



Manual de
**Coleta e Envio
de Amostras**

para Diagnóstico em Equinos



SUMÁRIO

| Sumário

1. Boas práticas gerais para envio das amostras aos laboratórios	06
1.1 Identificação da amostra	07
1.2 Acondicionamento e transporte das amostras	08
2. Coleta de amostras de sangue	12
3. Sistema Respiratório	16
3.1 Secreção respiratória	17
3.1.1 Swab nasofaringeano	17
3.1.2 Lavagem traqueal por punção percutânea (LPP)	18
3.1.3 Lavagem traqueal via canal de trabalho com endoscópio (LTE)	19
3.1.4 Lavagem bronco alveolar (LBA)	19
3.2 Exames realizados	20
4. Sistema Gastrointestinal	22
4.1 Material	23
4.2 Exames realizados	24
5. Sistema Nervoso Central	25
5.1 Material	25
5.2 Exames realizados	27
6. Sistema Reprodutor	28
6.1 Procedimentos para realização de necropsia de feto equino abortado	29
6.2 Exames realizados	29
7. Exames do Sistema Circulatório e Linfático	31
8. Métodos de Eutanásia	32
8.1 Etapa 1 – tranquilização / sedação	32
8.2 Etapa 2 – anestesia	34
8.3 Etapa 3 – parada cardíaca e morte	34
9. Coleta de amostras por necropsia	37
9.1 Medidas de biossegurança durante a necropsia de animais e fetos abortados	37
9.2 Materiais para realização de necropsia	38
9.3 Passo a passo para a realização da necropsia de equino	39

10. Doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso suspeito -----	48
10.1 Doenças erradicadas ou nunca registradas no Brasil, que requerem notificação imediata de caso suspeito ou diagnóstico laboratorial -----	50
10.2 Doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso confirmado -----	51
10.3 Doenças que requerem notificação mensal de qualquer caso confirmado -----	51
11. Lista de Laboratórios que realizam exames de diagnóstico animal em Equinos -----	53

| Introdução

Este manual tem como objetivo orientar Médicos Veterinários nos procedimentos pré-analíticos, que incluem a coleta, conservação e transporte das amostras para os laboratórios, visando garantir a qualidade e integridade desses materiais que são fundamentais para auxiliar no diagnóstico das principais doenças de equídeos no Brasil.

Para o diagnóstico da doença, os tecidos amostrados devem representar fielmente a condição que está sendo investigada, considerando as alterações e lesões observadas. No momento da coleta, deve-se analisar o estágio da doença, das lesões, bem como os tipos de exames que serão realizados. Frequentemente, para se chegar ao diagnóstico, é necessária a submissão de diferentes tipos de amostras e exames, tendo sempre como base a suspeita clínica inicial.

As amostras devem ser colhidas com cuidado para evitar estresse ou lesões ao animal, ou, perigo ao operador. Ao manipular materiais biológicos, tanto de animais vivos quanto *post mortem*, é importante estar atento ao risco de doenças com potencial zoonótico. Sendo assim, medidas de biossegurança devem ser instituídas para evitar o risco de infecção de seres humanos. Dito isso, é recomendável que o profissional utilize equipamentos de proteção individual no momento da coleta, como avental ou macacão, luvas, botas de borracha, óculos de proteção e máscara.

Todos os materiais utilizados na coleta como frascos, tubos, seringas, agulhas e demais instrumentos devem ser estéreis, tal como os exames "*post-mortem*". Amostras contaminadas por produtos ou micro-organismos que não estejam envolvidos na etiologia da doença a ser investigada dificultam a realização da prova diagnóstica e interpretação dos resultados, diante disso, todo esse cuidado é fundamental para evitar contaminação ambiental ou risco de propagação de doenças através de insetos ou fômites. Após a realização do procedimento de necropsia, é imprescindível seguir com o descarte seguro e adequado dos materiais.

Todos esses pontos serão detalhados com mais profundidade no próximo tópico.

1

Boas práticas gerais para envio das amostras aos laboratórios

| 1. Boas práticas gerais para envio das amostras aos laboratórios

Para que o diagnóstico laboratorial seja realizado é necessário que as amostras coletadas cheguem ao laboratório em boas condições e em quantidade adequada, a fim de alcançar resultados válidos e confiáveis. As amostras devem ser cuidadosamente embaladas, etiquetadas e encaminhadas ao laboratório de forma rápida e bem refrigerada. Além disso, é importante que as amostras sejam encaminhadas acompanhadas de histórico completo e suspeita clínica fundamentada.

| 1.1 Identificação da amostra

É necessário que os frascos e embalagens que contêm as amostras sejam corretamente identificados **no frasco** (nunca na tampa) com etiquetas resistentes como esparadrapo e letras legíveis. O número do animal deve ser identificado, conferido e anotado tanto no rótulo do frasco como no formulário da coleta. Na impossibilidade de obter a identificação do animal, deve-se indicar o lote ou núcleo, entre outros.



Figura 1 – Frasco bem vedado com rotulagem legível e indeletável. Fonte: Adaptado de Freepik. Edição: Equipe de design da Dechra (2025).



Figura 2 – Exemplos de lâmina identificada para esfregaços sanguíneos. Fonte: Adaptado de Freepik. Edição: Equipe de design da Dechra (2025).

Todas as amostras encaminhadas precisam ser acompanhadas do formulário de solicitação de exames que pode ser físico ou digital – lem-

brando que existem fichas específicas a serem preenchidas dependendo da suspeita clínica. O formulário deve ser preenchido com os dados referentes à espécie animal e outras informações, conforme listados abaixo:

- ✓ Raça, sexo, idade do animal;
- ✓ Número de animais acometidos;
- ✓ Número de animais mortos;
- ✓ Tempo decorrido entre a morte e a coleta da amostra;
- ✓ Tratamentos realizados;
- ✓ Vacinação e vermifugação;
- ✓ Histórico clínico.



Figura 3 – Exemplos de fichas de requisições de exames laboratoriais. Fonte: Universidade Federal de Goiás e MAPA – DSA.

| 1.2 Acondicionamento e transporte das amostras

Para o transporte, as amostras com risco biológico devem estar acondicionadas em sistema de envasamento triplo à prova de vazamentos, bem fechados e identificados de forma clara e legível, conforme descritas abaixo:

- a) As embalagens primárias devidamente identificadas e rotuladas

(frascos coletores, potes, sacolas plásticas) serão posteriormente acondicionadas em embalagens secundárias (sacolas ou potes plásticos preferencialmente);

- b) Acomodar as embalagens secundárias na caixa isotérmica (embalagem intermediária), garantindo que esteja bem vedada e que seja resistente. Em seguida, coloque-as dentro da embalagem terciária (externa). Os espaços vazios da caixa isotérmica devem ser preenchidos com enchimentos macios (flocos de isopor, jornal, papel-toalha) ou com outro material, de forma que absorva toda a substância em caso de rompimento ou vazamento;



Figura 4 - Tubos de sangue em suporte embrulhados em filme plástico ou presos por elásticos para reduzir a chance de quebra durante o transporte. Fonte: Elaborada por inteligência artificial Adobe (2025).



Figura 5 - Maneiras corretas de envio de material com os espaços preenchidos, utilizando gelo reciclável. Todos os espaços vazios devem ser preenchidos com jornal/papel ou gelo reciclável. Fonte: Arquivo pessoal (2025).



Figura 6 – Embalagem Terciária. Fonte: Imagem de Freepik – www.freepik.com

- c) O transporte de amostras que tenham probabilidade insignificante de conter substâncias infecciosas, como soro e sangue para inquéritos soroepidemiológicos, ou que os agentes patogênicos tenham sido neutralizados ou inativados de forma a não mais representar qualquer risco à saúde não está sujeito a esta regulamentação, devendo apenas garantir que a embalagem primária seja estanque e à prova d'água. A embalagem secundária pode ser um saco plástico hermético e a marca externa deve apenas conter a expressão **“Amostra Animal Isenta de Agente Infeccioso”**;
- d) As amostras em meio de cultura bacteriana devem ser armazenadas de acordo com as recomendações do fabricante;
- e) Em geral, as amostras que não estejam em meios de transporte anaeróbicos ou frascos de hemocultura devem ser refrigeradas imediatamente após a colheita e transportadas manualmente ou enviadas por correio expresso para garantir que as condições de refrigeração sejam mantidas até a entrega ao laboratório;
- f) Envie amostras refrigeradas e congeladas com quantidade de gelo reciclável suficiente para garantir a manutenção da temperatura durante o transporte;
- g) Os Correios estabeleceu diretrizes específicas para utilizar a embalagem adequada para o envio de materiais biológicos. Amostras de diagnóstico, amostras potencialmente infecciosas e outros produtos de origem animal são considerados materiais perigosos. Os serviços de remessa podem recusar o manuseio de qualquer pacote que apresente sinais de quebra interna, derramamento ou

umidade. O remetente pode ser responsabilizado legalmente por amostras embaladas inadequadamente. Por isso, o cuidado com a embalagem é essencial.



Figura 7 – Rótulo de identificação de risco biológico. Fonte: Instituto Biológico de São Paulo (adaptado pela equipe de design da Dechra, 2025).

Notas

.....

.....

.....

.....

.....

.....

.....

2

Coleta de amostras de sangue

| 2. Coleta de amostras de sangue

Recomenda-se coletar o sangue da veia jugular utilizando sistema vácuo (Vacutainer®) ou seringa e agulha (30 x 8 mm), porém outros acessos para a coleta são indicados, conforme figura 8.

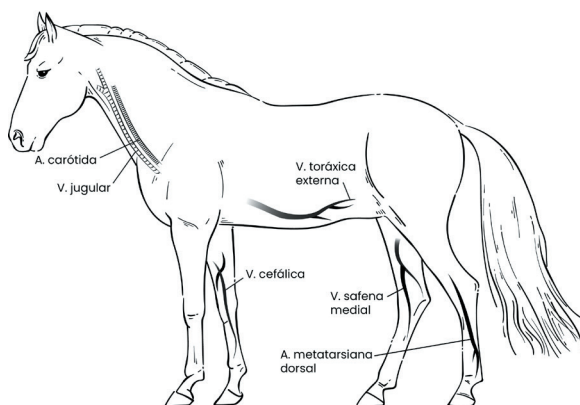


Figura 8 - Veias utilizadas para coleta de sangue em equinos. Fonte: Adaptado de Freepik. Edição: Equipe de design da Dechra (2025).



Figura 9 - Coleta de sangue veia jugular utilizando sistema Vacutainer®. Fonte: Shutterstock (2025).

Alguns cuidados devem ser tomados acerca da **amostra de sangue**, que estão listados abaixo:

- Para evitar hemólise, o sangue colhido não deve ficar exposto a temperaturas muito elevadas e nem à luz direta;
- O sangue total nunca deve ser congelado, se necessário estocar, mantenha-o refrigerado, lembrando que deverá chegar ao laboratório dentro de 48 horas;
- Não deixe o sangue em contato direto com gelo;
- O soro poderá ser congelado a - 20°C, por até um mês. Nunca congelar soro com coágulo em tubo sem gel separador.

Cuidados para **obtenção do soro**:

- Colher o sangue em tubo sem anticoagulante (frasco de tampa vermelha);
- Deixar o frasco em repouso, mantido inclinado em temperatura ambiente até a completa coagulação e retração do coágulo, exsudando o soro (30 a 60 minutos);
- Para o transporte, deve-se evitar o contato do tubo diretamente com o gelo, pois a amostra sofrerá congelamento e consequente hemólise, inviabilizando a amostra. Além disso, com o auxílio de uma pipeta, o soro deve ser separado do sangue total e acondicionado em Eppendorfs;
- Para determinados tipos de exame, o contato com os demais componentes do sangue e o tempo de viabilidade da amostra são variáveis, entretanto, o ideal é que o soro seja mantido sob refrigeração e enviado ao laboratório em 48 horas.

