



PROCEDIMENTOS PARA O DIAGNÓSTICO DAS DOENÇAS NEUROLÓGICAS EM EQUÍDEOS



Conselho Regional de
Medicina Veterinária do
Estado de Minas Gerais
CRMV-MG



Conselho Regional de Medicina Veterinária do Estado de Minas Gerais

PROJETO DE EDUCAÇÃO CONTINUADA

É o CRMV-MG participando do processo de atualização técnica dos profissionais e levando informações da melhor qualidade a todos os colegas.



VALORIZAÇÃO PROFISSIONAL
compromisso com você

www.crmvmg.org.br



Editorial

A Escola de Veterinária da UFMG e o Conselho Regional de Medicina Veterinária e Zootecnia de Minas Gerais têm a satisfação de encaminhar à comunidade veterinária e zootécnica mineira mais um volume dos Cadernos Técnicos, nesta oportunidade intitulado “Procedimentos para o Diagnóstico das Doenças Neurológicas em Equídeos”. As encefalites equínas, por diferentes etiologias, têm apresentação clínica semelhante e exigem o diagnóstico laboratorial etiológico e diferencial. Muitas das doenças do sistema nervoso central de equídeos têm aspecto zoonótico, o que as torna relevantes à saúde pública, com procedimentos de diagnóstico normatizados em legislação sanitária de conhecimento profissional obrigatório. Objetiva-se neste volume, reunir em uma única fonte as informações necessárias ao encaminhamento do diagnóstico das doenças neurológicas de equídeos, um conhecimento essencial à atuação profissional.

Entretanto, além das encefalites zoonóticas de equínos, considerando os agentes infecciosos e parasitários com risco ocupacional, há um total de 56 patógenos com potencial zoonótico, com transmissão direta ou indireta. Em uma revisão recente (2020) da literatura científica sobre zoonoses originárias de equídeos, foi descrita a transmissão direta de *Staphylococcus aureus* resistente à metilicina em cinco artigos, *Streptococcus equi* subsp. *zooepidemicus* em três artigos, os vírus Hendra e West Nile em dois artigos cada e *Cryptosporidium* em um artigo. Destaca-se que a transmissão de vírus West Nile ocorreu durante necropsia. As formas mais comuns de transmissão, usualmente com mais uma forma por patógeno, incluem ingestão (51,8%), inalação (33,9%) e contato da pele ou lesões com material contaminado (32,1%). Em 15 patógenos (26,8%), há vetor para a transmissão, incluindo mosquitos (46,7%), carrapatos (33,3%) e moscas (13,3%), embora *Bartonella* spp. pode ser transmitida por múltiplos vetores (moscas, piolhos e pulgas).

Acredita-se que este volume servirá para a consulta permanente ao profissional em sua atuação a campo, especialmente na medicina de equínos.

Leitura recomendada: Sack, A., Oladunni, F. S., Gonchigoo, B., Chambers, T. M., & Gray, G. C. (2020). Zoonotic diseases from horses: A systematic review. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 20(7), 484-495.

Méd. Vet. Bruno Divino Rocha

Presidente do CRMV-MG – CRMV-MG 7002

Profa. Zélia Inês Portela Lobato

Diretora da Escola de Veterinária da UFMG – CRMV-MG 3259

Prof. Antônio de Pinho Marques Junior

Editor-Chefe do Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia (ABMVZ) – CRMV-MG 0918

Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins

Editor dos Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia – CRMV-MG 4809

Universidade Federal de Minas Gerais

Escola de Veterinária

Fundação de Estudo e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia
- FEPMVZ Editora

Conselho Regional de Medicina Veterinária do Estado de Minas Gerais - CRMV-MG

www.vet.ufmg.br/editora

Correspondência:

FEPMVZ Editora

Caixa Postal 567

30161-970 - Belo Horizonte - MG

Telefone: (31) 3409-2042

E-mail:

editora.vet.ufmg@gmail.com

Foto da capa: Pixabay:

Conselho Regional de Medicina Veterinária do Estado de Minas Gerais - CRMV-MG

Presidente:

Méd. Vet. Bruno Divino Rocha - CRMV-MG nº 7002

E-mail: crmvmg@crmvmg.org.br

CADERNOS TÉCNICOS DE VETERINÁRIA E ZOOTECNIA

Edição da FEPMVZ Editorada em convênio com o CRMV-MG

Fundação de Estudo e Pesquisa em Medicina Veterinária e

Zootecnia – FEPMVZ

Editor da FEPMVZ Editora:

Prof. Antônio de Pinho Marques Junior

Editor de Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia:

Prof. Nelson Rodrigo da Silva Martins

Editores convidados para esta edição:

Profa. Érica Azevedo Costa – CRMV-MG 6565 (Profa. Adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Prof. Felipe Pierezan CRMV-MG 14788 (Prof. Adjunto, Escola de Veterinária da UFMG)

Profa. Maria Isabel Maldonado Coelho Guedes CRMV-MG 5205 (Profa. Adjunto, Escola de Veterinária da UFMG)

Profa. Paula Roberta Giaretta CRMV-MG 21398 (Profa. Adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Profa. Raffaella Bertoni Cavalcanti Teixeira – CRMV–MG (Profa. Adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Profa. Renata de Pino Albuquerque Maranhão CRMV-MG 6386 (Profa. Associada, Escola de Veterinária da UFMG)

Aila Solimar Gonçalves Silva – CRMV-MG 13603 (Doutoranda, Escola de Veterinária da UFMG)

Revisora autônoma:

Giovanna Spotorno

Tiragem desta edição:

1.000 exemplares

Layout e editoração:

Soluções Criativas em Comunicação Ltda.

Impressão:

Imprensa Universitária da UFMG

**Permite-se a reprodução total ou parcial,
sem consulta prévia, desde que seja citada a fonte.**

Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia. (Cadernos Técnicos da Escola de Veterinária da UFMG)

N.1- 1986 - Belo Horizonte, Centro de Extensão da Escola de Veterinária da UFMG, 1986-1998.

N.24-28 1998-1999 - Belo Horizonte, Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, FEP MVZ Editora, 1998-1999

v. ilustr. 23cm

N.29- 1999- Belo Horizonte, Fundação de Ensino e Pesquisa em Medicina Veterinária e Zootecnia, FEP MVZ Editora, 1999–Periodicidade irregular.

1. Medicina Veterinária - Periódicos. 2. Produção Animal - Periódicos. 3. Produtos de Origem Animal, Tecnologia e Inspeção - Periódicos. 4. Extensão Rural - Periódicos.

I. FEP MVZ Editora, ed.

Prefácio

A expansão da equídeocultura brasileira e a crescente necessidade do diagnóstico das enfermidades neurológicas nestes animais demandou a preparação desta primeira edição dos Cadernos Técnicos destinado para Diagnóstico de Enfermidades Neurológicas em equídeos. Embora as doenças do sistema nervoso representem parte importante nos diagnósticos de enfermidades nestes animais, existe uma dificuldade na determinação etiológica dessas desordens relacionados principalmente com a coleta e envio incorreto de material. Adicionalmente, a associação de alguns patógenos como importantes zoonoses, denota uma preocupação ainda maior pois representa um problema de saúde pública. Neste contexto, a necessidade de promover informações para auxiliar no diagnóstico de enfermidades neurológicas nestes animais se faz urgente. O diagnóstico final de uma enfermidade neurológica nos equídeos assim como nas demais espécies de animais, exige a união de informações clínicas, patológicas, epidemiológicas e exames laboratoriais. O médico veterinário constitui componente essencial para que todas as etapas do processo sejam devidamente realizadas e assim seja possível o diagnóstico conclusivo. Desta forma, entregamos na presente edição um guia para o desenvolvimento de um diagnóstico conclusivo que

inclui desde os exames clínicos, coleta, remessa e acondicionamento dos materiais bem como descarte de resíduos e carcaça. Todas essas etapas devem ser prontamente seguidas para que o diagnóstico laboratorial seja efetuado com sucesso. Assim, preparou-se uma edição atualizada e com uma extensa revisão de literatura destinada aos médicos veterinários. Os capítulos foram elaborados por uma equipe multidisciplinar da Escola de Veterinária, incluindo residentes, alunos e professores dos departamentos de Medicina Veterinária Preventiva, Patologia Veterinária e Clínica de Equinos. No diagnóstico e coleta de material, inclui-se descrições e informações importantes para estabelecimento de um diagnóstico diferencial, seguindo metodologias previstas na legislação brasileira para importantes agentes virais como a Raiva. Considerando a abordagem da presente edição acreditamos que este Caderno Técnico possui potencial para contribuir valiosamente para a capacitação dos médicos veterinários no diagnóstico de desordens neurológicas nos equídeos.

Aila Solimar Gonçalves Silva (Doutoranda, Escola de Veterinária da UFMG)

Érica Azevedo Costa (Profa. adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Raffaella Bertoni Cavalcanti Teixeira (Profa. adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Renata de Pino Albuquerque Maranhão (Profa. associada, Escola de Veterinária da UFMG)

Felipe Pierezan (Prof. Adjunto, Escola de Veterinária da UFMG)

Paula Roberta Giaretta (Profa. adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Maria Isabel Maldonado Coelho Guedes (Profa. adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Zélia Inês Portela Lobato (Profa. adjunta, Escola de Veterinária da UFMG)

Colaboradores:

André Almeida Fernandes,

André Luís de Oliveira Rodrigues,

Camilla Reinhardt Cintra,

Carlos Eduardo Bastos Lopes,

Graciela Kunrath Lima,

Grazielle Cossenzo Florentino Galinari,

Guilherme Alves de Queiróz,

Jorge Tibúrcio Barbosa de Lima,

Larissa Costa Andrade,

Lucas dos Reis de Souza,

Mariana Andrioli Pinheiro,

Maristela Silveira Palhares,

Thayná Garcia Amorim.

Sumário

<u>1. Importância do diagnóstico laboratorial de doenças neurológicas em equídeos</u>	<u>9</u>
<u>2. Exame neurológico equino.....</u>	<u>20</u>
<u>3. Guia de necropsia de equídeos com ênfase em coleta e envio de amostras de animais com alterações neurológicas.....</u>	<u>49</u>
<u>4. Manejo de resíduos: descarte e desinfecção</u>	<u>89</u>



1. Importância do diagnóstico laboratorial de doenças neurológicas em equídeos

pixabay.com

*Aila Solimar Gonçalves Silva CRMV-MG 13.603,
Thayná Garcia Amorim (Graduanda em Medicina Veterinária, UFMG),
André Luís de Oliveira Rodrigues CRMV-MG 21.656,
Guilherme Alves de Queiróz CREA-MG 224.590,
Érica Azevedo Costa CRMV-MG 6565,
Maristela Silveira Palhares CRMV-MG 2.746,
Renata de Pino Albuquerque Maranhão CRMV-MG 6.386,
Raffaella Bertoni Cavalcanti Teixeira CRMV-MG 19.140*

Os equídeos possuem importante papel na história da humanidade, com relevante contribuição no crescimento e no surgimento de muitas civilizações. Atualmente, destacam-se em diversas atividades, como trabalho, esporte, lazer, produção de antitoxinas, atividades agrícolas/agropecuárias e auxílio no tratamento terapêutico de crianças com deficiência e/ou necessidades espe-

ciais (Carrijo Jr.; Murad, 2016; MAPA 2016).

O contingente populacional de equídeos no Brasil é bastante expressivo. O país possui o 4º maior rebanho mundial de equinos, com aproximadamente 5.850.154 cabeças, atrás apenas dos Estados Unidos, da China e do México. Considerando-se os asininos e os muares, o Brasil ocupa a 5ª posição

mundial em maiores rebanhos com mais de um milhão de cabeças, sendo o maior rebanho destes animais na América do Sul (IBGE, 2019; FAO, 2018).

A equinocultura vem ganhando força e reconhecimento ao longo dos últimos anos, assumindo cada vez mais papel de destaque dentro do agronegócio. Segundo o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), o complexo do agronegócio do cavalo emprega 607.329 pessoas diretamente e 2.429.316 indiretamente, totalizando cerca de três milhões de postos de trabalho gerados no país (MAPA, 2016). Esse complexo movimenta mais de 16 bilhões de reais anualmente, em valores de abril de 2015, em atividades que envolvem o segmento de lida, esporte e lazer; exposições e eventos; serviços veterinários; indústria de medicamentos, rações e suplementos; selarias; educação e pesquisa; entre outras (MAPA, 2016).

Diante desse panorama, fica evidente a necessidade de se conhecerem as doenças que ameaçam significativamente

... o complexo do agronegócio do cavalo emprega 607.329 pessoas diretamente e 2.429.316 indiretamente, totalizando cerca de três milhões de postos de trabalho gerados no país (MAPA, 2016).

As afecções do sistema nervoso equino podem ter causa viral, parasitária, bacteriana, protozoária, traumática, neoplásica, compressiva, ser decorrentes da ingestão de plantas neurotóxicas, micotoxinas, de alterações hepáticas, entre outras ...

te a saúde do rebanho equídeo nacional. Entre elas, as doenças neurológicas são responsáveis por grande parte dos casos de óbito e/ou eutanásia em equinos e possuem uma ampla lista de diagnósticos diferenciais (Kumar e Patil, 2017; Rech e Barros, 2015). Estudos em diversas regiões do país, como no semiárido (Pimentel *et al.*, 2009), Rio Grande do Sul (Pierezan *et al.*, 2009; Kistet *et al.*, 2019) e Minas Gerais (Costa *et al.*, 2015), demonstram a importância das doenças neurológicas como causa de mortalidade em equídeos no Brasil.

As afecções do sistema nervoso equino podem ter causa viral, parasitária, bacteriana, protozoária, traumática, neoplásica, compressiva, ser decorrentes da ingestão de plantas neurotóxicas, micotoxinas, de alterações hepáticas, entre outras (Furr e Reed, 2015).

Apesar das diversas etiologias, grande parte das enfermidades neurológicas diagnosticadas na espécie tem origem viral e protozoária (Sellon e Long, 2013). Entre as encefalites de etiologia viral, estão

importantes zoonoses, como a raiva, os vírus das encefalites eqüinas do leste (EEEV), oeste (WEEV) e venezuelana (VEEV), o vírus do Nilo ocidental (VNO) e o vírus da encefalite de Saint Louis (SLEV) (Kumar e Patil, 2017; Rech e Barros, 2015). Ademais, a mieloencefalopatia eqüina por herpesvírus tipo 1 (EHV-1), apesar de não causar doença em seres humanos, apresenta grande importância por ser altamente contagiosa à espécie e frequentemente fatal (Pusterla e Hussey, 2014).

As afecções do sistema nervoso representam mundialmente uma ameaça sanitária e também econômica para a indústria eqüestre (Lecollinet *et al.*, 2019). A alta receita gerada pela indústria, em diversos países, faz com que as perdas econômicas associadas à propagação crescente das enfermidades neurológicas virais sejam um tópico importante, mas ainda pouco explorado de discussão. Esse forte impacto econômico resultante de surtos de mieloencefalopatia eqüina por herpesvírus 1 já foi demonstrado nos Estados Unidos. As perdas econômicas foram associadas à morte ou à eutanásia dos animais,

Entre as encefalites de etiologia viral, estão importantes zoonoses, como a raiva, os vírus das encefalites eqüinas do leste (EEEV), oeste (WEEV) e venezuelana (VEEV), o vírus do Nilo ocidental (VNO) e o vírus da encefalite de Saint Louis (SLEV)...

Em 2002, mais de 15.000 equinos, em 40 estados americanos, foram diagnosticados com febre do Nilo ocidental ...

a abortos, à interrupção de treinamentos e de eventos, à restrição intensa de movimentação de animais, além de altos gastos com terapias e medidas preventivas (Oladunni *et al.*, 2019).

Adicionalmente, desde sua introdução nos Estados Unidos em 1999, o vírus do Nilo ocidental (VNO) é causa de doença e morte em seres humanos, aves e equinos. Em 2002, mais de 15.000 equinos, em 40 estados americanos, foram diagnosticados com febre do Nilo ocidental (FNO) (Bosco-Lauth e Bowen, 2019). Com a progressão de casos e mortalidade jamais observados anteriormente nos surtos do vírus em outros países, o primeiro estudo sobre as perdas econômicas relacionadas a surtos de FNO teve origem nos EUA. Nos estados do Colorado e Nebraska, em 2002, foram 1.478 casos confirmados laboratorialmente, com custos estimados de mais de um milhão de dólares, associados à eutanásia/óbito de equinos, ao tratamento e à retirada dos animais do trabalho. Além disso, estimou-se que mais de 2,7 milhões de dólares foram gastos em imunização dos eqüinos nesses estados (APHIS, 2002). Posteriormente,

nos anos de 2002 e 2003, um estudo no Texas avaliou o impacto econômico de casos de FNO na população equina do estado, resultando na estimativa de impacto econômico acima de 16 milhões de dólares, considerando-se apenas os gastos com imunização de 25% da população

equina do estado e as perdas associadas à morte ou à eutanásia dos animais. Essa pesquisa evidenciou a necessidade de maior capacitação entre os veterinários de equinos, nas áreas de prevenção, controle e tratamento da FNO (Galvan *et al.*, 2003).

Complementarmente, um estudo prospectivo na Bélgica, em 2016, avaliou o possível impacto econômico de futuras epidemias causadas pelo VNO, não somente em equinos, mas também em seres humanos com enfermidade neuroinvasiva. A avaliação foi gerada com base em dados de epidemias anteriores na Europa, com diferentes taxas de infecção. Os maiores custos em equinos foram associa-

[A Febre do Nilo Ocidental]... no Texas ... estimativa de impacto econômico acima de 16 milhões de dólares, considerando-se apenas os gastos com imunização de 25% da população equina do estado e as perdas associadas à morte ou à eutanásia dos animais. ...

tos socioeconômicos da enfermidade foi motivado pela presença endêmica de mosquitos do gênero *Culex*, principal vetor do VNO no país e teve como principal objetivo permitir planejamentos prévios em caso de possíveis surtos (Humblet *et al.*, 2016).

Estudos publicados sobre o impacto econômico das enfermidades neuroló-

gicas na indústria equestre brasileira são bastante escassos. Porém, baseando-se na alta receita gerada pelo agronegócio do cavalo no país e nos dados americanos e europeus, acredita-se que surtos de doenças neurológicas tenham grande impacto socioeconômico no Brasil.

O estudo dos impac-

tos socioeconômicos da enfermidade foi motivado pela presença endêmica de mosquitos do gênero *Culex*, principal vetor do VNO no país e teve como principal objetivo permitir planejamentos prévios em caso de possíveis surtos (Humblet *et al.*, 2016).

Estudos publicados sobre o impacto econômico das enfermidades neurológicas na indústria equestre brasileira são bastante escassos. Porém, baseando-se na alta receita gerada pelo agronegócio do cavalo no país e nos dados americanos e europeus, acredita-se que surtos de doenças neurológicas tenham grande impacto socioeconômico no Brasil.

Adicionalmente, como já mencionado, muitos desses agentes

[A Febre do Nilo Ocidental]... O estudo dos impactos socioeconômicos da enfermidade foi motivado pela presença endêmica de mosquitos do gênero Culex, principal vetor do VNO no país e teve como principal objetivo permitir planejamentos prévios em caso de possíveis surtos...

virais são importantes zoonoses e, assim, são responsáveis por graves enfermidades na população humana. A Organização Mundial da Saúde (OMS) define o termo zoonose como qualquer doença ou infecção que é naturalmente transmissível de animais vertebrados para humanos, de forma direta ou indireta (Go *et al.*, 2014). Conforme já citado, dentre as enfermidades neurológicas equinas consideradas zoonoses, destacam-se a raiva, as encefalites do leste, oeste e venezuelana, a febre do Nilo ocidental e a encefalite de Saint Louis.

A raiva é de grande importância por ser altamente fatal, em humanos e animais. Portanto, deve estar sempre no topo da lista de diagnósticos diferenciais, especialmente em animais não vacinados, com desenvolvimento agudo de sinais clínicos neurológicos. As demais doenças frequentemente levam a quadros assintomáticos em humanos, porém têm potencial para causar surtos, alta letalidade e alto índice de sequelas neurológicas nos sobreviventes (Kotait *et al.*, 2008).

Os equídeos apresentam grande susceptibilidade a encefalites virais,

que são também importantes zoonoses, como FNO, SLEV e encefalites equinas do leste, oeste e venezuelana (Castillo-Olivares e Wood, 2004). Por serem mais susceptíveis às arboviroses, são infectados com maior frequência em comparação aos humanos (Castillo-Olivares e Wood, 2004), servindo como indicadores, ou mesmo sentinelas, da circulação desses agentes em uma área ou região,

o que contribui para o controle e a vigilância epidemiológica (Kotait *et al.*, 2008).

Dessa forma, além da preservação da saúde animal e dos cuidados com ela, o médico veterinário possui importante atribuição no controle e combate de zoonoses, sendo inserido no moderno conceito de “One Health” (Saúde Única).

O conceito Saúde Única trata da integração entre saúde humana, saúde animal, do meio ambiente e a adoção de

políticas públicas eficazes na prevenção e no controle de doenças (Gossner *et al.*, 2017; Young *et al.*, 2019). Dessa forma, os sistemas de vigilância dos países buscam atuação conjunta dos diferentes setores de saúde humana e animal. Nesse contexto, para prevenção e controle de FNO, os Estados Unidos e a Europa dis-

... além da preservação da saúde animal e dos cuidados com ela, o médico veterinário possui importante atribuição no controle ... de zoonoses, sendo inserido no moderno conceito de “One Health” ... Saúde Única, [que] trata da integração entre saúde humana, saúde animal, do meio ambiente e a adoção de políticas públicas eficazes na prevenção e no controle de doenças...

ponibilizaram recursos para a capacitação de veterinários para auxílio nos programas de vigilância e têm obtido bons resultados. As estratégias educacionais focam em reconhecer a enfermidade e seus sinais clínicos precocemente, compreender o risco de desenvolvimento da doença, os métodos de prevenção em equinos, além de instruções detalhadas para o envio de amostras aos laboratórios (Bayeux *et al.*, 2019; Browne *et al.*, 2019; Chapman *et al.*, 2018; Lanteri *et al.*, 2014).

Os programas de vigilância variam conforme as particularidades epidemiológicas e financeiras de cada país. Os equídeos podem ser utilizados na vigilância epidemiológica de FNO, por exemplo, além das aves e dos mosquitos vetores. Diversos países, como Áustria, França, Grécia, Hungria, Espanha e Itália, implementaram esse tipo de vigilância animal para controle de FNO (Gossner *et al.*, 2017; Lustig *et al.*, 2018; Young *et al.*, 2019).

No Brasil, o Programa Nacional de Controle da Raiva em Herbívoros (PNCRH) existe desde 1996, com o objetivo de controlar a incidência de raiva em herbívoros domésticos no con-

texto de Saúde Única, trabalhando diretamente com o Ministério da Saúde. A notificação de casos suspeitos de raiva em herbívoros é obrigatória ao Serviço Veterinário Estadual Oficial (MAPA, 2019b). Posteriormente em 2003, foi elaborado o Sistema Nacional de Vigilância da Febre do Nilo Ocidental, baseado nas recomendações da Organização Pan-Americana da Saúde e da Organização Mundial da Saúde (Ministério da Saúde, 2019a), sendo também uma enfermidade de notificação obrigatória (MAPA, 2019a).

A notificação de casos suspeitos de raiva em herbívoros é obrigatória ao Serviço Veterinário Estadual Oficial (MAPA, 2019b). ... em 2003, foi elaborado o Sistema Nacional de Vigilância da Febre do Nilo Ocidental ... sendo também uma enfermidade de notificação obrigatória (MAPA, 2019a).

A vigilância nos equídeos pode ser passiva ou ativa. Relatos de novos casos de encefalomielite equina por veterinários locais demonstram o aumento da atividade do arbovírus em uma área, o que serve de alerta às autoridades de saúde pública para a necessidade de investigação. A vigilância ativa é realizada por meio de contato regular com veterinários

de equídeos, encorajando-os a relatar casos suspeitos e a enviar amostras de material biológico para confirmação laboratorial (CDCP, 2013; Hirota *et al.*, 2013; Vieira *et al.*, 2015). Em ambas as atitudes, é fundamental a participação de médicos veterinários para o suces-

so do programa (Bayeux *et al.*, 2019). O diagnóstico conclusivo é de extrema importância para que programas de prevenção e controle sejam implementados com eficácia.

