

MANUAL DE EXAME NECROSCÓPICO EM RUMINANTES

NECROSCOPIC EXAMINATION MANUAL IN RUMINANTS

Fernanda Felicetti Perosa¹ , Jean Carlo Olivo Menegatt¹ , Paola Sônego¹  e David Driemeier¹ 

RESUMO

O exame necroscópico, também conhecido como necropsia ou exame *post mortem*, é uma técnica sistemática que envolve a abertura do cadáver para a observação e descrição das lesões macroscópicas. Seu principal objetivo é diagnosticar a *causa mortis* ou a enfermidade que levou à decisão de eutanásia. Destinado a estudantes, veterinários a campo e patologistas, este manual fornece, através de textos e imagens, uma metodologia detalhada do exame de necropsia em bovinos e pequenos ruminantes, assim como orientações para coleta de amostras para o exame histopatológico e exames complementares. Embora diversas universidades adotem diferentes técnicas de necropsia, enfatiza-se a importância de uma abordagem padronizada para assegurar a consistência e precisão na coleta de dados diagnósticos. Dada a relevância do diagnóstico *post mortem* na prática veterinária, a realização adequada do exame de necropsia é imprescindível para uma compreensão precisa das doenças e causas de morte em animais, destacando-se como um componente crucial na prática veterinária.

Palavras-chave: autópsia, diagnóstico, doenças, necropsia, patologia.

ABSTRACT

The necropsy examination, also known as necropsy or *post-mortem* examination, is a systematic technique involving the opening of the cadaver for the observation and description of macroscopic lesions. Its aim is to diagnose the cause of death or the disease that led to the decision of euthanasia. Targeting students, field veterinarians, and pathologists, this manual provides, through texts and images, a detailed methodology of necropsy examination in cattle and small ruminants, as well as guidelines for collecting samples for histopathological examination and complementary tests. Although various universities adopt different necropsy techniques, the importance of a standardized approach is emphasized to ensure consistency and accuracy in diagnostic data collection. Given the relevance of *post-mortem* diagnosis in veterinary practice, the proper conduct of necropsy examination is essential for a precise understanding of diseases and causes of death in animals, standing out as a crucial component in veterinary practice.

Keywords: autopsy, diagnosis, diseases, necropsy, pathology.

1 Setor de Patologia Veterinária, Faculdade de Medicina Veterinária (FAVET), Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), Porto Alegre, RS, Brasil.



Autor para correspondência:
fernandaperosa7@gmail.com

Revista Brasileira de Buiatria
Exames complementares,
Volume 4, Número 5, 2021

Publicado em 22 de junho de 2024.

ISSN 2763-955X

DOI: 10.4322/2763-955X.2022.013



Associação Brasileira
de Buiatria



INTRODUÇÃO

O exame necroscópico, também chamado de exame *post mortem* ou necropsia, consiste em uma técnica sistemática que envolve a abertura do cadáver para a observação e descrição das lesões macroscópicas. A principal finalidade da necropsia é identificar a causa da morte do animal ou diagnosticar a enfermidade que levou à decisão de eutanásia.

O propósito deste manual é fornecer uma metodologia do exame de necropsia, por meio de ilustrações e explicação do passo a passo da técnica, que pode ser seguida por estudantes, veterinários a campo ou patologistas. Diversas universidades adotam diferentes técnicas de necropsia, uma vez que não existe uma considerada mais correta que a outra. É recomendável manter uma abordagem consistente, garantindo que a mesma técnica seja seguida em todas as necropsias. Isso ajuda a evitar negligências na avaliação e coleta de órgãos, reduzindo as chances de perda de informações diagnósticas importantes. Contudo, vale ressaltar que, no laboratório ou no campo, podem ser necessárias adaptações da técnica em algumas circunstâncias específicas (avaliação de um órgão ou sistema em específico, coleta de amostras para microbiologia ou exame molecular, presença de malformações de órgãos, entre outros).

A técnica de necropsia descrita a seguir, juntamente com algumas de suas variações, foi fundamentada nas recomendações e descrições de trabalhos e manuais anteriores da literatura¹⁻⁵ e complementadas pela experiência prática dos autores.

EUTANÁSIA

A necropsia é um exame comum de ser solicitado na rotina do médico-veterinário de bovinos e pequenos ruminantes, principalmente de clínicos e patologistas. Embora, em alguns casos, o motivo do

óbito já possa estar esclarecido por meio dos achados clínicos e laboratoriais, muitas vezes a realização da necropsia é essencial para concluir ou direcionar um diagnóstico.

Em geral, a solicitação da necropsia ocorre quando o animal já está morto. No entanto, é frequente a requisição deste exame para animais vivos e com estágio avançado de doença (sem possibilidade de tratamento ou cura, com quadro irreversível), onde é necessária a realização prévia da eutanásia. As indicações e metodologias para a realização da eutanásia descritas no Quadro 1 seguem as recomendações estabelecidas pelo Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV)⁶.

A eutanásia é necessária em algumas situações específicas (Quadro 1), e pode ser definida como um procedimento humanitário no modo de sacrificar um animal, sem dor ou estresse, pré-determinada por circunstâncias, invariavelmente, embasadas. Para isso, deve ser adotada uma metodologia tecnicamente aceitável e cientificamente comprovada, com base também em princípios éticos e, obrigatoriamente, acompanhada ou realizada por um médico-veterinário.

Existem diversas técnicas e metodologias aceitas para a realização da eutanásia. A escolha do método também depende de outras variáveis, como a espécie animal envolvida, da idade e número de animais a serem eutanasiados e da capacidade técnica do executor. Em ruminantes, metodologias aceitáveis incluem: uso de pistola de ar comprimido seguido de sangria ou anestesia geral prévia associada ao uso de cloreto de potássio endovenoso.

Na rotina prática de necropsia de bovinos e pequenos ruminantes, a metodologia mais barata, rápida e assertiva consiste na eutanásia medicamentosa (medicação pré-anestésica e anestesia geral sucedidas do uso de cloreto de potássio - KCl endovenoso, o qual resulta em parada cardíaca). Além disso, o uso desta técnica confere total integridade dos órgãos para avaliação necroscópica (ex.: pistola de ar comprimido, ou



similar, causa lesão encefálica). Vale ressaltar que o uso do KCl para eutanásia deve ser, exclusivamente, pela via endovenosa e sempre realizado após o animal estar em anestesia geral (inconsciente). O KCl é um íon cardiotoxíco, sendo que sua utilização no animal consciente causará excitação excessiva das fibras musculares tipo C, promovendo extrema dor no período que antecede a morte.

Para a eutanásia medicamentosa de ruminan-

tes, é necessária a realização dos seguintes passos, impreterivelmente nesta ordem: (1°) medicação pré-anestésica, (2°) anestesia geral e (3°) parada cardíaca. Os medicamentos sugeridos para cada passo e suas dosagens estão discriminados no Quadro 2.

Durante a eutanásia, é importante que o executor esteja atento e confirme com cautela que o animal está sob anestesia geral e o momento de sua morte (Quadro 3).

Quadro 1. Indicação do uso da eutanásia pelo médico veterinário segundo recomendação do CFMV⁶.

<ul style="list-style-type: none"> ■ Bem-estar animal comprometido de forma irreversível, que não possa eliminar a dor e/ou sofrimento do animal (ex: animal gravemente ferido). ■ Incapacidade de se alimentar. ■ Ausência de reflexos neurológicos. ■ Tratamento inviável.
--

Quadro 2. Etapas do procedimento de eutanásia medicamentosa em bovinos e pequenos ruminantes com dosagens indicadas para cada droga.

Etapas		Procedimentos padrão	
1° Passo	<p align="center">Medicação Pré-Anestésica</p> <p><i>Cloridrato de xilazina (IV ou IM): 0,1mg/kg</i> a) Cloridrato de xilazina 2%: 0,5ml/100kg b) Cloridrato de xilazina 10%: 0,1ml/100kg</p>		
2° Passo	<p align="center">Anestesia Geral</p> <p><i>Cloridrato de xilazina (IV): 0,2mg/kg</i> a) Cloridrato de xilazina 2%: 1ml/100kg b) Cloridrato de xilazina 10%: 0,2ml/100kg</p> <p align="center">+</p> <p><i>Cloridrato de cetamina (IV): 3mg/kg</i> a) Cloridrato de cetamina 10%: 3ml/100kg</p>		
3° Passo	Procedimento padrão		Procedimento alternativo
	<p align="center"><i>Cloreto de potássio KCl (IV)</i> a) Solução hipersaturada (até o óbito): em geral entre 300 e 400ml para um bovino adulto</p>		<p align="center"><i>Sulfato de magnésio MgSO₄ (IV)</i> a) Solução hipersaturada (até o óbito): em geral entre 250 e 350ml</p> <p align="center">ou</p> <p align="center"><i>Cloridrato de lidocaína (intratecal)</i> a) Cloridrato de lidocaína 2%: 20 a 30ml</p>

Legenda: Intravenoso (IV) e intramuscular (IM).



Quadro 3. Sinais clínicos e parâmetros de bovinos e pequenos ruminantes sob anestesia geral e em óbito pós administração dos fármacos para realização da eutanásia.