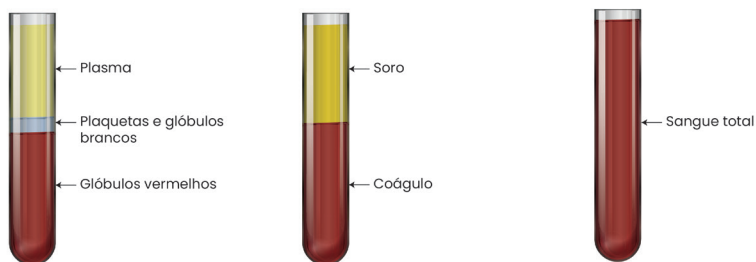


Figura 10 – Tipos de amostras de sangue. Fonte: Adaptado de Freepik. Edição: Equipe de design da Dechra.

Cor da tampa	Aditivo	Ação do aditivo	Tipo de amostra	Aplicação do tubo
● Azul	Citrato de sódio	Anticoagulante	Plasma	Teste de coagulação (TP, TTP, Fibrinogênio)
● Vermelho	Ativador de coágulo	Pró-coagulante	Soro	Testes de bioquímica, imunologia e hormônios
● Amarelo	Ativador de coágulo + gel separador	Pró-coagulante	Soro	Testes de bioquímica, imunologia e hormônios
● Verde	Heparina	Anticoagulante	Plasma	Testes de bioquímica
● Roxo/Lilás	EDTA	Anticoagulante	Sangue total	Testes de hematologia
● Cinza	Fluoreto + EDTA	Anticoagulante	Plasma	Glicose, lactato e hemoglobina glicada
● Preto	Citrato de Sódio	Anticoagulante	Sangue total	VHS
● Branco	Nenhum	-	-	Transporte de amostras

Figura 11 – Tipos de tubos de coleta para exames de laboratório. Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

Notas

3

Sistema Respiratório

| 3. Sistema Respiratório

O material clínico de eleição para o diagnóstico diferencial deve incluir tecido pulmonar, linfonodos regionais e secreções respiratórias. O soro sanguíneo também pode auxiliar no diagnóstico.

| 3.1. Secreção respiratória

Tanto os swabs nasais quanto os nasofaríngeos são empregados em equinos. Eles apresentam pouca diferença com relação a sua invasividade, mas o swab nasofaríngeo normalmente coleta uma maior carga viral, além de ser uma amostra de diagnóstico superior, que reduz o risco de resultados falso-negativos. Através da lavagem traqueal, é possível coletar amostras de secreções das grandes vias do trato respiratório (traqueia e brônquios). O método de coleta por lavagem traqueal pode ser feito por punção percutânea ou guiado por endoscópio, sendo ambas as técnicas de fácil execução a campo.

Abaixo estão mais detalhados esses métodos.

| 3.1.1 Swab nasofaringeano

O swab para esta técnica precisa ter 40 cm para animais adultos e 20 cm para potros, com menos de 6 meses de idade. Antes da coleta, as narinas do animal devem ser limpas com gaze estéril retirando-se as crostas. O animal deve ser contido para que seja introduzido o swab estéril, na angulação ventral até atingir a região da nasofaringe (cerca de 25 cm para adultos, 20 cm para poney, e entre 15 a 20 cm para potros). É importante realizar movimentos circulares por pelo menos 5 segundos (4 a 5 rotações) para aumentar a coleta de secreção respiratória, e então retirar o swab. Se mais amostras forem necessárias para enviar ao laboratório, dois swabs podem ser coletados no mesmo momento.

Após esse procedimento, deve-se submergir o(s) swab(s) no meio de transporte indicado, atentando-se que a ponta esteja submersa no meio de transporte específico. Não colocar amostras destinadas a qPCR e isolamento viral em meio de cultura para bactérias. Se mais de um animal for amostrado,

deve-se realizar a troca de luvas para cada animal coletado. É necessário que todo equipamento de contenção seja desinfetado após o uso.



Figura 12 – Materiais utilizados para a coleta do swab nasofaríngeo. Da esquerda para direita: tubo estéril com meio de transporte para cultura bacteriana, eppendorf com meio de transporte para vírus e dois diferentes swabs nasofaríngeos. Fonte: PUSTERLA et al. (2006).

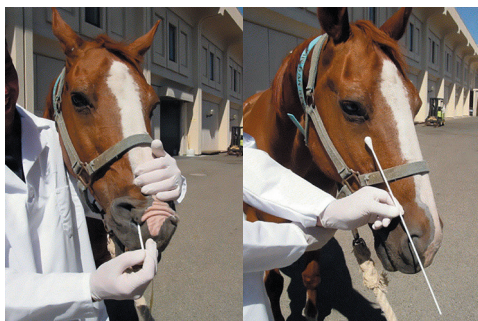


Fig. 13 Coleta de material da região nasofaríngea. Fonte: PUSTERLA et al. (2006).

| 3.1.2 Lavagem traqueal por punção percutânea (LPP)

Para a realização da LPP é preciso que o médico veterinário faça sedação prévia, além de tricotomia e antissepsia seguidas de anestesia local. É um procedimento invasivo em que deverá ser punccionado uma agulha com cateter entre dois anéis traqueais ao nível do terço medial cervical. Em seguida, o cateter será conduzido ao terço distal da traqueia, para então infundir cerca de 20 a 30 mL de solução fisiológica tépida (aquecida a 37° C). Assim

que infundida, a solução poderá ser aspirada até que a seringa apresente resistência à aspiração. Caso seja necessário, o realizador poderá repetir administração da solução fisiológica, mas não deverá exceder um total de 100 mL.

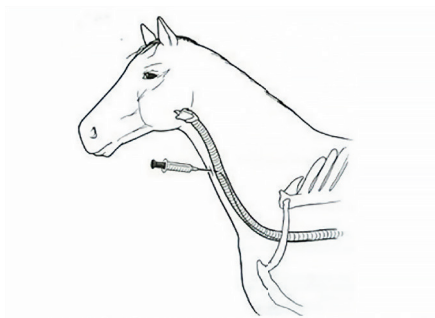


Figura 14 – Coleta por punção percutânea das secreções das vias aéreas inferiores. Fonte: Speirs (2004).

| 3.1.3 Lavagem traqueal via canal de trabalho com endoscópio (LTE)

Diferentemente da LPP, a colheita de amostras por LTE, é caracterizada como uma técnica não cruenta que apresenta pouco ou nenhum risco de complicações. Ademais, a utilização da técnica endoscópica permite avaliar as estruturas do sistema respiratório no momento da coleta, fornecendo informações complementares para a interpretação citológica. A LTE utiliza um cateter guiado por endoscópio até a estrutura denominada crista da carina. Em seguida, é administrado 30 mL de soro fisiológico aquecido à temperatura de 37° C. Assim que infundido, a solução é aspirada e acondicionada em um tubo estéril.

| 3.1.4 Lavagem bronco alveolar (LBA)

A LBA é considerada um método sensível para diagnóstico de afecções das vias aéreas posteriores e permite a avaliação do fluido alveolar quanto sua composição, analisando principalmente os níveis celulares e proteicos na secreção. Considerada segura e não invasiva, a técnica pode ser feita com o auxílio de um broncoscópio ou por tubo flexível nasotraqueal guiado às cegas.

Ambas as técnicas são parecidas, o que as difere é a capacidade do endoscópio em permitir a inspeção do trajeto e a seleção da região alvo do pulmão que fornecerá a amostra. Sua utilização objetiva a coleta de fluidos e células presentes nas porções mais distais do trato respiratório inferior, como bronquíolos e alvéolos. Na LBA, recomenda-se a utilização de cateteres flexíveis com 8 milímetros de diâmetro externo (específicos para essa técnica). Sem auxílio do broncoscópio, o realizador deverá se atentar as respostas de tosse manifestada pelo animal assim que o cateter atingir a bifurcação traqueal. Assim que manifestados os sinais de hipersensibilidade, o idealizador compreenderá a região alcançada pelo cateter, podendo então, administrar o anestésico tóxico a fim de proporcionar conforto ao animal. Caso julgue necessário, o realizador da LBA pode ainda fazer uso prévio de bronco dilatadores, com o propósito de reduzir a hiper-reatividade e facilitar a condução do cateter.

Nos quadros infecciosos, tais como broncopneumonias e pleuropneumonias, é recomendável colher amostras das secreções respiratórias por meio de aspiração traqueal, uma vez que por meio do LBA, pode-se inadvertidamente colher amostras de segmentos pulmonares não afetados.

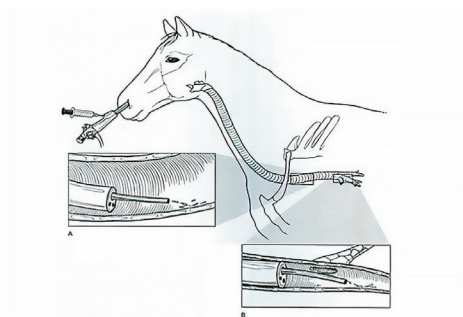


Figura 15 - Diferença entre coleta das secreções das vias aéreas inferiores por lavagem traqueal e lavagem broncoalveolar. **A.** Aspiração ou lavagem transtraqueal endoscópica. **B.** Lavagem broncoalveolar. Fonte: Speirs (2004).

| 3.2 Exames realizados

As principais doenças que acometem o sistema respiratório dos equinos estão mencionadas na tabela abaixo, assim como a relação de exames com as informações mais relevantes sobre o armazenamento e envio dessas amostras.

Tabela 1 – Relação das principais doenças do sistema respiratório, material coletado, exames e armazenamento adequado para envio das amostras

Sistema afetado	Principais doenças infecciosas	Material coletado	Exames realizados	Armazenamento e e envio
Sistema respiratório	- Influenza equina; - Rinopneumonite (herpes vírus tipo 1 e 4); - Artrite viral equina; - Tuberculose e outras micobacterioses; - Pleuropneumonia contagiosa; - Pneumonia causada por agentes piogênicos; - Mormo.	Pulmão e linfonodos regionais	Pesquisa Direta do Agente (fragmento de 20 g e ao menos um linfonodo regional)	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Até 48h.
			Histopatológico (fragmento de 3x1x1 cm de cada órgão)	- T °C ambiente refrigerado; - Formol a 10%: em um volume 10x maior que o volume de tecido acondicionado.
		Swab Nasofaringeano (secreção nasal)	Pesquisa de vírus	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Swab submerso em meio específico para vírus (MEM Eagle, solução salina); - Até 48h.
			Pesquisa de bactérias	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Swab submerso em meio específico para bactérias (Tioglicolato de sódio, BHI, A3XB); - Até 48h.
		Lavado transtraqueal	Citologia	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Até 4h; - Tubo tampa lilás; - Confeccionar lâminas.
			Pesquisa de vírus	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Recipiente plástico ou tubo tampa vermelha; - Até 24h.
			Pesquisa de bactérias	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Recipiente plástico ou tubo tampa vermelha; - Até 24h.
		Sangue	Pesquisa direta do agente (sangue total)	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Até 48h.
			Pesquisa de anticorpos (soro)	- Refrigerado; - T °C: 2 a 8 °C; - Até 48h.

