumento ou diminuição) dos órgãos, assim como o volume de líquidos cavitários devem ser descritos baseados em três categorias: leve, moderada e acentuada. Por exemplo, na peste suína africana, o baço está acentuadamente aumentado de volume (esplenomegalia acentuada) (Figura 105). Ainda, é possível descrever o aumento de tamanho dos órgãos utilizando medidas exponenciais. Por exemplo, o baço está o dobro do tamanho normal. O tamanho das lesões pode ser medido utilizando-se uma régua ou o palmo da mão ou do polegar como referência.



Forma: quanto à forma, as lesões podem ser descritas como deprimidas, elevadas, geométricas, lineares, circulares etc. Endocardite vegetante produz lesões elevadas e friáveis nas valvas cardíacas (Figura 106). Lesões necróticas deprimidas são observadas na tonsilite necrosante em casos de peste suína clássica (Figura 107).

Foto: Raquel Rubia Rech

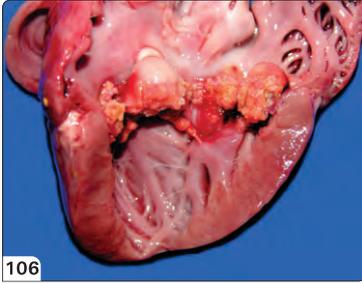


Foto: Sopheite Gers

Consistência: a consistência das lesões pode ser classificada de três formas:

- **Macia e líquida:** macia é a consistência do lobo da orelha humana. A maioria das lesões tem consistência macia. Ex. abscessos envolvidos por cápsula tem consistência macia. Ao corte, podem ter conteúdo líquido (Figura 108). Nessa classificação também estão incluídas as lesões friáveis (que desmancham ao toque). Órgãos autolisados também são friáveis.

Foto: Luiz Carlos Bordin



- **Firme:** consistência da ponta do nariz humano. Fibrose geralmente é firme (Figura 109) como nas manchas brancas do fígado causadas pela migração de lavras de *Ascaris suum*.



- **Dura:** consistência da testa humana. Em suínos, lesões duras podem estar associadas à calcificação de tecidos necróticos, como na infecção por micobactérias (Figura 110). Nesses casos, a consistência ao corte da faca é semelhante à de grãos de areia.



Diferenciação de lesões e alterações *post mortem*

Como na maioria das vezes os suídeos de vida livre são encontrados mortos, alterações *post mortem* são esperadas e precisam ser reconhecidas e diferenciadas de lesões importantes.

As alterações *post mortem* ou autolíticas são aquelas que ocorrem após a morte espontânea ou a eutanásia do animal. As alterações *post mortem* ocorrem mais depressa em dias de temperatura elevada. Em javalis adultos que apresentam pele e pelos escuros, as alterações *post mortem* são mais fáceis de detectar no exame interno da carcaça.

De forma geral, as alterações autolíticas podem ser observadas pelo avermelhamento difuso da superfície dos órgãos (especialmente aqueles com superfície clara) e consistência friável de órgãos parenquimatosos como fígado, baço e rins.

Distensão abdominal ocorre após a fermentação e a formação de gás por bactérias dentro do intestino. A decomposição do sangue pela ação de bactérias forma sulfeto de hidrogênio que provoca a **pseudomelanose**. A pseudomelanose é vista como áreas cinzas, esverdeadas ou azuladas na superfície de órgãos que ficam em contato com o intestino, como o fígado, rins e baço (Figura 101).

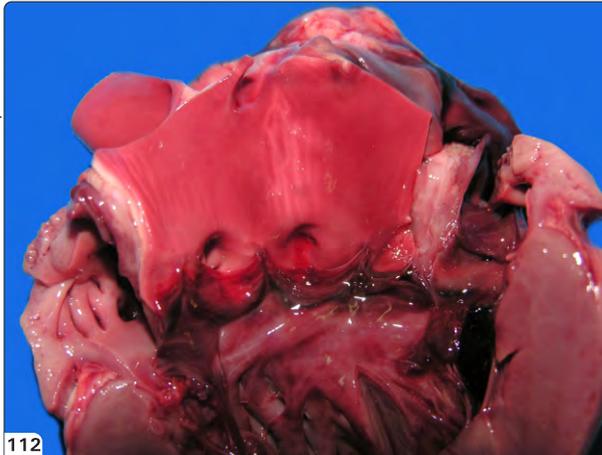
Quando o animal morre, o sangue sedimenta nas porções mais baixas do corpo (**congestão hipostática**). Dessa forma, os órgãos que estão na porção inferior do cadáver ficam vermelho-escuros em comparação com o lado oposto. Na Figura 111 observa-se que o suíno morreu em decúbito lateral direito.