Sinais clínicos			
Sob anestesia geral		Morte	
Redução	Frequência cardíaca e respiratória.	Ausência	Movimentos respiratórios (torácicos). Batimentos cardíacos e pulso venoso/arterial (constatação com uso de estetoscópio, palpação torácica e/ou compressão digital de artéria superficial).
Perda	Reflexo palpebral. Tônus muscular (observar também flacidez da língua). Sensibilidade a dor (estado de analgesia).		Perda

MATERIAIS NECESSÁRIOS

A execução de uma necropsia segura e eficaz demanda a utilização de alguns materiais essenciais, com destaque para os Equipamentos de Proteção Individual (EPI's), que incluem luvas de procedimento, botas, macacão e óculos. Dentro da sua caixa de necropsia é necessário contar com os materiais específicos utilizados em procedimentos de eutanásia. Isso inclui anestésicos para medicação pré-anestésica, anestesia geral (KCl, sulfato de magnésio e/ou cloridrato de lidocaína), equipo macrogotas, agulhas para procedimentos gerais (ex.: coleta de sangue), seringas e agulhas específicas para eutanásia pelo método intratecal (agulha hipodérmica 100x20 mm).

Já os instrumentos específicos para a realização da necropsia (Figura 1) incluem facas bem afiadas, chaira e pedra de afiar, pinças, tesouras, machadinha (de mão e/ou grande), alicates, serra de mão ou costóto-

mo (popularmente conhecido como “podão”). Também é interessante manter uma régua em sua caixa de necropsia, caso seja necessário medir órgãos e lesões.

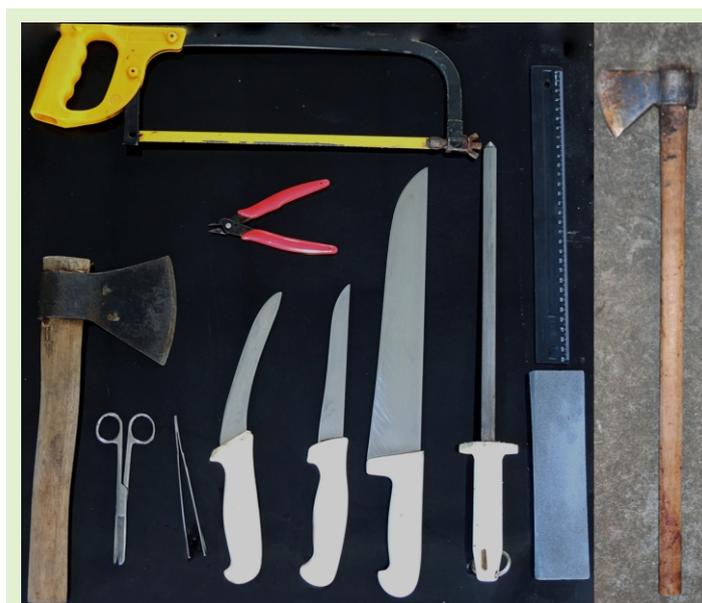


Figura 1. Materiais necessários para a condução da necropsia: serra de arco, alicate, machados, tesoura, pinça, facas, chaira, pedra de afiar e régua.



Para coleta de órgãos para análise histopatológica é necessário formol 10% e um recipiente de boca larga e de boa vedação para armazenamento dos tecidos (Figura 2A). Além disso, quando realizada coleta de órgãos, secreções e/ou tecidos destinados ao isolamento microbiológico ou para reação da cadeia da polimerase (PCR), é necessário material específico, como uma caixa de isopor com gelo reciclável (Figura 2B), sacos plásticos, suabes (aconselhável com meio de transporte Stuart), potes de coleta estéreis (como aqueles para coleta de urina) e barbante. Microtubos (tipo *eppendorf*[®]) e criotubos também podem ser utilizados para coleta para biologia molecular. Ainda, lâminas histológicas podem ser úteis durante a necropsia para a

confeção de esfregaços, *imprints* ou *squashes* de sangue e órgãos (para casos suspeitos de babesiose e anaplas-mose, por exemplo) (Figura 3).

Recomenda-se, adicionalmente, possuir potes extras de formol 10%, especialmente em situações em que mais animais estejam doentes ou morrendo durante a visita à propriedade. Canetas permanentes, lápis, prancheta, etiquetas e fitas adesivas são elementos importantes para identificar as amostras coletadas para os exames complementares (Figura 4). Ainda, é recomendado possuir uma ficha para coleta de informações sobre o histórico e identificação do animal a ser examinado.



Figura 2. Materiais para coleta e armazenamento de material de necropsia. (A) Frasco de boca larga contendo formol 10% para coleta de tecidos para exame histopatológico e (B) caixa de isopor com gelo reciclável para coleta de amostras para exames bacteriológicos e moleculares.



Figura 3. Materiais acessórios para necropsia. (1) Lâminas histológicas, (2) sacos plásticos, (3) microtubos tipo *eppendorf*[®], (4) cassetes para coleta de pequenos fragmentos para análise histopatológica, (5) seringas descartáveis de variados tamanhos, (6) tubos para coleta de sangue com (tampa roxa) e sem (tampa vermelha) anticoagulante, (7) pote coletor estéril, (8) agulhas de calibre 1,2x40 mm (canhão rosa) e 1,6x40 mm (canhão branco) e (9) suabe com meio de transporte Stuart.



Figura 4. Materiais utilizados para identificação de amostras e coleta de dados: canetas permanentes e esferográficas, lápis, prancheta, etiquetas e fitas adesivas.

HISTÓRICO E ANAMNESE

A obtenção de informações de histórico (anamnese) é um ponto crucial antes da realização da necropsia. Recomenda-se obter o máximo de informações possíveis, incluindo dados básicos, como identificação do animal (número de brinco ou nome), espécie, raça, sexo, idade, se a morte foi espontânea ou eutanásia (com especificação do método utilizado), data e hora da morte (o mais próximo possível do momento que o animal morreu).

Além disso, é importante coletar informações adicionais, como a presença de outros animais doentes ou que morreram recentemente, tamanho do lote e detalhes sobre a propriedade e o manejo. Deve-se verificar se o animal nasceu na propriedade ou foi adquirido de outra (e, se sim, há quanto tempo), qual a alimentação fornecida, modo de criação (intensivo ou extensivo), sinais clínicos apresentados e tempo de evolução da doença. Também é relevante saber se o animal recebeu tratamento (se sim, quais fármacos, dosagens e tempo de uso), seu histórico de vacinas e de vermifugação. No caso de fêmeas, informações sobre o número de partos,

como data do último parto e se houveram intercorrências, também devem ser registradas.

Quando o animal ainda está vivo durante a visita, é recomendável realizar o exame físico completo, com atenção à temperatura corporal, aspecto das mucosas (oculares, oral, vulvar/peniana e anal), presença de timpanismo, distensão abdominal, aumento de volume em membros ou articulações, alterações na auscultação respiratória e/ou cardíaca, movimentos ruminais, bem como linfonodos superficiais aumentados. Nesse momento, pode-se também realizar a coleta de sangue em tubos com ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA) (tampa roxa) e com ativador de coágulo (tampa vermelha), para posteriores exames hematológicos e bioquímicos.

Manter uma ficha de necropsia (Figura 5) é essencial para registrar essas informações, além de anotar os dados de identificação e contato do proprietário e remetente. Essa ficha também pode ser utilizada para anotar um diagnóstico presuntivo ao final da necropsia.

Figura 5. Modelo de requisição de necropsia para grandes animais. [Clique aqui para baixar.](#)



EXAME EXTERNO

O exame externo representa a primeira etapa da necropsia propriamente dita, consistindo na avaliação do estado geral do animal antes da abertura interna. Neste estágio, deve-se observar a posição que o animal foi encontrado morto e examinar a aparência geral da carcaça em busca de feridas, presença de ectoparasitas, sinais de desidratação (como a enoftalmia) ou timpanismo, por exemplo. Também é possível identificar alterações *post mortem* como *rigor mortis* ou autólise cadavérica, fornecendo estimativas do tempo desde a morte, quando desconhecido. É importante ressaltar, que no caso de ovinos lanados, o processo de autólise cadavérica ocorre mais rapidamente devido à presença de lã, a qual fornece maior isolamento térmico e umidade e, conseqüentemente, acelerando o processo.

A avaliação do escore de condição corporal (ECC) desempenha um papel significativo na análise da saúde prévia do animal. Por exemplo, animais muito magros a caquéticos podem ter apresentado doenças crônicas e debilitantes, como tuberculose, paratuberculose, parasitismos, algumas intoxicações e neoplasias. Já vacas pós-parto com alto ECC são suscetíveis a óbito por cetose, e ovinos com baixo ECC, pode estar apresentando um quadro de verminose.

As mucosas oculares (Figura 6), mucosas orais (Figura 7A), e a mucosa vulvar em fêmeas (Figura 7B), devem ser avaliadas. As mucosas de um animal sadio apresentam uma coloração rosa-clara (Figura 6A). Já

mucosas pálidas são indicativas de anemia (casos de hemoncose, babesiose e deficiência de cobre, por exemplo) (Figura 6B), enquanto mucosas amareladas indicam icterícia (como ocorre na anaplasmose em bovinos e na intoxicação por cobre em ovinos) (Figura 6C). Mucosas com petéquias podem ser associadas também à babesiose e à diátese hemorrágica na intoxicação aguda por *Pteridium arachnoideum* (Figura 6D). Além disso, mucosas marrons (“cor de chocolate”) são vistas em casos de intoxicação por nitrato/nitrito, comum em vacas de leite que entram pela primeira vez em piquetes de aveia e azevém fortemente adubados.

A inspeção dos orifícios corporais, como pavilhão auricular (Figura 8A), cavidade nasal (Figura 8B), oral, ocular, vaginal e prepucial, é feita para detectar secreções, especialmente em quadros infecciosos com descargas mucosas ou purulentas, ou em casos de hemorragia.