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

4

Sistema Gastrintestinal

| 4. Sistema Gastrointestinal

As doenças gastrointestinais infecciosas em equinos podem ser causadas por bactérias, protozoários, vírus e outros agentes. Essas doenças podem cursar com diarreia, cólica, anorexia, febre, letargia e até mesmo a morte. Abaixo, estão listados os materiais e exames realizados para investigar doenças do trato gastrointestinal.

| 4.1 Material

O material clínico de eleição são as fezes, que devem ser coletadas diretamente do reto do animal, utilizando-se luva de palpação (figura 16). Dependendo da suspeita clínica, deve-se realizar coletas seriadas a cada 6 horas e com 4 repetições ou mais. Neste caso, as amostras seriadas do mesmo animal podem ser encaminhadas juntas em pool. Quando em situação de surto, o pool de amostras também pode ser realizado em um rebanho. O material pode ser transportado em frascos coletores universais ou nas próprias luvas de palpação invertidas, amarradas e devidamente identificadas. Importante utilizar um tubo coletor universal ou uma luva por animal.

Em caso de material de necropsia, envie um fragmento de alça intestinal com o conteúdo, amarrando as extremidades com barbante.



Figura 16 – Fezes coletadas direto da ampola retal. Fonte: Arquivo pessoal (2025).

| 4.2 Exames realizados

Tabela 2 – Relação das principais doenças do sistema gastrointestinal, material coletado, exames e armazenamento adequado para envio das amostras

Sistema afetado	Principais doenças infecciosas	Material coletado	Exames realizados	Armazenamento e envio
Sistema gastrointestinal	• Enterites bacterianas (<i>E. coli</i>, salmonelose, campilobacteriose); • Enterotoxemia (<i>Clostridium perfringens</i>); • Verminoses; • Rotavírus em animais jovens; • Intoxicações.	• Fezes; • 20 g; • Direto da ampola retal.	• OPG; • Coproparasitológico; • Microbiológico; • Viroológico; • Pesquisa de protozoários.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
		• Alça intestinal; • Fragmento com conteúdo; • Amarrar as extremidades.		
		• Sangue; • Tubo EDTAK2.	• Pesquisa direta do agente.	
		• Sangue; • Tubo heparina.	• Toxológicos e bioquímicos.	
		• Soro.	• Pesquisa de anticorpos.	

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

Notas

| 5. Sistema Nervoso Central

Frequentemente, o diagnóstico das doenças neurológicas é realizado apenas pela avaliação dos sinais clínicos. Porém, a confirmação laboratorial da etiologia é importante, uma vez que a sintomatologia nervosa é comum a muitas enfermidades dos herbívoros domésticos. Dentre as enfermidades neurológicas que acometem o SNC dos equídeos estão as doenças inflamatórias e infecciosas, doenças metabólicas, nutricionais ou genéticas, traumas, intoxicações, abscessos e neoplasias. Os animais afetados podem apresentar sinais clínicos como ataxia, hiperestesia, andar em círculos, espasmos musculares, déficits proprioceptivos, sialorreia, atrofia muscular.

| 5.1 Material

No caso de animais com histórico/suspeita clínica prévia de doença neurológica, é obrigatória a realização de exames complementares a partir do encéfalo e da medula espinhal para a investigação diagnóstica de raiva e diferencial com outras enfermidades. 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).

A coleta do sistema nervoso deve ser realizada seguindo o procedimento, que está ilustrado nas figuras 17 e 18.

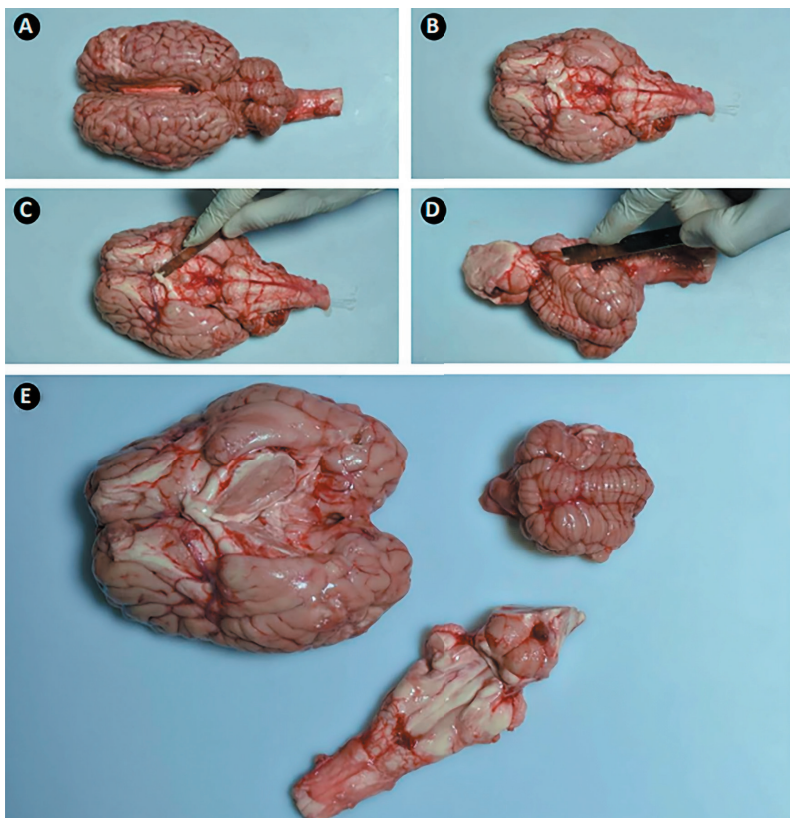


Figura 17 - (A) Encéfalo posicionado em uma superfície plana e bem iluminada. (B) Encéfalo posicionado ventralmente. (C) Corte em “v” profundo do tálamo na porção cranial aos colículos rostrais, margeando ambos os nervos ópticos e separando o segmento do restante das estruturas telencefálicas. (D) Cerebelo deve ser separado do tronco encefálico pelo corte dos pedúnculos cerebelares. (E) Três porções anatômicas do conjunto encefálico. Fonte: UFMG (2021).

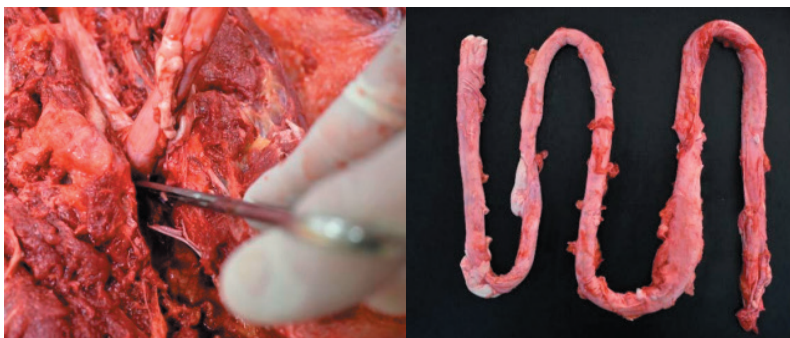


Figura 18 - Remoção medula espinhal. Fonte: UFMG (2021).

5.2 Exames realizados

Tabela 3 – Relação das principais doenças do sistema neurológico, material coletado, exames e armazenamento adequado para envio das amostras

Sistema afetado	Principais doenças infecciosas	Material coletado	Exames realizados	Armazenamento e envio
Sistema neurológico	• Raiva; • Listeria; • Botulismo; • Intoxicações (arsênico, chumbo, organofosforados, carbamatos e plantas tóxicas); • Encefalite por herpesvírus tipo 1; • Encefalomielite equina leste, oeste e venezuelana; • Leucoencefalomalacia.	• SNC; • Encéfalo; • Medula espinhal (torácica e lombar).	Pesquisa direta do agente	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
			Histopatológico	• T ° ambiente ou refrigerado; • Formol a 10%: em um volume 10x maior que o volume de tecido acondicionado.
		• Fragmentos de fígado, baço, pulmão, rim, coração, linfonodos, intestino delgado e grosso	Pesquisa direta do agente	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
			Histopatológico	• T ° ambiente ou refrigerado; • Formol a 10%: em um volume 10x maior que o volume de tecido acondicionado.
		• Sangue total	Pesquisa direta do agente	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
		• Soro	Pesquisa de anticorpos	

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

Notas

6

Sistema Reprodutor

| 6. Sistema Reprodutor

A etiologia das doenças reprodutivas é multifatorial, podendo ter causas infecciosas ou não infecciosas, o qual exige um diagnóstico diferencial para identificação do agente. Para tanto, devem ser examinadas prioritariamente amostras de tecidos fetais refrigeradas e fixadas em formol, secreções cérvico-vaginais e prepuciais. Outros exames também podem auxiliar no diagnóstico, como a pesquisa de anticorpos através do soro sanguíneo da égua que abortou ou dos líquidos tóraco-abdominal e pericárdico do feto.

| 6.1 Procedimentos para realização de necropsia de feto equino abortado

- **Fetos de até 2 kg:** devem ser encaminhados inteiros ao laboratório, sem congelar. O laboratório irá necropsiar e colher as amostras para os diversos exames. Colher também o soro sanguíneo da fêmea que abortou;
- **Fetos e natimortos acima de 2 kg:** proceder a necropsia e coletar as amostras dos seguintes órgãos: fígado, pulmão, baço, sistema nevoso central, coração, rim, timo e fluídos corporais (líquido tóraco-abdominal, líquido pericárdico e conteúdo gástrico), sempre com seringa e agulha esterilizadas. Necropsiar e colher os fragmentos de órgãos com lesão com pinça e tesoura esterilizada, se não houver lesão, colher um fragmento aleatoriamente;
- **Placenta com o feto:** deve ser encaminhada sempre que possível, pois aumenta a eficiência do diagnóstico. Importante sempre escolher a área de transição do tecido com e sem lesão.

| 6.2 Exames realizados

Tabela 4 – Relação das principais doenças do sistema reprodutor, material coletado, exames e armazenamento adequado para envio das amostras

Sistema afetado	Principais doenças infecciosas	Material coletado	Exames realizados	Armazenamento e envio
Sistema reprodutor	• Brucelose; • Leptospirose; • Toxoplasmose; • Micoplasmose; • Neosporose; • Arterite viral equina; • Herpesvírus equino tipo 1 e tipo 4.	• Soro materno.	• Pesquisa de anticorpos.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
		• Feto < 2 Kg: encaminhar feto inteiro ao laboratório.	• Pesquisa direta do agente.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
			• Histopatológico.	• T ° ambiente ou refrigerado; • Formol a 10%: em um volume 10x maior que o volume de tecido acondicionado.
		• Feto > 2 Kg; • 3 mL: Fluidos corporais (líquido toracoabdominal, pericárdico e conteúdo gástrico).	• Pesquisa de anticorpos.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
		• Feto > 2 Kg; • 20 g: Fragmentos de órgãos e placenta.	• Pesquisa direta do agente.	
		• Feto > 2 Kg; • 3x3x1: Fragmentos de órgãos e placenta.	• Histopatológico.	• T ° ambiente ou refrigerado; • Formol a 10%: em um volume 10x maior que o volume de tecido acondicionado.
		• Muco cervicovaginal.	• Pesquisa de vírus; • Swab imerso em 2 mL de meio Eagle 2x concentrado com antibiótico.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
			• Pesquisa de bactérias; • Swab imerso em Tioglicolato de sódio ou BHI (<i>Campylobacter</i> spp), A3xB (<i>Mycoplasma</i> spp) e Cary Blair (outras bactérias).	

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

| 7. Exames do Sistema Circulatório e Linfático

Tabela 5 – Relação das principais doenças do sistema circulatório e linfático, material coletado, exames e armazenamento adequado para envio das amostras

Sistema afetado	Principais doenças infecciosas	Material coletado	Exames realizados	Armazenamento e envio
Sistema circulatório e linfático	• Carbúnculo hemático (Antrax); • Leptospirose; • Babesiose (protozoários sanguíneos); • Púrpura hemorrágica; • Anemia Infeciosa Equina.	Fragmentos de órgãos: SNC, fígado, baço, pulmão, coração, linfonodos, intestino delgado, intestino grosso.	Histopatológico.	• T ° ambiente ou refrigerado; • Formol a 10%: em um volume 10x maior que o volume de tecido acondicionado.
			Pesquisa direta do agente.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
		Sangue total	Pesquisa direta do agente.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.
		Soro	Pesquisa de anticorpos.	• Refrigerado; • T °C: 2 a 8 °C; • Até 48h.