Foto: Raquel Rubia Rech



Após a morte, os eritrócitos rompem e liberam hemoglobina que tinge os tecidos de vermelho, especialmente a parede dos vasos (Figura 112) e o endocárdio do coração. Essa alteração *post mortem* é chamada de **embebição hemoglobínica** e pode mascarar a cor dos tecidos.

Foto: Raquel Rubia Rech



Focos *post mortem* pálidos (Figura 113) podem ser vistos na cápsula do fígado e se estender superficialmente pelo parênquima hepático. Esses focos podem ser confundidos com áreas de necrose. Em comparação, as áreas de necrose são levemente deprimidas, presentes no interior do parênquima e podendo estar associadas com hemorragia.



Em grau acentuado de autólise, o fígado pode ficar difusamente pálido ou amarronzado e com inúmeras **bolhas de putrefação** (Figura 114). As bolhas de gás são causadas por bactérias que migram do intestino para o fígado após a morte.



A **embebição biliar** é uma alteração *post mortem* comumente vista na cápsula do fígado e na serosa do intestino delgado em contato com a vesícula biliar. Após a morte, há o extravasamento de bile para o lúmen do duodeno, estômago e tecidos adjacentes. A embebição biliar tingem os tecidos de verde ou verde-amarelado e deve ser diferenciada de icterícia, que é sempre difusa.

Reconhecimento de doenças de notificação oficial

Durante a necropsia de suídeos, é importante reconhecer lesões de doenças de notificação oficial. Frente a lesões macroscópicas suspeitas de doenças de notificação oficial (Instrução Normativa nº 50, de 24 de Setembro de 2013), deve-se entrar em contato com o serviço veterinário oficial de seu Estado. A Tabela 1 lista algumas doenças de notificação oficial que podem afetar suídeos de vida livre.

Tabela 1. Continuação.

Doença	Etiologia	Espécies suscetíveis	Lesões que podem ser encontradas na necropsia	Amostras para diagnóstico laboratorial
	Asfivirus	Suínos domésticos e asselvajados. * Carrapatos do gênero <i>Omithodoros</i> são os hospedeiros artrópodos naturais.	<ul style="list-style-type: none"> • Hemorragia difusa dos linfonodos gastro-hepáticos e renais. • Petéquias disseminadas no rim, na laringe, na mucosa da bexiga e serosa de outros órgãos. • Esplenomegalia acentuada. • Cianose da pele. • Equimoses cutâneas das pernas e abdômen. • Hidrotórax, hidropericárdio e hidroperitônio. • Edema do mesocólon e da vesícula biliar. 	Refrigeração <ul style="list-style-type: none"> • Tonsilas do palato mole; • Linfonodos; • Baço; • Rim, Histopatologia não conclusiva * Colher as mesmas amostras para refrigeração.
Peste suína africana	Aphthovirus	Todos os animais biungulados (bovinos, suínos, ovinos, caprinos e bubalinos) e alguns animais biungulados selvagens.	<ul style="list-style-type: none"> • Vesículas e úlceras em toda a cavidade oral (língua, mucosa oral, lábios, palato mole e duro), narinas, focinho, rodete coronário, sola e espaços interdigitais, tetos e úbere. • Coração tigrado (estrias brancas no miocárdio). * Observação: As vesículas e úlceras são macroscopicamente indistinguíveis das observadas em outras doenças vesiculares:	1 grama de tecido de uma vesícula íntegra ou recentemente rompida em meio de transporte específico (ver OIE Terrestrial Manual).
Febre aftosa			<ul style="list-style-type: none"> • Estomatite vesicular. • Doença vesicular dos suínos. • Exantema vesicular dos suínos. 	