O exame da pele se revela crucial para diagnosticar neoplasias cutâneas (como carcinomas de células escamosas e melanomas), doenças infecciosas (papilomatose viral bovina, dermatofitose e dermatofilose) (Figura 9A), doenças tóxicas (fotosensibilização), doenças congênitas (hipotricose) (Figura 9B), doença granulomatosa sistêmica (Figuras 9C e D) e casos de deficiência mineral (como a despigmentação da pelagem na deficiência de cobre). Junto ao exame da pele, deve-se buscar por ectoparasitos, principalmente carapatos, mas também lesões de estefnofilariose em glândula mamária, por exemplo.

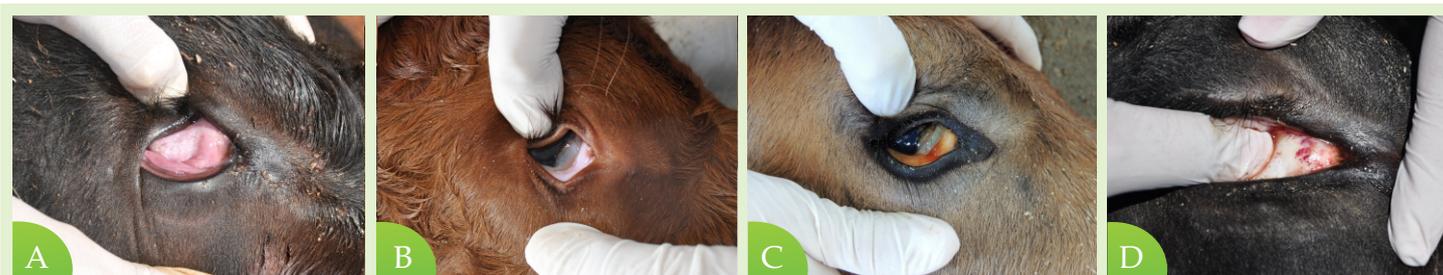


Figura 6. Avaliação da mucosa ocular de bovinos. (A) Normocorada, (B) hipocorada em caso de babesiose, (C) icterícia em caso de anaplasmose e (D) hipocorada e com petéquias na intoxicação aguda por *Pteridium arachnoideum*.



A presença de feridas, hérnias ou fraturas, bem como articulações aumentadas por artrites ou edema (Figura 10A) e contraturas de articulações (Figura 10B), deve ser registrada. A avaliação de linfonodos superficiais é fundamental, uma vez que o aumento destes pode indicar leucose enzoótica bovina, tuberculose ou outras infecções locais.



Figura 7. Avaliação de mucosas em ruminantes. (A) Mucosa oral e avaliação da arcada dentária, neste caso, bovino jovem (presença de dentes de leite) ou menor que dois anos e (B) mucosa vulvar normocorada. (C) Mucosa ocular e (D) mucosa oral acentuadamente pálidas em caso de hemonose em um ovino.

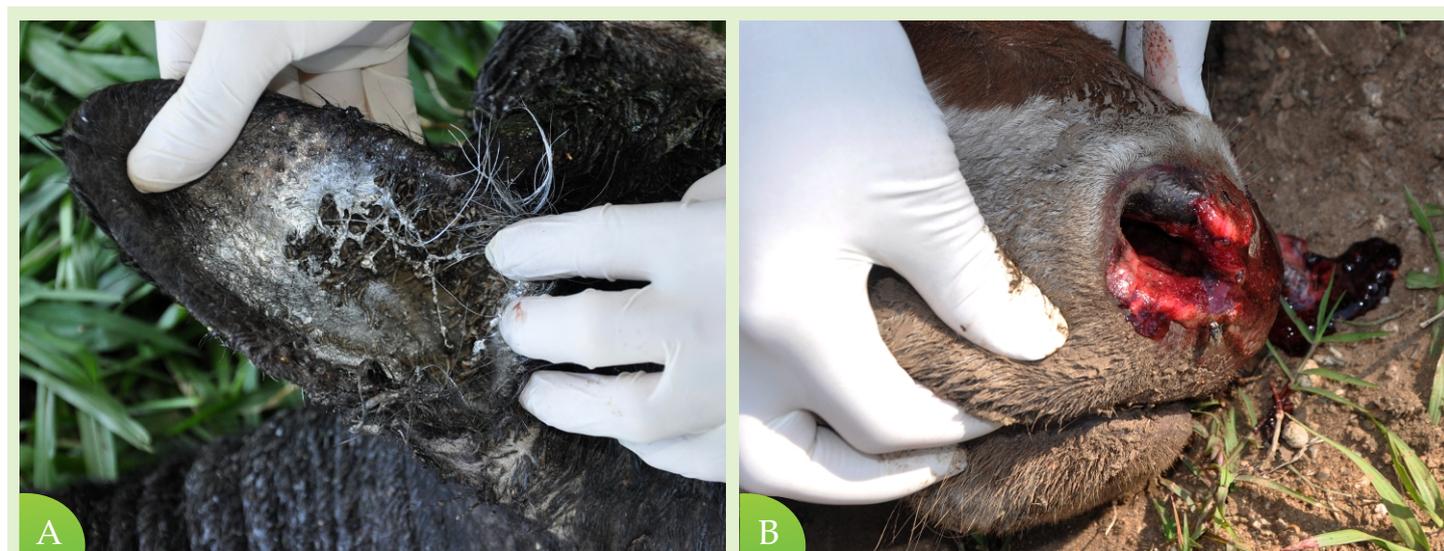


Figura 8. Inspeção de orifícios corporais. (A) Avaliação do pavilhão auricular onde evidencia-se acentuada quantidade de larvas de mosca. (B) Avaliação das narinas, onde observa-se líquido espumoso e sanguinolento.



Figura 9. Inspeção da pele de bovinos leiteiros. (A) Região periocular e adjacente às narinas com múltiplos nódulos verrucoides (papiomatose viral bovina). (B) Comparação entre um bezerro com hipotricose congênita (esquerda) e um bezerro com a pelagem normal (direita). Doença granulomatosa sistêmica, onde nota-se áreas alopécicas e crostosas em (C) região de pescoço e face e em (D) região de pele adjacente às narinas.



Figura 10. Inspeção dos membros de bezerros. (A) Bezerros da raça Angus apresentando membros posteriores aumentados e edemaciados devido ao linfedema primário congênito. (B) Bezerro com contratura de membro posterior esquerdo devido à artrogrípese congênita.



ABERTURA EXTERNA

Em ruminantes, a recomendação é realizar a necropsia com o animal em decúbito lateral esquerdo, posicionando o rúmen para baixo, facilitando a visualização dos demais órgãos da cavidade abdominal (Figura 11A). No entanto, em situações específicas, como impossibilidade de virar o animal ou quando há a

necessidade de um acesso rápido ao rúmen (em casos suspeitos de doenças ruminais), é possível realizar a necropsia em decúbito lateral direito. Adaptações na posição podem ser feitas com base nas circunstâncias e nos objetivos da necropsia.

Com o animal em decúbito lateral esquerdo, abduza o membro pélvico direito, efetuando uma incisão na pele na região correspondente à articulação coxo-



Figura 11. Procedimentos de necropsia em ruminantes. (A) Bovino macho em decúbito lateral esquerdo. (B) Incisão da pele no nível da articulação coxofemoral direita e (C) rebatimento do membro pélvico direito. (D) Área de incisão na axila direita e (E) rebatimento do membro torácico direito. (F) Incisão longitudinal e (G) rebatimento da pele da parede abdominal. (H) Bovino com membros direito e pele da parede abdominal rebatidas.



femoral (Figura 11B), seccionando a musculatura até alcançar a articulação. Neste momento, avalie o aspecto e integridade do ligamento da cabeça do fêmur, principalmente em casos de suspeita de luxação ou subluxação coxofemoral, comum em vacas de leite no pós-parto após eventos traumáticos como quedas. Então, seccione o ligamento e demais tecidos musculares que ainda prendem o membro ao corpo e rebata-o para a região dorsal (“costas”) do animal (Figura 11C).

Prossiga agora com o membro torácico direito fazendo uma incisão na axila correspondente (Figura 11D). Tracione o membro, cortando a pele e musculatura esquelética entre a escápula e a parede torácica. Dessa forma, o membro ficará rebatido e deitado no mesmo ângulo que o corpo (Figura 11E).

Na sequência, rebata a pele da parede abdominal. Para isso, realize uma incisão longitudinal na pele no lado direito do abdômen (Figura 11F). Em seguida, continue rebatendo a pele da musculatura (Figura 11G) até que essa esteja totalmente separada da parede abdominal direita (Figura 11H).

No momento do rebatimento da pele e exposição do subcutâneo, em ovinos pode-se observar a presença de edema subcutâneo em regiões ventrais, sinal que pode ser indicativo de óbito por verminoses (Figura 12).

Em machos, proceda a técnica rebatendo o pênis, cortando os tecidos que o ligam à parede abdominal. Avalie o prepúcio em busca de secreções (Figuras 13A e B). No caso de touros, ao avaliar a bolsa escrotal e os testículos, busque por lesões inflamatórias ou neoplásicas, assim como assimetria, que possa indicar degeneração testicular. Faça diversos cortes no parênquima dos testículos e avalie-os (Figura 14).