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

Notas

8

Métodos de Eutanásia

| 8. Métodos de Eutanásia

A pessoa responsável pela eutanásia deve ter conhecimento técnico, usar métodos humanitários de manuseio, entender o motivo pelo qual o animal está sendo eutanasiado, estar familiarizado com o método e informado sobre a finalidade a que se destinará o cadáver.

Os agentes usados para a eutanásia atuam por três possíveis mecanismos: **1)** hipóxia direta ou indireta; **2)** depressão neuronal; **3)** interrupção da atividade cerebral e destruição de neurônios vitais. O sacrifício do animal deverá ser rápido e indolor e, em todos os métodos, devem sempre **resguardar o bem-estar do animal**.

Para o cálculo da dosagem que será utilizada, o animal deverá ser pesado com a utilização da fita ou balança, caso tenha disponível na propriedade. O procedimento de eutanásia será dividido em três etapas sequenciais, conforme descritas abaixo, e resumida na tabela 6:

| 8.1 Etapa 1 – tranquilização / sedação

Para sedação será utilizada a **xilazina a 10%**, cuja ação esperada ocorre em aproximadamente 5 minutos, com o animal apresentando sinais como abaixamento de cabeça, sonolência, afastamento de orelhas, ptose labial, exposição peniana, maior distanciamento entre os membros em estação e ataxia. Para que o medicamento tenha eficácia adequada é importante que o ambiente esteja calmo, livre de barulhos excessivos. Nesse momento, pede-se que o maquinário (trator; retroescavadeira), se presente, seja desligado, e que as pessoas que estiverem no local conversem em tom baixo.

Em situações em que os equídeos são mais agitados, excitados ou muito reativos, poderá ser utilizada a **acepromazina** previamente ao uso da sedação (xilazina). Nesse caso, deve-se, preferencialmente, aplicar antes de levar o animal ao local da eutanásia. Se o animal estiver na baía, aplica-se a acepromazina e, assim que ele começar a ficar sono-

lento, recomenda-se retirá-lo da baia. Esse cuidado evita que ocorra uma agitação inicial devido a movimentação e condução do animal a outro ambiente ou pela presença de pessoas diferentes. O tempo de efeito esperado para a acepromazina é de aproximadamente 15 a 20 minutos.

Para aqueles casos em que o equino não é responsivo à xilazina, ou quando o animal é muito agitado, ou ainda, quando se tratar de muare e asininos, a detomidina pode ser utilizada em substituição à xilazina. Seu efeito é muito rápido, pode ocorrer de 3 a 5 minutos, ocasionando letargia, abaixamento de cabeça característico, redução da resposta a estímulos externos, hipnose, relaxamento muscular e ataxia – que envolve um período de incoordenação curto seguido de imobilidade. **Xilazina e detomidina são fármacos alfa-2 agonistas, logo, no protocolo de eutanásia que for utilizada a detomidina, não é preciso utilizar a xilazina.**

| 8.2 Etapa 2 – anestesia

Para a anestesia, será utilizada a **cetamina a 10%**. Em equídeos, nos primeiros 30 segundos o animal pode ter uma pequena agitação e, logo em seguida, fica relaxado; aproximadamente, entre 2 a 5 minutos o animal fica em decúbito. A depender da resposta individual de cada animal, deverá ser avaliada a necessidade da aplicação do bolus. Visando atingir o plano anestésico adequado, se necessária a administração do bolus, poderão ser administradas a xilazina e cetamina, associados em uma mesma seringa, 30% da dose inicial de cada um desses fármacos.

| 8.3 Etapa 3 – parada cardíaca e morte

Após a constatação de que o animal entrou no plano anestésico, que leva em média de 2 a 5 minutos, deve-se administrar o fármaco indutor de parada cardíaca, que é o **cloreto de potássio**, por via intravenosa rápida.

Opções de solução de cloreto de potássio (KCl):

1. **Solução comercial de KCl 3M** (essa solução de KCl 3 molar já vem pronta para ser utilizada): em média são utilizados 150 mL por animal, mas o parâmetro determinante é a parada cardíaca;
2. **Solução preparada pronto uso** (será fornecido o KCl em pó fracionado, pesado, e a água destilada para que a solução seja preparada no dia em que será utilizada): em média são utilizados 250 mL por animal, mas o parâmetro determinante é a parada cardíaca. Essa solução deve ser preparada da seguinte forma:
 - Dissolver 30g de KCl em 100 mL de água destilada ou água para injeção;
 - A água poderá ser ligeiramente aquecida, de forma a facilitar a diluição do KCl;
 - Deve-se atentar que, no momento da aplicação, a solução deverá estar em temperatura ambiente;
 - Preparar a solução no dia em que será utilizada ou, no máximo, no dia anterior.

Tabela 6 – Relação dos anestésicos e posologias utilizados em procedimentos

Categoria	Apresentação e posologia/via
Pré-anestésico	• Acepromazina 1%: 0,1mg/Kg (1 mL/100 Kg) – via intravenosa • Xilazina 10%: 1,1mg/Kg (1,1 mL/100 Kg) – via intravenosa • Detomidina 1%: 0,01mg/Kg (0,2 mL/100 Kg) – via intravenosa
Anestésico Geral	• Cetamina 10%: 2,2 mg/Kg – via intravenosa • Tiopental Sódico 1g: 9 mg/Kg – via intravenosa
Eutanásia	• Cloreto de Potássio (KCl) – via intravenosa • Lidocaína intratecal – 10 a 40 mL via intratecal • T61: 4 a 6 mL/50 Kg – via intravenosa • Arma de fogo
Os cálculos das doses podem ser alterados em virtude das condições de saúde e peso do animal. A parada cardíaca deve ser confirmada com o uso de estetoscópio.	

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

A arma de fogo também poderá ser utilizada como método de eutanásia, porém é menos indicada. O objetivo da eutanásia mediante arma

de fogo é destruir o cérebro, principalmente o tronco encefálico, onde se localizam os centros autônomos que regulam a frequência cardíaca, respiratória, a pressão arterial e alguns reflexos (tosse, espirro, salivação e o ato de engolir). O projétil deve ser aplicado à fronte do animal, no local de intersecção de duas linhas diagonais imaginárias saindo do canto externo dos olhos para a parte superior das bases das orelhas, a fim de produzir lesão encefálica irreversível e a morte.

Não é entre os olhos! Porém numa intersecção de duas linhas que partem dos cantos externos dos olhos para a ponta da orelha oposta. Arma posicionada em ângulo de 90° com relação à testa.

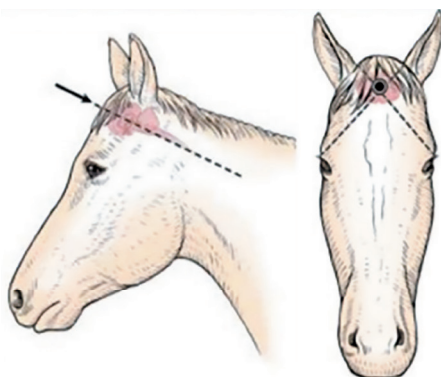


Figura 19 – Uso da arma de fogo em equídeos. Fonte: Instituto de Defesa Agropecuária e Florestal do Espírito Santo (2024).

Notas

| 9. Coleta de amostras por necropsia

Primeiramente, deve-se fazer a identificação do animal quanto à espécie, à raça, ao sexo, à idade e à procedência, bem como tomar conhecimento de todo o histórico clínico contido nos prontuários e nas fichas clínicas, além dos resultados de exames complementares que possam estar disponíveis.

| 9.1 Medidas de biossegurança durante a necropsia de animais e fetos abortados

- a) Lavar as mãos com sabão e água corrente por pelo menos 10 segundos antes e após o manuseio dos materiais;
- b) Sempre utilizar luvas de procedimento;
- c) Sempre que possível utilizar máscaras e óculos protetores, pois os aerossóis e as secreções durante o manuseio dos tecidos, podem ser responsáveis pela transmissão de agentes infecciosos via inalação do operador;
- d) Recomenda-se a utilização de macacões descartáveis;
- e) Descarte de materiais:
 - Agulhas, lâminas de bisturi, tubos de vidro devem ser descartados em caixas coletoras próprias para material perfurocor-tante;
 - Outros materiais como luvas, avental, macacão descartável e outros materiais potencialmente infectantes devem ser des-cartados em saco branco de lixo devidamente identificado para substância infectante;
 - Antes de sair da propriedade, lave as mãos com água e sabão e todos os materiais utilizados na coleta devem ser desinfe-

tados. Os macacões não-descartáveis devem ser colocados em sacos plásticos para posterior lavagem e desinfecção. Deve-se também realizar a desinfecção das botas com desinfetantes, inclusive a sola;

- O cadáver e restos mortais devem ter destino adequado conforme as boas práticas e legislação local, atentando-se a redução do risco de contaminação zoonótica, de outros animais e/ou ambiente.

| 9.2 Materiais para realização de necropsia

- ☐ Coletor universal;
- ☐ Potes plásticos ou de vidro;
- ☐ Coletores estéreis;
- ☐ Tesoura, bisturi e lâmina estéril;
- ☐ Esparadrapo para identificação ou caneta permanente;
- ☐ Saco plástico;
- ☐ Facas;
- ☐ Tesouras;
- ☐ Pinças;
- ☐ Bisturi;
- ☐ Tesoura para destrinchar ossos;
- ☐ Serra para ossos;
- ☐ Costótomo;
- ☐ Seringas e agulhas;
- ☐ Gazes;
- ☐ Formol diluído a 10%;
- ☐ Álcool 70% para limpeza da área externa do animal e desinfecção das mãos do operador quando necessário.

| 9.3 Passo a passo para a realização da necropsia de equino

O objetivo da avaliação necroscópica é reconhecer e descrever lesões, explicar como e por que aconteceram, para posteriormente determinar o diagnóstico. O detalhamento descritivo favorece a interpretação correta por parte do profissional veterinário, que terá facilidade para elaborar e concluir o diagnóstico. A descrição das lesões compreende atividade de grande responsabilidade tendo em vista que a omissão de detalhes por descuido no exame macroscópico implica em prejuízos na interpretação e conclusão do diagnóstico. Atualmente, com a popularização da imagem digital, o conhecimento básico de fotografia e uma câmera digital podem ser importantes aliados na descrição da morfologia macroscópica dos órgãos. Os profissionais devem fazer os registros das lesões encontradas no momento da realização da necropsia, por meio de registro fotográfico ou descritivo com auxílio de prancheta.

As alterações macroscópicas são descritas com referência a variáveis como localização, tamanho, cor, forma, consistência, número, extensão, superfície, corte, conteúdo e distribuição, lembrando que muitas se aplicam aos órgãos ou às lesões nos mesmos.

A. Exame externo

O exame externo consiste em observar e detectar alterações quanto ao estado geral do animal, incluindo estado nutricional, presença de ectoparasitas, escaras e escoriações, cicatrizes, presença de neoplasia, alterações cadavéricas, exame da cavidade oral e situação das mucosas (oral, ocular, vaginal, peniana e anal), e qualquer alteração externa observada no cadáver.

- Identificação: espécie, sexo, idade, raça, peso, marcas características, estado nutricional, rigidez e alterações cadavéricas;
- Pelame: cor, aspecto;
- Pele: coloração, elasticidade, corpo estranho, umidade, lesões, parasitas;
- Cavidades naturais: olhos, narinas, boca, ouvidos, ânus e genitais.

B. Abertura do cadáver

A abertura do cadáver permite o exame sistematizado dos órgãos internos, bem como a colheita de material para diferentes análises laboratoriais com destaque aos exames histopatológico, microbiológico e toxicológico.