O diagnóstico final de uma enfermidade neurológica nos equídeos, assim como nas demais espécies de animais, exige a união de histórico, informações clínicas, patológicas e epidemiológicas do indivíduo e de situação a serem avaliados (Figura 1). O médico veterinário constitui componente essencial para que todas as etapas do processo sejam devidamente realizadas e, assim, seja possível o diagnóstico conclusivo.

O diagnóstico tem início com uma boa anamnese e um exame clínico minucioso. Devido aos sinais clínicos muitas vezes inespecíficos, o exame neurológico torna-se o passo fundamental para que o diagnóstico seja estabelecido, pois confirma a presença de sinais

neurológicos e, com base nos achados, pode localizar a lesão no sistema nervoso. Por meio do diagnóstico neuroanatômico, é possível definir uma lista de possíveis diagnósticos diferenciais e, assim, priorizar os exames complementares a serem realizados (Borges, 1999; Furr e Reed, 2015). O exame neurológico equino será discutido em detalhes no Capítulo 2. No entanto, apenas o exame clínico não é capaz de subsidiar o diagnóstico conclusivo de uma enfermidade.

No diagnóstico da raiva, por exemplo, a necropsia é necessária para confirmação diagnóstica, porém representa

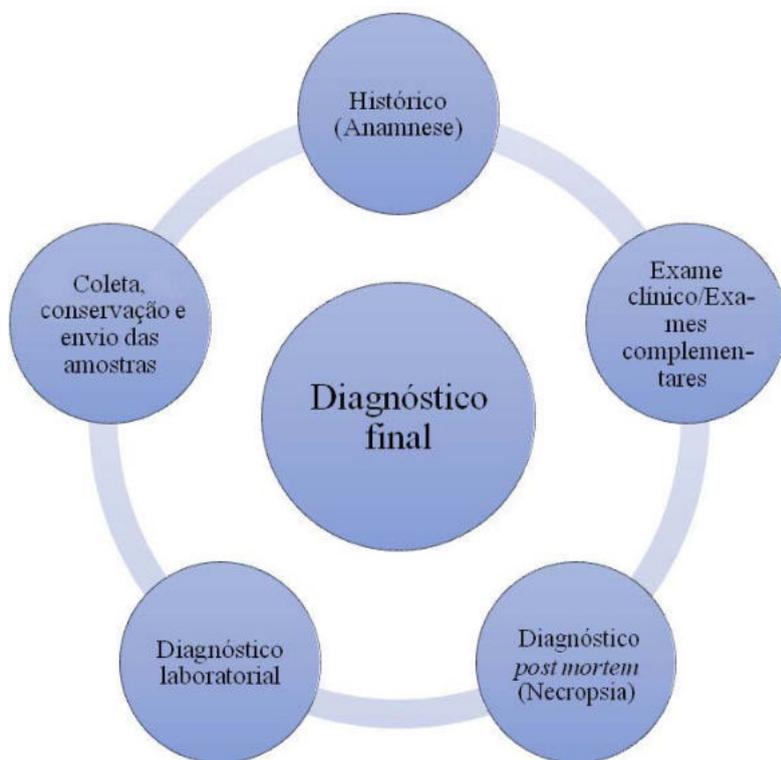


Figura 1. Relação do conjunto das etapas para diagnóstico conclusivo de uma enfermidade.

um desafio para o médico veterinário de equinos a campo, visto que requer a remoção do sistema nervoso central (SNC) para detecção do vírus, por meio de técnicas laboratoriais (MAPA, 2019b). Nos equídeos com sinais neurológicos, faz-se necessária a coleta de segmentos da medula espinhal cervical, torácica e toracolombar, uma vez que as lesões são frequentemente encontradas nessas regiões (Rech e Barros, 2015). O diagnóstico fica comprometido se as amostras não são coletadas e armazenadas corretamente (Pedroso *et al.*, 2010; Peixoto *et al.*, 2000; Rech e Barros, 2015). A técnica para realização da necropsia e da coleta de material *post mortem* é discutida em detalhes no Capítulo 3.

Para exame das causas infecciosas de algumas enfermidades neurológicas nos equídeos, podem ser coletados materiais como sangue total, soro, urina e/ou líquido cefalorraquidiano (LCR) (Chapman *et al.*, 2018). Adicionalmente, embora para o diagnóstico conclusivo de muitos patógenos virais seja necessária a identificação do agente no SNC desses animais, a detec-

ção precoce, seja por identificação de anticorpos (técnicas sorológicas), seja de genoma viral no sangue, por exemplo, constitui ferramenta essencial na vigilância epidemiológica de importantes zoonoses. Nesse contexto, a recente identificação de VNO nas hemácias de equinos é uma importante técnica laboratorial para o monitoramento da FNO no Brasil (Costa *et al.* 2021 – preprint).

A dificuldade diagnóstica em equinos está, muitas vezes, relacionada à coleta, ao armazenamento e ao envio de material inadequado após o óbito do animal, o que pode gerar resultados falso-negativos (Kotait, 1992). As estimativas de casos anuais de FNO, por exemplo, em equinos devem ser conhecidas, a fim de se compreender o impacto socioeconômico da doença, seus padrões de mudança e a eficácia de

medidas preventivas. Mais pesquisas e difusão de informações são necessárias, o que pode ser conseguido empregando-se esforços educacionais de colaboração entre a medicina veterinária e a saúde pública.

Muitos são os desafios relacionados ao controle de importantes enfermida-

[Febre do Oeste do Nilo]... a detecção precoce, seja por identificação de anticorpos (técnicas sorológicas), seja de genoma viral no sangue, por exemplo, constitui ferramenta essencial na vigilância epidemiológica de importantes zoonoses. Nesse contexto, a recente identificação de VNO nas hemácias de equinos é uma importante técnica laboratorial para o monitoramento da FNO no Brasil ...

des que afetam a saúde humana bem como a saúde animal. A detecção precoce da circulação viral constitui o meio mais relevante de prevenção de surtos e epidemias em programas de vigilância epidemiológica. Para isso, acorreta interpretação de sinais clínicos neurológicos, a coleta adequada de amostras biológicas para diagnóstico e a notificação de casos suspeitos são etapas essenciais (Bayeux *et al.*, 2019).

Este trabalho tem por objetivo orientar os médicos veterinários de equídeos no reconhecimento dos sinais clínicos neurológicos na espécie, bem como no envio de amostras biológicas para avaliação laboratorial, contribuindo, assim, não só com o diagnóstico mais efetivo das enfermidades neurológicas na espécie, mas com programas de vigilância sanitária.

Referências bibliográficas

1. ANIMAL AND PLANT HEALTH INSPECTION SERVICE. Veterinary Services Centers for Epidemiology and Animal Health. United States Department of agriculture. *Economic Impact of West Nile Virus on the Colorado and Nebraska Equine Industries: 2002*. [citado APIS 2002]. Disponível em: https://www.aphis.usda.gov/animal_health/nahms/equine/downloads/wnv2002_CO_NB.pdf. Acesso em 10 de novembro de 2020.
2. BAYEUX, J. J. M., SILVA, A. S. G., DE QUEIROZ, G. A., SANTOS, B. S. Á. DA S., ROCHA, M. N., REHFELD, I. S., FRANKLIN, L. F. DE S., VALLE, L. B., GUEDES, M. I. M. C., TEIXEIRA, R. B. C., & COSTA, É. A. Epidemiological surveillance of west nile virus in the world and Brazil: Relevance of equine surveillance in the context of "one health." *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 56(4), 164335, 2019.
3. BORGES, A. S.; MENDES, L. C. N.; KUCHEMUCK M. R. G. Exame neurológico em grandes animais. Parte I: Encéfalo. *Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP*, v. 2, n. 3, p. 4-16, 1999.
4. BROWNE, C., GLENDENNING, E., ROBERTS, H., & MEDLOCK, J. M. West Nile fever in Europe in 2018: An emerging problem or just an anomaly? *Veterinary Record*, 185(12), 365–368, 2019.
5. CARRIJO JR., O. A.; MURAD, J. C. B. *Animais de Grande Porte*. Brasília: NT Editora, 2016, 28p.
6. CASTILLO-OLIVARES, J., & WOOD, J. West Nile virus infection of horses. *Veterinary Research*, 35(4), 467–483, 2004.
7. CDCP: CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases, Division of Vector-Borne Diseases [Internet]. Colorado: CDCP; 2013. West Nile virus in the United States: Guidelines for Surveillance, Prevention, and Control, 4th revision. Disponível em: <https://www.cdc.gov/westnile/resources/pdfs/wnvGuidelines.pdf>
8. CHAPMAN, G. E., BAYLIS, M., & ARCHER, D. C. Survey of UK horse owners' knowledge of equine arboviruses and disease vectors. *Veterinary Record*, 183(5), 159, 2018.
9. CHARREL, R.N. Diagnosis of arboviral infections--A quagmire of cross reactions and complexities. *Travel Med Infect Dis*, v.14, n.1, p.11-12, 2016.
10. COSTA, G.B.; MARINHO, P.E.S.; VILELA, A.P.P.; SARAIVA-SILVA, A.T.; CRISPIM, A.P.C.; BORGES, I.A.; DUTRA, A.G.S.; LOBATO, Z.I.P.; DOS REIS, J.K.P.; DE OLIVEIRA, D.B.; *et al.* Silent circulation of the saint louis encephalitis virus among humans and equids, Southeast Brazil. *Viruses*, 11, 1029 (11), 2019.
11. COSTA, E. A., ROSA, R., OLIVEIRA, T. S., FURTINI, R., FONSECA JÚNIOR, A. A., PAIXÃO, T. A., & SANTOS, R. L. Etiologic diagnosis of diseases of the central nervous system of horses in Minas Gerais State, Brazil. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 67(2), 391–399, 2015.
12. ELIZONDO-QUIROGA, D., & ELIZONDO-QUIROGA, A. West Nile virus and its theories, a big puzzle in Mexico and Latin America. *Journal of Global Infectious Diseases*, 5(4), 168, 2013.

13. FURR, M.; REED, S. Examination of the Nervous System. In: _____ *Equine Neurology Second Edition*. Iowa: John Wiley & Sons, 2015. c. 6, p. 67 – 78.
14. FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QA>>. Acesso em: 2 de julho de 2020.
15. GAVLAN R, RENE A, BAE S, SINGH KP. An analytical study of the perceptions, prevention strategies, treatment and economic impact of equine West Nile virus. Proceedings of the 3rd International Conference on Agricultural Statistics (ICAS III); 2-4 Nov 2004. Cancún, México. [Accessed Jul 2020]. Disponível em: <<https://www.nass.usda.gov/mexsai/Papers/westnilep.pdf>>
16. GO, Y. Y., BALASURIYA, U. B. R., & LEE, C. Zoonotic encephalitis caused by arboviruses: transmission and epidemiology of alphaviruses and flaviviruses. *Clinical and Experimental Vaccine Research*, 3(1), 58, 2014.
17. GOSSNER, C. M., MARRAMA, L., CARSON, M., ALLERBERGER, F., CALISTRI, P., DILAVERIS, D., LECOLLINET, S., MORGAN, D., NOWOTNY, N., PATY, M., PERVANIDOU, D., RIZZO, C., ROBERTS, H., SCHMOLL, F., VAN BORTEL, W., & GERVELMEYER, A. West Nile virus surveillance in Europe: Moving towards an integrated animal-human-vector approach. *Eurosurveillance*, 22(18), 30526, 2017.
18. HIROTA, J., SHIMIZU, S., & SHIBAHARA, T. Application of West Nile virus diagnostic techniques. In *Expert Review of Anti-Infective Therapy*, Vol. 11, Issue 8, pp. 793–803, 2013.
19. HUMBLET, M., VANDEPUTTE, S., FECHERBOURGEOIS, F., LÉONARD, P., GOSSET, C., BALENGHIEN, T., DURAND, B., & SAEGERMAN, C. Estimating the economic impact of a possible equine and human epidemic of West Nile virus infection in Belgium. *Eurosurveillance*, 21(31), 1, 2016.
20. IBGE. Efetivo dos rebanhos. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/>>. Acesso: 10 de junho de 2020.
21. KIST, N. A.; ROSSATO, C. K.; RABER, N. *et al.* Causas de morte em equinos diagnosticadas na região noroeste do Rio Grande do Sul. *Revista Interdisciplinar de Ensino, Pesquisa e Extensão*, v. 7, p. 40 - 52, 2019.
22. KOTAIT, I.; PEIXOTO, Z.M.P.; COIMBRA, L.M, *et al.* Isolamento e identificação do vírus da encefalomielite equina, tipo Leste, em equinos do estado de São Paulo, Brasil. *Arquivos do Instituto Biológico*, v.59, p.37– 41, 1992.
23. KOTAIT, I.; ITO, F.; CARRIERI, M. L.; SOUZA, M. C. A. M.; PERES, N. F.; FERRARI, J. J. F.; ARAÚJO, F. A. A.; GONÇALVES, V. L. N. Programa de Vigilância de Zoonoses e Manejo de Equídeos no Estado de São Paulo, Módulo II: Principais zoonoses virais de equídeos e vigilância epidemiológica em unidades municipais. *Boletim Epidemiológico Paulista*, v. 5, n. 54, p. 1-9, 2008.
24. KUMAR, B., MANUJA, A., GULATI, B., VIRMANI, N., & TRIPATHI, B. N. Zoonotic Viral Diseases of Equines and Their Impact on Human and Animal Health. *The Open Virology Journal*, 12(1), 80–98, 2018.
25. KUMAR, R., & PATIL, R. D. Cryptic etiological conditions of equine nervous system with special emphasis on viral diseases. *Veterinary World*, 10(12), 1427–1438. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2017.1427-1438>, 2017.
26. LANTERI, M. C., LEE, T. H., WEN, L., KAIDAROVA, Z., BRAVO, M. D., KIELY, N. E., KAMEL, H. T., TOBLER, L. H., NORRIS, P. J., & BUSCH, M. P. West Nile virus nucleic acid persistence in whole blood months after clearance in plasma: Implication for transfusion and transplantation safety. *Transfusion*, 54(12), 3232–3241, 2014.
27. LECOLLINET, S., PRONOST, S., COULPIER, M., BECK, C., GONZALEZ, G., LEBLOND, A., & TRITZ, P. Viral equine encephalitis, a growing threat to the horse population in Europe? *Viruses*, Vol. 12, Issue 1, 2019.
28. LUSTIG, Y., SOFER, D., BUCRIS, E. D., & MENDELSON, E. Surveillance and diagnosis of West Nile virus in the face of flavivirus cross-reactivity. *Frontiers in Microbiology*, Vol. 9, Issue OCT, 2018.
29. MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, Pecuária E ABASTECIMENTO. *Revisão do Estudo do Complexo do Agronegócio do Cavalo*. Brasília: MAPA, 2016, 56 p.
30. MINISTÉRIO DA SAÚDE (Brasil). Secretaria de Vigilância em Saúde [Internet]. Brasília: Ministério da Saúde; 2019. Monitoramento da Febre do Nilo Ocidental no Brasil, 2014 a 2019 (Informe nº 1). [citado MAPA 2019a]. Disponível

em: <https://portalarquivos2.saude.gov.br>

31. MINISTÉRIO DA AGRICULTURA, PECUÁRIA E ABASTECIMENTO (Brasil) [Internet]. Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília, DF: MAPA/DAS; 2009. Controle da raiva dos herbívoros: manual técnico; [citado MAPA 2019b]. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/saude-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/raiva-dosherbivoros-e-eeb>
32. OLIVEIRA, R. N., IAMAMOTO, K., SILVA, M. L. C. R., ACHKAR, S. M., CASTILHO, J. G., ONO, E. D., LOBO, R. S. V., BRANDÃO, P. E., CARNIELI, P., CARRIERI, M. L., KOTAIT, I., & MACEDO, C. I. Eastern equine encephalitis cases among horses in Brazil between 2005 and 2009. *Archives of Virology*, 159(10), 2615–2620, 2014.
33. OLADUNNI, F. S., HOROHOV, D. W., & CHAMBERS, T. M. EHV-1: A Constant Threat to the Horse Industry. *Frontiers in Microbiology*, Vol. 10, 2019.
34. PAUVOLID-CORRÊA, A., MORALES, M. A., LEVIS, S., FIGUEIREDO, L. T. M., COUTO-LIMA, D., CAMPOS, Z., NOGUEIRA, M. F., DA SILVA, E. E., NOGUEIRA, R. M. R., & SCHATZMAYR, H. G. Neutralising antibodies for West Nile virus in horses from Brazilian Pantanal. *Memorias Do Instituto Oswaldo Cruz*, 106(4), 467–474, 2011.
35. PEDROSO, P. M. O., COLODEL, E. M., GOMES, D. C., VARASCHIN, M. S., JÚNIOR, P. S. B., BARBOSA, J. D., TOKARNIA, C. H., & DRIEMEIER, D. Clinic-pathological and immunohistochemical aspects of equids infected with rabies virus. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*, 30(11), 909–914, 2010.
36. PEIXOTO, Z. M. P., SEQUETIN CUNHA, E. M., SACRAMENTO, D. R. V., SOUZA, M. C. A. M., QUEIROZ DA SILVA, L. H., GERMANO, P. L., KROEFF, S. S., & KOTAIT, I. Rabies laboratory diagnosis: Peculiar features of samples from equine origin. *Brazilian Journal of Microbiology*, 31(1), 72–75, 2000.
37. PIEREZAN, F., RISSI, D. R., RECH, R. R., FIGHERA, R. A., BRUM, J. S., & BARROS, C. S. L. Achados de necropsia relacionados com a morte de 335 equinos: 1968-2007. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*, 29(3), 275–280, 2009.
38. PIMENTEL, L. A., DE OLIVEIRA, D. M., GALIZA, G. J. N., DO REGO, R. O., DANTAS, A. F. M., & RIET-CORREA, F. Doenças do sistema nervoso central de equídeos no semiárido. *Pesquisa Veterinaria Brasileira*, 29(7), 589–597, 2009.
39. PUSTERLA, N., EHUSSEY, G. S. Equine herpesvirus 1 myeloencephalopathy. In *Veterinary Clinics of North America - Equine Practice*, Vol. 30, Issue 3, pp. 489–506, 2014.
40. RECH, R., & BARROS, C. Neurologic Diseases in Horses. In *Veterinary Clinics of North America - Equine Practice*, Vol. 31, Issue 2, pp. 281–306, 2015.
41. SELLON, D. C., & LONG, M. T. Equine Infectious Diseases: Second Edition. In *Equine Infectious Diseases: Second Edition*. Elsevier Inc, 2013.
42. SILVA, A. S. G., MATOS, A. C. D., CUNHA, M. A. C. R., REHFELD, I. S., GALINARI, G. C. F., MARCELINO, S. A. C., SARAIVA, L. H. G., MARTINS, N. R. DA S., MARANHÃO, R. DE P. A., LOBATO, Z. I. P., PIEREZAN, F., GUEDES, M. I. M. C., & COSTA, E. A. West Nile virus associated with equid encephalitis in Brazil, 2018. *Transboundary and Emerging Diseases*, 66(1), 445–453, 2019.
43. VIEIRA, M. A. C. S., ROMANO, A. P. M., BORBA, A. S., SILVA, E. V. P., CHIANG, J. O., EULÁLIO, K. D., AZEVEDO, R. S. S., RODRIGUES, S. G., ALMEIDA-NETO, W. S., & VASCONCELOS, P. F. C. Case report: West Nile virus encephalitis: The first human case recorded in Brazil. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 93(2), 377–379, 2015.
44. YOUNG, J. J., COULOMBIER, D., DOMANOVIĆ, D., ZELLER, H., & GOSSNER, C. M. One Health approach for West Nile virus surveillance in the European Union: relevance of equine data for blood safety. *Eurosurveillance*, 24(16), 2019.

2. Exame neurológico equino



pixabay.com

Larissa Costa Andrade CRMV-MG 19.953,
Camilla Reinhardt Cintra CRMV-MG 20.139,
Jorge Tibúrcio Barbosa de Lima CRMV-MG 15.340,
Maristela Silveira Palhares CRMV-MG 2.746,
Renata de Pino Albuquerque Maranhão CRMV-MG 6.386,
Raffaella Bertonni Cavalcanti Teixeira CRMV-MG 19.140

A avaliação do sistema nervoso central de equinos aparenta ser uma tarefa difícil, porém, seguindo-se um exame padronizado, se torna mais simples. O objetivo do exame neurológico é confirmar a presença de sinais neurológicos e, com base nos achados, localizar a lesão. Por meio desse diagnóstico neuroanatômico, é possível definir uma lista de possíveis diagnósti-

O objetivo do exame neurológico é confirmar a presença de sinais neurológicos e, com base nos achados, localizar a lesão. ... recomenda-se ... avaliação ... no sentido craniocaudal, iniciando-se pela cabeça... em direção à cauda ... Os achados ... devem ser registrados em uma ficha neurológica padronizada, logo após ... cada teste. Esse registro auxilia na localização da lesão no sistema nervoso e no acompanhamento da progressão dos sinais em avaliações subseqüentes ...

cos diferenciais, priorizar os exames complementares a serem realizados, determinar o prognóstico, o plano terapêutico e as medidas sanitárias de controle no plantel, quando indicado (Borges, 1999; Furr e Reed, 2015). O exame neurológico deve ser realizado de forma sistemática, para que etapas não sejam puladas e sinais de alteração neurológica não deixem de

ser identificados (Johnson, 2010; Furr e Reed, 2015). Para isso, recomenda-se que a avaliação seja realizada no sentido craniocaudal, iniciando-se pela cabeça do animal e transcorrendo-se em direção à cauda (Furr e Reed, 2015). Os achados do exame devem ser registrados em uma ficha neurológica padronizada, logo após a realização de cada teste. Esse registro auxilia na localização da lesão no sistema nervoso e no acompanhamento da progressão dos sinais em avaliações subsequentes (Furr e Reed, 2015).

O diagnóstico neurológico é uma correlação de dados na avaliação do sistema nervoso em condições de saúde e de doença – uma análise de todos os detalhes obtidos por anamnese, exame físico e avaliações complementares (Campbell, 2018). O exame específico do sistema neurológico não deve ser realizado de forma independente, mas em conjunto com o exame físico geral e a avaliação de outros sistemas, como o musculoesquelético (Furr e Reed, 2015). Na identificação são coletadas informações do paciente, como idade, raça, sexo, função e procedência. A identificação auxilia no diagnóstico, visto que certas enfermidades neurológi-

cas são mais frequentes em equinos com determinadas características, como a abiotrofia cerebelar em potros Árabes e a mielopatia cervical estenótica em potros Puro Sangue Inglês (Nout e Reed, 2003; Furr e Reed 2015).

A **anamnese** é a base do diagnóstico e exige organização e padronização do elenco de perguntas. Não é simples fazer uma boa anamnese. Tempo, diplo-

A anamnese é a base do diagnóstico e exige organização e padronização do elenco de perguntas. Não é simples fazer uma boa anamnese. Tempo, diplomacia, gentileza, paciência, discrição e uma postura que transmita interesse, compreensão e solidariedade são elementos essenciais...

macia, gentileza, paciência, discrição e uma postura que transmita interesse, compreensão e solidariedade são elementos essenciais (Campbell, 2018). A anamnese deve conter informações sobre o início e a evolução da enfermidade atual, os tratamentos realizados e a resposta à terapia, o manejo nutricional e sanitário, o histórico de enfermidades prévias

no animal e no plantel, o número de animais acometidos, entre outras informações descritas na ficha de avaliação neurológica em anexo. A aquisição de histórico detalhado e acurado auxilia no desenvolvimento da lista de diagnósticos diferenciais, especialmente em casos de histórico de trauma, exposição a enfermidades infectocontagiosas ou a substâncias tóxicas (Furr e Reed, 2015). O **exame físico geral** permite a avalia-

ção do estado geral do paciente, como grau de hidratação, temperatura corporal, coloração de mucosa e possíveis alterações em outros sistemas. A presença de febre pode ser um indicativo importante de enfermidades infecciosas, como as encefalites virais. Essa avaliação deve ser seguida pelo exame específico do sistema nervoso (Borges, 1999; Furr e Reed, 2015), foco principal de discussão deste Capítulo.

O exame específico do sistema nervoso pode ser dividido em quatro etapas: 1. Avaliação do estado mental e do comportamento; 2. Avaliação dos nervos cranianos; 3. Avaliação muscular e reflexos espinhais e 4. Avaliação do movimento, da postura e das reações posturais. A avaliação detalhada de cada etapa está descrita a seguir e ilustrada nas Figuras 2 a 25. Sedativos e tranquilizantes não devem ser administrados antes da avaliação (Johnson, 2010).