Após a abertura e inspeção dos testículos, realiza-se a abertura do pênis. O pênis de bovinos e pequenos ruminantes é do tipo fibroelástico e contém uma flexura sigmoide, responsável pela ereção e extensão do pênis no momento da cópula. As seguintes estruturas devem ser abertas e inspecionadas: a uretra peniana, flexura sigmoide, corpos carvernosos e esponjosos, glândula do pênis, e por fim, prepúcio. Em pequenos ruminantes, nota-se ainda, na porção final da uretra peniana, uma estrutura anatômica denominada de processo uretral do pênis ou apêndice vermiforme (Figura 13C), responsável pela deposição mais precisa de sêmen no trato reprodutivo da fêmea⁷. Após a abertura, avalia-se a mucosa de toda extensão do órgão, em busca de possíveis hemorragias, sinais de traumatismo e processos obstrutivos como a urolitíase (Figura 13D), condição comumente vista em animais confinados com alimentação rica em grãos.



Figura 12. Presença de material gelatinoso, brilhante e translúcido (edema) em tecido subcutâneo de um ovino com hipoproteinemia por hemoncose.

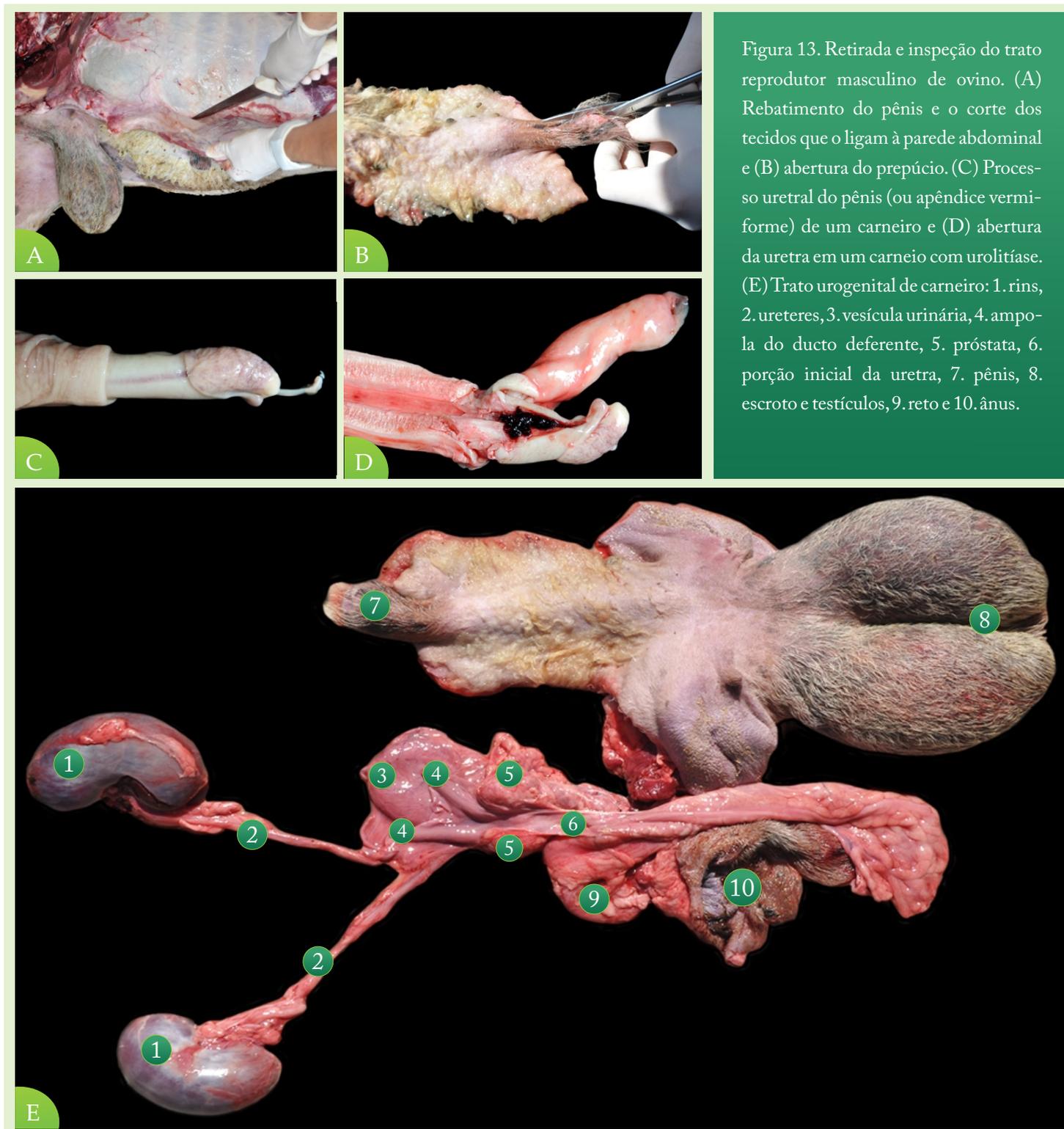


Figura 13. Retirada e inspeção do trato reprodutor masculino de ovino. (A) Rebatimento do pênis e o corte dos tecidos que o ligam à parede abdominal e (B) abertura do prepúcio. (C) Processo uretral do pênis (ou apêndice vermiforme) de um carneiro e (D) abertura da uretra em um carneiro com urolitíase. (E) Trato urogenital de carneiro: 1. rins, 2. ureteres, 3. vesícula urinária, 4. ampola do ducto deferente, 5. próstata, 6. porção inicial da uretra, 7. pênis, 8. escroto e testículos, 9. reto e 10. ânus.

Adicionalmente, pode ser realizada a inspeção das glândulas genitais acessórias, as quais se situam na extensão pélvica da uretra. Em ruminantes, o macho possui o conjunto completo de glândulas acessórias, compreendendo a ampola do ducto deferente (ou glândula ampular), a glândula vesicular, a próstata e a glândula bulbouretral.

Já nas fêmeas, especialmente vacas leiteiras lactantes, deve-se rebater a glândula mamária. Nesse caso, faça incisões nos tecidos que a conectam à parede abdominal (Figura 15A). Prossiga com cortes através dos quartos mamários (Figura 15B), avaliando o parênquima em busca de mastite (lembre-se de observar o aspecto do leite), neoplasias ou outras lesões relevantes.



Figura 14. Avaliação dos testículos. (A) Inspeção do escroto quanto a simetria testicular e (B) abertura da túnica vaginal para avaliação de testículos e epidídimos de carneiro. Parênquima do testículo de (C) ovino e (D) bovino.

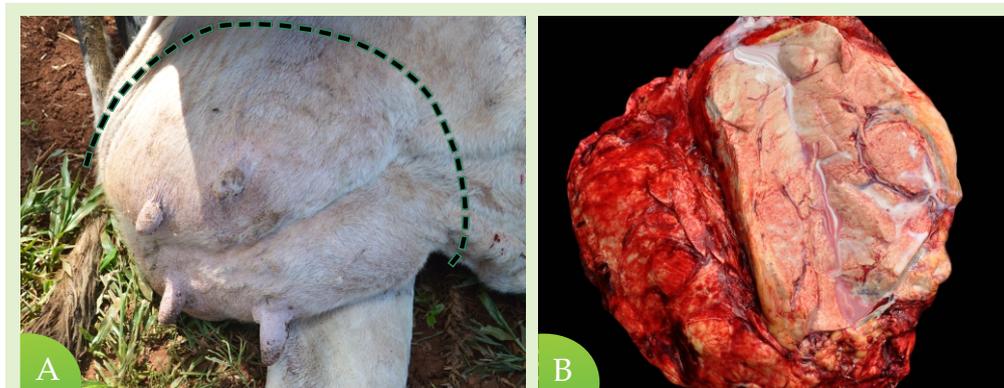


Figura 15. Remoção e avaliação da glândula mamária. (A) Linha tracejada representa a área de secção da pele e tecido conectivo para remoção da glândula mamária. (B) Secções realizadas nos quartos mamários para avaliação do parênquima.



ABERTURA E EXAME INTERNO

■ Abertura da cavidade abdominal e torácica

Realize uma incisão na parede abdominal adjacente ao arco costal (Figura 16A), tendo o cuidado de não cortar e/ou perfurar órgãos na cavidade, como intestinos e pré-estômagos, especialmente se o animal estiver morto há algumas horas, quando esses órgãos ficam repletos de gás. Neste momento, recomendamos cortar uma camada por vez: faça uma leve incisão cortando o subcutâneo, depois as camadas de músculo esquelético e por fim, com mais cuidado ainda, o peritônio. Recomenda-se virar a faca de forma que a lâmina fique voltada para cima e, com a outra mão, empurrar os órgãos da cavidade para baixo. Desse modo, continue cortando a parede abdominal seguindo o arco costal e, em seguida, prossiga de forma paralela à medula espinhal e depois ventralmente em direção à glândula mamaria ou região escrotal. Rebata o “flap” da parede abdominal para expor a cavidade (Figura 16B).

Com a cavidade abdominal exposta, observe o omento e o remova cortando-o próximo à articulação coxofemoral e seguindo em direção aos órgãos, prestando atenção à coloração, nodulações e outras possíveis alterações relevantes. Ao visualizar os órgãos, faça observações específicas, como a posição do abomaso e cólon (órgãos que podem sofrer dilatação e torção em bovinos). Caso haja presença de líquido na cavidade, faça uma estimativa da quantidade e registre a coloração e o aspecto do líquido.

Realize uma incisão no diafragma (Figura 17A) ou em um espaço intercostal (Figura 17B) com a faca e observe se há pressão negativa na cavidade torácica, notável pelo som e movimento do diafragma na área onde foi perfurado. Em seguida, proceda cortando todo o lado direito do diafragma ao longo do arco costal.