Continua...



Tabela 1. Continuação.

Doença	Etiologia	Espécies suscetíveis	Lesões que podem ser encontradas na necropsia		Amostras para diagnóstico laboratorial	
			Lesões podem ser ausentes ou leves:	Refrigeração	Formol a 10%	
Doença de Aujeszky ou Pseudoríva	Herpesvirus suíno 1	Suínos são hospedeiros naturais e mantêm a infecção latente após recuperação clínica. Cães, gatos, bovinos, ovinos, coelhos etc são hospedeiros terminais.	<ul style="list-style-type: none"> Rinite fibrinonecrótica. Consolidação pulmonar com bronco-pneumonia bacteriana secundária. Tonsilite e faringite necrosantes. Placentite necrosante multifocal. Hepatite necrosante multifocal (leitões). 	<ul style="list-style-type: none"> Tonsilas do palato mole. Pulmão. Encéfalo. * Gânglio do nervo trigêmeo e gânglios sacrais (infecção latente). 	<ul style="list-style-type: none"> Tonsilas do palato mole. Pulmão. Encéfalo. * Gânglio do nervo trigêmeo. Placenta. * Gânglio do nervo trigêmeo. * Gânglios sacrais. 	
	<i>Brucella suis</i> biovars 1, 2, 3	Suínos e ocasionalmente bovinos e cães.	<ul style="list-style-type: none"> Fêmeas: fetos abortados e placentite. Machos: orquite/epididimite, necrogranulomatosa geralmente unilateral. Artrite. Espondilite. 	<ul style="list-style-type: none"> Linfonodos. Baço. Fetos abortados (conteúdo do estômago, baço, pulmão, membranas fetais). Fluidos de artrite e higroma. Testículos e epidídimo. 	<ul style="list-style-type: none"> Testículos/epidídimo. Placenta. Tecidos de fetos abortados (pulmão, fígado, mão, bacia). Articulação com artrite. 	
Brucelose						Continua...

Tabela 1. Continuação.

Doença	Etiologia	Espécies suscetíveis	Lesões que podem ser encontradas na necropsia	Amostras para diagnóstico	Formulário a 10%
Raiva	<i>Lyssavirus</i>	Todas as espécies.	Sem lesões macroscópicas.	<ul style="list-style-type: none"> • Metade longitudinal do encéfalo, 	<ul style="list-style-type: none"> • Metade longitudinal do encéfalo, • Gânglio do nervo trigêmeo.
Tuberculose	<i>Mycobacterium bovis</i> e <i>M. tuberculosis</i>	Todas as espécies.	<ul style="list-style-type: none"> • Linfadenite granulomatosa principalmente em linfonodos retrofaringeos/mandibulares, traqueobrônquicos/mediastínicos e mesentéricos. • Múltiplos granulomas no pulmão, fígado, baço etc. 	<ul style="list-style-type: none"> • Qualquer órgão com granulomas. 	<ul style="list-style-type: none"> • Qualquer órgão com granulomas.

Ficha de necropsia

Após o término da necropsia, utilize uma ficha de necropsia para anotar as alterações macroscópicas e as amostras colhidas que serão enviadas para exames laboratoriais.

O preenchimento da ficha de necropsia com o maior número de informações possíveis é importante para o conferimento das amostras quando da chegada no laboratório. A descrição das alterações macroscópicas auxilia o patologista na interpretação dos achados histopatológicos, bem como de outros exames laboratoriais.

A ficha de necropsia preenchida deve acompanhar as amostras que serão enviadas ao laboratório. A ficha deve ser colocada em um saco plástico e fixada na parte externa da caixa ou dentro da caixa (na parte interna da tampa).

A seguir, uma ficha de necropsia que pode ser usada como modelo.