O uso de luvas durante o exame é

O uso de luvas durante o exame é de extrema importância, principalmente em ... suspeita de raiva [e] pelo risco de diversas zoonoses. Apesar de a raiva apresentar rápida progressão, os sinais iniciais são variáveis e muitas vezes inespecíficos. Nesses casos, deve-se também limitar o número de pessoas expostas ao paciente neurológico,...

de todos os que entraram em contato com o animal, para futura comunicação de casos positivos, já que o diagnóstico definitivo ocorre apenas *postmortem* (Borges, 1999; Johnson, 2010). Em caso de óbito e suspeita de raiva, é imperativo que a avaliação *post mortem* e o envio de material para diagnóstico sejam realizados.

Informações detalhadas sobre a coleta e o envio de material podem ser encontradas no Capítulo 3.

1. Avaliação do estado mental

Alterações de estado mental e de

comportamento podem ser reflexo de comprometimento encefálico. A avaliação deve ser realizada inicialmente com o animal solto em baía ou piquete, antes de contê-lo com o cabresto. Deve-se observar a interação do animal com o ambiente e sua resposta a estímulos. O comportamento normal do equino é alerta e responsivo, porém deve-se levar em consideração a influência da idade, do sexo, da raça e as características individuais do paciente no seu comportamento (Furr e Reed, 2015). Como comportamentos anormais, destacam-se andar em círculos, andar compulsivo, pressionar a cabeça contra objetos (*head pressing*), demonstrar agressividade, inclinar a cabeça, entre outros.

As alterações de estado mental podem ser classificadas como (Johnson, 2010):

- *hiperestesia*: aumento da responsividade a estímulos tácteis e ambientais;
- *letargia/depressão*: desinteresse e baixa responsividade aos estímulos tácteis e ambientais. Esse comportamento pode ser encontrado em animais com sinais intracranianos leves, doenças sistêmicas ou dor. O exame físico geral pode auxiliar nessa diferenciação;
- *obtundação*: responsividade apenas a estímulos ambientais e tácteis

intensos;

- *estupor*: responsividade apenas a estímulos tácteis dolorosos, não responsivo ao ambiente;
- *coma*: não responsivo a nenhum estímulo táctil ou ambiental.

2. Avaliação dos nervos cranianos

Existem diversas maneiras de se avaliar os nervos cranianos. Uma delas é por meio da avaliação da função de cada um dos pares individualmente, iniciando-se pelo primeiro e finalizando-se no 12º. O Quadro 1 descreve os 12 pares de nervos cranianos, a função de cada um,

o teste de avaliação a ser realizado e a alteração esperada em caso de disfunção. As Figuras de 2 a 8 ilustram a avaliação de diversos nervos cranianos.

Pode-se observar, no Quadro 1, que determinados testes avaliam a integridade de

mais de um nervo craniano, como a realização do reflexo pupilar, que avalia simultaneamente os nervos cranianos II e III; a habilidade de deglutição, que avalia os pares IX e X; e o posicionamento do globo ocular, que avalia os pares III, IV e VI. Com o tempo e a experiência, o examinador pode agrupar a avaliação dos nervos de acordo com a função que realizam.

[Há] diversas maneiras de se avaliarem os nervos cranianos. Uma delas é por meio da avaliação da função de cada um dos pares individualmente, iniciando-se pelo primeiro e finalizando-se no 12º...

Quadro 1. Doze pares de nervos cranianos: função, teste de avaliação e sinais de disfunção.

NERVO CRANIANO		FUNÇÃO	TESTE DE AVALIAÇÃO	ALTERAÇÃO
I.	Olfatório	Sensitivo: olfato	Oferecer alimento de cheiro atrativo com a mão fechada. Teste de difícil avaliação, portanto não realizado rotineiramente	Perda do olfato
II.	Óptico	Sensitivo: visão	Reflexo de ameaça (Figura 2)	Cegueira
			Reflexo pupilar (Figura 3)	Perda do reflexo pupilar
III.	Oculomotor	Motor: reflexo pupilar e músculos extraoculares (dorsal, ventral, reto medial, oblíquo ventral, elevador palpebral)	Reflexo pupilar (Figura 3)	Midríase Perda do reflexo pupilar
			Posição do globo ocular	Estrabismo* lateroventral
IV.	Troclear	Motor: músculo dorsal oblíquo	Posição do globo ocular	Estrabismo* dorsomedial
V.	Trigêmio	Sensitivo: reflexo palpebral e corneal, sensibilidade da face Motor: músculos da mastigação	Toque da pálpebra com o dedo	Ausência de sensibilidade do reflexo palpebral (pisar)
			Toque da face com objeto (Figura 4)	Ausência de sensibilidade facial
			Observar simetria dos músculos faciais	Atrofia de masseter
VI.	Abducente	Motor: músculos reto lateral e retrator do globo ocular	Toque na córnea	Perda do reflexo corneal
			Posição do globo ocular	Estrabismo* medial

(continua)

Quadro 1. (continuação) Doze pares de nervos cranianos: função, teste de avaliação e sinais de disfunção.

VII.	Facial	Motor: músculos de expressão facial Parassimpático: glândula lacrimal e salivar	Observar simetria facial Reflexo palpebral, movimentação auricular e labial (Figura 5)	Ptose* auricular e palpebral, desvio labial Perda do reflexo palpebral (piscar), redução ou ausência da movimentação auricular e labial
			Produção de lágrima Produção de saliva	Redução na produção de lágrima e ceratoconjuntivite seca Redução na produção de saliva
VIII.	Vestibulococlear	Sensitivo: equilíbrio e audição	Observar a posição da cabeça e a presença de nistagmo* espontâneo	Desvio de cabeça, nistagmo* e perda de equilíbrio
			Produção de estímulos auditivos (Figura 6)	Ausência de resposta: surdez
IX.	Glossofaríngeo	Motor e sensitivo para a faringe	Habilidade de deglutição (Fornecer alimento ou observar por meio da endoscopia)	Disfagia* Possível deslocamento de palato mole
X.	Vago	Sensorial e motor para faringe e laringe	Habilidade de deglutição (Fornecer alimento ou observar por meio da endoscopia)	Disfagia* Possível deslocamento de palato mole Possível paralisia de laringe
			<i>Slaptest</i> (Figura 7) (Teste pouco sensível se realizado por meio de palpação das aritenoides. Maior sensibilidade se realizada endoscopia para visualização direta das aritenoides)	Ausência de abdução das aritenoides

(continua)

Quadro 1. (continuação) Doze pares de nervos cranianos: função, teste de avaliação e sinais de disfunção.

XI.	Acessório	Motor para os músculos cervicais, laringe e esôfago	Observar musculatura do pescoço	Atrofia da musculatura do pescoço
XII.	Hipoglosso	Motor: língua	Tração da língua com a mão para ambos os lados (Figura 8)	Redução do tônus lingual Protrusão de língua
			Observar musculatura da língua	Presença de atrofia, assimetria

Legenda: estrabismo* = posicionamento anormal do globo ocular; ptose*= queda; nistagmo*= movimento involuntário dos olhos; disfagia*=dificuldade de deglutição.Fonte: Adaptado de Johnson, 2010; Furr e Reed, 2015; Andrews, 2017.



Figura 2. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. Reflexo de ameaça. Abertura da mão em direção ao olho. Atenção para não encostar nos cílios ou movimentar ar, evitando-se erro no diagnóstico. O animal sem alteração pisca e/ou tenta se afastar do movimento. Avaliação do **nervo óptico (II)**

Figura 3. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. Reflexo pupilar direto frente ao foco de luz. O animal deverá apresentar miose (contração da pupila) como resposta ao estímulo. Avaliação dos pares de **nervos cranianos óptico e oculomotor (II e III)**. Na avaliação do reflexo consensual, a luz é incidida em um olho e o reflexo observado no outro. Teste melhor realizado em ambiente escuro.



Figura 4. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. *Sensibilidade facial* utilizando objeto pontiagudo. O animal deverá reagir, apresentando incômodo ao estímulo. Avaliação do **nervo trigêmeo (V)**.



Figura 5. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. *Simetria facial*. Observar presença de ptoses auricular, palpebral e labial. Na foto, o animal apresenta ptose auricular direita e desvio labial para a esquerda. Avaliação do **nervo facial (VII)**.



Figura 6. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. Avaliar posição de cabeça (desvios laterais), presença de nistagmo e perda de equilíbrio. Produção de estímulo auditivo: Bater palmas. O animal deverá reagir ao som. Certifique-se de que a reação é ao som, e não ao movimento. Avaliação do **nervo vestibulococlear (VIII)**.



Figura 7. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. *Slaptest*: um examinador posiciona os dedos acima das aritenoides, e o outro, com a mão em concha, estimula a região atrás da cernelha. É esperada a movimentação da aritenóide contralateral ao estímulo tátil. Teste de baixa sensibilidade. **Avaliação do nervo vago (X).**

Figura 8. Avaliação de diversos pares de nervos cranianos. *Tração da língua* em ambos os lados e para frente. O animal deverá retrair a língua durante o teste. Observar presença de possível atrofia. Avaliação do nervo **hipoglosso (XII).**



3. Avaliação muscular e reflexos espinhais

A musculatura deve ser avaliada no intuito de se identificarem áreas de atrofia ou assimetria. No equino em estação, devem-se avaliar os reflexos cervicofacial, músculo-cutâneo (panículo), perineal e o tônus de cauda e ânus (Johnson, 2010). As imagens com a descrição de cada um dos reflexos encontram-se nas Figuras 9 a 13. Deve-se avaliar também alterações de sensibilidade da pele (hipoalgesia, analgesia ou hiperestesia) e áreas de sudorese anormais que podem indicar desnervação simpática (Johnson, 2010). Entre os reflexos a serem analisados estão:

3.1. Reflexo cervicofacial (Figura 9)

- **Modo de execução:** Utilize um objeto pontiagudo (pinça hemostática, caneta ou chave) para tocar a pele sobre a musculatura vertebral do pescoço.
- **Interpretação:** A resposta esperada é a contração facial e a dos músculos do pescoço, observadas como movimentação lateral da cabeça, contração da comissura do lábio, do pescoço e movimentação da orelha do mesmo lado do estímulo. Auxilia no diagnóstico de lesões de medula cervical. Realizar a avaliação dos lados direito e esquerdo do pescoço.



Figura 9. Reflexos espinhais e avaliação muscular. Estimulação da musculatura vertebral do pescoço utilizando uma caneta. É possível observar contração da comissura labial e tensão dos músculos do pescoço.

3.2. Reflexo muscular cutâneo (Figura 10)

- **Modo de execução:** Utilize um objeto pontiagudo (pinça hemostática, caneta ou chave) para tocar a pele sobre a musculatura, iniciando-se no último espaço intercostal, progredindo-se no sentido caudocranial. Realize o estímulo tanto ventral quanto dorsalmente.
- **Interpretação:** A resposta normal es-

perada é a observação de espasmos da pele (tremores). Animais com alterações medulares não apresentam esse reflexo quando o estímulo for caudal à lesão. Realizar o estímulo tanto do lado direito quanto esquerdo do animal.

3.3. Reflexo perineal (Figura 11)

- Modo de execução: Para testar o reflexo perineal, é indicado o uso de objeto pontiagudo. Devem-se realizar toques na região perineal e observar a resposta do animal.
- Interpretação: A resposta normal é a observação de espasmos da pele (tremores). A ausência de sensibilidade nessa região pode indicar síndrome da cauda equina, com lesão na região S2-coccígea. Pode estar acompanhada de diminuição do tônus anal, tônus de cauda e incontinência urinária.

3.4. Tônus de cauda (Figura 12)

- Modo de execução: Para testar o tônus da cauda, faça movimentos de flexão e extensão da cauda.
- Interpretação: A resposta



Figura 10. Reflexo muscular cutâneo. Estimulação cutânea ventral na linha do 16º espaço intercostal.

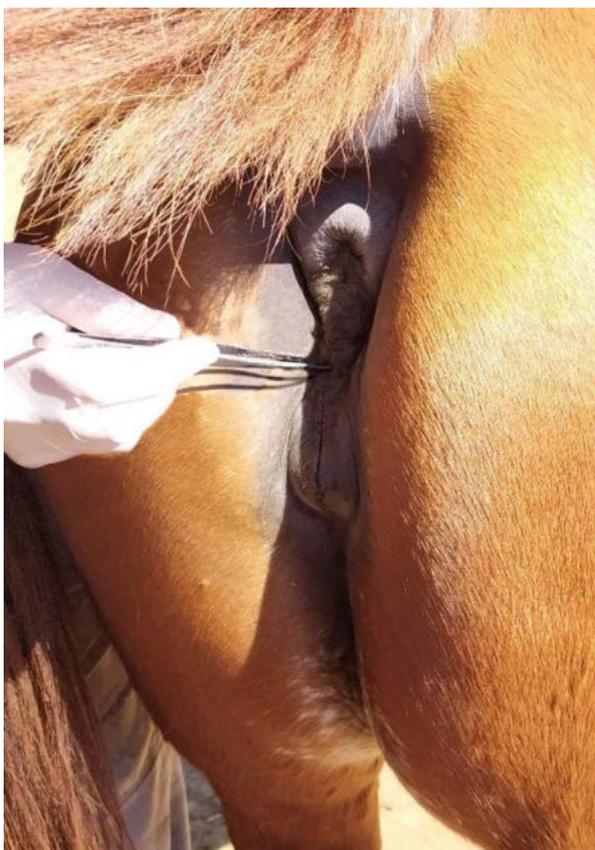


Figura 11. Reflexo perineal. Estimulação perineal utilizando uma pinça.



Figura 12. Tônus de cauda. Elevação da cauda para flexioná-la. O animal deverá relutar ao movimento.

normal esperada é a relutância do animal à reação de movimentação da cauda. A ausência de relutância nessa região pode ser parcial ou total, podendo indicar lesão na região S2-coccígea.

3.5. Tônus de ânus (Figura 13)

- **Modo de execução:** Com o auxílio de uma pinça hemostática ou utilizando os próprios dedos, realize beliscamentos na região anal.
- **Interpretação:** É esperado que, após o beliscamento, o animal realize contração anal como resposta. A ausência de

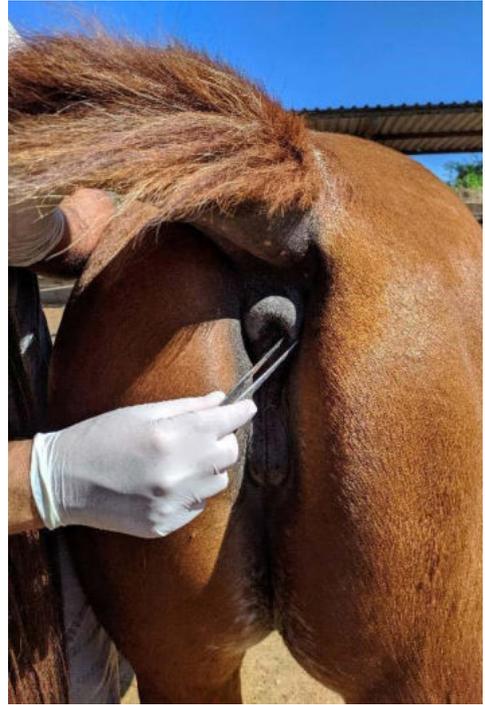


Figura 13. Beliscamento anal utilizando pinça.

contração anal deve colocar o médico veterinário em alerta sobre a incapacidade de defecação, com consequente retenção de fezes e cólica.

4. Avaliação do movimento, da postura e das reações posturais

A avaliação da postura e das reações posturais pode ser realizada dentro ou fora da baia. Os equinos com perda de propriocepção podem apresentar posturas anormais quando parados ou após os testes de propriocepção. A abertura de membros (base ampla) ou os membros cruzados são alterações comumen-

te encontradas. As posturas anormais e as respostas atípicas aos testes de reações posturais devem ser interpretadas em conjunto com os demais achados do exame neurológico. As imagens das Figuras 14 e 15 demonstram como os testes de propriocepção devem ser realizados e interpretados.

4.1. Cruzar os membros (Figura 14)

- **Modo de execução:** Cruze um membro na frente do outro. Realize o teste nos membros torácicos e depois nos pélvicos.
- **Interpretação:** O retorno à posição inicial em cavalos normais deve ocorrer dentro dos primeiros segundos ou o animal deverá demonstrar resistência à colocação do membro na posição cruzada. Cavalos com alteração permanecem em posição por tempo prolongado ou apresentam dificuldade para retornar à posição inicial. Esse teste detecta déficits proprioceptivos conscientes. Deve-se levar em consideração o comportamento e o treinamento do animal, visto que os mais calmos e mais velhos podem apresentar uma resposta normal mais demorada.

4.2. Abertura da base de sustentação (Figura 15)

- **Modo de execução:** Abertura da base de sustentação do membro. Realize o teste nos membros torácicos e depois nos pélvicos.



Figura 14. Reações posturais: Cruzar os membros: Membros posteriores cruzados intencionalmente pelo examinador. O animal deverá retornar à posição inicial em alguns segundos.

- **Interpretação:** O retorno à posição inicial em cavalos normais deve ocorrer em segundos ou o animal deverá demonstrar resistência à colocação do membro na posição alterada. Cavalos com alteração permanecem em posição por tempo prolongado ou apresentam dificuldade para retornar à posição inicial. Esse teste detecta déficits proprioceptivos conscientes. Levar

em consideração o comportamento e o treinamento do animal, visto que os mais calmos e mais velhos podem apresentar uma resposta normal mais demorada.

O objetivo da avaliação em movimento é identificar alterações

O objetivo da avaliação em movimento é identificar alterações durante o passo, o trote ou a marcha em linha reta e curvas e sob condições específicas que necessitam de maior exigência do sistema nervoso, as chamadas manobras especiais

durante o passo, o trote ou a marcha em linha reta e curvas e sob condições específicas que necessitam de maior exigência do sistema nervoso, as chamadas manobras especiais (Furr e Reed, 2015). São exemplos de manobras especiais: caminhar com a cabeça



Figura 15. Abertura da base de sustentação: Animal com abertura da base de sustentação de membros

elevada, recuar, subir e descer rampas, ultrapassar obstáculos, realizar círculos abertos e fechados, caminhar em diferentes superfícies e tracionar a cauda com o animal em movimento e parado. As imagens das Figuras 16 a 25 descrevem os testes de avaliação em movimento. Estes devem ser realizados dos mais simples para os mais complexos; assim, caso o animal apresente alterações acentuadas de locomoção durante o passo em linha reta, não se deve prosseguir com as manobras especiais devido ao risco de lesão para o animal e o examinador. Observam-se, durante a locomoção, alterações na passada e na colocação do casco no solo, em cada um dos membros e de diversos ângulos. O examinador deve determinar se sinais neurológicos estão presentes e atribuir o grau de alteração encontrado para cada membro de acordo com o exposto no Quadro 2.

5. Movimentação

5.1. Caminhar o animal em linha reta (Figura 16)

- **Modo de execução:** Caminhe o animal em linha reta com o cabresto livre para evidenciar possível claudicação. O auxiliar deve ser instruído a manter a cabeça e o pescoço do cavalo o mais reto possível durante a caminhada. Inspeção a movimentação do animal em todos os ângulos. Observe a amplitude de passada de todos os membros, a flexão e a extensão das articulações, a movimentação de cabeça e garupa e a presença de lateralização de algum membro ou tronco durante o movimento.



Figura 16. Movimentação. Animal caminhando em linha reta com lateralização da garupa para o lado direito.

- **Interpretação:** Identifique todas as alterações encontradas e classifique-as. Exemplo: animal arrasta a pinça do membro torácico direito (MTD) ao caminhar, lateraliza o lado esquerdo ou direito ao passo, etc. Após caminhar o animal e observar todas as alterações, realize o mesmo procedimento, agora com o animal trotando ou marchando, com o objetivo de evidenciar alterações sutis que não foram identificadas ao passo.

5.2. Caminhar o animal elevando a cabeça (Figura 17)

- **Modo de execução:** Em linha reta, caminhe o animal elevando a cabeça.
- **Interpretação:** Essa manobra exacerba a maioria das anormalidades de locomoção, especialmente a espasticidade dos membros, em caso de estenose da medula cervical.



Figura 17. Movimentação. Elevação da cabeça em linha reta. Na imagem, animal apresenta piora da espasticidade de membros torácicos e pélvicos, indicando lesão na região cervical da medula.

5.3. Recuo (Figura 18)

- Modo de execução: Em linha reta, recue o animal a uma distância suficiente para a avaliação.
- Interpretação: Na movimentação normal, os membros diagonais se movem juntos para trás, de maneira coordenada. Em animais com lesões medulares, ocorre resistência ao recuo, incoordenação, ou membros do mesmo lado recuam ao mesmo tempo.

5.4. Subir e descer rampas (Figuras 19 e 20)

- Modo de execução: Em uma área inclinada, caminhe o animal descendo e subindo rampas, primeiro com a cabeça livre e depois com a cabeça elevada.
- Interpretação: Essas manobras exacerbam a maioria das anormalidades de locomoção.

5.5. Ultrapassar objetos (Figura 21)

- Modo de execução: Durante o exame, cami-



Figura 18. Manobra de recuo. Movimentação anormal: relutância ao movimento, com os membros torácico e pélvico direito movendo-se juntos.



Figura 19. Subir de rampas. Observa-se hipermetria exacerbada de membros pélvicos.



Figura 20. Descer de rampas. Observa-se arrastar de pinça do membro pélvico esquerdo.

nhe o animal sobre objetos/obstáculos, dos quais ele precise desviar. Podem ser utilizados cones, degraus e tocos de madeira.

- **Interpretação:** Observe a capacidade de propriocepção do animal de ultrapassar sem esbarrar ou tropeçar, além de dismetrias.



Figura 21. Ultrapassagem de obstáculo. Animal apresenta visível hipermetria de membro torácico.



Figura 22. Círculo aberto. Membro pélvico direito estendendo-se para fora do círculo.

5.6. Círculo aberto e fechado (Figura 22)

- **Modo de execução:** Segure o cabresto com a mão e conduza o cavalo em círculos. É muito importante que o cavalo esteja sempre avançando nesses círculos. Comece com círculos abertos e progressivamente diminua o tamanho deles.
- **Interpretação:** Observe cuidadosamente o movimento do membro pélvico externo ao círculo. Esse membro geralmente se estende amplamente para fora do círculo (circunvolve) em cavalos com lesão na medula espinhal.

5.7. Movimento em pivô (Figura 23)

- **Modo de execução:** Guie o cavalo para os lados em círculos no próprio eixo. Isso é feito com o examinador ligeiramente atrás do ombro, puxando o cabresto e a cauda em um ângulo lateral e realizando movimentos de giro. É importante não girar o cavalo por períodos prolongados, pois isso confunde a avaliação, deixando o cavalo desequilibrado.
- **Interpretação:** Se feito corretamente, cavalos normais giram em torno de um ponto a meio caminho entre os membros torácicos e pélvicos. O membro torácico oposto deve cruzar-se na frente do membro de apoio, e os membros pélvicos devem se mover mutuamente. Animais que

apresentam alterações medulares podem tocar os membros e girar o casco em torno do próprio eixo no solo (pivô).

5.8. Tração de cauda com o animal parado (Figura 24)

- **Modo de execução:** Com o animal parado, o examinador traciona a cauda para ambos os lados.
- **Interpretação:** Após um leve movimento inicial na direção da tração, os cavalos normais apresentam resistência a serem movidos lateralmente, mesmo sob forte pressão. Se o animal apresenta fraqueza, não irá relutar ao movimento e ocorrerá perda de equilíbrio em direção ao examinador.

5.9. Tração de cauda com o animal em movimento (Figura 25)

- **Modo de execução:** O examinador traciona a cauda sempre que o membro do mesmo lado tocar o solo. Realizar teste dos lados direito e esquerdo.
- **Interpretação:** Em animais sem alterações, o movimento continua em linha reta, ou leve deslocamento inicial é observado. Os animais retornam à posição de linha reta de maneira rápida e coordenada, sem perder o balanço. Em animais com fraqueza, há perda de equilíbrio e lateralização para o lado da tração.



Figura 23. Movimento de pivô presente no membro pélvico direito, completando a volta de 360° sem levantar o casco do solo. Realizar teste para ambos os lados. Neste animal não foi realizada a tração da cauda devido ao risco de queda.



Figura 24. Tração de cauda para a esquerda. Na imagem, o animal não apresenta alteração, demonstrando força contrária e mantendo a posição.



Figura 25. Tração de cauda com o animal em movimento. Tração da cauda assim que o membro pélvico direito toca o solo (realizar em ambos os lados e comparar). Na imagem, o animal sem força contrária e deslocamento da garupa para a direita.