O cadáver é posicionado em decúbito lateral direito considerando a localização anatômica do ceco nos equinos. Após as anotações quanto ao exame externo, molhar e eliminar sujidades da superfície corpórea. Com auxílio da faca curva desarticule o membro anterior esquerdo e o membro posterior esquerdo. Ainda com a faca curva, contorne as cavidades torácica e abdominal, cortando e rebatendo a pele e a musculatura abdominal até expor as vísceras abdominais para a avaliação *in situ* e observação de possíveis conteúdos livres no espaço abdominal, como transudatos, exsudatos, sangue, urina, fezes e linfa. Seccione o diafragma junto a sua inserção costal e serre o gradio costal esquerdo – costela a costela, nas suas porções dorsal, próximo às vértebras, e ventral, junto ao esterno – obtendo a exposição das vísceras da cavidade torácica para avaliação *in situ* e observação de possíveis conteúdos livres no espaço torácico. Nesse momento é possível a visualização topográfica dos órgãos torácicos, abdominais e pélvicos. Na busca por amostras estéreis, é importante fazer abordagens “padrão cirúrgico”, para colheita do local contaminado ou suspeito, principalmente o trato digestório.

Para expor as estruturas do canal pélvico, serre e retire o arco isquiático esquerdo. Para a retirada do primeiro conjunto, na região submandibular, a partir do lábio inferior, rebata a pele, o tecido subcutâneo e a musculatura, estendendo a retirada até a região cervical ventral, na altura do início da cavidade torácica. Realize duas incisões na face interna dos ramos laterais da mandíbula, seccionado a musculatura local e, com o dedo indicador, inverta e tracione a língua para fora da cavidade oral e siga com uma incisão em “V” invertido junto à inserção dos palatos. Desarticule o hioide bilateralmente em qualquer um dos ramos, isolando-o lateralmente. Mantenha a tração e corte as estruturas cervicais na altura da linha dorsal até a liberação do conjunto língua, esôfa-

go e traqueia junto à porção cranial do esterno. Siga com o corte na altura da linha dorsal da cavidade torácica, paralelamente às vértebras até a inserção do diafragma. Nesse ponto, seccione a aorta, a cava e o esôfago de modo a liberar o primeiro conjunto composto por língua, tranqueia, esôfago, pulmões e coração.

O segundo conjunto composto por vísceras abdominais, é removido da carcaça a partir da secção do diafragma junto ao gradio costal direito, tração das vísceras no sentido exterior ao abdômen e corte das estruturas na altura da linha dorsal, junto às vértebras lombares, até o início da cavidade pélvica, finalizando com o corte do reto e remoção do conjunto abdominal. Para a retirada das estruturas do canal pélvico, que compõem o terceiro conjunto, serre e remova a porção esquerda dos ossos do coxal, de modo a expor as estruturas do canal. Tracione a bexiga em direção ao exterior da carcaça e contorne a cavidade pélvica internamente com a faca curva, com o ânus e genitália externa, obtendo o conjunto composto por bexiga, reto, útero, vagina e vulva nas fêmeas.

Os órgãos são separados de cada conjunto a examinados detalhadamente. Além do exame pormenorizado das vísceras, deve-se realizar o exame das estruturas osteomusculares e do sistema nervoso central, que compõem a carcaça. Para isso, separe a cabeça do tronco a partir da secção da articulação atlanto-occipital, musculatura e pele adjacentes. A abertura da cabeça e a exposição, retirada e análise minuciosa do encéfalo bem como a colheita sistematizada de amostras para diferentes exames são descritas no item Sistema Nervoso Central.

O exame das vísceras segue tanto quanto possível uma sequência anatômica, iniciando pelas estruturas que compõem o primeiro conjunto como língua, esôfago, traqueia, pulmões e coração. Em seguida são separados e avaliados os órgãos do segundo conjunto, incluindo aorta, baço, fígado, pâncreas, rins, estômago e intestinos. O exame das vísceras segue com a análise da bexiga, do reto, e das estruturas do aparelho reprodutor. O exame da cabeça e carcaça compreende a última sequência da avaliação morfológica. A figura 20, a seguir, ilustra de forma resumida todos os procedimentos descritos.



Figura 20 - (A, B) Preparação dos materiais para a realização da necropsia, identificação prévia dos potes e recipientes das amostras. (C) Pele da região toracoabdominal completamente rebatida. (D) Abertura da cavidade abdominal e exposição do ceco e cólon maior. (E) Rebatimento do gradio costal. (F) Abertura da cavidade abdominal e torácica. (G, H) Demarcações dos locais de incisão para a retirada do encéfalo. (I) Abertura da coluna vertebral em animal com alterações do sistema nervoso central para retirada da medula. Fonte: UFMG (2021).

C. Colheita e envio de material para exame histopatológico

Quando se conduz a colheita de material para exame histopatológico é imprescindível a fixação imediata do tecido. O que se busca com isso é a interrupção dos processos de autólise e heterólise, conservando a morfologia e o estado dos tecidos em relação à situação em que se encontravam imediatamente após a morte do animal. Quanto maior o período decorrido entre a morte do animal e os procedimentos de colheita e fixação, maior a dificuldade em interpretar os achados histopatológicos.

Até algumas horas após a morte do animal é possível realizar a colheita de material para exame histopatológico, exceto nos casos em que a enfermidade principal acelera o processo autolítico, como nas clostridioses. Amostras dos órgãos devem ser acondicionados em recipientes de abertura larga e com tampa que proporcione boa vedação. A identificação do material deve ser fixada no exterior do frasco, incluindo dados do animal e quais os tecidos colhidos.

A relação entre o volume da amostra e o do fixador é de 1:10 a 1:20, para que o fixador possa penetrar completamente no tecido. Recomenda-se que o tamanho dos fragmentos não ultrapasse 3 cm³, pois em amostras maiores, a velocidade de fixação pode não ser suficiente para interromper as alterações *post-mortem*, resultando em alteração do aspecto morfológico do tecido e falsa interpretação. Contudo, é possível colher amostras maiores desde que aumente a proporção entre o volume da peça e o do fixador.

Os fragmentos a serem colhidos devem conter preferencialmente porções de tecidos lesados e adjacentes, já que nos limites da lesão é que as alterações costumam ser típicas, além de possibilitar a relação com o tecido de origem. Evite colher focos de necrose e procure manter o referencial do órgão, que muitas vezes implica a colheita de dois ou mais fragmentos do órgão ou lesão.

As amostras para exame histopatológico nunca devem ser congeladas.

Durante a colheita de órgãos ocos como esôfago, estômago, evite manipulações excessivas, e mantenha os fragmentos destes órgãos fechados para a proteção da mucosa. Quando da colheita de órgãos

ocos previamente abertos, para evitar a retração do fragmento, procure estender e fixar a amostra sobre uma superfície plana, como um pedaço de isopor fino, mantendo a mucosa em contato direto com o fixador. A depender do tamanho da amostra, o tempo de fixação varia de 6 a 72 horas.

Após a colheita, fixação e identificação, o material é encaminhado ao laboratório. Amostras colhidas de animais diferentes são acondicionados em frascos distintos. O mesmo procedimento é realizado quando se faz necessária a identificação exata de órgãos duplos ou de múltiplos fragmentos do mesmo órgão. Juntamente com o material, devem ser fornecidas informações detalhadas do caso clínico, aspecto da lesão ou do órgão antes da colheita, bem como a localização do fragmento colhido. O fixador mais utilizado é a solução de formalina a 10%.

Importante: não envie material para exame histopatológico congelado. O material fixado em formalina a 10% deve ser encaminhado preferencialmente em temperatura ambiente.

D. Protocolo operacional padrão para o preparo da solução de formalina a 10% não tamponado

Em caso de indisponibilidade de água destilada, deve-se utilizar água filtrada na formulação.

Tabela 7 – Relação para o preparo da solução de formalina a 10%

Reagentes	Quantidade
Formol comercial (37%)	10 mL
Água filtrada ou destilada	90 mL

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

E. Colheita e envio de material para exame microbiológico

A colheita de material destinado aos exames microbiológicos é, em média, realizada em até 6 horas após a morte do animal. Em casos de enfermidades bacterianas, é importante verificar o tempo de morte do animal, tendo em vista que é comum a contaminação de tecidos por agentes bacterianos relacionados ao processo

de autólise. Assim, quanto maior o tempo de morte, mais difícil a interpretação da real ação dos agentes bacterianos isolados nas amostras colhidas. É importante que as amostras sejam colhidas respeitando as seguintes regras:

- O material para a coleta específica deve ser preparado antes de iniciar o procedimento;
- Antes de colher qualquer material, flambe os instrumentos e providencie recipiente adequado, preferencialmente esterilizado para o acondicionamento da amostra;
- Já no exame externo é possível colher materiais provenientes de orifícios naturais e de lesões cutâneas. Nesses casos, colha antes de iniciar a abertura e o exame interno;
- Se ao abrir a cavidade abdominal for observado alterações que direcionem a doença bacteriana, colha as amostras imediatamente, antes do exame detalhado dos órgãos. O mesmo deve ser realizado quando da abertura da cavidade torácica e caixa craniana;
- Quando necessária a colheita de fluidos, obtenha-os com o auxílio de seringas estéreis. O conteúdo de órgãos ocos, como intestinal, deve ser colhido dentro da alça. Para isso, amarre e secciona as extremidades de um segmento de 20 cm, em seguida, acondicione e identifique;
- Os materiais para exame microbiológico devem ser remetidos ao laboratório, armazenados entre 2 a 8 °C em até 48h;
- Se a chegada do material ao laboratório estiver prevista em tempo superior a 48h após a coleta, é possível encaminhar o material congelado, lembrando que para alguns tipos de isolamento e identificação, isso representa fator limitante quanto ao resultado do exame;
- O isolamento viral pode ser realizado a partir de secreções e tecidos; e a colheita deve ser realizada nas primeiras horas após a morte do animal;
- O swab é utilizado para colher secreções destinadas a exames microbiológicos, lembrando que após a colheita, o swab deve ser conservado em meios específicos como eagle e tioglicolato de sódio e remetido refrigerado ao laboratório;

- Amostras de urina e fezes podem ser colhidas em frascos coletadores devidamente identificados.

F. Colheita e envio de material para exame toxicológico

Diferentemente dos demais exames complementares, os destinados à análise toxicológica podem ser colhidos tardiamente, até mesmo de órgãos e tecidos em processo de autólise, desde que resíduos da substância alvo sejam mantidos nos tecidos por longos períodos. Lembrando que interferem no resultado: a via de absorção, quantidade absorvida, o tempo decorrido entre a absorção e a morte, bem como o tipo de tóxico.

Para esses exames, são colhidas amostras de fígado, rim e conteúdo estomacal, mas dependendo do local de ação da substância, pode ser necessária a colheita de outros órgãos como SNC, pele e pulmões. Recomenda-se a coleta de no mínimo 50 g de cada amostra, pois é comum a realização de provas e contraprovas. O material pode ser remetido em temperatura ambiente, resfriado ou congelado, dependendo do tempo estimado de chegada ao laboratório.

Importante: Além da colheita de secreções, órgãos e tecidos, pode ser útil a coleta de alimentos como ração, grãos, forragens secas, restos de cultura e suplementos. Nesses materiais podem ser realizadas análises químicas e pesquisa de agentes.

G. Colheita e envio de material para exame parasitológico

Os exames parasitológicos permitem a identificação de ovos, larvas, proglótides e até mesmo o parasita adulto íntegro a partir de amostras de fezes, raspados de pele e esfregaço sanguíneo.