PASSOS DA NECROPSIA 

TECIDOS OU AMOSTRAS COLHIDOS PARA EXAMES LABORATORIAIS			
Responsável pela necropsia:	Data da necropsia: ____ / ____ / ____		
Identificação do suídeo:	Local da necropsia:		
Sexo: <input type="checkbox"/> macho <input type="checkbox"/> fêmea	<input type="checkbox"/> encontrado morto <input type="checkbox"/> eutanasiado		
Idade aproximada: <input type="checkbox"/> jovem <input type="checkbox"/> adulto	Grau de autólise: <input type="checkbox"/> leve <input type="checkbox"/> moderado <input type="checkbox"/> acentuado		
Peso aproximado (Kg):	Presença de ectoparasitas: <input type="checkbox"/> sim <input type="checkbox"/> não		
Condição corporal: <input type="checkbox"/> ótima <input type="checkbox"/> boa <input type="checkbox"/> regular <input type="checkbox"/> ruim	Gordura corporal: <input type="checkbox"/> leve <input type="checkbox"/> moderada <input type="checkbox"/> acentuada		
	Tecidos ou amostras colhidos	Refrigeração	Formol a 10%
	Sangue	<input type="checkbox"/>	
	Pele	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Fezes	<input type="checkbox"/>	
	Urina	<input type="checkbox"/>	
	Conteúdo gástrico	<input type="checkbox"/>	
	Cabeça		
	<i>Cavidade oral</i> (palato duro, tonsilas do palato mole, dentes)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Olhos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Músculo masseter	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Linfonodos retrofaríngeos e mandibulares	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Encéfalo	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Gânglio do nervo trigêmeo/hipófise	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Cornetos nasais	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Monobloco torácico		
	Língua	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Esôfago	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Timo	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Tireoide/paratireoide	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Traqueia	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Linfonodos traqueobrônquicos/mediastínicos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Pulmão	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Coração/saco pericárdico	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Aorta	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Diafragma (NÃO CONGELAR para exame de <i>Trichinella</i> sp.)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Monobloco abdominal		
	Baço/omento	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Intestino delgado	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Intestino grosso	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Linfonodos mesentéricos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Fígado/vesícula biliar	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Estômago	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Pâncreas	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Rins	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Adrenais	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Bexiga	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Ovários	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Útero	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Placenta	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Feto	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Testículos/epidídimos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Glândulas sexuais do macho (bulbouretral, vesícula seminal, próstata)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Carcaca		
	Músculos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Articulações	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Ossos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Medula óssea	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	Medula espinhal	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	<i>Ectoparasitas</i> em álcool a 70% <input type="checkbox"/>		
	<i>Endoparasitas</i> em álcool a 70% <input type="checkbox"/>		

ANOTAÇÕES DAS ALTERAÇÕES MACROSCÓPICAS
Achados externos (pele, mucosas visíveis, olhos, articulações)
Fezes
Urina
Conteúdo gástrico
Cabeça
Cavidade oral (palato duro, tonsilas do palato mole, dentes)
Olhos
Músculo masseter
Linfonodos retrofaríngeos e mandibulares
Encéfalo
Gânglio do nervo trigêmeo/hipófise
Cornetos nasais
Monobloco torácico
Língua
Esôfago
Timo
Tireoide/paratireoide
Traqueia
Linfonodos traqueobrônquicos/mediastínicos
Pulmão
Coração/saco pericárdico
Aorta
Diafragma
Monobloco abdominal
Baço/omento
Intestino delgado
Intestino grosso
Linfonodos mesentéricos
Fígado/vesícula biliar
Estômago
Pâncreas
Rins
Adrenais
Bexiga
Ovários
Útero
Placenta
Feto
Testículos/epidídimos
Glândulas sexuais do macho (bulbouretral, vesícula seminal, próstata)
Carcapa
Músculos
Articulações
Ossos
Medula óssea
Medula espinhal
Outras informações:
Suspeita da necropsia:

Lembre-se de mencionar os seis critérios de descrição das lesões: localização, distribuição, cor, tamanho, forma e consistência.

Referências

BROWN, C.C.; TORRES-VELEZ, F.; RECH, R.R. **Field Guide to Specimen Collection for Diagnosis of Animal Diseases**. Florida: Boca publication, 2009. 179p.

FONSECA, C.; CORREIA, F. **O javali**. Coleção Património Transmontano. João Azevedo Editor (1ª Edição). Mirandela, 2008. 168 p.