As principais alterações de locomoção observadas em equinos com afecções neurológicas são:

Paresia (fraqueza muscular): Déficit parcial de movimentos voluntários causado por alterações de neurônio motor superior ou neurônio motor inferior. Caracteriza-se por tropeços, arrastar das pinças, emboletamento, diminuição do arco e passadas mais curtas durante o movimento, falta de resistência para resistir a deslocamentos laterais (tracionar da cauda) e pivô no membro interno durante a manobra de círculo fechado. Lesões de neurônio motor inferior são normalmente acompanhadas de atrofia muscular, dificuldade em suportar o peso e paresia flácida. Em caso de lesão de neurônio motor superior, a

paresia é normalmente acompanhada de espasticidade dos membros.

Ataxia (déficit proprioceptivo): A função proprioceptiva permite ao animal ter noção espacial da localização de seus membros, pescoço e cabeça. A ataxia caracteriza-se por posicionamento anormal dos membros, passos mais amplos e lateralização do tronco e da garupa durante a movimentação, que se acentua quando o animal faz curvas. No círculo fechado, o animal cruza os membros abaixo do corpo, apresenta abdução do

membro pélvico posicionado externamente ao círculo e com frequência pisa no membro oposto durante a manobra. O déficit proprioceptivo pode ter origem no sistema vestibular, no cerebelo ou, mais comumente, origina-se da perda sensorial secundária a lesões de medula espinhal (propriocepção geral). Tratos proprioceptivos sensoriais caminham adjacentes aos neurônios motores superiores na medula espinhal, portanto é comum os animais apresentarem ataxia e paresia concomitantemente.

Dismetria: É a incapacidade de limitar adequadamente os movimentos. Caracteriza-se por movimentos de hipermetria ou hipometria. Equinos com hipometria apresentam diminui-

Quadro 2. Sistema de graduação de déficits de locomoção e de postura de origem neurológica em equinos.

Grau	Descrição
0	Sem alterações de locomoção
1	Déficits dificilmente observados durante a locomoção em linha reta, mas confirmados após a realização de manobras especiais
2	Déficits facilmente observados durante a locomoção em linha reta e exacerbados após a realização de manobras especiais
3	Postura anormal com o animal parado, podendo ocorrer queda quando manobras especiais são realizadas
4	Possibilidade de ocorrerem quedas espontâneas durante a locomoção
5	Decúbito

Fonte: Adaptado de Furr e Reed, 2015.

ção da flexão articular (membros mais retos semelhantes à movimentação de “soldados de chumbo”, muitas vezes referenciados como espasticidade). A hipermetria caracteriza-se pela exagerada flexão articular e pela elevação excessiva do membro durante a caminhada.

A avaliação da movimentação é importante também na diferenciação de afecções musculoesqueléticas e neurológicas, que podem ser difíceis em casos de claudicações leves de membros pélvicos e de ataxias sutis. Uma observação relevante é que equinos com claudicação tendem a ser consistentes em seus erros durante a locomoção. Já os equinos com déficit neurológico costumam apresentar alterações de locomoção irregulares e inconsistentes. A resposta a bloqueios

perineurais ou a terapia com anti-inflamatórios não esteroidais também podem auxiliar nessa diferenciação (Furr e Reed, 2015).

6. Avaliação do equino em decúbito

Quando o paciente se encontra em decúbito, é necessário avaliar a localização do animal e a segurança do paciente e das pessoas envolvidas, antes da realização do exame neurológico. O exame físico geral permite a identificação de causas de decúbito não oriundas do sistema nervoso, como musculoesqueléticas, gastrointestinais, metabólicas, cardiopulmonares, entre outras. As etapas anteriormente descritas devem ser seguidas, com exceção obviamente da avaliação em

movimento. Nesses animais, pode-se incluir a avaliação da sensibilidade dolorosa como parte do exame da medula espinhal e dos nervos periféricos (Aleman, 2019). Os reflexos espinhais dos membros torácicos e pélvicos também podem ser avaliados no equino em decúbito. Durante o exame, deve-se levar em consideração o efeito do decúbito sobre as respostas esperadas e suas possíveis complicações, como neuropatias periféricas. Os resultados dos testes podem ser influenciados por medo, ansiedade, exaustão por esforço, ou ainda por desidratação (Furr e Reed, 2015). Equinos em decúbito por afecções de medula espinhal comumente se encontram alertas e responsivos nos estágios iniciais.

7. Localização da lesão no sistema nervoso

Ao final do exame neurológico, o examinador deve concluir se existem alterações neurológicas e determinar se a lesão se encontra no sistema nervoso central ou no periférico. O sistema nervoso central compreende

o encéfalo (cérebro, cerebelo e tronco encefálico) e os segmentos da medula espinhal. O sistema nervoso periférico inclui os 12 pares de nervos cranianos que têm origem no encéfalo, e os nervos espinhais que têm origem na medula. O ideal é que os sinais neurológicos encontrados reflitam lesão em um único local no sistema nervoso, mas, caso não seja possível, devem-se considerar enfermidades multifocais ou presença de mais de uma afecção. A discussão detalhada do diagnóstico neuroanatômico não é objetivo deste Capítulo, porém algumas generalidades estão descritas no Quadro 3.

Alterações periféricas de nervos cranianos levam a sinais relacionados à função de cada um, sem alterações encefálicas. Lesões de nervos espinhais provocam déficits motores e sensoriais na região por eles inervada. Sudoreses focais e atrofia muscular também podem ser evidenciadas.

No Quadro 4, está descrito um exemplo de ficha de exame neurológico equino completa, com todas as informações necessárias para um exame neurológico equino.

Quadro 3. Localização da lesão de acordo com as alterações neurológicas encontradas na avaliação clínica do sistema nervoso.

LOCALIZAÇÃO	SINAIS CLÍNICOS
Cérebro	Alteração de comportamento e estado mental, cegueira, convulsão.
Cerebelo	Tremores de cabeça que pioram com movimentos intencionais, nistagmo, ataxia, perda de equilíbrio, ausência de reflexo de ameaça, inabilidade de piscar em resposta à luz edismetria (principalmente hipermetria).
Sistema vestibular	Perda de postura e de equilíbrio. Lesão vestibular periférica: desvio de cabeça, nistagmo, andar em círculo, sem déficit proprioceptivo. Lesão vestibular central: sinais acima citados, com presença de déficit proprioceptivo.
Tronco encefálico	Disfunção de diversos nervos cranianos, alteração de nível de consciência, paresia e ataxia.
Equinos com lesões nos locais descritos abaixo não apresentam alteração de comportamento, estado mental e nervos cranianos.	
Medula espinhal: segmento C1-C5	Ataxia e paresia nos quatro membros; em casos de compressão da medula cervical, os sinais são comumente 1 grau maior nos membros pélvicos em comparação aos torácicos. Sinais condizentes com lesão de neurônio motor superior nos 4 membros (paresia espástica).
Medula espinhal: segmento C6-T2	Ataxia e paresia nos quatro membros, porém alterações mais evidenciadas nos membros torácicos. Sinais condizentes com lesão de neurônio motor inferior nos membros torácicos (paresia flácida) e neurônio motor superior nos membros pélvicos (paresia espástica).
Medula espinhal: segmento T3-L3	Alteração apenas nos membros pélvicos. Membros torácicos normais. Sinais condizentes com lesão de neurônio motor superior nos membros pélvicos (paresia espástica).
Medula espinhal: segmento L4-S2	Alteração apenas nos membros pélvicos. Membros torácicos normais. Sinais condizentes com lesão de neurônio motor inferior nos membros pélvicos (paresia flácida).
S3-coccígea	Não afeta a locomoção. Diminuição ou ausência de movimentos de cauda, incontinência urinária, hipoalgesia ou analgesia perineal, diminuição do tônus do esfíncter anal.

Legenda: NMS = neurônio motor superior. NMI = neurônio motor inferior. C= vértebras cervicais. T= vértebras torácicas. L= vértebras lombares. Fonte: Adaptado de Furre Reed, 2015.

Quadro 4. FICHA DE EXAME NEUROLÓGICO EQUINO

Material necessário

- Caneta
- Luva de procedimento
- Estetoscópio
- Termômetro
- Foco de luz forte: lanterna pequena ou oftalmoscópio
- Equipamento para avaliação de dor e indução dos reflexos espinhais: agulha, pinça hemostática, caneta ou chave
- Pano/tecido
- Alimento para equinos
- Cabresto

Identificação

Nome do animal: Data:

Raça: Sexo: Idade:

Proprietário:

Telefone: *E-mail*:

Endereço completo da propriedade :

.....

.....

Médico veterinário (CRMV):

Telefone: *E-mail*:

Histórico e Anamnese

1. Queixa principal:

.....

.....

2. Início: Súbito Lento
 Tempo aproximado:
3. Evolução desde o aparecimento dos sintomas: Melhora Piora Estável
4. Outros equinos acometidos com sinais neurológicos semelhantes: Sim Não
5. Outras espécies acometidas com sinais neurológicos: Sim Não
 Quais espécies?
6. Vacinação:
 Raiva. Nome comercial e data:
 Tétano. Nome comercial e data:
 Herpes vírus. Nome comercial e data:
 Encefalomielite. Nome comercial e data:
7. Vermifugação. Sim Não. Nome comercial e data:
8. Banho carrapaticida: Sim Não. Nome comercial e data:
9. Alimentação:
 Feno (qualidade e volume médio diário):
 Capim (tipo e volume médio diário):
 Ração (tipo e volume médio diário):
 Sal mineral (tipo e volume médio diário):
10. Medicamentos utilizados:

 Volume, via e intervalo:
 Resposta satisfatória à terapia: Sim Não
11. Característica das fezes:
 Normais Diarreia pastosa Diarreia líquida Ressecadas Ausência
13. Característica da urina:
 Normal Concentrada Diluída Ausência Presença de cristais
 Coloração alterada:
14. Enfermidades prévias recentes:

Exame Físico Geral

- Frequência cardíaca: bpm Pulso: Forte Fraco
- Frequência respiratória:mpm Característica: Normal Superficial Profunda
- Padrão respiratório: Toracoabdominal Torácico Abdominal
- Mucosas: róseas Pálidas Hiperêmicas Congestas Cianóticas Úmidas
 Pegajosas Ressecadas
- TPC: segundos
- Temperatura: °C

EXAME NEUROLÓGICO ESPECÍFICO

1. Avaliação do estado mental

Estado mental:

- Alerta e responsivo Hiperestesia Letargia/depressão Obtundação Estupor
 Coma

Alteração de Comportamento:

- Ausente Agitado Agressivo Andar em círculos Convulsão Compressão da cabeça contra obstáculos Outros:

Postura:

- Estação Decúbito esternal Decúbito lateral Desvio lateral de cabeça
 Outras:

2. Avaliação dos nervos cranianos

Classificação:

N = Normal **Æ** = Ausente **D** = Diminuído **A** = Aumentado **NA** = não avaliado

Pares de nervos cranianos		Direito	Esquerdo
I	Olfato		
II	Reflexo de ameaça		
III	Reflexo pupilar direto (nervos II e III)		
	Reflexo pupilar consensual (nervos II e III)		
	Estrabismo lateral		
IV	Estrabismo dorsomedial		
V	Sensibilidade da face		
	Atrofia masseter		
VI	Estrabismo medial		
	Retração globo ocular		
VII	Ptose auricular		
	Ptose palpebral		
	Desvio delábio		
	Reflexo palpebral		
	Produção lacrimal		
VIII	Audição		
	Desvio de cabeça		
	Estrabismo ventrolateral		
	Nistagmo		
IX	Deglutição/Disfagia		
X	Deglutição/Disfagia		
	Slap Test		
XI	Atrofia na musculatura do pescoço		
XII	Tônus de língua		
	Atrofia de língua		
	Apreensão de alimentos		

3. Avaliação muscular e reflexos espinhais

- Reflexo cervicofacial esquerdo: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Reflexo cervicofacial direito: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Reflexo músculo-cutâneo esquerdo: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Reflexo músculo-cutâneo direito: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Reflexo perineal: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Tônus de cauda: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Tônus de ânus: Normal Ausente Diminuído Aumentado
- Atrofia muscular: Ausente Presente
Descrição da atrofia muscular:
- Sudorese focal ou alteração de sensibilidade da pele
(descrever local, caso presente):
- Testes de flexão das vértebras cervicais:
Esquerdo: Normal Diminuído
Direito: Normal Diminuído
Ventral: Normal Diminuído
Palpação das vértebras cervicais: Normal Aumento de sensibilidade

OBS: Posicione-se do lado direito e depois esquerdo do animal, na altura dos membros anteriores, e forneça alimento para verificar a flexão lateral de pescoço do animal. Ofereça o alimento entre os membros anteriores (flexão ventral).

4. Avaliação da movimentação, da postura e dos reflexos posturais

Classificação: **N**= Normal; **Æ**= Ausente; **D**= Diminuído

		MTE	MTD	MPE	MPD
DÉFICT DE PROPRIOCEPÇÃO	Com animal parado				
	Teste: abertura de membros				
	Teste: cruzar de membros				

Avaliação em movimento:

Teste		Alterações observadas	
Linha reta	Passo		
	Trote/Marcha		
Elevação de cabeça			
Recuo			
Subir e descer rampas			
Ultrapassar obstáculos			
Círculo aberto	Para esquerda		Para direita
Círculo fechado	Para esquerda		Para direita
Tração de cauda com animal parado	À esquerda		À direita
Tração de cauda com animal em movimento	À esquerda		À direita

	MTE	MTD	MPE	MPD
Grau de déficit neurológico (0 a 5)				

5. Localização da lesão:

6. Suspeitas diagnósticas:

.....

7. Exames complementares:

.....

Referências bibliográficas

1. ANDREWS, F. M. The Neurologic Examination. In: AMERICAN BOARD OF VETERINARY PRACTITIONERS SYMPOSIUM, n° 22, 2017, Atlanta. *Proceedings...* Atlanta: ABVP Symposium, 2017.
2. BORGES A. S.; MENDES L. C. N.; KUCHEMUCK M. R. G. Exame neurológico em grandes animais. Parte I: Encéfalo. *Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP*, v. 2, n. 3, p. 4-16, 1999.
3. CAMPBELL, W.W. O exame neurológico. 7.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2018. 635p.
4. BORGES A. S.; MENDES L. C. N.; KUCHEMUCK M. R. G. Exame neurológico em grandes animais. Parte II - Medula espinhal: equino com incoordenação motora. *Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP*, v. 3, n. 2, p. 3-15, 2000.
5. FURR, M.; REED, S. Examination of the Nervous System. In: _____ *Equine Neurology Second Edition*. Iowa: John Wiley & Sons, 2015. c. 6, p. 67 - 78.
6. GARDNER, R. B. Evaluation and management of the recumbent adult horse. *Veterinary Clinics: Equine Practice*, n. 27, v. 3, p. 527-543, 2011.
7. JOHNSON, A. L. How to perform a complete neurologic examination in the field and identify abnormalities. In: ANNUAL CONVENTION OF THE AMERICAN ASSOCIATION OF THE EQUINE PRACTITIONERS, n° 56, 2010, Baltimore. *Proceedings...* Baltimore: AAPE, 2010. p. 331-337.
8. KAHN L. H. Confronting zoonoses, linking human and veterinary medicine. *Emerg. Infect. Dis.*, v. 12, n. 4, p. 556-61, 2006.
9. MACKAY, R. J. Spinal cord diseases of the horse: relevant examination techniques and illustrative video segments. In: ANNUAL CONVENTION OF THE AMERICAN ASSOCIATION OF EQUINE PRACTITIONERS, n° 57, 2011, San Antonio. *Proceedings ...* San Antonio: AAPE, 2011. p. 353-362.
10. MAYHEW, J. Equine Neurologic Examination—What do I really Look for?. In: WORLD VETERINARY CONGRESS, n° 29, 2008, Vancouver. *Proceedings...* Vancouver: WVC, 2008.
11. NOUT Y.; REED S. Cervical vertebral stenotic myelopathy. *Equine Vet Ed*, n.15, v.4, p.212-223, 2003.
12. PARADIS, M. R. Neurologic Examination. In: COSTA, L. R. R.; PARADIS, M. R. *Manual of Clinical Procedures in the Horse*. Hoboken, NJ: John Wiley & Sons, 2017. c. 74, p. 585-594.

3. Guia de necropsia de equídeos

Com ênfase em coleta e envio de amostras de animais com alterações neurológicas



Mariana Andrioli Pinheiro CRMV-MG 18.739,
Carlos Eduardo Bastos Lopes CRMV-MG 20.120,
Lucas dos Reis de Souza CRMV-MG 20.323,

André Almeida Fernandes (Biólogo, UFMG),
Aila Solimar Gonçalves Silva CRMV-MG 13.603,
Paula Roberta Giaretta CRMV-MG 21.398,
Felipe Pierezan CRMV-MG 14.788

1. Introdução

O exame de necropsia, do grego, *nekrós* = cadáver; *ópsis* = visão, análise, também conhecido como exame *post mortem*, consiste no estudo/avaliação do cadáver. Ainda que por vezes negligenciado, tal exame constitui o principal método para determinar a causa da morte. A necropsia constitui, portanto, uma técnica de avaliação cadavérica prática, fundamental para estabelecer o diagnóstico definitivo, explicar os processos primá-

A necropsia constitui ... avaliação cadavérica ... fundamental para ... o diagnóstico definitivo, ... além de possibilitar a confirmação ou a refutação das suspeitas do diagnóstico clínico inicial ...

rios e secundários associados, bem como sua evolução desfavorável, além de possibilitar a confirmação ou a refutação das suspeitas do diagnóstico clínico inicial (Cuevas *et al.*, 2016; Peixoto e Barros, 1998; AFIP, 2001).

Com os devidos cuidados, é possível fazer o exame cadavérico com uso mínimo de recursos financeiros e materiais, o que ressalta a importância dos exames complementares, como histopatológico, microbiológico, citológico, entre outros (Peixoto e Barros, 1998).

Conforme contido no Artigo 5º da Lei 5.517/18, de 23 de outubro de 1968, a prática de exames cadavéricos em animais é de competência jurídica privativa do médico veterinário. No âmbito da medicina legal, ao se considerar que os propósitos dessa prática de perícia sejam os de comunicar e embasar objetivamente os achados do corpo de delito, o exame *post mortem* tem papel decisivo para o andamento das investigações (França, 2015). Tal conceito é mesmo crucial em casos de necropsias de animais segurados, realidade entre criadores de equinos de diversos estados do País, nos quais a descrição detalhada dos achados e a fotodocumentação sequencial de todas as etapas do exame são ne-

cessárias, sendo a necropsia uma etapa obrigatória e impreterível dentro da cadeia de custódia de um processo investigativo (Almeida e Tostes, 2017).

O exame cadavérico pode ainda ser direcionado com base no seu propósito inicial: necropsia completa, em que há o

Conforme contido no Artigo 5º da Lei 5.517/18, de 23 de outubro de 1968, a prática de exames cadavéricos em animais é de competência jurídica privativa do médico veterinário.

... é crucial o conhecimento do histórico prévio do animal ... [e as] possibilidades diagnósticas ... [para] a coleta precisa do material. Em caso de dúvidas a respeito de quais amostras devem ser coletadas e de qual acondicionamento é apropriado, recomenda-se contatar o laboratório de diagnóstico ... É necessário que o veterinário esteja habituado com a técnica de necropsia. ...

exame cuidadoso e individual de cada estrutura, abrangendo todos os órgãos e sistemas; necropsia parcial, que ocorre de modo direcionado, na qual se avaliam órgãos *in situ* com base nas suspeitas ou no interesse inicial, restringindo-se o exame a um ou mais sistemas ou porções; obdução ou necropsia forense, processo semelhante à necropsia completa, mas com interesses e obrigações jurídicas; necropsia cosmética, quando se tem interesse pessoal pela inumação (geralmente sepultamento ou enterro), ocorrendo de forma a minimizar o retalhe do corpo, a fim de se manter sua integridade física externa a fim de preservar a aparência original, sendo pouco praticável na rotina de necropsia de grandes animais (Moura *et al.*, 2015).

2. Considerações gerais

Antes de iniciar a necropsia, é crucial o conhecimento do histórico prévio do animal, em que se consideram quaisquer possibilidades diagnósticas e se preza pela coleta precisa do material.

Em caso de dúvidas a respeito de quais amostras devem ser coletadas e de qual acondicionamento é apropriado, recomenda-se contactar o laboratório de diagnóstico previamente para esclarecimentos. É necessário que o veterinário esteja habituado com a técnica de necropsia e mantenha-se organizado durante todo o processo. Assim, recomenda-se a utilização de uma ficha de necropsia, que visa, primariamente, à identificação do animal (espécie, raça, idade, sexo, pelagem, marcas características na cabeça e nos membros e a procedência), bem como à descrição básica de lesões, conforme modelo anexado (Anexo 1), adaptado do setor de Patologia da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG).

Do mesmo modo, é válido que o

... o veterinário responsável pela necropsia [deve ter] conhecimento da lista de doenças de notificação obrigatória, conforme emitido pelo MAPA ...

veterinário responsável pela necropsia tenha conhecimento da lista de doenças de notificação obrigatória, conforme emitido pelo MAPA (Anexo 2).

Uma vez finalizada a necropsia, deve-se proceder imediatamente ao descarte dos despojos. Independentemente da causa do óbito, todo o material biológico deve ser tratado como de potencial risco contaminante. O descarte correto do material será devidamente explicado no Capítulo 4.

3. Material necessário

Para a realização da necropsia, idealmente, deve-se ter em mãos os seguintes materiais: faca reta, faca curva, pinça dente de rato, pinça anatômica, tesoura reta, tesoura romba, machado e alicate/podão/costótomo (Figura 26). Sempre



Figura 26. Instrumental recomendado para realização da técnica de necropsia.

que possível, dispor de chaira e pedra para amolar, que facilitam a manutenção do poder de corte das facas.

O fixador universal para a histopatologia é a solução de formalina a 10% tamponada (Figura 27.A), cujo preparo está descrito no Anexo 3. De igual modo, frascos coletores universais

O veterinário, assim como seu auxiliar na necropsia, deve estar com vacinação para raiva e tétano em dia, incluindo sorologia para verificação de título protetor (anticorpos) no caso da raiva.

para exames microbiológicos e toxicológicos devem estar à disposição. Frascos de urina estéreis podem servir para tal propósito (Figura 27.B).

Deve-se prezar pela utilização dos equipamentos de proteção individual (EPIs), tais como macacão ou jale-

co, avental, luvas descartáveis e botas laváveis (Figura 28). Máscaras, toucas e óculos de acrílico são opcionais, sendo obrigatórios quando há suspeita ou diagnóstico clínico de enfermidade zoonótica ou infectocontagiosa (Moura *et al.*, 2015).

O veterinário, assim como seu au-

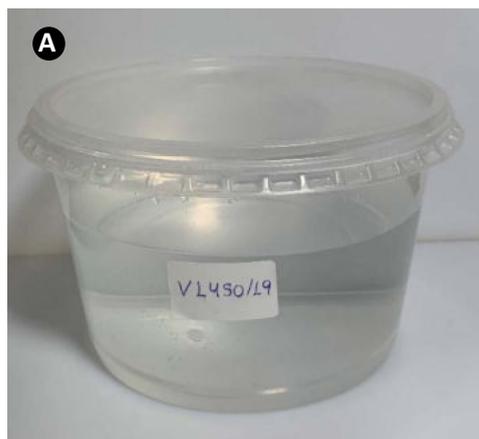


Figura 27. Frascos para coleta de material. (A) Pote plástico com solução de formalina. (B) Frascos coletores universais.



Figura 28. Paramentação para o procedimento de necropsia.

xiliar na necropsia, deve estar com vacinação para raiva e tétano em dia, incluindo sorologia para verificação de título protetor (anticorpos) no caso da raiva.

4. Exame cadavérico

4.1 Exame externo

A carcaça deve ser posicionada em decúbito lateral direito (lado esquerdo para cima), para permitir melhor visualização das vísceras abdominais *in situ* após a abertura da cavidade abdominal

A carcaça deve ser posicionada em decúbito lateral direito (lado esquerdo para cima), para permitir melhor visualização das vísceras abdominais in situ após a abertura da cavidade abdominal e facilitar a abertura do canal medular e a remoção da medula espinhal.

e facilitar a abertura do canal medular e a remoção da medula espinhal (Figura 29). A avaliação externa requer uma análise minuciosa de toda a superfície corporal, podendo ser necessário o reposicionamento do cadáver para avaliação de lesões externas (como escoriações, cicatrizes e feridas), tumorações e

ectoparasitas. Nessa etapa, é importante documentar precisamente as características únicas do animal necropsiado, tais como marcas e tatuagens, necessárias



Figura 29. Exame geral externo do cadáver (decúbito lateral direito).

para a identificação do cadáver.