A colheita de fezes para exame coproparasitológico é realizada a partir do recolhimento de fezes da porção final do intestino, junto ao ânus, com auxílio de espátula plástica. Coleta-se aproximadamente 10 g de fezes e, posteriormente, o material é acondicionado em frasco coletor universal devidamente identificado que deve ser encaminhado ao laboratório em até 6 horas. Caso a estimativa de chegada seja superior ao período recomendado, mante-

nha a amostra refrigerada entre 2 e 8 °C, com envio ao laboratório em caixa isotérmica com gelo em até 12 horas.

Parasitas adultos encontrados podem ser coletados e armazenados em frasco com álcool 70° como fixador, seguindo a proporção 1:10 e mantendo a embalagem em temperatura ambiente até o envio ao laboratório. Esse mesmo procedimento é utilizado para a identificação de ectoparasitas, como carrapatos e pulgas. É muito importante a descrição da localização dos parasitas. Alguns hemoparasitas como *Babesia spp.* e *Anaplasma spp.* podem ser identificados a partir de amostras de sangue obtidas durante o exame necroscópico, desde que logo nas primeiras horas após o óbito.

Deve-se coletar duas amostras, de sangue periférico e central. A amostra de sangue periférico é obtida da orelha por meio de um corte na pele e impressão direta do sangue sobre uma lâmina histológica. A colheita de sangue central é obtida diretamente da câmara cardíaca ou de vísceras como baço. As lâminas contendo os esfregaços devem secar em temperatura ambiente, sendo então fixadas em metanol por 5 minutos, acondicionadas em porta-lâminas e encaminhadas ao laboratório.

Raspados de pele superficial e profundo podem ser obtidos para a identificação de ovos e ácaros causadores de dermatopatias. O material obtido do raspado pode ser acondicionado em frasco com tampa de boa vedação, em placas de Petri ou entre duas lâminas vedadas, sendo mantido em temperatura ambiente e enviado ao laboratório em até 48h.

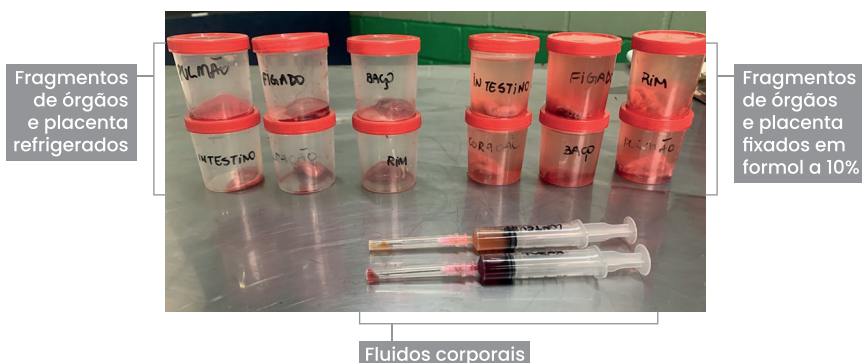


Figura 21 – Materiais coletados pós realização de necropsia. Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

10

**Doenças que
requerem notificação
imediata de qualquer
caso suspeito**

| 10. Doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso suspeito

Tabela 8 – Lista de doenças de notificação obrigatória ao Serviço Veterinário Oficial

Doenças que afetam equídeos
Anemia infecciosa equina
Encefalomieleite equina do leste
Encefalomieleite 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

Fonte: Adaptado Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA (2013).

| 10.1 Doenças erradicadas ou nunca registradas no Brasil, que requerem notificação imediata de caso suspeito ou diagnóstico laboratorial

Tabela 9 – Lista de doenças erradicadas ou nunca registradas no Brasil de notificação obrigatória ao Serviço Veterinário Oficial

Doenças que afetam eqüídeos
Artrite 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 eqüídeos
Brucelose (<i>Brucella melitensis</i>)
Cowdriose (<i>Cowdria ruminantium</i>)
Doença hemorrágica epizootica*
Encefalite japonesa
Febre no Nilo ocidental**
Febre do Vale do Rift
Febre hemorrágica de Crimeia-Congo
Míiase (<i>Chrysomya bezziana</i>)
Peste bovina
Triquinelose
Tularemia

*Doença já registrada em cervídeos silvestres no Brasil.

**Doença recentemente registrada em eqüídeos no Brasil.

Fonte: Adaptado Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA (2013).

| 10.2 Doenças que requerem notificação imediata de qualquer caso confirmado

Tabela 10 – Lista de doenças que requerem notificação imediata em 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

Fonte: Adaptado Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA (2013).

| 10.3 Doenças que requerem notificação mensal de qualquer caso confirmado

Tabela 11 – Lista de doenças que requerem notificação mensal em caso confirmado

Doenças que afetam equídeos
Adenite equina/papeira/garrotinho
Exantema genital equino
Gripe equina
Linfangite ulcerativa (<i>Corynebacterium pseudotuberculosis</i>)
Piroplasmose equina
Rinopneumonia equina
Salmonelose (<i>S. abortu equi</i>)

Doenças que afetam múltiplas espécies e podem ou não afetar equídeos
Actinomicose
Botulismo (<i>Clostridium botulinum</i>)
Carbúnculo sintomática/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>Brukholderia pseudomallei</i>)
Míiase 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>)

Fonte: Adaptado Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento – MAPA (2013).

Notas

| 11. Lista de Laboratórios que realizam exames de diagnóstico animal em Equinos

Tabela 12 – Lista de laboratórios para exames diagnósticos em Equinos

Região	Estado	Cidade	Laboratório	Telefone	E-mail	
SUDESTE	SP	SÃO PAULO	EQUALLI SERVIÇOS VETERINÁRIOS	(11) 3031-6648 (11) 2589-7561	laboratorio@equali.com.br	
		SÃO PAULO	BR CERT LABORATÓRIOS LTDA	(11) 5524-8436	brcert@brcert.com.br	
		SÃO PAULO	INSTITUTO BIOLÓGICO DE SÃO PAULO	TRIAGEM ANIMAL	(11) 5087-1772 (11) 5087-1777	triagemanimal@biologico.sp.gov.br
		SÃO PAULO		LAB. PATOLOGIA	(11) 5087-1710	triagemanimal@biologico.sp.gov.br
				LAB. BACTERIOLOGIA	(11) 5087-1721	triagemanimal@biologico.sp.gov.br
				LAB. DOENÇAS BACTERIANAS DA REPRODUÇÃO	(11) 5087-1770	triagemanimal@biologico.sp.gov.br
				LAB. PARASITOLOGIA	(11) 5087-1706	triagemanimal@biologico.sp.gov.br
				LAB. RAIVA E ENCEFALITES	(11) 5087-1779	triagemanimal@biologico.sp.gov.br
		SÃO PAULO		USP	LAB.PATOLOGIA	(11) 3091-7711 (11) 3091-7941
			LAB. BACTERIOLOGIA, MICOLOGIA, VIROLOGIA E ZOONOSSES		(11) 3091-7930 (11) 3091-7653	bufalo@usp.br
		BOTUCATU	LDMVET	(14) 99624-0385	diagnostico@ldmvvet.com.br	
		SÃO PAULO	PADDOCK	(11) 3031-5543	suporte@laboratoriopaddock.com.br	
		JUNDIAÍ	DELORT DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO	(11) 4586-8400	contato@delort.com.br	
		RIBEIRÃO PRETO	LABORATÓRIO DE ANÁLISES CLÍNICAS VETERINÁRIAS RIBEIRÃO PRETO	(16) 3610-7368	mdlaboratoriovet@gmail.com	
		INDAIATUBA	LABORATÓRIO VETERINÁRIO INDAIATUBA	(19) 3875-6632	contato@labvetindaiatuba.com.br	
		ARARAQUARA	BONFÁ SAÚDE ANIMAL LABORATÓRIO VETERINÁRIO	(16) 3336-1293	saudeanimal.vet@hotmail.com	
		PENÁPOLIS	LABORATÓRIO CECALVET	(18) 3652-2757	gerenciageral@cecalvet.com.br	
		BRAGANÇA PAULISTA	LABVET BRAGANÇA	(11) 4033-0667	veterinariabraganca@gmail.com	
		ARAÇATUBA	MOLINARI SERVIÇOS VETERINÁRIOS LTDA	(18) 3608-1281	manijube@terra.com.br	
		AVARÉ	LABORATÓRIO ARCA DE NOÉ	(14) 3732-4409	ls.faraldo@uol.com.br	
		AVARÉ	LABORATÓRIO VETERINÁRIO ANALYSIS VET	(14) 99790-2441	analysisvet@yahoo.com.br	
		SÃO JOSÉ DOS CAMPOS	MAZZEO LABORATÓRIO DE ANÁLISES VETERINÁRIAS	(12) 3913-5834	mazzeo@bol.com.br	
		BAURU	LABORCARE – CENTRO DE APOIO E DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO	(14) 3203-6061	patricia@laborcare.com.br	
		JAGUARIÚNA	JAGUARY LABORATÓRIO DE DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO LTDA	(19) 3837-1590 (19) 99117- 6421	laboratorio2@jaguary.faj.br	

Região	Estado	Cidade	Laboratório	Telefone	E-mail
SUDESTE	SP	JAGUARIÚNA	CENTER VET	(19) 3867-4994 (19) 99756-7572	centervet.atendimento@gmail.com
		BOTUCATU	UNESP BOTUCATU	LAB. PARASITOLOGIA	(14) 3880-2052 jose.lins@unesp.br
				LAB. PATOLOGIA	(14) 3880-2069 noeme.rocha@unesp.br
				LAB. TOXICOLOGIA	(14) 3880-2083 jose.oliveira-filho@unesp.br
				LAB. ZOONOSES	(14) 3880-2094 nupezo.fmvz@unesp.br
				LAB. BACTERIOLOGIA	(14) 3880-2102 marcio.ribeiro@unesp.br
		RIO CLARO	CEDIVET DIAGNÓSTICOS CLÍNICOS EIRELI ME	(19) 99187-9855 (19) 3533-9400	atendimentoCEDIVET@yahoo.com.br
		PORTO FELIZ	MAX-LAB LABORATORIO DE ANÁLISE CLÍNICA VETERINÁRIA EIRELI	(15) 99101-8552 (15) 99148-1606	tucovet@gmail.com
		ITOBI	LABORATÓRIO PRISCILA TOESCA FERRI	(19) 3647-1370	labferrivet@gmail.com
		SOROCABA	INOVAGENE LABORATÓRIO DE ANÁLISES	(15) 3327-7533	inovagene@gmail.com
		SÃO JOSÉ DO RIO PRETO	VETLABOR LABORATÓRIO VETERINÁRIO	(17) 99792-8065 (17) 99609-7148	contatovetlabor@hotmail.com
		TATUÍ	ROBERTO PAIVA DE OLIVEIRA SERVIÇOS VETERINÁRIOS	(15) 3259-0016	labvettatui@yahoo.com.br
	RJ	PETRÓPOLIS	VETLAB ANÁLISES CLÍNICAS VETERINÁRIAS	(24) 2222-2907	contato@vetlaboratorio.com.br
		PETRÓPOLIS	HORSE CENTER	(24) 2223-3517	laboratorio@clinicahorsecenter.com
		RIO DE JANEIRO	LABORATÓRIO JOCKEY CLUB BRASILEIRO	(21) 3534- 9068	rosale.kowal@jcb.com.br
		NITERÓI	CENTRO ESTADUAL DE PESQUISA EM SANIDADE ANIMAL	(21) 99988-3340 (21) 2721-7257	cepgm2016@gmail.com
		NITERÓI	MULTI TESTES LABORATÓRIO VETERINÁRIO LTDA	(21) 2612-2243 (21) 99817-6439	lamgomes@globo.com
		MACAÉ	SERVVET SERVIÇOS VETERINÁRIOS LTDA	(22) 2762-0252	aureliovasconcellos@gmail.com
	MG	BELO HORIZONTE	LABORATÓRIO DE SAÚDE ANIMAL DO INSTITUTO MINEIRO DE AGROPECUÁRIA - IMA	(31) 3213- 8209	gcanhestro@gmail.com
		BELO HORIZONTE	ARKANO DIAGNÓSTICOS ESPECIALIZADOS VETERINARIOS LTDA	(31) 3324-4030	tarcisio.resende@gmail.com
		BELO HORIZONTE	TECSA	(31) 3281-0500	sac@tecsa.com.br
		BELO HORIZONTE	UFMG	LAB. VIROLOGIA	(31) 3409-2106 azevedoec@yahoo.com.br
				LAB. PARASITOLOGIA	(31) 3409-2130 ebastianetto@yahoo.com.br
				LAB. MICOLOGIA	(31) 3409-2113 (31) 3409-2115 kelly.medvet@gmail.com
				LAB. ANAEROBIOS	(31) 3409-2103 lobato.francisco@yahoo.com.br
				LAB. BACTERIOLOGIA	(31) 3409-2121 leal.cag@gmail.com
				LAB. PATOLOGIA	(31) 3409-2269 serakidesufmg@gmail.com
		JOÃO MONLEVADE	LABOVET	(31) 3851-7299	labovetjm@yahoo.com.br
		UBERLÂNDIA	LABORATÓRIO BIOZOO	(34) 3236-5480	dirce@biozoo.com.br
		JUIZ DE FORA	LABORATÓRIO CLÍNICA EQUINA SÃO FRANCISCO	(32) 3221- 6107	labclinequi@gmail.com
		SETE LAGOAS	LABORATÓRIO DE DIAGNÓSTICO ANIMAL LTDA	(31) 99893-7204	tiago@ldavet.com.br
		PEDRO LEOPOLDO	FOCO DIAGNÓSTICO LTDA	(31) 3662-5446 (31) 99622-2825	contato@laboratoriofocodiagnostico.com.br
		MONTES CLAROS	LABORATÓRIO VETERINÁRIO NORTE DE MINAS	(38) 99962-7876 (38) 99990-6016	saudeequinafaro@gmail.com