Corte os músculos que cobrem as costelas, próximo ao ponto onde elas se encontram com a medula espinhal (articulação costovertebral) (Figura 18A). Utilize um “podão” (costótomo) (Figura 18B) ou machado (Figura 18C) para cortar todas as costelas ao longo da incisão feita na musculatura. Durante esse



Figura 16. Abertura da cavidade abdominal. (A) Área de incisão (linha tracejada) da parede abdominal para a abertura da cavidade. (B) Cavidade abdominal exposta.

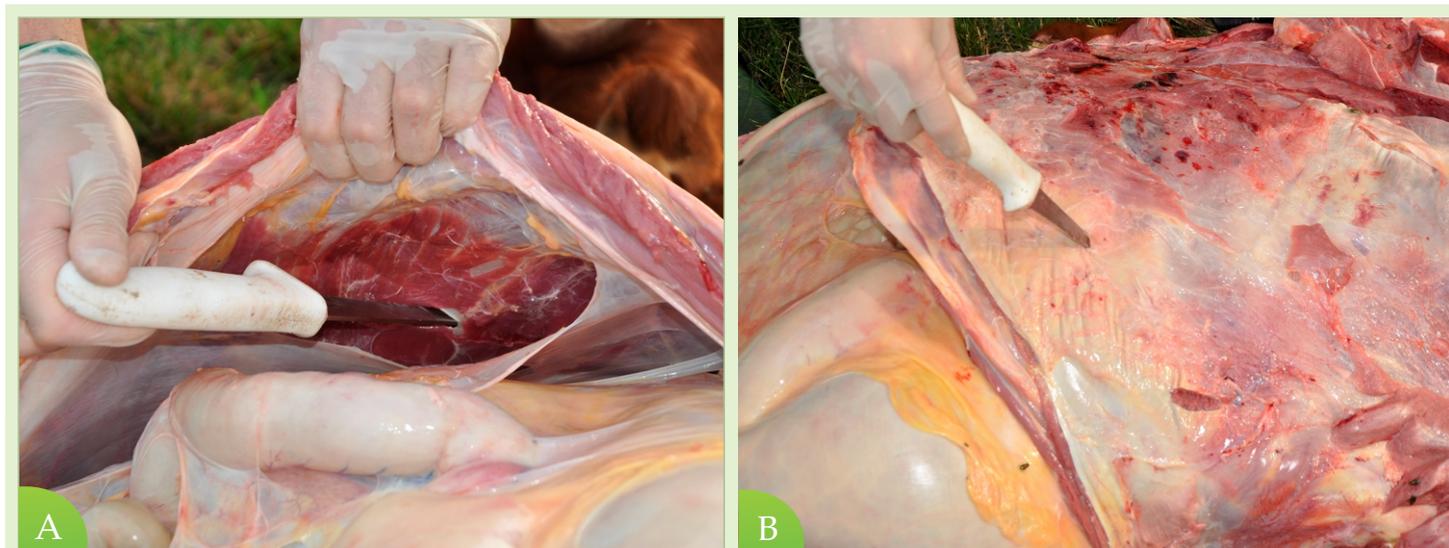


Figura 17. Avaliação da presença de pressão negativa na cavidade torácica. Área de punção em (A) diafragma e (B) espaço intercostal.

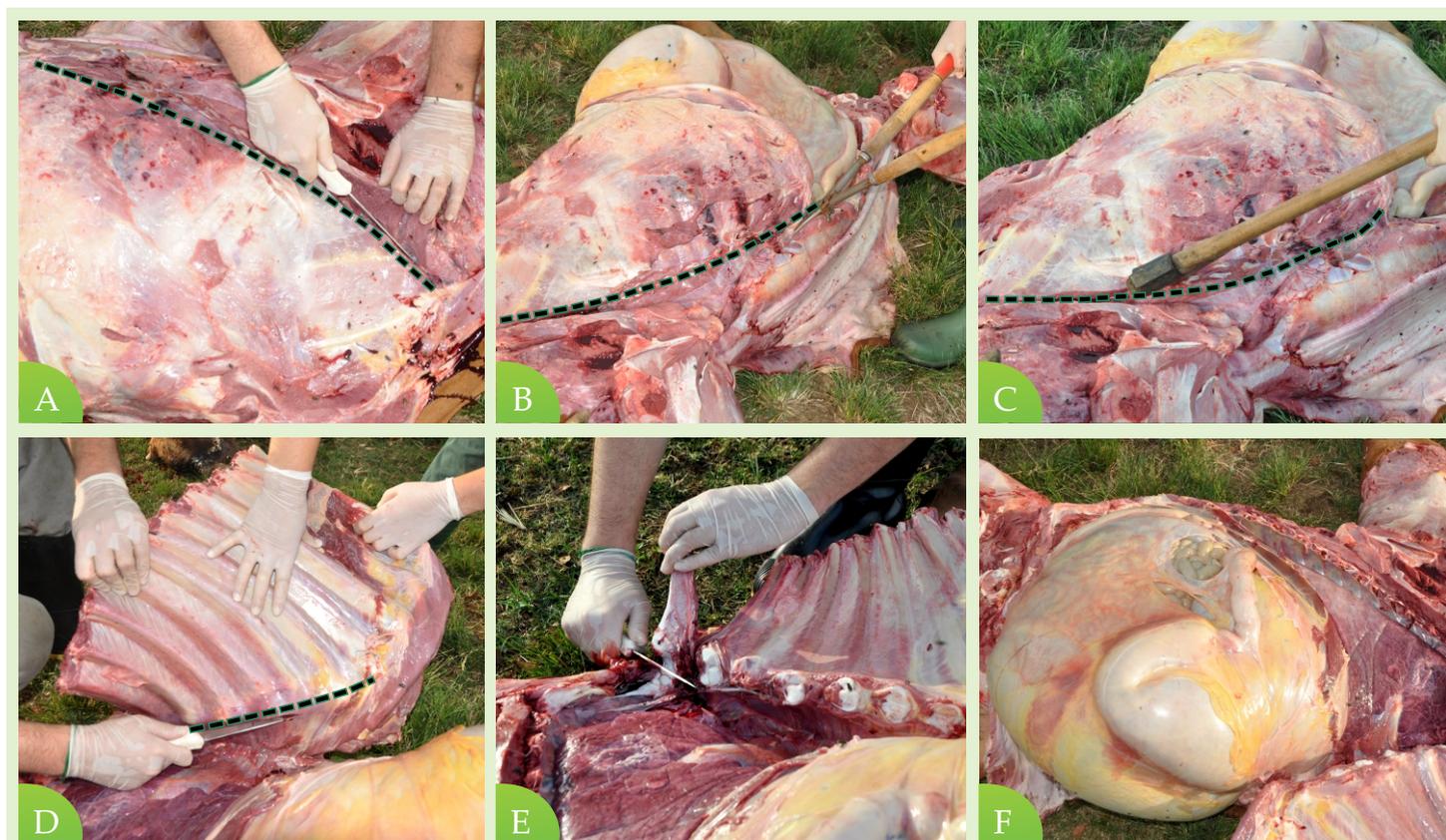


Figura 18. Abertura da cavidade torácica. (A) Incisão dos músculos que cobrem as costelas (linha tracejada) para retirada do gradil costal. (B) Corte das costelas utilizando um podão e (C) quebrando-as com um machado. (D) Área de incisão (linha tracejada) nas articulações esternocostais. (E) Remoção da primeira costela, tracionando-a e cortando na articulação esternocostal. (F) Cavidades abdominal e torácica expostas.



processo é aconselhável realizar um corte entre duas costelas (na musculatura intercostal), permitindo que outra pessoa tracione o gradil costal. Após cortar todas as costelas, tracione o gradil costal e efetue cortes nas cartilagens das articulações esternocostais para deitar o gradil (Figura 18D). A primeira costela é a mais difícil de remover, visto que é mais espessa que as demais. Ao cortar na cartilagem esternocostal dessa costela, faça movimentos de tração simultaneamente (Figura 18E). Se desejável, corte os músculos e tecidos entre as articulações esternocostais para remover completamente o gradil costal.

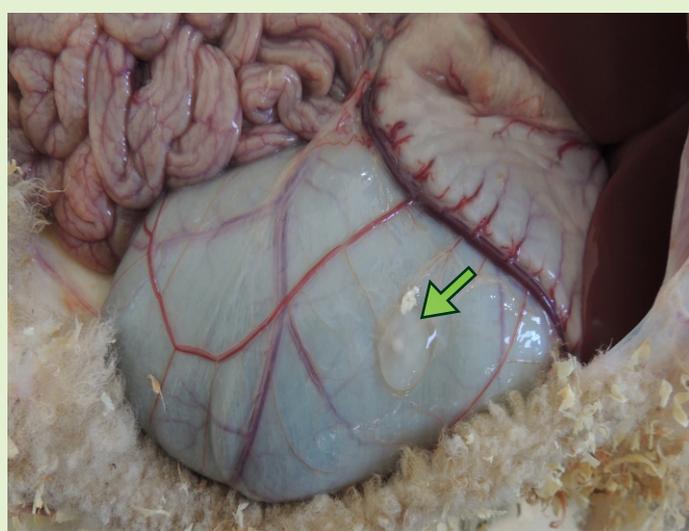


Figura 19. Cisto encapsulado, repleto de líquido translúcido (seta) e contendo a forma metacestódea de *Taenia hydatigena* em seu interior, em serosa de abomaso de ovino com *Cysticercus tenuicollis*.