Deve-se, em seguida, examinar com atenção todas as mucosas visíveis, orifícios externos, pele, pelos, articulações e cascos do animal, em atenção aos seguintes detalhes:

- Cavidade oral: a língua e as mucosas (Figura 30.A) devem ser examinadas quanto a sua integridade, coloração, pigmentação e presença de corpos estranhos. O ventre lingual e a integridade da arcada dentária devem ser examinados, especialmente em equinos mais velhos e com distúrbios gastrointestinais;
- Orifícios nasais: deve-se observar a coloração e a integridade da mucosa, considerando-se também o aspecto geral da secreção nasal;
- Olhos: cada olho deve ser avaliado individualmente quanto à cor e ao aspecto das mucosas, da esclera e da integridade corneal (Figura 30.B);
- Pavilhão auricular: proceder à investigação de ectoparasitas e à avaliação do

aspecto do cerúmen;

- Ânus: deve-se avaliar a coloração e a integridade da mucosa anal;
- Vulva, vagina, pênis e escroto: é necessário averiguar a coloração e a integridade das mucosas. Nos machos, deve-se verificar se ele é castrado ou inteiro e se os testículos estão na bolsa escrotal, em caso dos animais que já atingiram a maturidade sexual;
- Pele: deve-se avaliar a integridade e a resistência da pele, junto ao turgor cutâneo, e a presença de ectoparasitas;
- Pelos: observar a integridade dos pelos, o brilho e a resistência ao desprendimento;
- Cascos: avaliar a integridade dos cascos quanto à banda coronária, ao talão, à sola e à ranilha;
- Umbigo: em neonatos e filhotes, deve-se avaliar a cicatriz umbilical quanto a sua coloração, à presença de secreções e ao aumento de volume.

A coleta de material para exames laboratoriais (parasitológico, toxicoló-



Figura 30. Exame externo, avaliação das mucosas. (A) Mucosa oral. (B) Mucosa ocular.

gico, microbiológico e histopatológico), durante o exame externo, deve ser priorizada tão logo quanto à observação das alterações.

4.2 Exame interno

O exame interno da carcaça é iniciado com a desarticulação dos membros. Para a desarticulação do membro torácico esquerdo, deve-se seccionar a região axilar (Figura 31.A), desprendendo os ligamentos e os músculos das regiões escapulares e costais. Na desarticulação do membro pélvico esquerdo, é preconizado o corte semicircular na região inguinal (Figura 31.B), próxima à inserção do membro, a fim de acessar a articulação coxofemoral. Os membros desarticulados devem ser deslocados dorsalmente (Figura 31.C).

Em seguida, realiza-se uma incisão

cutânea na linha média desde a região mentoniana (Figuras 32.A e 32.B) até o ânus, contornando o prepúcio ou as glândulas mamárias em sua porção superior. Em garanhões, é necessário proceder à secção da bolsa escrotal e à exposição dos testículos previamente à desarticulação dos membros, a fim de evitar a secção indevida do ducto espermático. Devem-se dissecar individualmente ambos os funículos espermáticos até o anel inguinal e rebater o pênis caudalmente junto aos testículos. A pele seccionada deve ser rebatida dorsalmente (Figura 32.C), junto aos membros torácico e pélvico esquerdos. Nesta etapa, a avaliação do tecido subcutâneo e da musculatura externa deve ser realizada (Figura 32.D). É também recomendada a avaliação dos linfonodos externos (submandibular, cervicais superficiais e

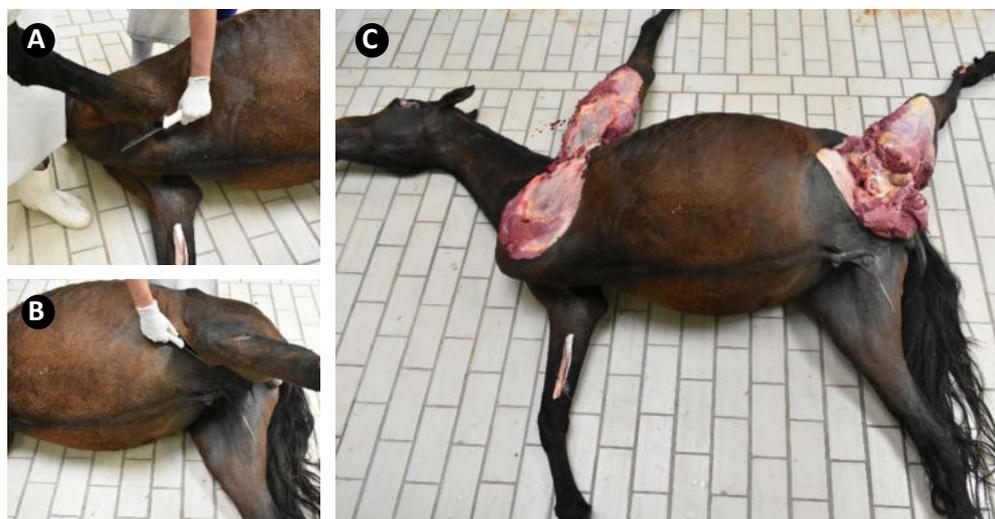


Figura 31. Desarticulação dos membros. (A) Membro torácico esquerdo. (B) Membro pélvico esquerdo. (C) Membros desarticulados rebatidos dorsalmente à carcaça.

axilares) com cortes longitudinais.

Para acessar a cavidade abdominal, preconiza-se uma incisão com faca curva margeando o arco costal do esterno até a última costela, conforme linha tracejada da Figura 33. Durante a abertura da cavidade peritoneal, avalia-se o posicionamento *in situ* das vísceras abdominais (Figura 34.A). A cólica equina é comumente associada com deslocamentos ou torções intestinais que devem ser identificados *in situ*, antes da manipulação ou da remoção das vísceras. A fim de facilitar a visualização dos demais segmen-

tos gastrointestinais, deve-se tracionar o ceco e o cólon maior ventralmente para fora da carcaça (Figura 34.B)

Para fins didáticos e em atendimento à proposta deste caderno técnico sobre doenças do SNC de equinos, e à sequência de exame e remoção dos órgãos, este guia passará para a abertura do crânio para retirada do encéfalo, e depois retornará ao exame e à remoção dos órgãos das cavidades peritoneal (a partir do tracionamento do ceco e do cólon maior para fora da carcaça) e torácica. Contudo, durante o exame de



Figura 32. Incisão da pele. (A) Mento mandibular. (B) Pele das regiões mentoniana e cervical incisadas. (C) Corte da pele parcialmente rebatida nas regiões torácica e abdominal. (D) Pele da região toracoabdominal completamente rebatida.

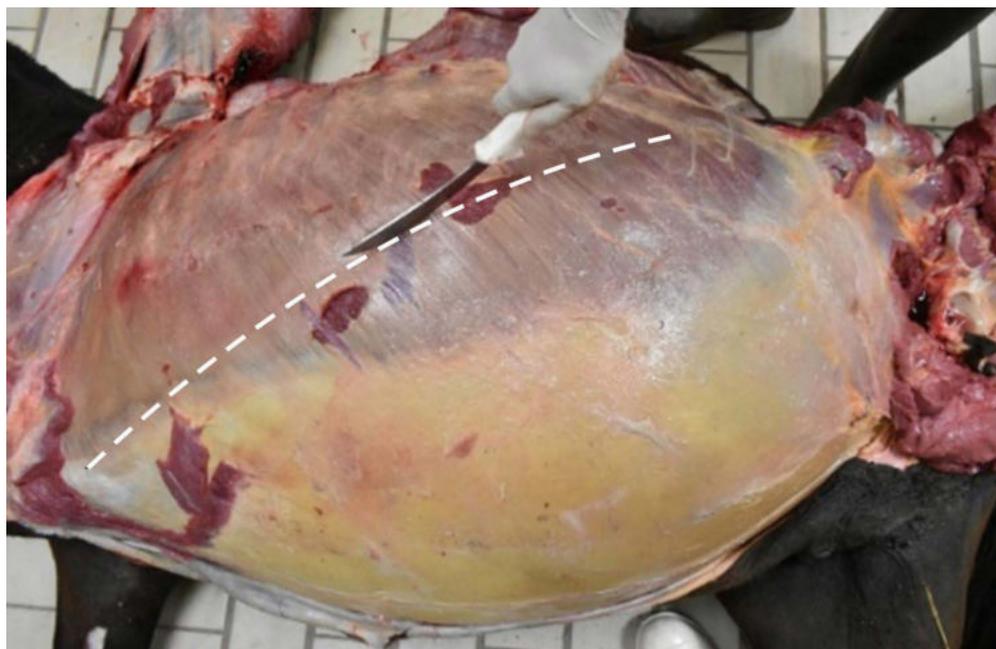


Figura 33. Abertura da cavidade abdominal seguindo o arco costal (linha tracejada).



Figura 34. Abertura da cavidade peritoneal. (A) Órgãos da cavidade peritoneal posicionados *in situ*. Observar o ceco (segmento ventral) e o cólon maior (segmento dorsal). (B) Ceco e cólon posicionados fora da carcaça.

necropsia, é possível a mobilização da equipe para a retirada simultânea do encéfalo e órgãos cavitários.

Para retirada da cabeça, deve-se primeiramente realizar incisão em “v”, rente aos arcos mandibulares (Figura 35.A), tracionando a língua caudalmente

(Figura 35.B). A sínfise mandibular pode ser separada com auxílio de um machado ou serra de mão, de modo a facilitar a retirar da língua.

O tracionamento da língua caudalmente permite a visualização do osso hioide, que deve ser seccionado em

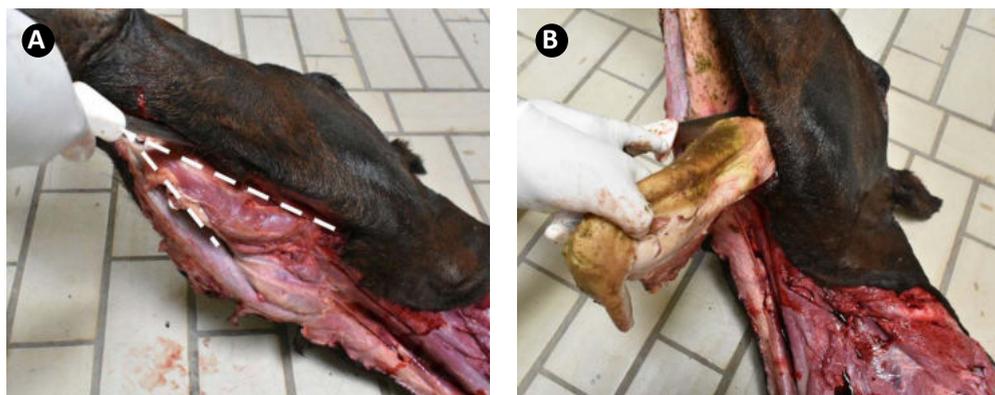


Figura 35. Dissecção da língua. (A) Corte em "v" na região mentoniana. (B) Tracionamento da língua.

sua articulação mais proeminente (ossos epi-hioides) (Figura 36.A). Nessa etapa, são acessadas as bolsas guturais (Figura 36.B), as quais devem ser examinadas quanto à presença de exsudatos e alterações de cor, odor e textura. Em seguida, o conjunto língua, esôfago e traqueia deve ser dissecado até a entrada do tórax.

Na região cervical, a pele, os músculos e os ligamentos devem ser seccionados para a retirada da cabeça (Figuras

37.A e 37.B). A articulação atlantoccipital deve ser seccionada em sua porção ventral (Figura 37.C).

A cabeça deve estar posicionada no solo ou em superfície plana estável (Figura 38.A). Deve-se realizar um corte transversal na região do osso frontal, acima da porção supraorbitária, livrando os seios paranasais frontais. Outro corte deve ser feito no sentido longitudinal, na região interparietal (Figura 38.B). Em seguida, rebate-se a pele

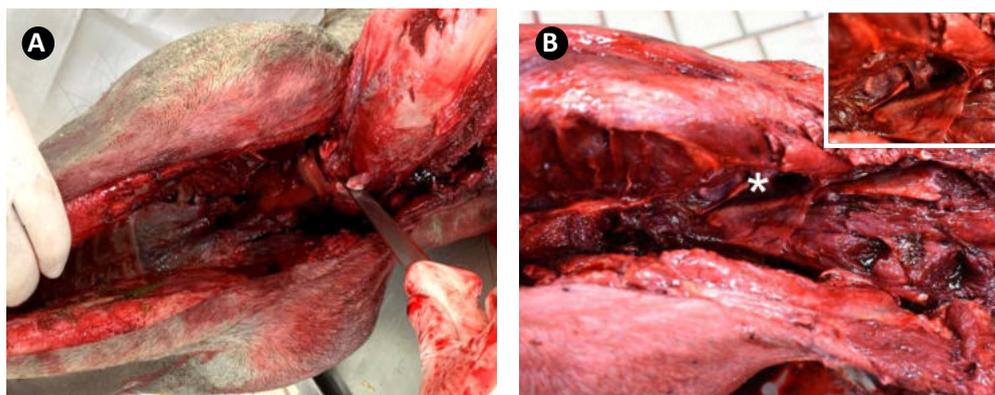


Figura 36. Desarticulação do hioide e avaliação das bolsas guturais. (A) Ponta da faca posicionada na região da articulação com osso epi-hioide. (B) Exame das bolsas guturais (asterisco). Detalhe: aproximação da bolsa gutural.

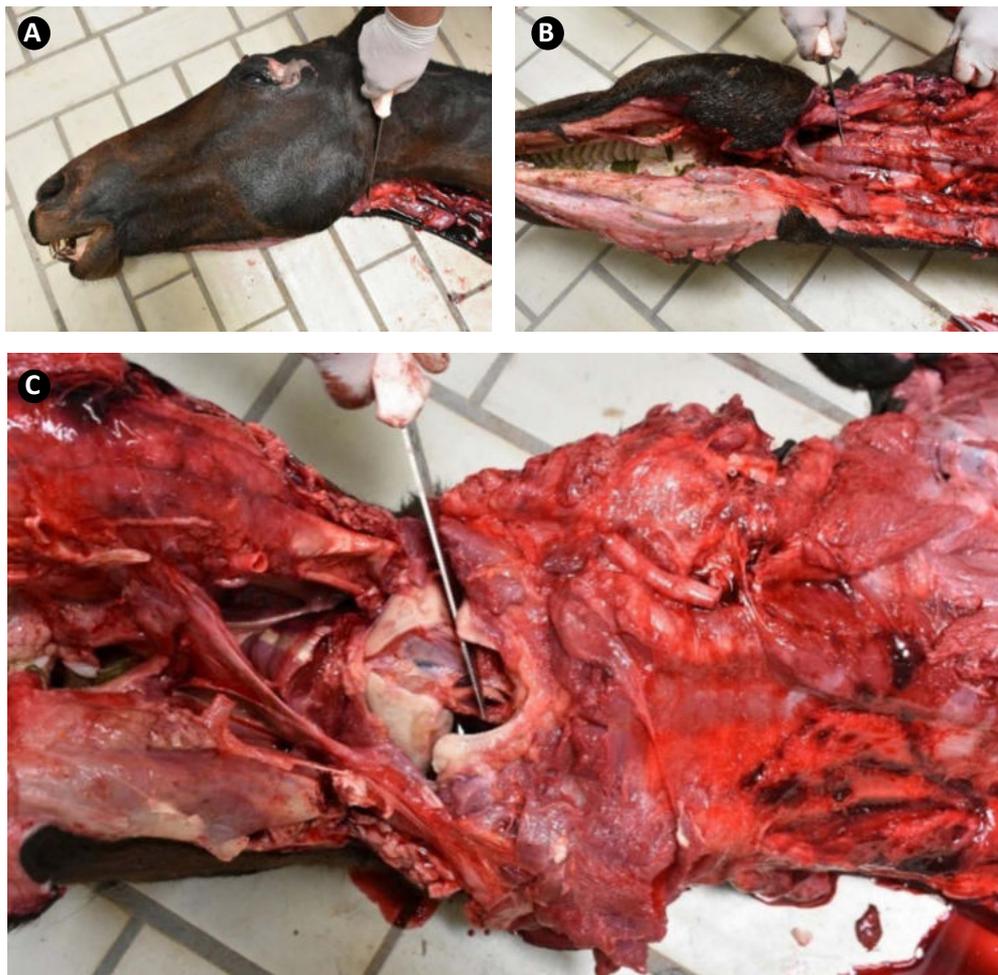


Figura 37. Retirada da cabeça. (A e B) Corte da pele, da musculatura e dos ligamentos cervicais. (C) Desarticulação da cabeça na região atlantoccipital.

(Figura 38.C) e a musculatura (Figura 38.D), para exposição da calota craniana (Figura 38.E).

Para abertura do crânio, é obrigatório o uso de escudos faciais e/ou óculos e máscaras de proteção (Figura 39).

Com o auxílio de um machado, devem-se desferir golpes retilíneos na região de osso frontal, caudalmente às apófises supraorbitárias, conforme li-

nha vertical tracejada na Figura 40.A. Os ossos temporais de ambos os lados devem ser igualmente acessados (Figuras 40.A e 40.B), ligando a área incisada do osso frontal com o forame magno, acima dos côndilos occipitais (Figura 40.C). Alternativamente, pode ser utilizada uma serra de mão para serrar o crânio na região das linhas tracejadas.



Figura 38. Exposição da calota craniana. (A) Cabeça posicionada ao solo. (B) Secção transversal e longitudinal da pele do crânio (região frontal e interparietal, respectivamente). (C) Pele rebatida. (D) Corte da musculatura temporal. (E) Exposição da calota craniana.

Após a retirada da calota craniana (Figura 41.A), deve-se retirar a dura-máter com o auxílio de pinça dente de rato e tesoura romba (Figura 41.B), para exposição das leptomeninges (Figura 41.C). Em seguida, procede-se à retirada cuidadosa do encéfalo e do corte individual dos pares de nervos cranianos na base do tronco encefálico. Nesse mo-

mento, alguns veterinários optam pela verticalização da cabeça para a facilitação do desprendimento encefálico por ação da gravidade, primando sempre pelo menor manuseio. Após a retirada do encéfalo, avalia-se a glândula hipófise e a integridade do osso esfenoide, que é um local relativamente frequente de fraturas em equinos.



Figura 39. Profissional devidamente paramentado durante abertura do crânio.

Continuando o exame e a remoção das vísceras abdominais, após o tracionamento do ceco e do cólon, faz-se a remoção do baço e do omento maior com auxílio de faca, margeando a curvatura maior do estômago (Figura 42).

Para a remoção dos intestinos, com o cólon maior e o ceco posicionados fora da carcaça (Figura 43.A), deve-se localizar e expor, primeiramente, o cólon menor na porção posterior do animal. Amarraduras duplas com barbante grosso devem ser feitas no início e no final do cólon menor (Figuras 43.B e 43.C), seguidas pelo corte e pela retirada do segmento intestinal (Figura 43.D). Em seguida, separam-se as alças

de intestino delgado, do mesentério, em toda a sua extensão. Após a localização dos segmentos iniciais do duodeno e aborais do íleo, realiza-se a remoção manual dos ligamentos que mantêm o intestino delgado fixado às vísceras adjacentes, principalmente no segmento duodenal. Ao notar a mobilidade do segmento intestinal, procede-se às amarraduras duplas e ao corte na região duodenal pós-pancreática (Figura 43.E) e na transição ileocecal (Figura 43.F). Os segmentos intestinais devem ser removidos rente ao eixo de implantação mesentérica.

Em seguida, deve-se remover a adrenal esquerda e rebater o rim do mesmo

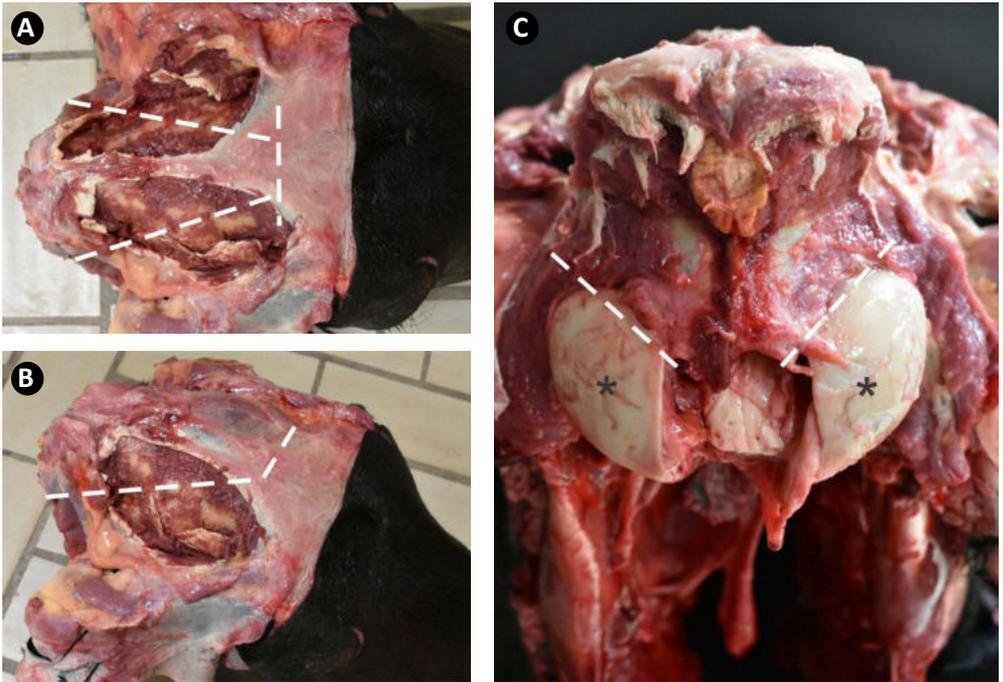


Figura 40. Abertura do crânio. As linhas tracejadas identificam as regiões para golpes com machado. (A) Plano dorsal. (B) Plano dorsolateral direito. (C) Plano caudal com evidência dos côndilos occipitais (asteriscos).

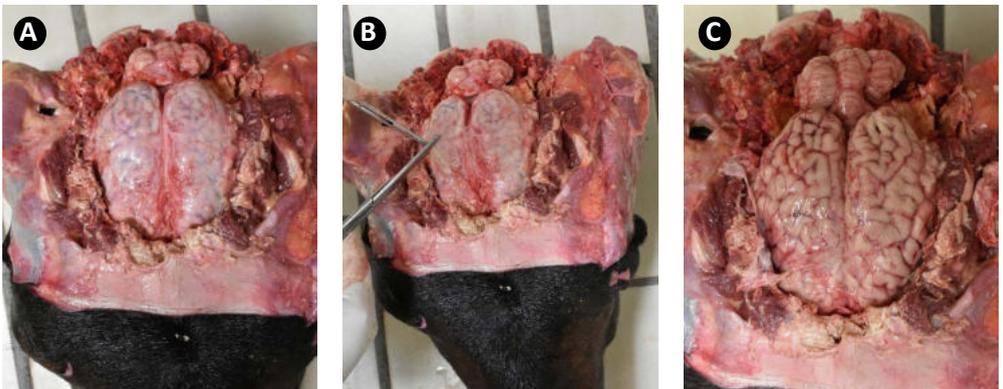


Figura 41. Retirada do encéfalo. (A) Órgão posicionado *in situ* após retirada da calota craniana. (B) Retirada da paquimeninge (dura-máter). (C) Exposição das leptomeninges.

lado, dorsalmente à carcaça. A aorta abdominal deve ser identificada (Figura 44.A) e seccionada com tesoura romba até a ramificação com a artéria mesen-

térica cranial (Figura 44.B). É fundamental a avaliação da parede e da íntima arterial para a busca de possíveis lesões parasitárias, caracterizadas por espessa-

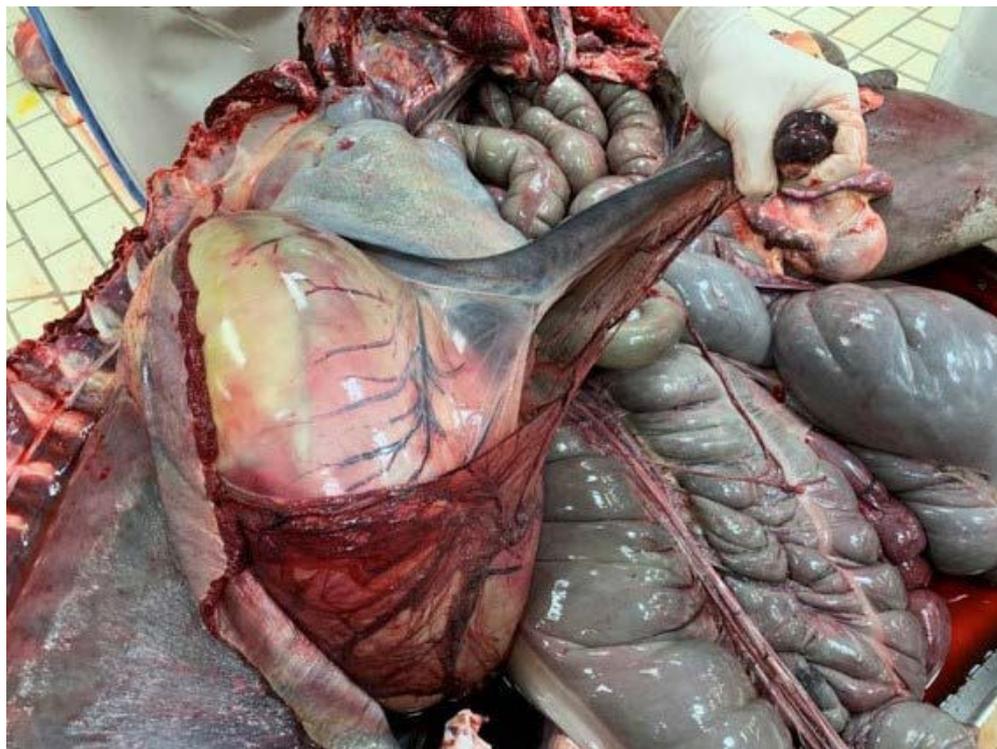


Figura 42. Remoção do baço.

mento firme e irregular com ocasional trombose, comumente associadas ao parasitismo por *Strongylus vulgaris*.