Capítulo 3

COLHEITA, ACONDICIONAMENTO, CONSERVAÇÃO E TRANSPORTE DAS AMOSTRAS

COLHEITA, ACONDICIONAMENTO E CONSERVAÇÃO DAS AMOSTRAS

Os procedimentos adotados desde a colheita das amostras até a chegada ao laboratório são de extrema importância para obter o diagnóstico fidedigno.

A colheita, acondicionamento, identificação, conservação e transporte devem seguir critérios para a obtenção de amostras de boa qualidade. Os itens necessários estão enumerados no Capítulo 1 deste manual, “Preparativos para a necropsia”.

Quanto menor for o intervalo de tempo entre a morte do suídeo e a chegada das amostras no laboratório, melhor será a qualidade das amostras. Por isso, certifique-se que as amostras chegarão ao laboratório em tempo hábil para não prejudicar o diagnóstico.

Todas as amostras devem ser identificadas de acordo com o órgão/tecido/local (ex. fígado, líquido pericárdico), identificação do suídeo e data da colheita. Atenção especial deve ser dada para as amostras colhidas com suabes ou seringas, pois sem a identificação o laboratório não é capaz de saber o local que a amostra foi colhida. Para identificar as amostras utilize caneta permanente e letra legível.

A seguir, as orientações para a colheita, acondicionamento e conservação das amostras.

Exames bacteriológico e de biologia molecular (PCR)

- Utilize instrumentos limpos e desinfetados com álcool a 70%.
- Utilize sacos plásticos (tipo Ziploc®), seringas, agulhas e suabes (de algodão) estéreis.
- Amostras de líquidos cavitários devem ser colhidas preferencialmente com seringa.
- Amostras colhidas com suabes devem permanecer hidratadas. Para isso, mantenha o suabe em um tubo com soro fisiológico estéril após a colheita.
- Colha fragmentos grandes de órgãos parenquimatosos (ex. 10 cm x 10 cm de fígado, pulmão etc), com áreas representativas de todas as estruturas do órgão. Ou seja, evite colher fragmentos das extremidades.
- Os intestinos devem ter conteúdo/fezes. Para isso, amarre as extremidades com barbante conforme mostra a Figura 93.
- Coloque cada órgão em sacos plásticos separados. Se colher o mesmo órgão para exame bacteriológico e de PCR, colha preferencialmente dois fragmentos e embale-os em sacos plásticos individualizados, pois nem sempre o mesmo laboratório irá realizar os dois exames.
- Identifique todas as amostras com caneta permanente e letra legível com: tipo de amostra, identificação do suídeo e data da colheita.
- Refrigere as amostras imediatamente após a colheita. Para isso, tenha uma caixa isotérmica com gelo reciclável (gelo gel) próxima ao local da necropsia para manter as amostras entre 2-8°C.
- Congele as amostras se o envio para o laboratório exceder 72 horas após a colheita. O congelamento (em freezer comum a -20°C) deve ser feito o mais breve possível após o término da necropsia.

Exames virológicos

- Colha fragmentos grandes de órgãos parenquimatosos (ex. 10 cm x 10 cm) com áreas representativas de todas as estruturas do órgão.
- Utilize sacos plásticos (tipo Ziploc®), seringas, agulhas e suabes sintéticos (Rayon® ou Dracon®) estéreis. Suabes de algodão não devem ser utilizados para isolamento viral.
- Coloque cada órgão em sacos plásticos individualizados.
- Se o objetivo for a detecção do ácido nucleico viral, congele as amostras em freezer comum (-20°C).
- Se o objetivo for o isolamento viral, tome alguns cuidados:
 - 1) as amostras colhidas com suabe devem ser conservadas em meio de transporte para vírus. Os meios de transporte são fornecidos pelos laboratórios e devem ser mantidos a 4°C até o momento da colheita. Antes de colher a amostra com o suabe, insira-o no meio de transporte e em seguida proceda a colheita. Coloque o suabe com a amostra no tubo com o meio, corte a parte da haste que ficar para fora e feche o tubo.
 - 2) Se as amostras chegarem ao laboratório em menos de 24 horas após a colheita, mantenha-as refrigeradas. O congelamento em freezer comum (-20°C) pode destruir alguns vírus.
 - 3) Se o tempo entre a colheita das amostras e a chegada ao laboratório exceder 72 horas, coloque as amostras em gelo seco ou nitrogênio líquido o mais breve possível após o término da necropsia e da colheita das amostras. Isso permitirá que os vírus permaneçam viáveis. Se isso não for possível, preserve as amostras refrigeradas em glicerina tamponada.
- Identifique todas as amostras com caneta permanente e letra legível com: tipo de amostra, identificação do suídeo e data da colheita.