Ao remover o gradil costal, é importante verificar a rigidez óssea das costelas para casos em que há suspeita de raquitismo. Isso pode ser feito ao separar uma costela e tentar quebrá-la contra sua curvatura para testar sua resistência. Se a costela dobrar (como um galho verde) ao invés de quebrar de uma vez, pode ser sugestivo de raquitismo em animais jovens. Agora com as duas cavidades expostas (Figura 18F), avalie-as minuciosamente. Aproveite este momento para coletar material para cultura microbiológica, uma vez que a

contaminação é menor nesse estágio.

Em ovinos e caprinos, após a abertura da cavidade abdominal, deve-se buscar por cistos de *Cysticercus tenuicollis* (Figura 19). Esses cistos parasitários são comumente encontrados aderidos ao omento, mesentério, cápsula do fígado e vesícula biliar⁸.

■ Remoção e exame dos órgãos da cavidade abdominal

Para iniciar a remoção dos órgãos da cavidade abdominal e avaliação macroscópica, comece removendo os intestinos, ordenhando o conteúdo do duodeno e seccionando-o próximo ao abomaso (Figura 20A). Dissecte o duodeno que fica preso ao pâncreas (Figura 20B) e ao fígado. Nesse mesmo momento é recomendável avaliar o pâncreas em busca de lesões ou parasitos (como *Eurytrema coelomaticum*) e coletar um fragmento do órgão para histopatologia. Na sequência, ordene o conteúdo do reto e seccione-o cranialmente (Figura 20C) para possibilitar a remoção do intestino delgado e grosso em um monobloco. Tracione os intestinos dorsalmente, sobre a medula lombar, e corte o mesentério que prende os intestinos (Figura 20D). Avalie os intestinos após a remoção (Figuras 20E e F).

Recomendamos que a abertura e avaliação dos intestinos seja realizada posteriormente para minimizar a sujeira e a contaminação durante a necropsia, a menos que haja suspeita de doença intestinal. Realize incisões e avalie a mucosa e o conteúdo intestinal em várias seções de todas as porções do intestino delgado (duodeno, jejuno e íleo) e intestino grosso (cólon, ceco e reto). O intestino deve apresentar uma aparência lisa e brilhante. Durante a coleta para histopatologia, evite raspar a mucosa para preservar sua integridade.

Prossiga removendo a glândula adrenal direita, a qual está localizada cranialmente ao rim direito (Figura 21A), dissecando o tecido adiposo ao seu redor para removê-la (Figura 21B). Segure-a na mão, realize



Figura 20. Retirada e avaliação de órgãos abdominais. (A) Área de secção entre duodeno e abomaso, (B) localização do pâncreas (seta), (C) secção do intestino ao nível de reto e (D) tração dos intestinos dorsalmente para posterior secção do mesentério. (E) Avaliação dos intestinos delgado e grosso removidos e (F) localização do íleo (a única porção do intestino delgado que apresenta o mesentério inserido em suas duas margens).

um corte longitudinal, e avalie seu parênquima (Figura 21C). Repita o processo na adrenal esquerda.

Após remover as adrenais, remova o rim direito, dissecando o tecido adiposo ao seu redor (Figuras 22A e B). Remova as cápsulas renal adiposa e renal fibrosa, e avalie a superfície renal (Figura 22C). Realize um corte

longitudinal no rim e examine o parênquima, avaliando coloração e distinção de camadas cortical e medular (Figura 22D). Repita o processo no rim esquerdo.

Os rins de pequenos ruminantes apresentam superfície lisa e são unipiramidais⁸, destacando essa particularidade anatômica específica (Figuras 23A e B).



Figura 21. Remoção da glândula adrenal direita. (A) Localização da adrenal, cranialmente ao rim direito na cavidade abdominal. (B) Avaliação das adrenais após a retirada e (C) de seu parênquima após secção longitudinal.

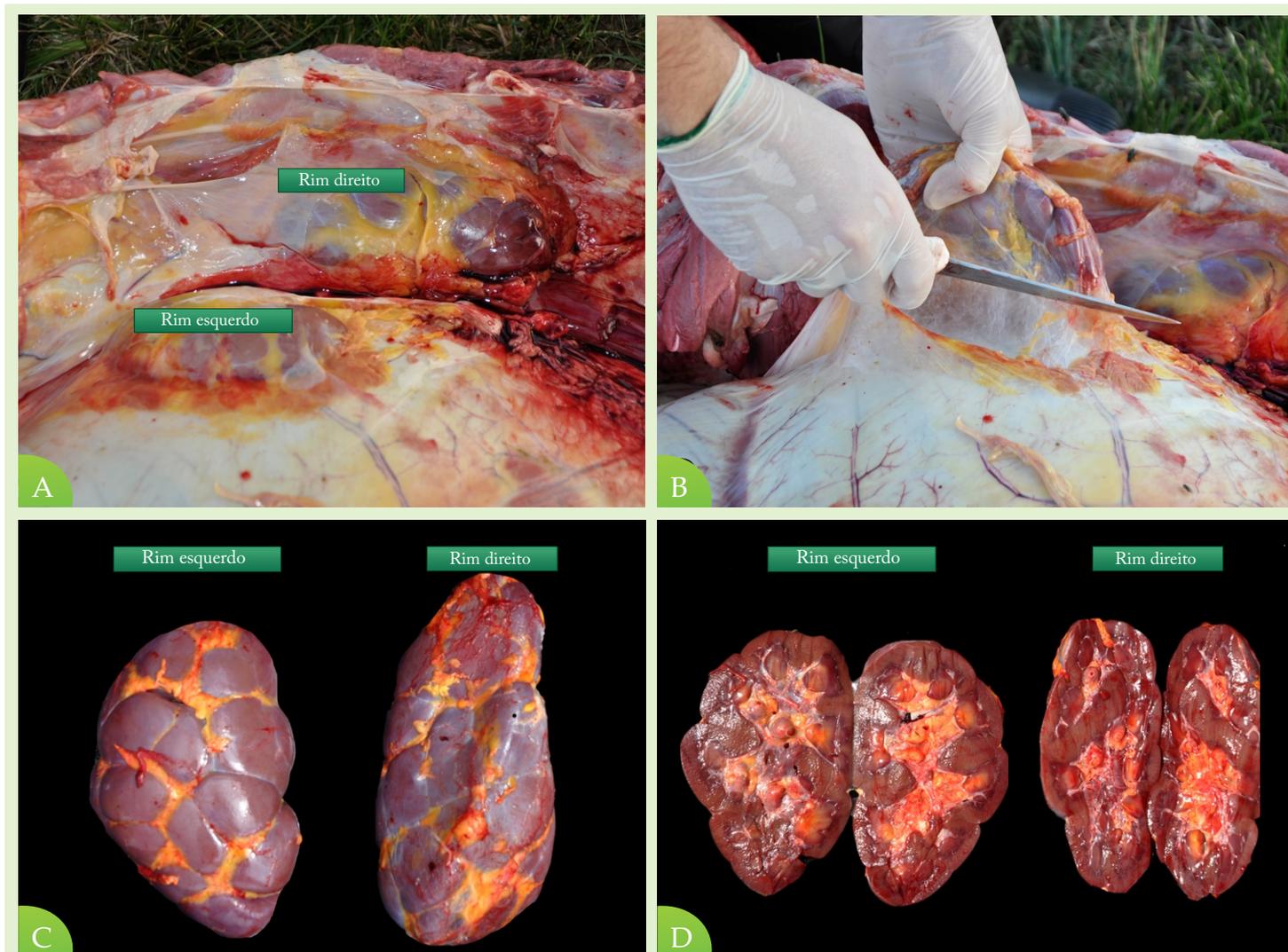


Figura 22. Remoção e avaliação dos rins. (A) Localização dos rins e (B) remoção do rim esquerdo dissecando a cápsula renal adiposa e tecidos conectivos circunjacentes. Avaliação dos rins, (C) contendo ainda a cápsula renal fibrosa e (D) após secção longitudinal para avaliação do parênquima.

Antes de remover o fígado, avalie a presença de aderências entre este órgão e o gradil costal, vistas em casos de abscessos hepáticos, por exemplo, (Figura 24A), ou entre o fígado, retículo e diafragma, muito comum em casos de retículo-pericardite ou retículo-peritonite traumáticas. Para remover o fígado, inicie cortando o diafragma e a veia cava caudal (Figura 24B). Neste momento, avalie também a porção da veia cava caudal que se insere no fígado. Em bovinos alimentados com dieta rica em carboidratos, pode ocorrer a formação de abscessos hepáticos, onde um desses abscessos pode se estender até a parede da veia cava caudal, resul-

tando em uma patologia conhecida como tromboembolismo (ou trombose ou síndrome) da veia cava caudal.

O fígado deve apresentar bordas afiladas e o parênquima de textura macia (Figura 25A). Examine-o cuidadosamente em busca de lesões, como abscessos, lesões parasitárias, neoplasias ou aderências. Avalie a coloração e consistência do órgão. Realize diversas secções (Figura 25B) e avalie o parênquima hepático (Figura 25C), buscando por alterações como evidênciação do padrão lobular (em casos de necrose hepática aguda ou insuficiência cardíaca congestiva direita) (Figura 25D), fibrose (na intoxicação por *Senecio* sp.) (Figura



Figura 23. Avaliação dos rins de ovinos, (A) fechado e com a cápsula removida e (B) após secção longitudinal para avaliação do parênquima.