O cólon maior e o ceco são removidos junto com uma porção da artéria mesentérica anterior na entrada ileocecal (Figura 45.A). O cólon menor (Figura 45.B) e o intestino delgado (Figura 45.C) devem ser distendidos no chão em zigue-zague.

Para a remoção do estômago, deve-se seccionar a porção esofágica oral ao esfíncter cárdia, não sendo necessário realizar amarraduras nessa etapa (Figura 46). Em seguida, retira-se a adrenal direita e rebate-se o rim do mesmo lado

com o ureter íntegro, ainda ligado ao órgão. Procede-se à remoção do fígado por meio do corte dos ligamentos hepatodiafragmáticos e dos vasos do hilo hepático.

Para a retirada do trato geniturinário e da porção aboral do intestino grosso (reto), é necessária a abertura do canal pélvico. Para tanto, golpeia-se com machado o osso pélvico em três diferentes pontos (Figura 47.A): corpo do íleo, corpo do púbis e corpo do ísquio, a fim de expor o canal pélvico (Figura 47.B). Após essa etapa, o ânus e a vulva ou o prepúcio devem ser contornados com faca. O conjunto de órgãos da cavida-

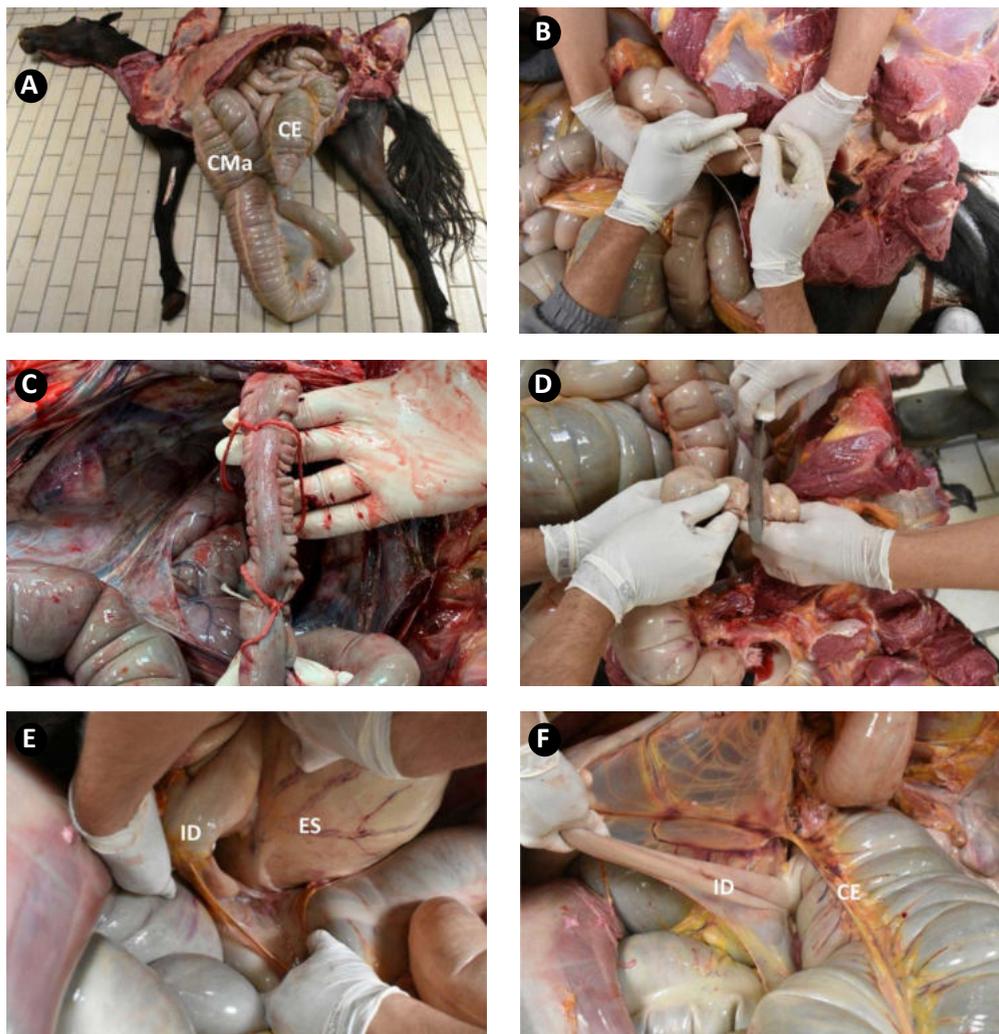


Figura 43. Remoção das alças intestinais. (A) Ceco e cólon maior posicionados fora da cavidade abdominal. (B e C) Amarraduras duplas no cólon menor. (D) Corte entre as ligaduras com faca. (E) Identificação do segmento duodenal (intestino delgado). (F) Identificação da transição ileocecal. Abreviaturas: cólon maior (CMa); intestino delgado (ID); estômago (ES); e ceco (CE).

de pélvica deve ser removido em monobloco, constituído por rins, bexiga, reto, ânus e genitália masculina (pênis e testículos) ou feminina (ovários, útero, vagina e vulva).

Para a abertura da cavidade torácica, utiliza-se uma faca para o corte do

diafragma em toda a sua porção lateral esquerda, margeando o arco costal do mesmo lado (Figura 48.A). Em seguida, com o auxílio de um podão (alicate ou costótomo) ou machado, deve-se seguir para o corte das costelas no sentido posterior-anterior dorsal, conforme

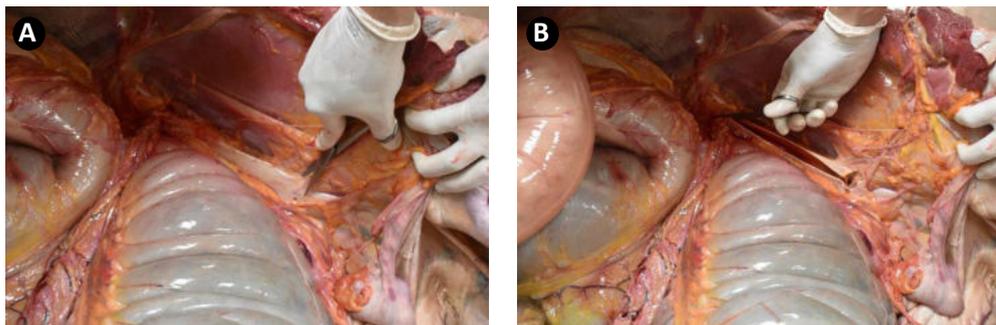


Figura 44. Avaliação da aorta abdominal e da artéria mesentérica cranial. Identificação (A) e corte da aorta abdominal até a entrada da artéria mesentérica cranial (B).



Figura 45. Disposição das alças intestinais. (A) Colón maior e ceco. (B) Cólon menor. (C) Intestino delgado.



Figura 46. Remoção do estômago.

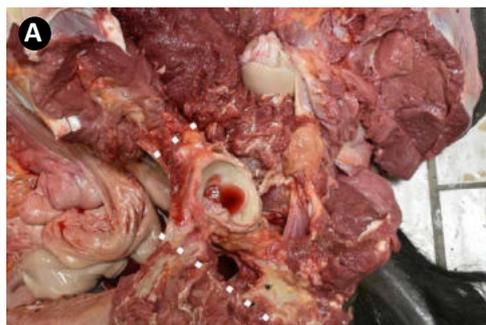


Figura 47. Abertura da cavidade pélvica. (A) Osso pélvico. Regiões tracejadas para golpes com machado. (B) Canal pélvico exposto para remoção do bloco de órgãos.

demonstrado nas Figuras 48.A e 48.B. A porção ventral do arco costal esquerdo pode ser desarticulada com faca nas junções costoverbrais (Figura 48.C), a fim de remover o arco costal para avaliação dos órgãos da cavidade torácica *in situ*

(Figura 48.D).

Nessa etapa, deve-se remover o diafragma ao seccioná-lo em toda a sua circunferência. Em seguida, o conjunto língua, esôfago, traqueia, coração e pulmões deve ser examinado *in situ* e remo-



Figura 48. Abertura da cavidade torácica. (A) Corte do diafragma com faca. Podão posicionado para corte das costelas na porção dorsal. (B) Corte das costelas com podão. (C) Corte com faca das articulações costoverbrais. (D) Arco costal removido com exposição dos órgãos torácicos.

vido em monobloco, sendo tracionado no sentido posterior (Figura 49).

Após a retirada do monobloco torácico, em caso de suspeita de raiva ou de histórico de acometimento medular, deve-se proceder à remoção da medula espinhal. Com a carcaça mantida em decúbito lateral direito, rebate-se a pele e a musculatura da linha da coluna vertebral para melhor visualização das estruturas ósseas (Figura 50.A). A fim de facilitar o manuseio da carcaça, pode-se optar nessa etapa pela retirada dos membros rebatidos anteriormente. Para abertura do canal medular, golpes de machado devem ser desferidos nos corpos vertebrais e nos processos transversos (processos laterais) (Figura 50.B). Com os

processos vertebrais removidos e a medula espinhal exposta (Figura 50.C), deve-se pinçar a dura-máter medular e cortando-se as ramificações dos nervos espinhais com o auxílio de uma tesoura (Figura 50.D), até a completa retirada da medula espinhal (Figura 50.E).

O exame individual dos órgãos, iniciado *in situ*, deve priorizar aquelas estruturas de mais rápida autólise e de menor potencial contaminante, iniciando pelo sistema nervoso central, e seguido pelos órgãos das cavidades torácica e peritoneal. Contudo, é importante salientar que essa sequência pode ser modificada conforme a suspeita clínica e a necessidade de coleta de material para o

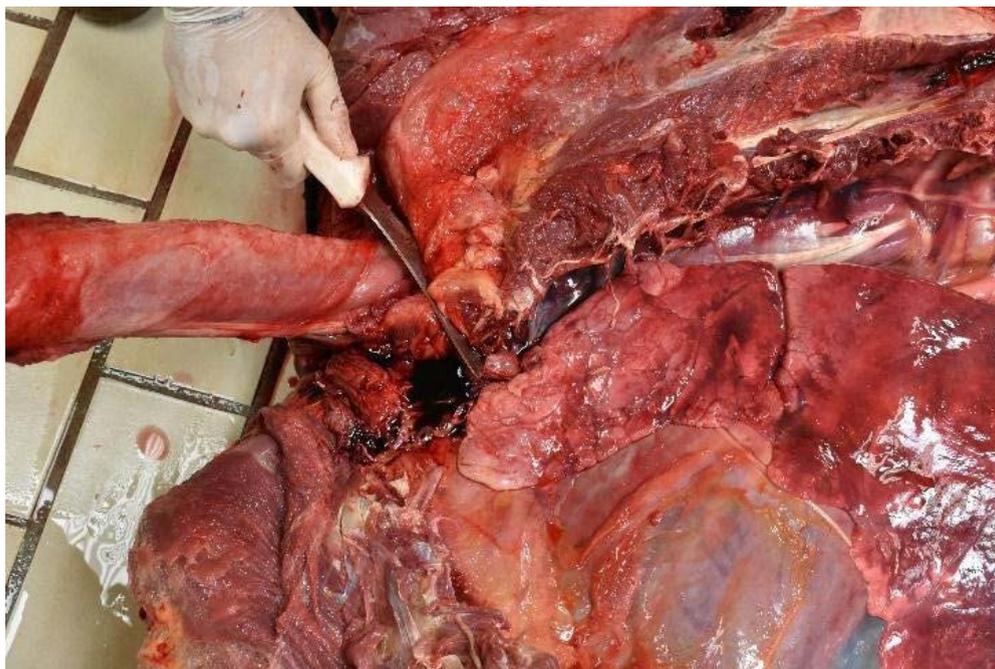


Figura 49. Remoção do monobloco torácico. Corte com faca dos ligamentos na entrada torácica.

diagnóstico microbiológico (bacteriológico, virológico, etc.). Desse modo, o encéfalo e a medula espinhal devem ser primeiramente examinados e conservados. Uma abordagem mais detalhada da coleta e do preparo para envio de amostras

do sistema nervoso central está descrita no item 6.1.

O monobloco torácico deve estar posicionado em uma superfície plana. Inicia-se a análise pela secção da língua com um corte longitudinal ao longo do

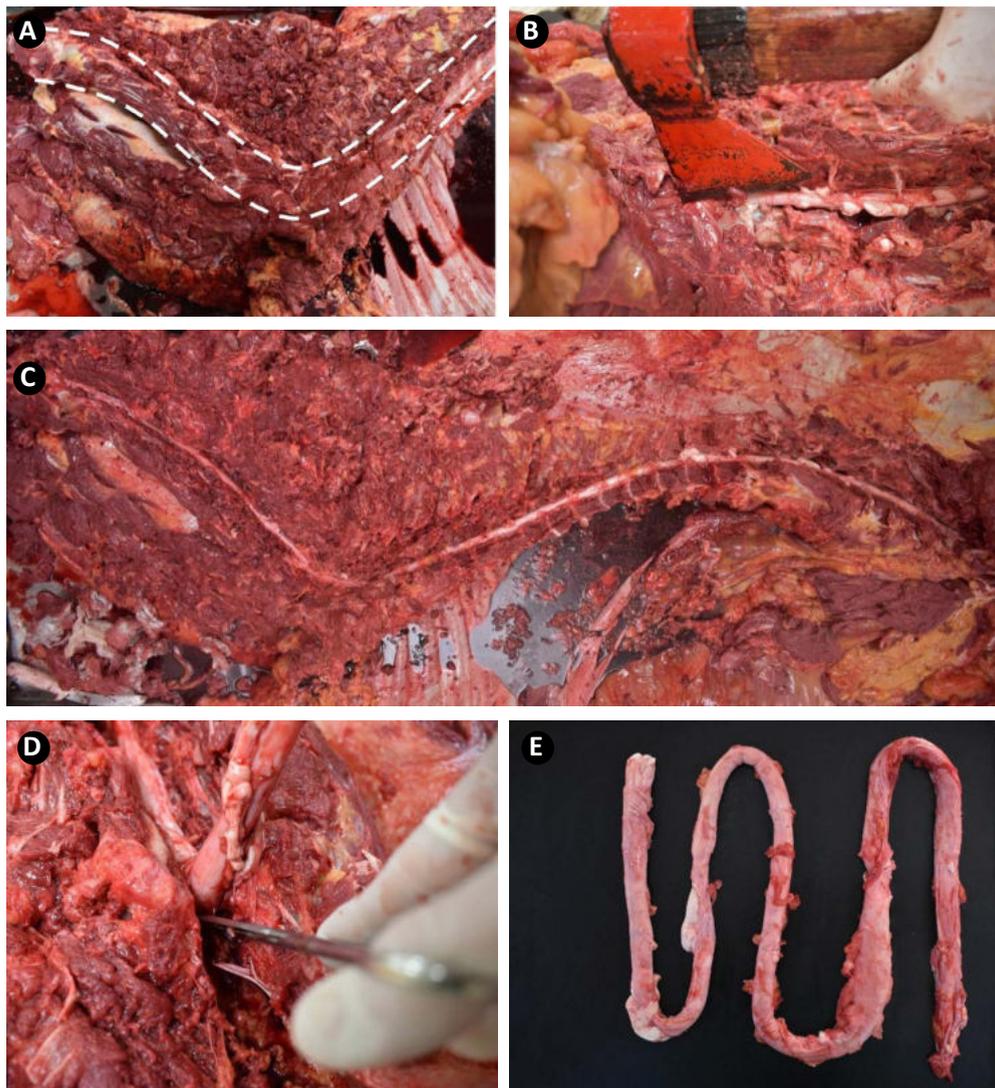


Figura 50. Coleta da medula espinhal. (A) Pele e musculatura da região cervical rebatidas, com exposição da coluna vertebral (espaço delimitado pelas linhas tracejadas). (B) Remoção dos processos vertebrais transversos com machado. (C) Exposição da medula espinhal em toda a sua extensão. (D) Remoção da medula espinhal. Corte com tesoura dos nervos espinhais. (E) Medula espinhal removida.

sulco mediano na face dorsal do órgão. Em seguida, deve-se dissecar o esôfago da traqueia (Figura 51.A), para, então, abrir o esôfago longitudinalmente por toda sua extensão (Figura 51.B). Devem-se igualmente avaliar as glândulas tireoides e os linfonodos regionais com um corte longitudinal único. A laringe e a traqueia devem ser seccionadas longitudinalmente (Figura 51.C), seguindo-se pelas ramificações bronquiais (Figura 51.D). Secções profundas devem ser realizadas para avaliação da superfície de corte pulmonar.

Para a abertura do coração, deve-se remover o saco pericárdico com auxílio de pinça e tesoura, expondo o epicárdio (Figura 52.A). Em seguida, procede-se à secção dos grandes vasos na base do

coração para separação completa desse órgão do monobloco torácico (Figura 52.B). Para a abertura do coração, deve-se manipular o órgão com a base cardíaca voltada para o necropsista, iniciando o corte pelo átrio direito ao introduzir a tesoura na entrada das veias cavas, seguindo até o corte da aurícula no sentido horário. Em seguida, secciona-se o ventrículo direito no sentido anti-horário, margeando o septo interventricular até a saída na artéria pulmonar (Figuras 52.C e 52.D). Para a abertura das câmaras cardíacas esquerdas, deve-se fazer um único corte longitudinal com faca no ventrículo esquerdo, tomando-se como ponto de partida a base auricular do mesmo lado (Figura 52.E). O endocárdio e as valvas devem ser examinados

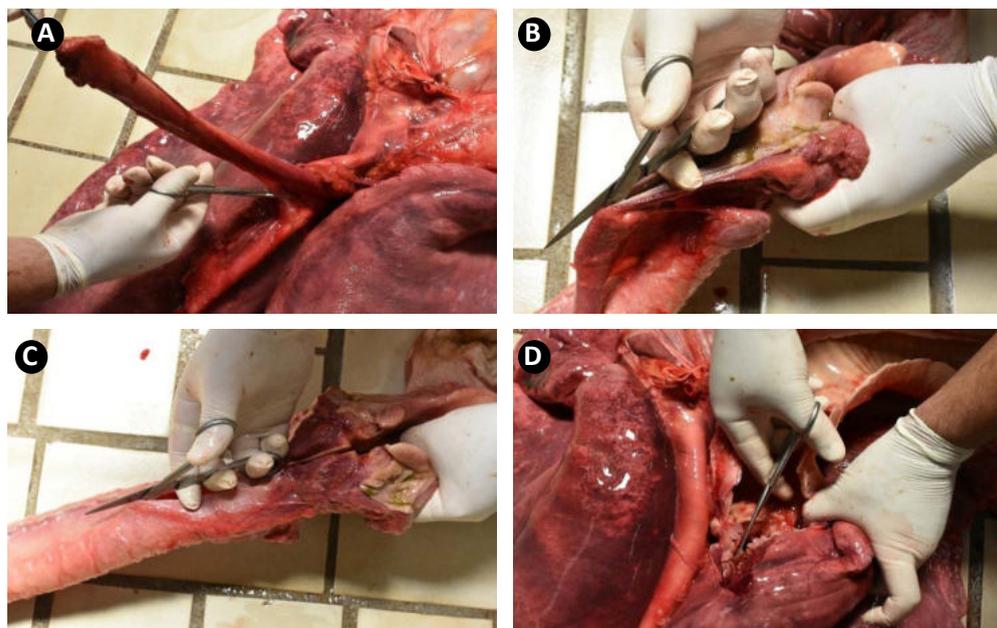


Figura 51. Avaliação do monobloco torácico. (A) Divulsão do esôfago. (B) Corte longitudinal do esôfago. (C) Corte longitudinal da traqueia. (D) Abertura das junções bronquiais.

cuidadosamente. A abertura da aorta (Figura 52.F) deve ser precedida pelo corte das valvas mitrais. Cortes profundos na região dos músculos papilares possibilitam a avaliação da superfície de corte do miocárdio ventricular.

Para o exame do baço, recomenda-se fazer secções transversais com faca

ao longo de toda a superfície, a fim de expor o parênquima esplênico (Figuras 53.A e 53.B).

O exame do fígado segue de maneira similar ao do baço, com incisões transversais nos lobos hepáticos, distando, em média, três centímetros entre cortes (Figura 54.A). A Figura 54.B

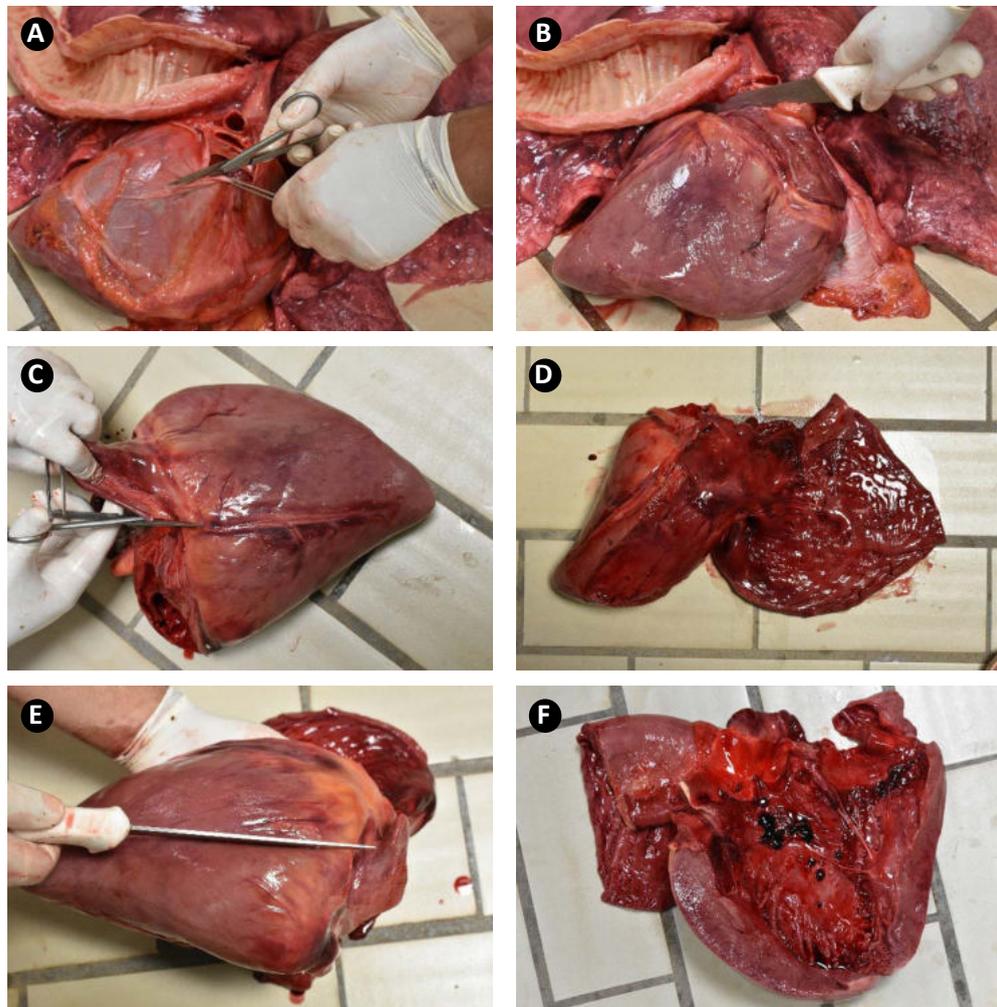


Figura 52. Abertura do coração. (A) Retirada do saco pericárdico. (B) Corte dos grandes vasos com epicárdio exposto. (C) Abertura do ventrículo direito. (D) Câmaras atrioventriculares direitas abertas. (E) Corte do ventrículo esquerdo para acesso às câmaras atrioventriculares. (F) Avaliação macroscópica do átrio e do ventrículo esquerdos com aorta exposta.