Exames histopatológico e imuno-histoquímico

- Colha fragmentos de órgãos parenquimatosos (ex. baço, fígado, rim) com 1 cm de espessura.
- Remova as fezes antes de colocar os fragmentos de intestinos no formol. Para isso, segure o fragmento de intestino com a pinça por uma das extremidades e coloque-o em um recipiente com água ou formol a 10%. A seguir, faça movimentos delicados até que as fezes se soltem da mucosa.
- Não amasse as amostras para não produzir artefatos que venham a interferir no exame histopatológico.
- Coloque as amostras imediatamente após a colheita em recipientes de plástico rígido, com boca larga, tampa de rosca e fechamento hermético, já contendo formol a 10%. Para o preparo do formol a 10%, utilize uma parte da formalina comercial para nove partes de água.
- Amostras de diferentes órgãos podem ser colocadas juntas no mesmo recipiente. Respeite a proporção de uma parte de tecido para 10 ou mais partes de formol para a fixação adequada.
- A mesma amostra selecionada para o exame histopatológico também serve para o exame imuno-histoquímico.
- Não é necessário colocar algodão nos recipientes com amostras de pulmão que flutuam. Fragmentos de pulmão que flutuam fixam, mesmo não estando completamente submersos.
- Identifique todos os recipientes com caneta permanente com: identificação do suídeo, responsável e data da necropsia, local da necropsia.
- Mantenha as amostras em formol a 10% em temperatura ambiente (21 - 23°C). **NÃO REFRIGERE**, pois o resfriamento do formol retarda a fixação e causa autólise. **NÃO CONGELE** as amostras para exame histopatológico, pois o congelamento produz cristais de gelo nos tecidos, tornando-os impróprios para o exame.

Exame parasitológico

- Ectoparasitas (piolhos, carrapatos) e endoparasitas devem ser colhidos delicadamente com pinça lisa e colocados em frascos ou tubos com tampa de rosca contendo álcool a 70% (ex. tubos falcon).
- Amostras de fezes para a pesquisa de ovos de parasitas devem ser armazenadas em tubos falcon e mantidas sob refrigeração. **NÃO CONGELE**, pois o congelamento destrói os ovos de nematódeos.
- Amostras de diafragma para a pesquisa de *Trichinella* sp. devem ter cerca de 4 cm x 4 cm, colocadas em saco plástico e mantidas sob refrigeração. **NÃO CONGELE**.
- Para a pesquisa de hemoparasitas, faça esfregaço sanguíneo ou envie sangue com anticoagulante. Pode-se fazer impressão de órgãos parenquimatosos em lâminas de vidro.
- Identifique todas as amostras com caneta permanente com a identificação do suídeo e o local em que o parasita foi encontrado (ex. pele, estômago, intestino grosso).

Exames toxicológicos

- Amostras de órgãos (especialmente fígado, rim, encéfalo, tecido adiposo) devem ser grandes (ex. lobo inteiro do fígado, rim inteiro). O tipo de amostra depende da substância a ser investigada. **NÃO LAVAR** os órgãos/tecidos.
- Para o conteúdo gástrico, deve-se enviar cerca de 200 g de conteúdo estomacal em saco plástico ou frasco limpos.
- Para a urina, puncione a bexiga e colha cerca de 10 a 20 mL e envie na própria seringa (após colocar a agulha com tampa) para o laboratório.
- Para o sangue, envie pelo menos 5 mL de sangue total com anticoagulante (heparina ou EDTA) sob refrigeração.
- Identifique todas as amostras com caneta permanente e letra legível com: tipo de amostra, identificação do suídeo e data da colheita.
- Refrigere ou congele as amostras para exames toxicológicos.