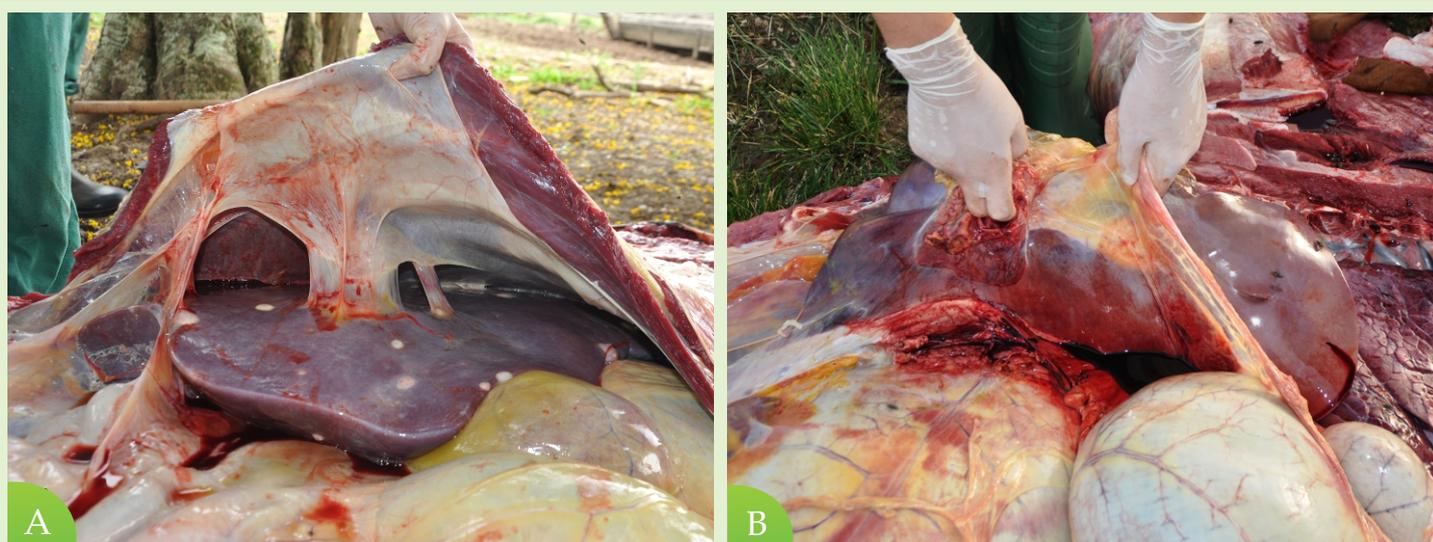


Figura 24. Avaliação e remoção do fígado na cavidade abdominal. (A) Aderências entre o fígado e o diafragma secundárias a abscessos hepáticos, os quais são vistos multifocalmente pela cápsula de Glisson nesse caso. (B) Remoção do fígado.

25E), alterações de coloração (como cor alaranjada em casos de anaplasmose ou amarelada em casos de cetose) (Figura 25F), abscessos ou neoplasias.

Além disso, avalie os ductos biliares no parênquima hepático, procurando por espessamentos e/ou a presença de parasitas em seu interior (Figuras 26A e B), como *Fasciola hepatica*. A vesícula biliar está localizada do lado direito do fígado. Abra a vesícula biliar e avalie o aspecto da bile, que deve ser fluida, líquida e de colora-

ção esverdeada, e a aparência da sua mucosa (Figuras 26C e D).

Na sequência, remova os pré-estômagos, abomaso e baço em um monobloco, cortando os ligamentos dorsais do rúmen na parede abdominal, enquanto outra pessoa os traciona para fora da cavidade (Figura 27). Disseque o baço, que está aderido ao rúmen, seccionando o tecido que o conecta (Figura 28A). O baço de pequenos ruminantes (Figura 28B), difere dos bovinos



em quesitos anatômicos, possuindo um menor tamanho, formato de folha e mais arredondado⁸.

Avalie o tamanho do baço (Figura 28C), observando especialmente se há aumento, o que pode indicar processos hemolíticos (tristeza parasitária bovina) ou neoplásicos (leucose enzoótica bovina), por exemplo,

resultando em bordas arredondadas. Faça diversas seções e avalie o parênquima (Figura 28D), buscando também por abscessos ou hiperplasia de polpa branca (baço com aspecto de “sagu”), por exemplo.

Assim como os intestinos, a abertura dos pré-estômagos (Figuras 29A e B) pode ser realizada posteri-

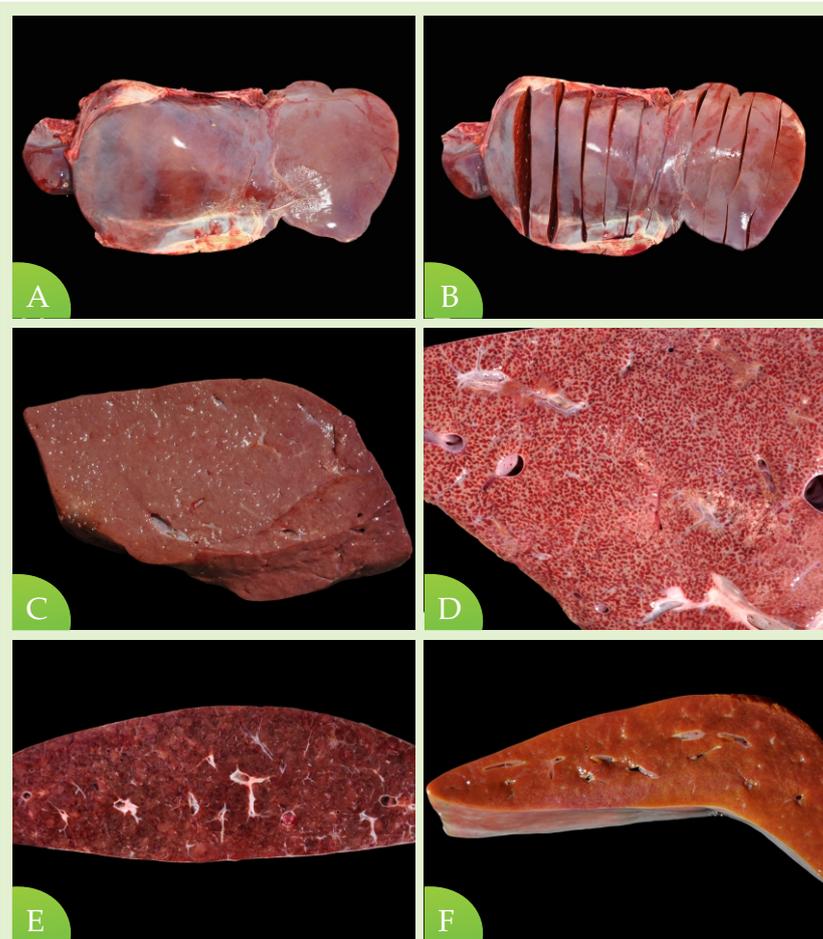


Figura 25. Avaliação da superfície e parênquima hepático. (A) Fígado removido com tamanho, coloração e aspecto normais e (B) realização de seções através do órgão para avaliação do parênquima. Parênquima hepático (C) normal, (D) com evidência do padrão lobular em caso de intoxicação aguda por *Melanthera latifolia*, (E) com áreas multifocais de fibrose e ocasionais nódulos de regeneração na intoxicação crônica por *Senecio brasiliensis* e (F) parênquima hepático difusamente e acentuadamente alaranjado em um caso de anaplasmosse.

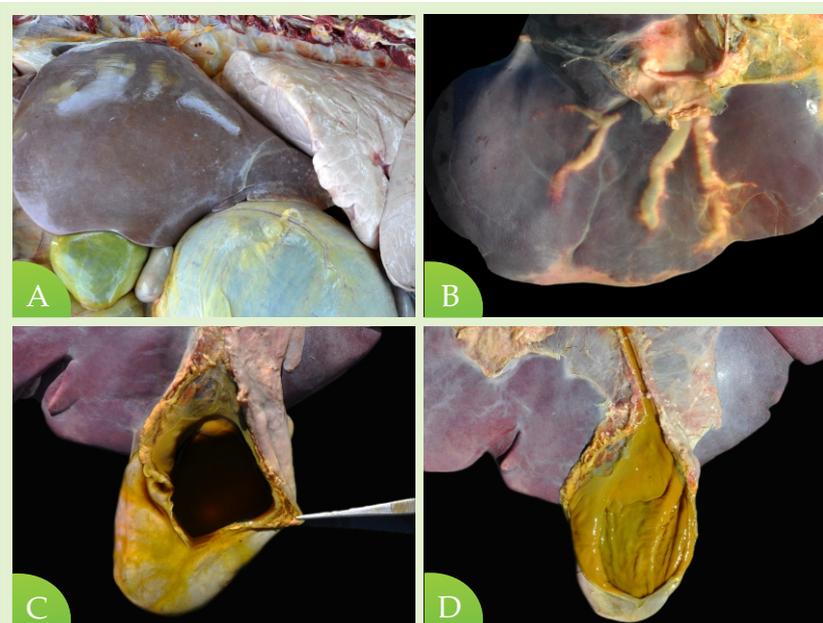


Figura 26. Avaliação dos ductos e vesícula biliar. (A) Atrofia do lobo hepático direito secundário à fasciolose e (B) espessamento de ductos biliares em margem visceral devido à migração de *Fasciola hepatica*. (C) Abertura da vesícula biliar para avaliação da bile e (D) mucosa.



Figura 27. Remoção dos pré-estômagos, abomaso e baço.