Figura 53. Avaliação macroscópica do baço. (A) Faca curva posicionada para corte transversal seriado. (B) Superfície de corte esplênica.

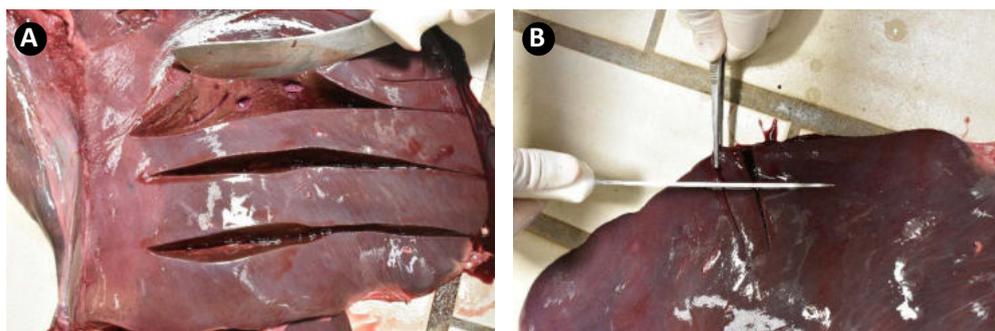


Figura 54. Avaliação macroscópica do fígado. (A) Superfície de corte hepática após cortes transversais seriados. (B) Coleta de amostra para exames complementares.

exemplifica a coleta de amostras para o exame histopatológico e outros exames complementares.

A abertura e a avaliação do pâncreas devem seguir o procedimento preconizado para o baço e o fígado. Os linfonodos mesentéricos devem ser incisados longitudinalmente para avaliação da superfície de corte.

Na avaliação do sistema urinário, é recomendada a remoção da cápsula de ambos os rins com o auxílio de uma pinça dente de rato. Na sequência, secciona-se longitudinalmente cada órgão

por sua face convexa (Figura 55.A). Os ureteres podem ser examinados externamente, seccionando e coletando-os para exames complementares sempre que necessário. Em seguida, para o exame da bexiga urinária, procede-se a um corte longitudinal na altura do trígono vesical, seguindo pela face ventral até o término da uretra (Figura 56.B). As adrenais devem ser avaliadas por meio de um corte longitudinal.

Durante a avaliação do sistema genital masculino, deve-se seccionar transversalmente a próstata e fazer um corte

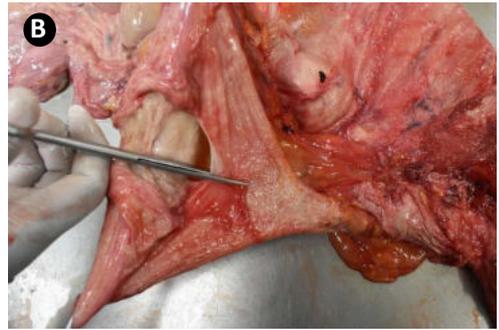


Figura 55. Avaliação do sistema urinário. (A) Superfície de corte do rim para avaliação. (B) Abertura da bexiga urinária.

longitudinal em ambos os testículos. Nas fêmeas, deve-se seccionar ambos os ovários com cortes longitudinais, seguidos pela abertura de ambos os cornos e do corpo uterino, da vagina e da vulva.

As vísceras gastrointestinais são os últimos órgãos a serem avaliados da cavidade abdominal, considerando seu potencial contaminante e odor fétido. Essa etapa se inicia com a avaliação do estômago. Com o órgão posicionado em uma superfície sólida, deve-se seccionar a curvatura maior gástrica interligando as regiões cárdica e pilórica (Figura 56.A). Cada segmento de alças intestinais deve ser disposto em zigue-

-zague, sendo aberto longitudinalmente para análise completa (Figura 56.B). Sempre que houver necessidade de coleta de amostras e de conteúdo do trato gastrointestinal para exames microbiológicos, recomenda-se a mínima manipulação, com a retirada de fragmentos idealmente íntegros, dotados de amarraduras simples em cada extremidade, o que diminui a possibilidade de contaminação exógena.

Por fim, recomenda-se que a avaliação das articulações seja realizada por último, visto que essas são as últimas estruturas a sofrerem com o processo autolítico. Deve-se avaliar a pele da re-



Figura 56. Exame macroscópico do trato gastrointestinal. (A) Corte com faca da curvatura maior gástrica. (B) Alças do intestino delgado dispostas em zigue-zague e seccionadas longitudinalmente.

gião articular em busca de aumentos de volume, lacerações, fístulas, alterações de coloração, etc. Para acessar a cavidade articular, são realizados cortes transversais com uma faca sobre os músculos, os ligamentos e os tendões da região. Com a articulação aberta, deve-se avaliar a congruência das faces articulares bem como sua integridade, o líquido sinovial e a integridade dos ligamentos. As articulações mais frequentemente avaliadas são as metacarpofalangeanas, metatarsofalangeanas, femorotibiopatelares e coxofemorais. A avaliação das demais articulações deve proceder conforme suspeita clínica prévia. Para a coleta do líquido sinovial, recomenda-se a utilização de *swab* ou seringa estéril, com a ressalva de que a amostra deve ser prévia e corretamente armazenada em tubo estéril refrigerado por até 48 horas.

5. Exames adicionais realizados em casos de suspeita específica

5.1. Neurite da cauda equina

Neurite da cauda equina é um tipo de polineurite progressiva, na qual os animais apresentam sinais clínicos referentes ao comprometimento dos nervos sacrococcídeos (e.g. anestesia perineal, paralisia da cauda, incontinência urinária, retenção de fezes, etc.). O diagnóstico anatomopatológico consiste

na avaliação das alterações medulares. Portanto, preconiza-se a coleta do segmento medular espinhal referente à região da cauda equina, devendo ser encaminhado para análise histopatológica, após fixação na solução de formalina, juntamente com segmentos das demais porções medulares. Para isso, a abertura do canal medular deve se estender até o final das vértebras lombares e o início das vértebras sacrais.

5.2. Miopatias

Em casos de suspeita de doenças musculares, é necessária a coleta de tecido muscular, de modo a minimizar os artefatos de contração gerados na fase de rigor, o que pode ocorrer mesmo durante a fixação do fragmento extracorpóreo em solução de formalina.

Desse modo, recomenda-se a fixação de segmentos musculares estirados longitudinalmente. Para tanto, o fragmento deve ser disposto sobre uma estrutura rígida, tal como um *clamp* (presilha) muscular ou depressor lingual (“palito de picolé”). Neste último método, as extremidades do fragmento podem ser fixadas à base de madeira do depressor lingual, com o auxílio de tachas/percevejos, ou mesmo de agulhas, em ambas as extremidades.

Após fixação, deve-se priorizar o uso da área central do fragmento para o processamento histopatológico, descartando-se as extremidades previamente imobilizadas.

Por fim, amostras de tecido muscular podem ainda ser congeladas em *freezer* para outros exames complementares adicionais.

5.3. Secreção nasal e dispneia

Para o exame da cavidade nasal, deve-se realizar um corte longitudinal na linha mediana, com remoção do septo nasal para a evidenciação dos seios e das conchas. Avalia-se a integridade das mucosas em busca de irregularidades (erosões, vesículas, nodulações, etc.). Deve-se avaliar o posicionamento normal das estruturas anatômicas. A região de osso etmoidal merece atenção redobrada em animais com histórico de epistaxe, sendo recomendada a procura por hematomas nessa região.

5.4. Síndrome de Wobbler

Em casos suspeitos de mielopatia estenótica cervical, é recomendada a remoção da medula espinhal para o exame histopatológico, seguida da análise cuidadosa do canal medular para detecção de possíveis áreas de estreitamento das vértebras cervicais. Depois da remoção da medula espinhal, a região cervical pode ser flexionada para investigação de áreas de compressão dinâmica, e as articulações intervertebrais devem ser examinadas para observação de alterações conformacionais.

5.5. Trombose aortoilíaca

Em animais com histórico de claudicação, fraqueza, paresia ou paralisia dos membros pélvicos, deve-se acessar a

aorta abdominal, bem como suas ramificações com as artérias ilíacas internas de ambos os lados. Nessa etapa, procede-se à avaliação minuciosa da integridade vascular na busca por irregularidades (e.g. trombose).

5.6. Disautonomia

A disautonomia equina, também mencionada como “*equine grass sickness*”, é uma neuropatia que afeta os sistemas nervosos central e periférico, principalmente relatada em animais de pastagem. Embora a doença cause lesões neuronais degenerativas de distribuição anatômica generalizada, o fenótipo clínico mais prevalente e severamente afetado consiste na disfunção do sistema nervoso autônomo e do sistema nervoso entérico.

Para confirmação da condição no diagnóstico *post mortem*, é recomendada a identificação das alterações típicas relacionadas ao sistema gastrointestinal. O diagnóstico definitivo baseia-se na realização do exame histopatológico de gânglios autônomos (pré-vertebral e paravertebral), bem como de gânglios do plexo mioentérico. Deve-se, pois, coletar múltiplos segmentos de diferentes porções dos intestinos (delgado e grosso). Se for possível localizar os gânglios cervical cranial e mesentérico cranial e caudal, além da cadeia simpática abdominal e torácica, esses podem ser coletados e propriamente armazenados em solução de formalina.

6. Coleta e preparo de amostras

Os fragmentos de tecidos encaminhados ao exame histopatológico devem respeitar o diâmetro de $1,0 \text{ cm}^3$ (Figura 57), sendo a proporção de tecido:formalina não maior que 1:10, em obediência ao poder de penetração do fixador em condições naturais (temperatura ambiente ou refrigerado). Ainda que não completamente fixadas, as amostras podem ser encaminhadas ao laboratório em solução de formalina a 10%. Um cuidado adicional deve ser dedicado ao preparo e à manipulação da solução, conside-

rando sua alta toxicidade, seguindo o protocolo de preparo de formalina tamponada a 10% (Anexo 3).

O material coletado para exames complementares deve ser acondicionado em um sistema de envasamento triplo: embalagem primária (frascos coletores, potes, sacolas plásticas, entre outros, previamente identificados), embalagem secundária (sacolas ou potes plásticos, preferencialmente) e embalagem terciária (recomendado um recipiente rígido, de preferência uma caixa de isopor) com gelo reciclável e preenchidos os espaços vazios, a exemplo, com papel toalha ou jornal

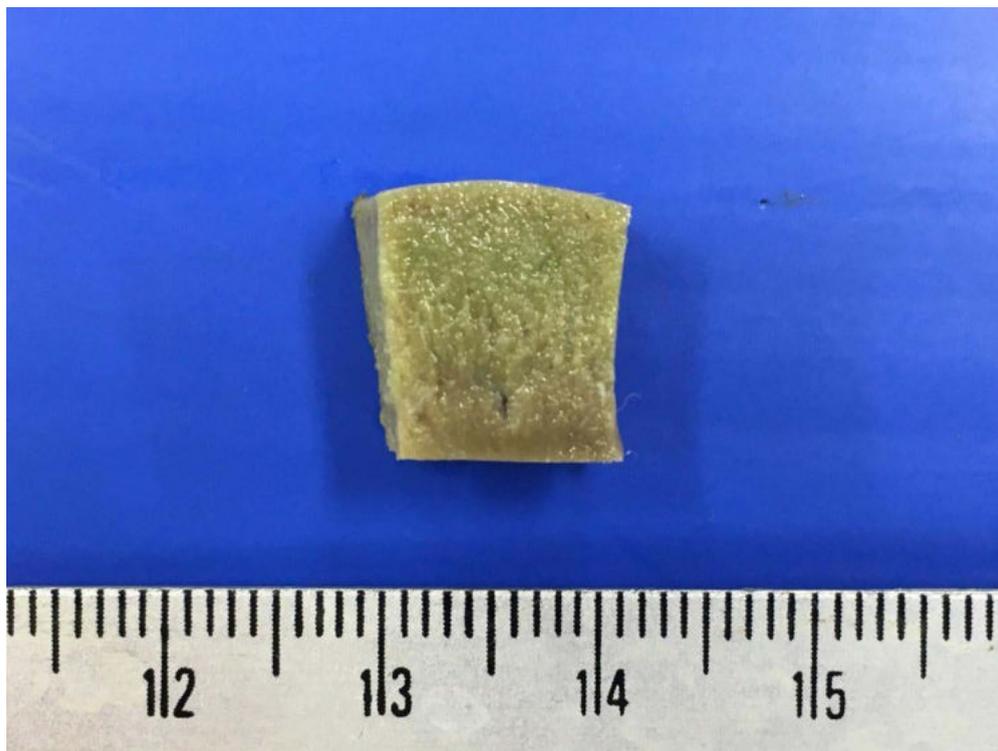


Figura 57: Fragmento de tecido com tamanho recomendado de $1,0 \text{ cm}^3$ para análise histopatológica.

(Figura 58.A). Para exames microbiológicos, as amostras de tecidos devem ter pelo menos 8 cm de diâmetro, de modo a permitir a secção. Para exames toxicológicos, muitas vezes as amostras devem ser ainda maiores, dependendo dos testes a serem realizados.

As amostras devem ser devidamente identificadas no frasco e/ou saco plástico, utilizando-se esparadrapos escritos com caneta esferográfica azul ou preta, evitando-se identificar diretamente no recipiente ou invólucro, e deve-se certificar que a identificação seja legível e não saia durante o transporte (Figura 58.B).

6.1. Coleta de material para animais com sintomatologia neurológica grave e/ou morte súbita

No caso de animais com histórico/suspeita clínica prévia de doença neurológica, é obrigatória a realiza-

ção de exames complementares a partir do encéfalo e da medula espinhal, para a investigação diagnóstica de raiva e diferencial com outras enfermidades. As amostras submetidas a testes biológicos e moleculares devem ser idealmente refrigeradas (2-8 °C), sendo permitido congelá-las unicamente quando o tempo para chegada do material ao laboratório for superior a 24 horas. O exame histopatológico não deve ser desprezado, sendo recomendado conservar fragmentos em duplicata com solução de formalina a 10%.

Em caso de suspeita de animal acometido com raiva, a coleta das amostras deve ser realizada por médico veterinário ou por profissional habilitado por ele, ambos devidamente treinados e adequadamente imunizados. Contudo, o envio das amostras é de responsabilidade restrita do médico veterinário (oficial ou autônomo).

Para a coleta de amostras do siste-



Figura 58. Preparo de amostras. (A) Caixa de isopor para envio de amostras resfriadas para exame microbiológico. (B) Pote plástico, previamente identificado, contendo fragmentos de tecidos fixados em solução de formalina a 10%.

ma nervoso central (SNC), o encéfalo deve ser posicionado em uma superfície plana e bem iluminada (Figura 59.A). Com o encéfalo posicionado ventralmente (Figura 59.B), precede-se ao corte em “v” profundo do tálamo na porção cranial aos colículos rostrais, margeando ambos os nervos

ópticos e separando o segmento do restante das estruturas telencefálicas (Figuras 59.C). Na sequência, o cerebelo deve ser separado do tronco encefálico pelo corte dos pedúnculos cerebelares (Figura 59.D), obtendo-se três porções anatômicas do conjunto encefálico (Figura 59.E).

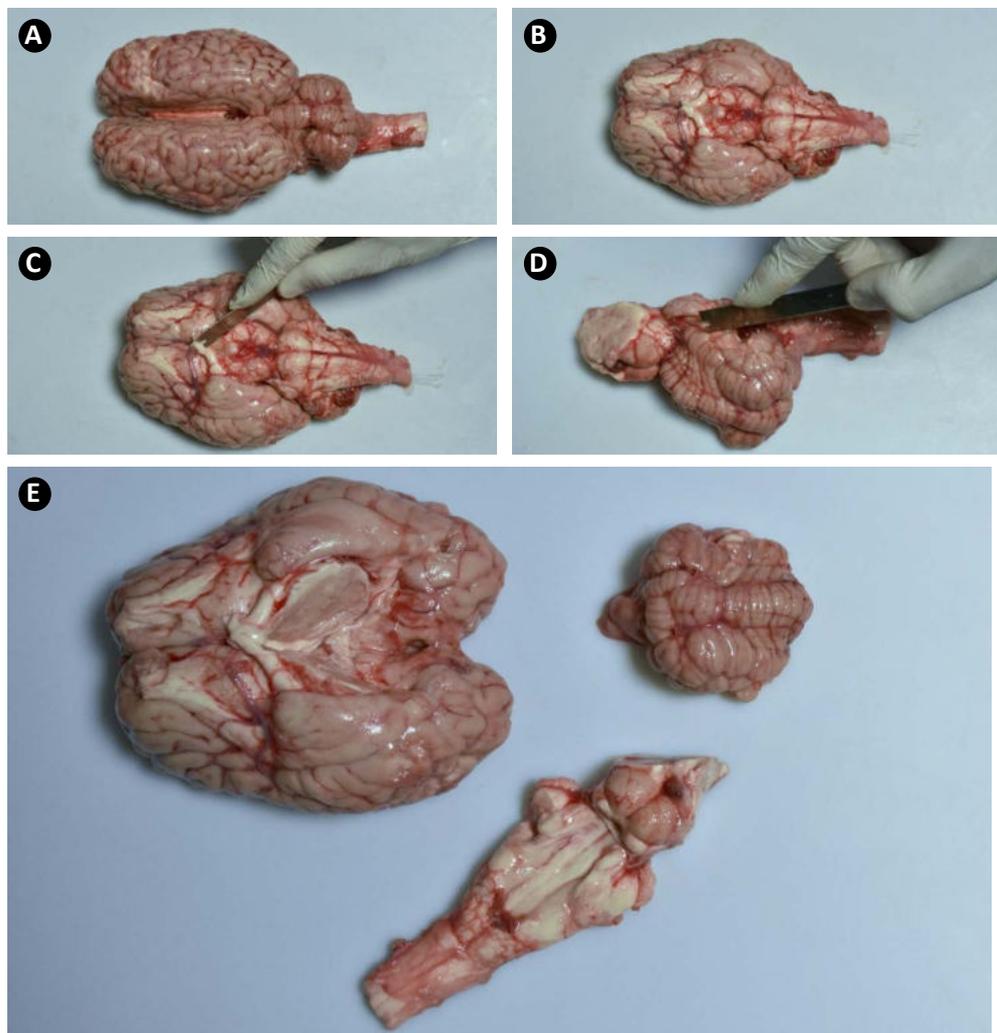


Figura 59. Coletas de amostras do SNC. (A) Encéfalo, superfície dorsal. (B) Encéfalo, superfície ventral. (C) Corte talâmico para separação do tronco encefálico. (D) Corte com navalha dos pedúnculos cerebelares para separação do cerebelo. (E) Segmentos anatômicos separados.

A subdivisão de segmentos encefálicos continua com o tronco encefálico, seccionando-se uma fatia completa do rombencéfalo na altura do óbex ($\approx 1,0$ cm de espessura) (Figura 60.A), seguido pelo corte da porção terminal do tronco encefálico para obtenção do segmento da medula espinhal cervical. O cerebello deve

ser seccionado sagitalmente para obtenção de uma fatia do órgão (Figura 60.B). De modo semelhante, uma fatia do tálamo deve ser obtida por meio do corte com navalha do segmento remanescente do órgão junto ao telencéfalo (Figura 60.C). Por fim, procede-se ao corte na porção medial de um dos hemisférios telence-

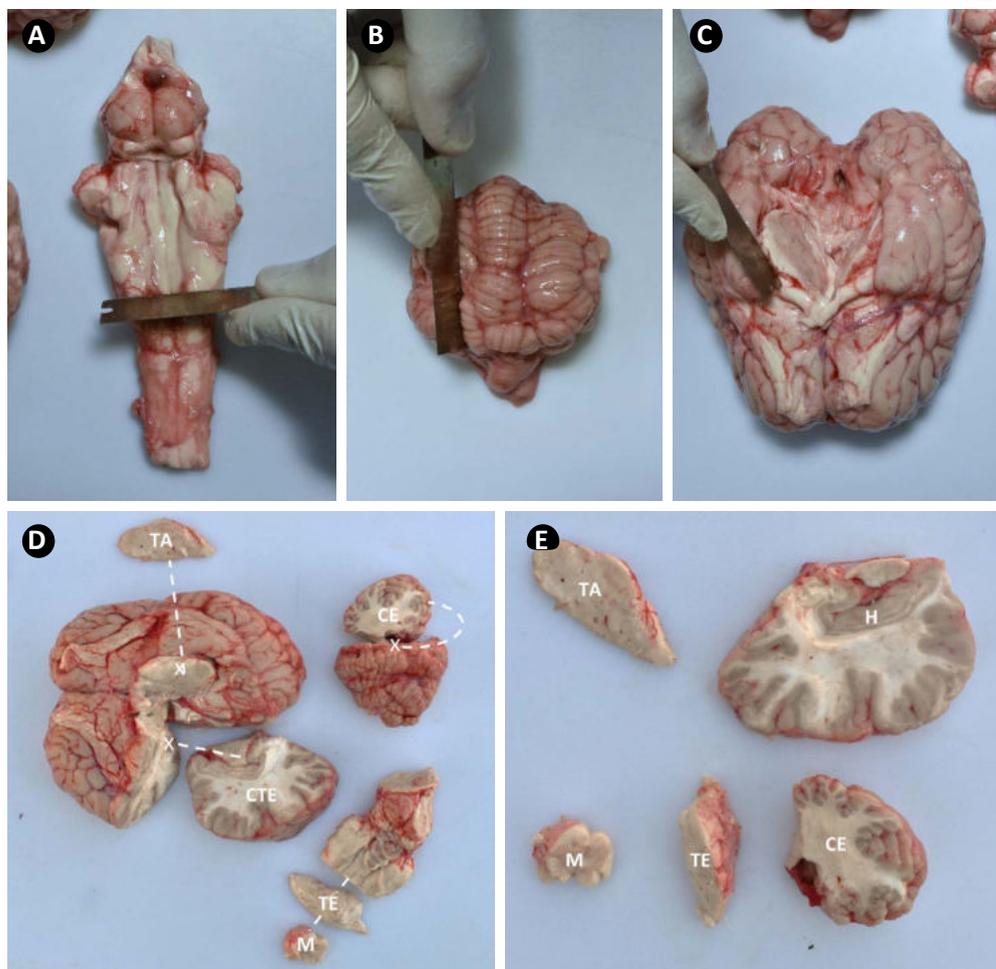


Figura 60. Coletas de amostras representativas do SNC. (A) Corte transversal do tronco encefálico. (B) Corte sagital do cerebello. (C) Corte do tálamo *in situ*. (D) Amostras do encéfalo com base no sítio de obtenção. (E) Amostras do encéfalo separadas para o exame de raiva. Abreviações: cerebello (CE); medula espinhal cervical (M); tálamo (TA); tronco encefálico (TE); hipocampo (H); e córtex telencefálico (CTE).

fálicos, para que seja contemplado o hipocampo. A Figura 60.D sinaliza a origem de cada um dos segmentos removidos com base no seu sítio de obtenção. Os cinco fragmentos obtidos representam minimamente o SNC (córtex telencéfalo com segmento do hipocampo, tálamo, cerebelo, tronco encefálico e medula espinal cervical) (Figura 60.E). Em equídeos, a análise da medula espinal é de grande importância para o diagnóstico da raiva e de outras encefalites infecciosas, sendo fortemente recomendado o envio de segmentos adicionais da medula espinal (torácica e lombar), junto ao mínimo acima preconizado.