TRANSPORTE DAS AMOSTRAS

O transporte adequado das amostras leva em conta dois critérios: a temperatura ideal e o envio rápido ao laboratório.

A seguir vide orientações para o transporte das amostras:

Transporte das amostras em temperatura ambiente

- As amostras que devem ser transportadas em temperatura ambiente (21 - 23°C) são:
 - Fragmentos de órgãos em formol a 10%.
 - Parasitas em álcool a 70%.
 - Esfregaços sanguíneos.
- As amostras em formol a 10% e os parasitas em álcool a 70% devem ser transportadas em caixas isotérmicas ou de papelão. Em períodos de clima frio, transporte as amostras em formol apenas em caixas isotérmicas, pois o frio dificulta a fixação dos tecidos. Utilize porta-lâminas para o transporte dos esfregaços sanguíneos.
- Se for inevitável o uso de recipientes de vidro para acondicionar as amostras em formol a 10%, utilize jornal, plástico bolha ou outro material para envolver os recipientes e evitar quebra durante o transporte. Se possível, coloque cada recipiente de vidro dentro de um saco plástico. Em caso de quebra, o formol e as amostras ficarão contidas no saco plástico, evitando perda das amostras e evaporação dos gases de formol.
- Não transporte as amostras em formol com as amostras para os outros exames. Além da refrigeração dificultar a fixação dos tecidos, o formol pode vazar e tornar as outras amostras impróprias para os exames microbiológicos.
- No lado externo da caixa de transporte, indique o lado que deve ficar para cima.

Transporte das amostras refrigeradas

- As amostras que devem ser transportadas refrigeradas (2-8 °C) são:
 - Fragmentos de órgãos.
 - Líquidos cavitários.
 - Amostras colhidas com suabes.
 - Amostras acondicionadas em glicerina.
- As amostras devem ser transportadas em caixas isotérmicas com gelo reciclável (gelo gel). Prepare a caixa isotérmica com quantidade suficiente de gelo reciclável para manter as amostras refrigeradas até a chegada ao laboratório. O uso de gelo reciclável é mais indicado, pois mantém a temperatura adequada por mais tempo, em comparação com o gelo comum. Para manter as amostras refrigeradas durante o transporte até o laboratório, siga essas orientações:
 1. Utilize caixas isotérmicas limpas, destinadas apenas para essa finalidade.
 2. Faça duas ou três camadas de gelo reciclável no fundo da caixa.
 3. Forre as laterais da caixa com gelo reciclável.
 4. Distribua os sacos plásticos e os suabes com as amostras no espaço livre e coloque gelo reciclável entre as amostras.
 5. Faça uma ou duas camadas de gelo reciclável sobre as amostras.
 6. Feche a tampa da caixa e lacre com fita adesiva para evitar a troca de temperatura entre o interior da caixa e o meio ambiente.
 7. Identifique a parte externa da caixa com “Material biológico” perecível, o endereço completo do remetente (médico veterinário responsável pela necropsia) e destinatário (laboratório).
 8. Indique com uma seta a face da caixa que deve ficar para cima.

Transporte das amostras congeladas

- As amostras que devem ser transportadas congeladas são:
 - Amostras que poderiam ser transportadas refrigeradas, mas o tempo entre a colheita e a chegada ao laboratório ultrapassa 72 horas.
- Siga as orientações para o preparo da caixa com gelo reciclável.

O sucesso do diagnóstico depende da harmonia entre o trabalho desenvolvido pelo médico veterinário de campo e os especialistas do laboratório que analisam as amostras. As informações contidas neste manual reforçam este elo de conexão entre o campo e o laboratório.

Impressão e Acabamento
Gráfica Polimpresos

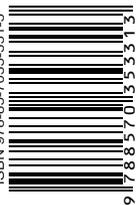
Embrapa

Suínos e Aves

Ministério da
**Agricultura, Pecuária
e Abastecimento**

GOVERNO FEDERAL
BRASIL
PAÍS RICO É PAÍS SEM POBREZA

ISBN 978-85-7035-331-3



9 788570 353313

CGPE 11233