Região	Estado	Cidade	Laboratório		Telefone	E-mail
SUDESTE	ES	COLATINA	LABORATÓRIO SAÚDE ANIMAL		(27) 2120-4110	alexandregранados@hotmail.com
		CARIACICA	INSTITUTO DE DEFESA AGROPECUÁRIA E FLORESTAL DO ESPÍRITO SANTO – IDAF		(27) 3343-5773 (27) 3343-1177	thiago.farias@idaf.es.gov.br
		SERRA	CABALLUS LABORATÓRIO VETERINÁRIO LTDA		(27) 99877-9594	caballuslabvet@gmail.com
CENTRO OESTE	TO	GURUPI	UFT	LAB. DE BIOINFORMÁTICA E BIOTECNOLOGIA	(63) 3311-3546	camposvet@gmail.com
		GURUPI	LABORATÓRIO CIPEC – CENTRO DE INTEGRAÇÃO PECUÁRIA		(63) 3312 8709	pp.gusmoes@hotmail.com
	DF	BRÁSILIA	SANTÉ LABORATÓRIO DE ANÁLISES CLÍNICAS		(61) 3345-8333	glauucia@santelaboratorio.com.br marcelo@santelaboratorio.com.br
		BRÁSILIA	DIAGNOSTIC		(61) 3468-3330	diagnosticdf@hotmail.com
	MT	SINOP	AGROLAB		(66) 3531-4289	rtirecao_agrolab@hotmail.com
		TANGARÁ DA SERRA	BIOTEC – LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(65) 3326-7598	sandro.vet@hotmail.com
		CUIABÁ	UFMT	LAB. PATOLOGIA	(65) 9622-0222	fernando.frulan@ufmt.br
				LAB VIROLOGIA E RICKETTSIOSES	(65) 3615-8627	danmoura@ufmt.br
				LAB. MICROBIOLOGIA E BIOLOGIA MOLECULAR	(65) 98119-9424	luciano.nakazato@ufmt.br / Valeriadutra.dutra@gmail.com
		CUIABÁ	CEDIVET – CENTRO DE DIAGNÓSTICO E ESPECIALIDADES VETERINÁRIAS EIRELI		(65) 99972-8390 (65) 3052-3230	qualidadeaie@cedivet.com.br
		GOIÂNIA	LABVET LABORATÓRIO DE ANÁLISE E DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO		(62) 3201-2330	gerencia.labvet@agrodefesa.go.gov.br
	GO	GOIÂNIA	CLAVET LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(62) 3558-2317	clavet.go@gmail.com
		IPORÃ	M & N CENTRO DE DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO EIRELI		(64) 99936-8680 (64) 98124-3062	mn.centrodiagnosticovet@gmail.com
		GOIÂNIA	UFG	LAB. PARASITOLOGIA	(62) 3521-1524	ladoparufg@gmail.com
				LAB. DOENÇAS INFECCIOSAS E BACTERIOLOGIA	(62) 3521-1520	bacteriologia.evz@gmail.com
				LAB. LEPTOSPIROSE	(62) 3521-1523	liviapascoal@ufg.br
				LAB. PATOLOGIA	(62) 3521-1580	patologiaevufg@hotmail.com
	MS	CAMPO GRANDE	UFMS	LAB. PATOLOGIA	(67) 3345-3615	danilo.gomes@ufms.br
				LAB. BACTERIOLOGIA	(67) 3345-3613	cassia.leal@ufms.br
				LAB. PARASITOLOGIA	(67) 3345-3960	fernando.borges@ufms.br
				LAB. BIOLOGIA MOLECULAR	(67) 3345-3623	carlos.nascimento@ufms.br
		CAMPO GRANDE	LABDOC		(67) 99922-4241	contato@labdoc.com.br
		CAMPO GRANDE	LABORATÓRIO DE DIAGNÓSTICO DE DOENÇAS ANIMAIS – LADDAN		(67) 3901-2758 (67) 3901-2744	lab@iagro.ms.gov.br
		CAMPO GRANDE	DIAGNO VET LABORATÓRIO VETERINÁRIO LTDA – ME		(67) 98434-0804 (67) 98145-9000	karin@diagno.vet.br
		CAMPO GRANDE	CLÍNICA SÃO BERNARDO LTDA		(67) 3321-0303	sac.saobernardo@gmail.com
		JARDIM	LABIO BIOTECNOLOGIA ANIMAL		(67) 3251-2384	osvaldolabio@hotmail.com
		AMAMBAI	LABORATÓRIO SIGNORI		(67) 8121-6242	jrs.signori@gmail.com
		AQUIDAUANA	LABORATÓRIO SAÚDE ANIMAL		(67) 3241-8340	carolnastri@hotmail.com
		GLÓRIA DE DOURADOS	LAGROVET CLÍNICA VETERINÁRIA		(67) 3466-1231	mzmzmartinez@hotmail.com

Região	Estado	Cidade	Laboratório	Telefone	E-mail	
CENTRO OESTE	MS	COXIM	LABORATÓRIO VETERINÁRIO LABOVET	(67) 3291-3025	ricardo_wittica@hotmail.com	
		COSTA RICA	LABORATÓRIO PLANTEL	(67) 3247-4052	sac.plantel@gmail.com	
		DOURADOS	HEMOVET LABORATÓRIO ANIMAL	(67) 3422-1178	alexandre@hemovetms.com.br	
		DOURADOS	DIAGNOSTIKA CENTRO DE DIAGNÓSTICO ANIMAL	(67) 3032-3877	sac.diagnostika@gmail.com	
		BONITO	RAÇA LABORATÓRIO VETERINÁRIO	(67) 3255-1214 (67) 99279-9655	c.escobarvet@hotmail.com	
		AQUIDAUANA	LABORATÓRIO SAÚDE ANIMAL	(67) 3241-8340	carolnastri@hotmail.com	
SUL	PR	CURITIBA	VP LABORATÓRIO DE ANÁLISES	(41) 3264-2771	veterinariapreventiva@veterinariapreventiva.com.br	
		CURITIBA	CENTRO DE DIAGNÓSTICO MARCOS ENRIETTE	(41) 3778-6400	cdmarcosenrietti@adapar.pr.gov.br mgasino@adapar.pr.gov.br	
		CURITIBA	UFPR	LAB. PATOLOGIA	(41) 3350-5737	patologiaveterinaria@ufpr.br
				LAB.BACTERIOLOGIA E MICOLOGIA	(41) 3350-5737	labmicro@ufpr.br
				LAB. ZOONOSES	(41) 3350-5623	abiondo@ufpr.br
				LAB. DOENÇAS TRANSMITIDAS POR VETORES	(41) 3350-5828	julia.galvão@ufpr.br
		LONDRINA	UEL	LAB. BACTERIOLOGIA	(43) 3371-4259	upaduapereira@gmail.com
				LAB PARASITOLOGIA	(43) 3371-5956	fernandossr@uel.br
				LAB. LEPTOSPIROSE	(43) 3371-4708	leptouel@gmail.com
				LAB. ZOONOSES	(43) 3371-5956	italmar@uel.br
				LAB. MICOLOGIA	(43) 3371.4708	labmicologia.uel@gmail.com
				LAB. TOXICOLOGIA	(43) 3371-5616	lab.toxicologiaveterinaria@uel.br
				LAB. VIROLOGIA	(43) 3371-4068	alferi@uel.br
				LA. PATOLOGIA	(43) 3371-4062	anapaula@uel.br
		LONDRINA	LABORATÓRIO ECOLVET	(43) 3327-2373	ecolvets@gmail.com	
		PATO BRANCO	LAB & VET ANÁLISES VETERINÁRIAS LTDA	(46) 3025-6525	camargaalari@hotmail.com	
		PONTA GROSSA	LLT LABORATÓRIO VETERINÁRIO	(42) 3235-5863	luciana.kispergue@gmail.com	
		CASCAVEL	MERCOLAB LABORATÓRIOS LTDA	(45) 3218-0000	alberto@mercolab.com.br	
	SC	MAFRA	RUTHES LABORATÓRIO VETERINÁRIO DE ANÁLISES CLÍNICAS	(47) 3642-5226	labvetmafra@gmail.com	
		CRICIÚMA	LABVET SUL	(19) 3875 -6632	labvetsul@gmail.com	
		CURITIBANOS	VERTÂ LABORATÓRIO VETERINÁRIO	(49) 3241-5504	carolina@verta.vet.br	
		LAJES	VET LAB CLÍNICA VETERINÁRIA E LABORATÓRIO	(49) 3222-4656	rubialds@yahoo.com.br	
		JOAÇABA	LABORATÓRIO VETERINÁRIO SÃO FRANCISCO	(49) 3521-0414	financeiro@labsaofrancisco.bio.br	
		CHAPECÓ	BIOMA LABORATÓRIO VETERINÁRIO	(49) 3025-4665	miguel@biomalaboratorios.com.br	
		BLUMENAU	LABORATÓRIO DE ANÁLISES CLÍNICAS VETERINÁRIAS SÃO FRANCISCO DE ASSIS LTDA	(47) 3080- 0055	contato@saofranciscolabvet.com.br	
		CONCÓRDIA	IFC	LAB. PATOLOGIA	(49) 3441-4837	veterinaria.grad.concordia@ifc.edu.br
				LAB. BACTERIOLOGIA	(49) 3441-4800	veterinaria.grad.concordia@ifc.edu.br
				LAB. PARASITOLOGIA	(49) 3441-4800	veterinaria.grad.concordia@ifc.edu.br