As amostras frescas devem ser acondicionadas em sacolas plásticas devidamente identificadas e vedadas, acomodadas em caixa de isopor com gelo reciclável, conforme demonstrado na Figura 58.A. Amostras em duplicata dos mesmos segmentos utilizados para o exame de raiva podem ser refrigeradas/congeladas para exames microbiológicos adicionais. O restante dos fragmentos deve ser fixado em formol e encaminhado para análise histopatológica.

O material deve ser encaminhado juntamente com o formulário para requisição de exames para síndrome neurológica, com base no órgão de defesa agropecuária de cada região, amparado pela Portaria da Secretaria de Defesa Agropecuária (SDA), nº 168, com o preenchimento de todos os campos (Anexo 4). No estado de Minas Gerais, o Instituto Mineiro de Agropecuária (IMA) é o órgão regional responsável pelo recebimento e pela realização de exames para diagnóstico de raiva em ruminantes e equídeos. O formulário deve ser preenchido pelo veterinário responsável de forma legível e com

O material deve ser encaminhado juntamente com o formulário para requisição de exames para síndrome neurológica ... (Anexo 4). No estado de Minas Gerais, o Instituto Mineiro de Agropecuária (IMA) é o órgão regional responsável pelo recebimento e pela realização de exames para diagnóstico de raiva em ruminantes e equídeos.

todas as informações de histórico e de avaliação clínica. Sugere-se indicar (sublinhando ou circulando) os sinais clínicos que foram visualizados entre todos que estão disponíveis no formulário. Nesse anexo, também há um campo para observações, que pode e deve ser utilizado para completar o histórico do animal, para que este tenha todas as informações necessárias para o diagnóstico.

6.2. Coleta e envio de material para diagnóstico de aborto em equídeos

Os problemas reprodutivos em equídeos são geralmente correlacionados com abortos, mumificações, nascimento de natimortos, infertilidades, entre outros achados clínicos. A causa desses problemas pode ser multifatorial, sendo importante a realização de exames complementares para a investigação diagnóstica do agente. Para tanto, é recomendado que os fetos de até dois quilos sejam enviados inteiros dentro de sacos plásticos (mínimo de três sacos) refrigerados, até 48 horas, para o laboratório que fará as análises. O laboratório fará o procedimento de necropsia e coletará amostras para exames histopatológicos e métodos diretos e indiretos de identificação do agente. É interessante também coletar o sangue em tubo sem anticoagulante da fêmea que abortou.

Os problemas reprodutivos em equídeos são geralmente correlacionados com abortos, mumificações, nascimento de natimortos, infertilidades, entre outros achados clínicos. A causa desses problemas pode ser multifatorial, sendo importante a realização de exames complementares para a investigação diagnóstica do agente.

... fetos de até dois quilos [devem ser] enviados inteiros [em mínimo de três sacos plásticos], refrigerados por até 48 horas para o laboratório ...

Em fetos e natimortos com mais de dois quilos, é indicada a realização da necropsia e coleta de vários órgãos,

como fígado, sistema nervoso central, baço, pulmão, coração, rim e timo. Devem-se obter fragmentos frescos de cada órgão, com cerca de 20 gramas, para exames microbiológicos, e fragmentos de 1 cm³ (Figura 57) para exames histopatológicos. Os fluidos corporais (líquido toracoabdominal, pericárdico e conteúdo gástrico) devem ser obtidos por meio de seringas e agulhas esterilizadas e enviados refrigerados, juntamente com as amostras frescas, até 48 horas para o laboratório.

Quanto à placenta, é recomendado coletar amostras da região da estrela cervical e das áreas da transição entre o tecido normal e a área de lesão, enviando-se

uma porção fresca em sacos plásticos ou coletores universais refrigerados, assim como amostras fixadas em solução formalina.

Referências bibliográficas

1. ALMEIDA, E.C.P.; TOSTES, R.A. A pericia em patologia. In: TOSTES, R.A.; REIS, S.T.J.; CASTILHO, V.V. Tratado de Medicina Veterinária Legal. Cap. 12. 1. ed. Curitiba: Medvpe, 2017. p.244-273.
2. ARMED FORCES INSTITUTE OF PATHOLOGY (AFIP). Veterinary necropsy protocol for military working dogs and pathology specimen submission guidelines. Technical Bulletin Med. n.283, 2001.
3. BRASIL. Ministério da Pecuária e Agricultura; Organização Pan-Americana da Saúde; Centro Pan-Americano de Febre Aftosa. Manual Veterinário de Colheita e Envio de Amostras. 1ed. Rio de Janeiro: PANAFTOSA - OPAS/OMS, 2010. 218p.
4. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 50. Diário Oficial da União. 25 set. 2013. Seção 1.
5. BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Controle da Raiva dos Herbívoros: manual técnico. 2ed, 2009, 122p.
6. CANTILE, C.; YOUSSEF, S. Nervous system. In: MAXIE, M.G. Jubb, Kennedy, and Palmer's pathology of domestic animals. Vol. 1. 6.ed. Philadelphia: Elsevier Saunders, 2016. p.394-395.
7. COOPER, B. J.; VALENTINE, B. A. Muscle and tendon. In: MAXIE, M.G. Jubb, Kennedy, and Palmer's pathology of domestic animals. Vol. 1. 6.ed. Philadelphia: Elsevier Saunders, 2016. p.171-173.
8. CRAIG, L. E.; DITTMER, K. E.; THOMPSON, K. G. Bones and joints. In: MAXIE, M.G. Jubb, Kennedy, and Palmer's pathology of domestic animals. Vol. 1. 6.ed. Philadelphia: Elsevier Saunders, 2016. p.136.
9. CUEVAS, S.E.C.; SIQUEIRA, A.; LACERDA, A.M.D.; MAIORKA, P.C. Papel da patologia forense veterinária na investigação de óbito sob circunstâncias desconhecidas de um cão. Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia. v.14, n.1, p.49, 2016.
10. FRANÇA, G.V. Medicina Legal. 10ed. São Paulo: Guanabara Koogan, 2015. 748p.
11. MAXIE, M. G.; PHYSICK-SHEARD, P. W. Aortic-iliac thrombosis in horses. Veterinary Pathology. v.22, p.238-249, 1985.
12. MCGORUM, B. C.; PIRIE, R. S. Equine Dysautonomia. Veterinary Clinics: Equine Practice. v.34, n.1, p.113-125, 2018.
13. MOURA, V.M.B.D.; MATOS, M.P.C.; THOMÉ, H.E.; BRITO, L.A.B.; FISCHER, P. Técnica de necropsia e colheita de material para exames laboratoriais em ruminantes, equinos e suínos. 1ed. São Paulo: MedVet, 2015. 92p.
14. PEIXOTO, P.V.; BARROS, C.S.L. A importância da necropsia em medicina veterinária. Pesquisa Veterinária Brasileira. v.18, n.3-4, 1998.

Anexo 2. Lista de doenças de notificação obrigatória ao Serviço Veterinário Oficial. Adaptado da Instrução Normativa Nº 50, de 24 de setembro de 2013, do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).

Tabela 1. Doenças erradicadas ou nunca registradas no Brasil, que requerem notificação imediata de caso suspeito ou diagnóstico laboratorial

Doenças que afetam equídeos
Arterite viral equina
Durina/sífilis (<i>Trypanosoma equiperdum</i>)
Encefalomielite equina venezuelana
Metrite contagiosa equina (<i>Taylorella equigenitalis</i>)
Peste equina
Doenças que afetam múltiplas espécies e podem ou não afetar equídeos
Brucelose (<i>Brucella melitensis</i>)
Cowdriose (<i>Cowdria ruminantium</i>)
Doença hemorrágica epizoótica*
Encefalite japonesa
Febre do Nilo ocidental**
Febre do Vale do Rift
Febre hemorrágica de Crimeia-Congo
Miíase (<i>Chrysomya bezziana</i>)
Peste bovina
Triquinelose
Tularemia

*Doença já registrada em cervídeos silvestres no Brasil.

**Doença recentemente registrada em equídeos no Brasil.

Tabela 2. Doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso suspeito

Doenças que afetam equídeos
Anemia infecciosa equina
Encefalomielite equina do leste
Encefalomielite equina do oeste
Mormo
Doenças que afetam múltiplas espécies e podem ou não afetar equídeos
Antraz (carbúnculo hemático)
Doença de Aujeszky
Estomatite vesicular
Febre aftosa
Língua azul
Raiva

Tabela 3. Doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso confirmado

Doenças que afetam múltiplas espécies e podem ou não afetar equídeos
Brucelose (<i>Brucella suis</i>)
Febre Q (<i>Coxiella burnetii</i>)
Paratuberculose

Tabela 4. Doenças que requerem notificação mensal de qualquer caso confirmado

Doenças que afetam equídeos
Adenite equina/papeira/garrotilho
Exantema genital equino
Gripe equina
Linfangite ulcerativa (<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>)
Piroplasmose equina
Rinopneumonia equina
Salmonelose (<i>S. abortu sequi</i>)
Doenças que afetam múltiplas espécies e podem ou não afetar equídeos
Actinomicose
Botulismo (<i>Clostridium botulinum</i>)
Carbúnculo sintomático/manqueira (<i>Clostridium chauvoei</i>)
Cisticercose suína
Clostridioses (exceto <i>C. chauvoei</i> , <i>C. botulinum</i> , <i>C. perfringens</i> e <i>C. tetani</i>)
Coccidiose
Disenteria vibrionica (<i>Campylobacter jejuni</i>)
Ectima contagioso
Enterotoxemia (<i>Clostridium perfringens</i>)
Equinococose/hidatidose
Fasciolose hepática
Febre catarral maligna
Filariose
Foot-rot/podridão dos cascos (<i>Fusobacterium necrophorum</i>)
Leishmaniose
Leptospirose
Listeriose
Melioidose (<i>Burkholderia pseudomallei</i>)
Miíase por <i>Cochliomyia hominivorax</i>
Pasteureloses (exceto <i>P. multocida</i>)
Salmonelose intestinal
Tripanosomose (<i>T. vivax</i>)
Tétano (<i>Clostridium tetani</i>)
Toxoplasmose
Surra (<i>Trypanosoma evansi</i>)

Anexo 3. Protocolo operacional padrão para o preparo da solução de formalina tamponada a 10%.

Material:

- Solução de formalina a 37-40% (CH_2O)
- Água filtrada ou destilada
- Fosfato monobásico de sódio (anidro) (NaH_2PO_4)
- Fosfato dibásico de sódio (anidro) (Na_2HPO_4)
- Recipiente de plástico (frasco resistente de boca larga e bem vedado, tipo coletor universal)
- Bastão de vidro, plástico ou metal

Procedimento:

1. Verificar se todos os materiais listados acima estão separados e em quantidade suficiente.
2. Pesar e separar os reagentes de acordo com a formulação a seguir:

Reagentes	Quantidade
Solução de formaldeído (37-40%)	270 mL
Água filtrada ou destilada	730 mL
Fosfato monobásico de sódio (anidro)	4,0 g
Fosfato dibásico de sódio (anidro)	6,5 g

3. Adicionar todos os reagentes em um recipiente firme de boca larga e misturar com cuidado.
4. Caso haja possibilidade, mensurar e corrigir o pH para 7,0.
5. Acondicionar a formalina tamponada em temperatura ambiente e identificar o recipiente com o nome e a data de preparação.

Observações:

- É recomendado realizar o procedimento utilizando máscara e luvas e, preferencialmente, em local arejado ou capela, pois a formalina é um produto tóxico por inalação, ingestão e contato com a pele, corrosivo, inflamável.
- O formol a 10% pode ser utilizado sem a correção de pH e a preparação tamponada, contudo o ideal é que siga a formulação descrita acima, de modo a minimizar artefatos na histopatologia.

- Em casos de indisponibilidade de água destilada, deve-se utilizar água filtrada na formulação.
- Caso não seja possível realizar a formulação tamponada, utilizar a que segue abaixo.

Preparo do formol não tamponado:

Reagentes	Quantidade
Solução de formaldeído (37-40%)	270 mL
Água filtrada ou destilada	730 mL

4. Manejo de resíduos: descarte e desinfecção

Graciela Kunrath Lima (Bióloga, Coordenadora da Gerência Ambiental e de Biossegurança da EV UFMG),
Aila Solimar Gonçalves Silva CRMV-MG 13.603,
Érica Azevedo Costa CRMV-MG 6.565,
Nelson Rodrigo da Silva Martins CRMV-MG 4.809

O descarte do material utilizado na necropsia, assim como da carcaça, deve obedecer às legislações nacionais e internacionais preconizadas. No Brasil, a Política Nacional de Resíduos Sólidos (Lei nº 12.305/2010) define que os resíduos gerados nas atividades agropecuárias e silviculturais são classificados como resíduos agrossilvipastoris. Contudo, de acordo com Rodrigues e colaboradores (2013), a classificação dos resíduos gerados por atividades veterinárias em áreas rurais pode ser confusa, uma vez que

O descarte do material ... deve obedecer às legislações nacionais e internacionais preconizadas. [Entretanto]... resíduos gerados por atividades veterinárias [carcaças, órgãos, secreções e tecidos]... poderiam eventualmente ser considerados como resíduos de serviços de saúde... com riscos para a saúde humana e do meio ambiente... devem passar por tratamento prévio para serem destinados corretamente, não sendo possível a destinação como resíduo comum.

muitos destes poderiam eventualmente ser considerados como resíduos de serviços de saúde, por proporcionarem riscos químicos e/ou biológicos.

Segundo a RDC nº 222, de 28/03/2018, da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) e a Resolução nº 358, de 29/04/2005, do Conselho Nacional de Meio Ambiente (CONAMA), esses resíduos representam riscos para a saúde humana e do meio ambiente. Assim, devem passar por tratamento prévio e serem destinados

corretamente, não sendo possível a destinação como resíduo comum no ambiente (BRASIL, 2004). Devido a tais dificuldades, sugere-se que o médico veterinário entre em contato com o órgão responsável pela investigação de zoonoses e saúde animal, e/ou o Serviço Veterinário Oficial (SVO) de sua região, para que o material classificado como infectante e de risco biológico seja devidamente descartado, bem como para obter maiores informações sobre a destinação apropriada das carcaças.

Em 2019, o MAPA publicou a Instrução Normativa Nº 48 (17 de outubro de 2019), a qual estabelece “as regras sobre o recolhimento, transporte, processamento e destinação de animais mortos e resíduos da produção pecuária como alternativa para a sua eliminação nos estabelecimentos rurais”. Essa IN determina que os estabelecimentos rurais

... o médico veterinário deve entrar em contato com o órgão responsável pela investigação de zoonoses e saúde animal e/ou o Serviço Veterinário Oficial (SVO) de sua região... para obter maiores informações sobre a destinação apropriada [de resíduos e] carcaças

...estabelecimentos rurais devem dispor de local exclusivo para recolhimento de animais mortos, o qual atenda às seguintes condições (conforme Art. 4º):

*I-situar-se fora das áreas utilizadas para o manejo da exploração pecuária e afastado das demais instalações do estabelecimento rural;
II-permitir a limpeza e desinfecção, bem como a circulação e o carregamento do veículo transportador; e
III-prevenir o acesso de insetos e quaisquer outros animais.*

devam dispor de local exclusivo para recolhimento de animais mortos, o qual atenda às seguintes condições (conforme Art. 4º):

I - situar-se fora das áreas utilizadas para o manejo da exploração pecuária e afastado das demais instalações do

estabelecimento rural;

II - permitir a limpeza e desinfecção, bem como a circulação e o carregamento do veículo transportador; e

III - prevenir o acesso de insetos e quaisquer outros animais.

A IN MAPA Nº48/2019, adicionalmente, define as condições para a operação dos transportadores, das unidades de recebimento e das unidades de transformação e eliminação de animais mortos e de resíduos da produção pecuária. Também estabelece que, em caso de suspeita de doenças de notificação obrigatória, o recolhimento dos resíduos e dos animais mortos poderá ocorrer somente após autorização do SVO,

ficando sujeito a restrições de acordo com as normas sanitárias (Art. 22º).

O descarte de carcaças dos animais deve seguir o que é preconizado para cada caso, dependendo da localização e dos resultados de exames realizados. A recomendação inicial é que as carcaças sejam enterradas e que os demais animais sejam

mantidos distantes desses locais (Nunes *et al.*, 2010). Em caso de enterramento, a cobertura da carcaça com cal (CaO) é uma medida para minimizar o risco biológico (EMBRAPA 2019). Entretanto, o enterro dos dejetos deve ser feito com cautela, considerando a possibilidade de contaminação do solo ou do lençol freático subjacente.

Segundo Normativas do MAPA, o processo de eliminação de todos os animais que representam risco para difusão ou manutenção de agente biológico determinado, segundo exame laboratorial e avaliação epidemiológica do Serviço Veterinário Oficial, deve ser realizado por incineração, enterramento ou qualquer outro processo que garanta a eliminação do agente infeccioso, sob supervisão

... [a destinação de] carcaças ... depende da localização e dos resultados de exames ... A recomendação inicial é que as carcaças sejam enterradas e que os demais animais sejam mantidos distantes desses locais... a cobertura da carcaça com cal (CaO) é uma medida para minimizar o risco biológico...

do médico veterinário oficial (MAPA, 2009). Em geral, recomenda-se a contratação de serviço particular especializado para o descarte, que atenda às exigências dos órgãos de saúde e ambientais.

O local onde foi realizada a necropsia deve ser devidamente higienizado com água e detergente, para retirada da sujeira e de matéria orgânica, devidamente enxaguado e submetido à desinfecção com hipoclorito de sódio de 2 a 2,5% (MAPA, 2017) (geralmente, a água sanitária comercial já possui concentração de princípio de cloro ativo entre 2% e 2,5%). Para facilitar essa limpeza assim como o descarte da carcaça, sugere-se que a necropsia seja realizada sobre lona plástica lavável, de material resistente e preta, que havendo condição, poderá ser limpa e desinfetada no local com agentes físicos ou químicos, por exemplo por autoclavagem, ou com aplicação de água sanitária sem diluição, embora não devendo ser enterrada com a carcaça devido à contaminação ambiental. Além disso, as botas e os aventais utilizados devem ser lavados com detergente e água cor-

... qualquer [} processo que garanta a eliminação do agente infeccioso, [deve ser] sob supervisão do médico veterinário oficial (MAPA, 2009)...

rente para retirada do excesso de matéria orgânica, e deixados de molho em hipoclorito de sódio, também na concentração de 2 a 2,5%, deixando a solução agir por, no mínimo, 30 minutos. Os instrumentais usados na necropsia também devem ser lavados como mencionado e imersos em solução de formaldeído, na concentração de 5% (Para preparo de um litro de solução: 135 mL de formaldeído 37-40%, em 865 mL de água filtrada).

Materiais perfurocortantes, como agulhas, lancetas, lâminas de bisturi e recipientes de vidro, devem ser acondicionados em recipientes com paredes rígidas, os quais não serão perfurados [garrafas de polietileno tereftalato (*pets*), caixas de leite longa vida com tampa de rosca ou latas de leite em pó], e destinados pelo médico veterinário conforme orientações do Serviço Veterinário Oficial. Em propriedades com maiores recursos, recomenda-se que sejam utilizadas caixas próprias para descarte de resíduos perfurocortantes, e a destinação

*Materiais perfurocortantes, como agulhas, lancetas, lâminas de bisturi e recipientes de vidro, devem ser acondicionados em recipientes com paredes rígidas, os quais não serão perfurados [garrafas de polietileno tereftalato (*pets*), caixas de leite longa vida com tampa de rosca ou latas de leite em pó]*

... seringas, luvas, máscaras, toucas, jalecos e/ou macacões descartáveis, algodão, gaze e outros materiais descartáveis, exceto perfurocortantes ... devem ser destinados como infectantes, sendo descartados como lixo de risco biológico...

desse material seja realizada mediante contrato com empresa especializada em manejo de resíduos de serviços de saúde.

Materiais utilizados no processo, como seringas, luvas, máscaras, toucas, jalecos e/ou macacões descartáveis, algodão, gazes e outros materiais descartáveis, exceto perfurocortantes, como já mencionado, devem ser destinados como infectantes, sendo descartados

como lixo de risco biológico. O preconizado é que esses materiais sejam descartados em sacos de lixos específicos da cor branca (OPAS, 2010). No entanto, caso não se disponha dos recipientes específicos para descarte, antes de se iniciar qualquer procedimento de necropsia, deve-se entrar em contato com órgão responsável pela

investigação de zoonoses e saúde animal da região, para que o material classificado como infectante e de risco biológico seja devidamente descartado. O descarte correto do material é muito importante, para não haver risco à saúde de outros animais, da população humana e do meio ambiente.

Links importantes

1. <https://vet.ufmg.br/ARQUIVOS/FCK/file/editora/caderno%20tecnico%2068%20saneamento%20ambiental.pdf>
2. <http://www.in.gov.br/web/dou/-/instrucao-normativa-n-48-de-17-de-outubro-de-2019-222639466>
3. <http://www.in.gov.br/web/dou/-/portaria-n-140-de-25-de-julho-de-2019-207466123>
4. <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/noticias/ministerio-abre-consulta-publica-sobre-destinacao-de-animas-mortos>
5. <https://portalresiduossolidos.com/planos-de-gerenciamento-de-residuos-para-o-setor-agrosilvopastoril/>
6. <https://sinir.gov.br>
7. <https://sinir.gov.br/tipos-de-residuos/residuos-agrossilvopastoris>
8. <https://sinir.gov.br/tipos-de-residuos/residuos-de-servicos-de-saude>
9. <https://www.oie.int/en/what-we-do/standards/codes-and-manuals/terrestrial-manual-online-access/>

Referências bibliográficas

10. ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DE SAÚDE. Manual veterinário de colheita e envio de amostras: manual técnico. Cooperação Técnica MAPA/OPAS/NAFTOSA para o Fortalecimento dos Programas de Saúde Animal do Brasil, 2010. Disponível em: <<http://iris.paho.org/xmlui/handle/123456789/33893>>. Acesso em: 03 ago 2019.
11. EMBRAPA, 2019. Métodos de destino final de animais mortos de médio e grande porte no Brasil. Informativo técnico. Rodney de Arruda Mauro; Marta Pereira da Silva. Informativo técnico. p. 1-14, 2019.
12. FINLEY, MELISSA R., ASTUTO-GRIBBLE, LISA M., and BRASS, Van HILDREN. Biosafety and biosecurity in veterinary laboratories. United States: N. p., 2016. Web. <https://www.osti.gov/servlets/purl/1333808>. Acesso em 05 Mai 2021.
13. MAPA. Manual de Legislação: programas nacionais de saúde animal do Brasil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento - Secretaria de Defesa Agropecuária. Brasília-DF: MAPA/SDA/DSA, 2009, p.1- 440.
14. MAPA. Programas de saúde animal: raiva dos herbívoros e EEB – Revisão sobre Raiva Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/raiva-dos-herbivoros-e-eeb/RevisosobreRaiva2017.pdf>, 2017. Acesso em 04fev 2021.
15. NUNES, V. F. P.; TSUTSUI, V.; SERRA, C. M. *et al.* Recolhimento de Equídeos. In: GOMES, L.H.; VIEIRA, A.M.L.; TAKAOKA, N.Y. Manual de vigilância de zoonoses e manejo de equídeos do estado de São Paulo. São Paulo: Coordenadoria de Controle de Doenças: Secretaria de Estado de Saúde de São Paulo, 2010, p. 31-40. Disponível em: <www.saude.sp.gov.br>. Acesso em 03 ago 2019.
16. OIE. Office International des Epizooties. World Organisation for Animal Health. https://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/1.01.04_BIOSAFETY_BIOSECURITY.pdf. Acesso em 05 Mai 2021.
17. ORGANIZAÇÃO MUNDIAL DA SAÚDE. Manual de segurança biológica em laboratório, 2004. Disponível em: <<https://www.who.int/csr/resources/publications/biosafety/BisLabManual3rdwebport.pdf>>. Acesso em 03 ago 2019.
18. RODRIGUES, L. dos S., SILVA, I. J., LOPES, B. C., SPELTA, A. C. F. Gerenciamento de resíduos sólidos agrossilvopastoris e agroindustriais Em: Saneamento Ambiental: Gerenciamento de resíduos sólidos. Cadernos técnicos de veterinária e zootecnia, 2013, p. 49-64. Disponível em: <<https://vet.ufmg.br/ARQUIVOS/FCK/file/editora/caderno%20tecnico%2068%20saneamento%20ambiental.pdf>>. Acesso em 15 jun 2020.