Região	Estado	Cidade	Laboratório		Telefone	E-mail
SUL	SC	CURITIBANOS	UFSC	LAB. DOENÇAS INFECCIOSAS	(48) 3721-7176	clinica.veterinaria@contato.ufsc.br
				LAB. PATOLOGIA	(48) 3721-7181	patologia.ufsc@gmail.com
				LAB. VIROLOGIA E IMUNOLOGIA	(48) 3721-7176	clinica.veterinaria@contato.ufsc.br
				LAB. PARASITOLOGIA	(48) 3721-7176	clinica.veterinaria@contato.ufsc.br
		IPORÃ DO OESTE	LABORATÓRIO OESTE		(49) 99116-4245	sac.laboeste@gmail.com
	RS	PORTO ALEGRE	UFRGS	LAB PATOLOGIA	(51) 3308-6107	setpatvet@ufrgs.br
				LAB. BACTERIOLOGIA	(51) 3308-6115	labacvet.ufrgs@gmail.com
				LAB.VIROLOGIA	(51) 3308-6926	examesvirologiaufrgs@gmail.com
				LAB. PARASITOLOGIA	(51) 3308-6136	ccmarques@terra.com.br
				LAB.MICOLOGIA	(51)3880-6964	alexandre.fuentefria@ufrgs.br
		PORTO ALEGRE	LABORATÓRIO HÍPICA LTDA		(51) 3311-0563 (51) 98168-0169	contato@laboratoriohipica.com
		PELOTAS	UFPEL	LAB. REG. DE DIAGNOSTICO	(53) 3275-7310	lrdupel@gmail.com
				LAB. PATOLOGIA	(53) 3275-7492	lrdupel@gmail.com
				LAB. PARASITOLOGIA	(53) 3275-7209	lrdupel@gmail.com
				LAB. MICOLOGIA	(53) 3272-7140	lrdupel@gmail.com
				LAB. BACTERIOLOGIA	(53) 3275-7312	lrdupel@gmail.com
				LAB. VIROLOGIA	(53) 3275-7412	lrdupel@gmail.com
		PELOTAS	EQUINLAB LABORATÓRIO		(53) 3273-3173	goudapp@terra.com.br
		SANTA MARIA	UFSM	LAB. BACTERIOLOGIA	(55) 3220-8630	labac.ufsm@gmail.com
				LAB PATOLOGIA	(55) 3220-8141	proinova@ufsm.br
				LAB. PARASITOLOGIA	(55) 3220-8958	sgmonteiro@uol.com.br
				LAB. VIROLOGIA	(55) 3220-8851	setordevirologia@gmail.com eduardofurtadoflores@gmail.com
		PASSO FUNDO	LABORATÓRIO DE DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO		(54) 3316-8444 (54) 3316-8190	ldv@upf.br
		SANTANA DO LIVRAMENTO	LABORATÓRIO VETERINÁRIO DR. JAIME SIMÕES PIRES		(55) 3242-1312	proveta@hotmail.com
		CAXIAS DO SUL	MELLISLAB LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(54) 3021-6344	qualidade@mellislabs.com.br
		CAXIAS DO SUL	LABORATÓRIO VETERINÁRIA RB		(54) 3229-2480 (54) 3229-5364	vetclinica.rb@gmail.com
		SANTO ANTÔNIO DAS MISSÕES	LABORATÓRIO VETERINÁRIO KIRIAKUS		(55) 3367-1029	maurodias.vet@hotmail.com
NORTE	RO	CACOAL	RB ANÁLISES		(69) 3443- 6046	roberleibvett@hotmail.com
		CACOAL	H.M.A. SERVIÇOS VETERINÁRIOS LTDA		(69) 3441-1178	contato@laboratoriohama.com.br
		VILHENA	LABMARCHI LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(69) 99959-1081	frandemarchi@hotmail.com
	PA	BELÉM	UFPA	LAB. TECNOLOGIA BIOMOLECULAR	(91) 3201-8411	evogoncalves@gmail.com
	AC	RIO BRANCO	MAPI LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(68) 3226-1202	flaviapmarzola@hotmail.com
NORDESTE	BA	SALVADOR	UFBA	LAB. BACTERIOLOGIA	(71) 3283-6742	melissahp@ufba.br
				LAB. PATOLOGIA	(71) 3283-6739	alestrela@gmail.com
				LAB. MICOLOGIA	(71) 3283-6743	lapemic.ufba@gmail.com

Região	Estado	Cidade	Laboratório		Telefone	E-mail
NORDESTE	BA	SALVADOR	UFBA	LAB. ZONÓSES	(71) 3283-6754	barrouin@ufba.br
				LAB. TOXICOLOGIA	(71) 3283-6746	rouzada@ufba.br
				LAB.VIROLOGIA	(71) 3283-6743	nadia.rossi@ufba.br
		SALVADOR	LABORATÓRIO DE SAÚDE ANIMAL - ADAB		(71) 3116-8452 (71) 3116-8432	jorge.ribas@adab.ba.gov.br
		SALVADOR	CLINILAB		(71) 3452-0908 (71) 3506-6734 (71) 99106-7875	contato@clinilabvet.com.br
		CONCEIÇÃO DO JACUIPE	BERIMBAU LABORATÓRIO		(75) 99965-4323 (75) 99243-3030	laboratorioberimbau@gmail.com
		VITÓRIA DA CONQUISTA	MUNDO VET CENTRO VETERINÁRIO		(77) 3421-9633	nwp@uol.com.br
		BARREIRAS	LABORATÓRIO ZOOVET		(77) 3611-4797	labzoovet@gmail.com
		FEIRA DE SANTANA	HORSE LAB – LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(75) 3221-1626	vetcristina@yahoo.com.br
		EUNÁPOLIS	LABORATÓRIO EQUUSLAB		(73) 3281-1008	betvet20@yahoo.com.br
		PAULO AFONSO	CAMPOS E SANTANA ASSISTÊNCIA VETERINÁRIA LTDA		(75) 98854-1270 (75) 98702-4483	laboratoriogallope@gmail.com
	CE	FORTALEZA	UECE	LAB. PATOLOGIA	(85) 3101-9839	https://www.uece.br/ppgcv/pesquisa/laboratorios/
				LAB. MICROBIOLOGIA	(85) 3101-9846	https://www.uece.br/ppgcv/pesquisa/laboratorios/
				LAB. PARASITOLOGIA	(85) 3101-9853	https://www.uece.br/ppgcv/pesquisa/laboratorios/
				LAB. MICOLOGIA	(85) 3366-8594	https://www.uece.br/ppgcv/pesquisa/laboratorios/
				LAB. VIROLOGIA	(85) 3101-9849	https://www.uece.br/ppgcv/pesquisa/laboratorios/
		FORTALEZA	LABORATÓRIO DE PATOLOGIA ANIMAL		(85) 3231-5653	patricia.labsanimal@gmail.com
		FORTALEZA	LCD LABORATÓRIO CEARENSE DE DIAGNÓSTICOS LTDA		(85) 99715-1360 (85) 3051-3494	direcaolcd@yahoo.com
	AL	MACEIÓ	CENTROVET – CENTRO DE DIAG. VET.		(82) 3223 3040	patricia@centrovvet-al.com.br
		MACEIÓ	VETLAB CENTRO DE DIAGNÓSTICO VETERINÁRIO LTDA		(82) 99119-7167 (82) 99335-3401 (82) 99327-1465	fabriciaduartevet@hotmail.com
	MA	IMPERATRIZ	SERVET – LABORATÓRIO VETERINÁRIO		(99) 3525-3571	servet@uol.com.br
		SÃO LUIS	LABORATÓRIO CERNITAS		(98) 3244-3416 (98) 3258-3937	daniel@cernitas.com.br
	PB	CATOLÉ DO ROCHA	VETERINÁRIA DIAGNÓSTICOS		(83) 3441- 1029	nebson_veter@yahoo.com.br
		JOÃO PESSOA	VET LIFE DIAGNÓSTICOS		(83) 98728-9535	direcao.vetlife@yahoo.com
	PE	GARANHUS	LAMEV – LAB. EM MEDICINA VETERINÁRIA		(87) 3761- 2000	lamevgaranhuns@gmail.com
		GRAVATÃ	CENTRO DE EQUINOS DE PERNAMBUCO LTDA		(81) 99948-0606 (81) 99525-5377	centrodeequinosdepe@gmail.com
		RECIFE	UFRPE	LABORATÓRIO DE DIAGNÓSTICO ANIMAL	(81) 3320-6390	mendoncfs@yahoo.com.br fabiomendonca@dlma.ufrpe.br
	RN	MACAÍBA	CLÍNICA VET. E LABORATÓRIO SAFFARY		(84) 3271-5100	dr.georgevilar@hotmail.com
	PI	TERESINA	LABORATÓRIO NUTRISAN		(86) 3213-7110	labnutrisan@yahoo.com.br
	SE	ARACAJU	LABOVET – LABORATÓRIO DE ANÁLISES CLÍNICAS VETERINÁRIAS		(79) 3246- 0673 (79) 3042- 8185	vanessa@labovetsergipe.com.br

Fonte: Elaborado pelo autor (2025).

| Referências

- ADOBE STOCK. Veterinarian takes blood from a Friesian horse from the neck vein with vacutainer blood tubes. Blood collection from a horse. Disponível em: <https://stock.adobe.com/>. Acesso em: 09 abr. 2025.
- APLICA VET. Veias utilizadas para coleta de sangue em equinos. Facebook, 09 jul. 2020. Disponível em: <https://www.facebook.com/aplicavet/videos/algum-j%C3%A1-ouviu-falar-em-perder-a-veia-poss%C3%A9-algo-muito-comum-tamb%C3%A9m-na-veter/601887867138082/>. Acesso em: 08 abr. 2025.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução Normativa nº 50, de 24 de setembro de 2013. Diário Oficial da União: seção 1, Brasília, DF, 25 set. 2013.
- BRASIL. Ministério da Agricultura e Pecuária. Formulário Único de Requisição de Exames para Síndrome Neurológica. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/saude-animal-e-vegetal/saude-animal/formulario-unico-de-requisicao-de-exames-para-sindrome-neurolgica>. Acesso em: 08 abr. 2025.
- BRIANEZI, V. M. et al. Técnica de necropsia e colheita de material para exames laboratoriais em ruminantes, equinos e suínos. 1. ed. 2015. 92 p.
- IDAF – INSTITUTO DE DEFESA AGROPECUÁRIA E FLORESTAL DO ESPÍRITO SANTO. Métodos e procedimentos de eutanásia de equídeos e bovinos. Disponível em: <https://idaf.es.gov.br>. Acesso em: 09 abr. 2025.
- LABORATÓRIO DE PATOLOGIA VETERINÁRIA – UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS. Exemplos de fichas de requisições de exames laboratoriais. Disponível em: <https://lpv.vet.ufg.br/>. Acesso em: 08 abr. 2025.
- MANUAL veterinário de colheita e envio de amostras: manual técnico. Cooperação Técnica MAPA/OPAS-PANAFTOSA para o Fortalecimento dos Programas de Saúde Animal do Brasil. Rio de Janeiro: PANAFTOSA – OPAS/OMS, 2010. 218 p. ISSN 0101-6970.
- PUSTERLA, N.; WATSON, L.; WILSON, D. Diagnostic approach to infectious respiratory disorders. Clinical Techniques in Equine Practice, v. 5, n. 3, p. 174-186, 2006.
- SPEIRS, V. C. Exame Clínico de equinos. Artmed. Porto Alegre, p. 55-58. 2004.
- UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS. Procedimentos para diagnóstico das doenças neurológicas em equídeos. Cadernos Técnicos de Veterinária e Zootecnia, n. 99, 2021. Disponível em: <https://vet.ufmg.br/caderno-tecnico/cadernos-tecnicos-de-veterinaria-e-zootecnia-n99-procedimentos-para-o-diagnostico-das-doencas-neurolgicas-em-equideos/>. Acesso em: 09 abr. 2025.



Dechra Brasil Produtos Veterinários Ltda.
sac.br@dechra.com | 0800 400 7997 | www.dechra.com.br