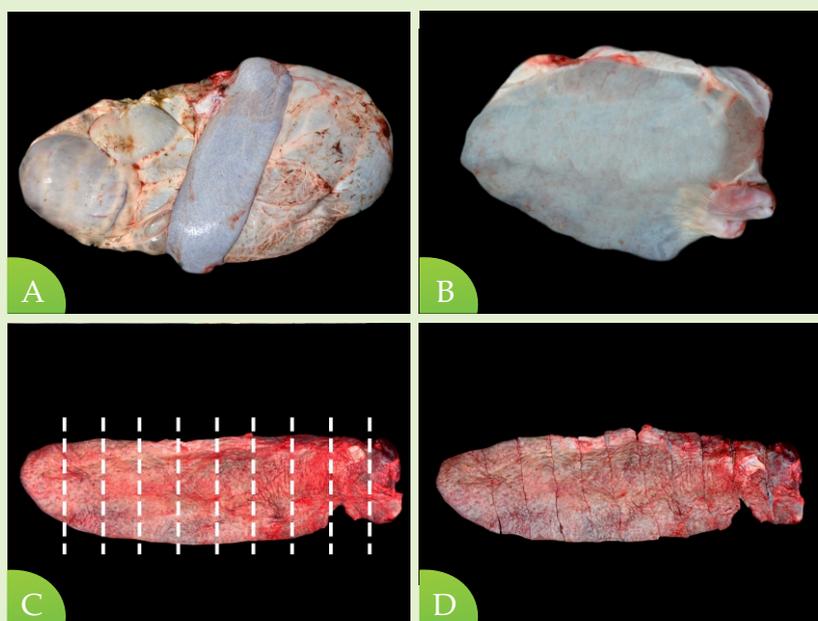


Figura 28. Avaliação do baço. (A) Localização do baço sobre o rúmen. Para removê-lo basta dissecar o tecido conectivo que o une ao pré-estômago. (B) Aspecto do baço de pequenos ruminantes. (C) Baço após remoção do rúmen com indicação das áreas para secção (linhas tracejadas). (D) Baço seccionado para avaliação do parênquima.

ormente, para diminuir contaminação dos materiais da necropsia. Para avaliação dos estômagos, inicie abrindo o abomaso, começando pela porção de inserção com o duodeno que foi mantida unida. Corte em direção ao toro piloro, pela curvatura maior do abomaso. Localize o óstio omaso-abomasal (orifício entre abomaso e omaso) e prossiga cortando o omaso também pela sua pela curvatura maior, fazendo o mesmo no retículo e depois no rúmen.

O abomaso deve apresentar uma mucosa lisa (Figura 30A) e conteúdo líquido. Avalie o conteúdo em busca de parasitos (por exemplo, *Haemonchus* spp.) e a

mucosa em busca de lesões parasitárias (por exemplo, *Ostertagia* spp.), erosões, ulcerações, inflamação, neoplasias ou outras alterações.

Em ovinos, tendo em vista a importância das verminoses, principalmente por *Haemonchus* spp., como principais causas de óbitos nessa espécie, recomenda-se uma avaliação mais minuciosa em busca de parasitos, facilmente visíveis a olho nu na abertura do abomaso (Figura 30B). A presença desses parasitos, juntamente com demais alterações como, mucosas pálidas, edemas subcutâneos, principalmente submandibular, são indicativos de óbitos por hemoncosose. Dessa forma, o pro-



prietário pode ser alertado quanto a tratamento dos demais animais do rebanho, medidas de controle e prevenção, como o teste de Famacha[®], e ocasional troca de princípio ativo do vermífugo, se o mesmo não estiver apresentando eficácia desejada no controle de verminoses.

O rúmen tem uma mucosa com aspecto de “tapete” (papilífera) (Figuras 31A e B). Avalie seu aspecto e busque pela presença de ulcerações. O retículo possui uma mucosa em formato de favos de mel (Figura 31C). É crucial avaliar e palpar bem o retículo em busca de corpos estranhos metálicos (pregos e arames) que podem ter perfurado a mucosa. Se foi administrado um

dispositivo magnético (imã) para o animal, esse deve ser encontrado no retículo. Já o omaso apresenta a mucosa formando estruturas como folhas paralelas (popularmente chamado de “sessenta folhas”) e apresenta um aspecto firme e seco (Figura 31D). Em todos os pré-estômagos, é comum a mucosa se desprender algumas horas após a morte. No entanto, se o animal morreu recentemente e há áreas de desprendimento do epitélio, avalie o aspecto da mucosa (se está avermelhada, por exemplo) e, se possível, mensure o pH.

A vesícula urinária é encontrada dentro da pelve (Figura 32A). Se estiver repleta de urina, colete uma

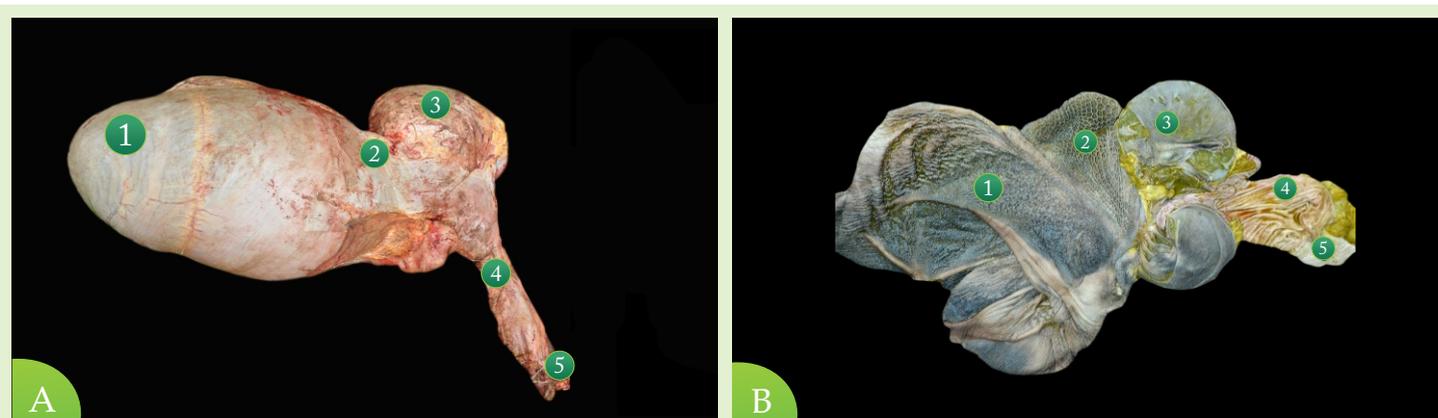


Figura 29. Inspeção dos pré-estômagos e abomaso, retirados da carcaça. (A) Fechado e (B) após abertura. Legenda: 1. rúmen, 2. retículo, 3. omaso, 4. abomaso e 5. porção cranial do duodeno.

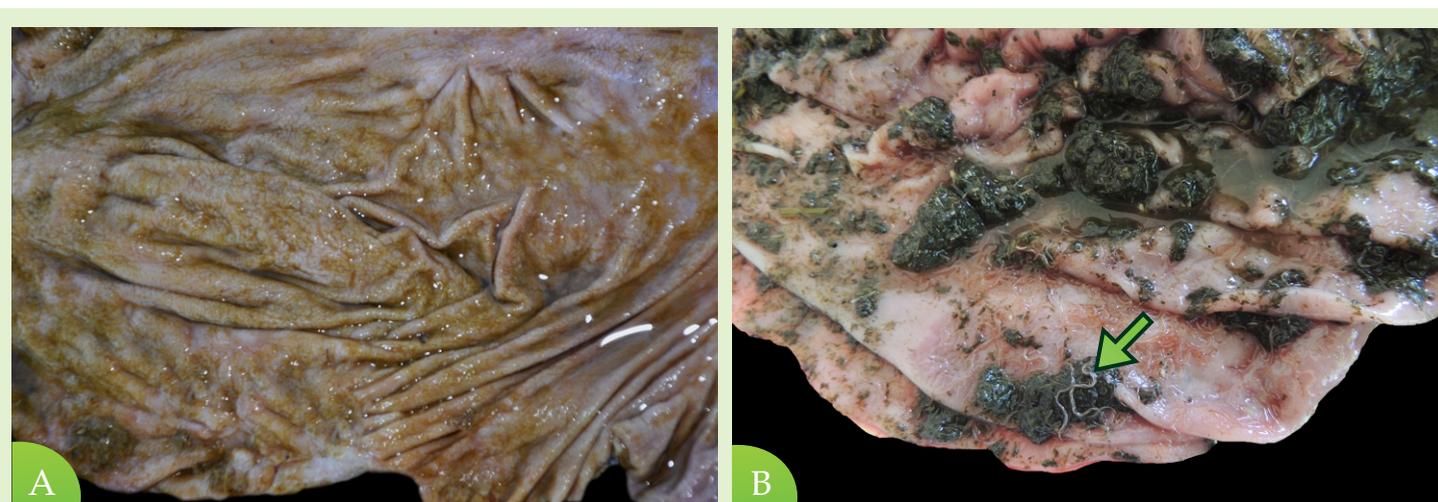


Figura 30. Avaliação da mucosa do abomaso em ruminantes. (A) Inspeção da mucosa do abomaso de bovinos. (B) Abomaso de ovinos com acentuada quantidade de parasitos morfologicamente compatíveis com *Haemonchus* sp.



Figura 31. Avaliação da mucosa dos pré-estômagos. (A e B) Mucosa ruminal (aspecto de tapete felpudo), (C) reticular (com aspecto de favo de mel) e (D) omasal (aspecto de várias folhas).

amostra usando uma seringa e agulha (32B), e avalie a coloração (particularmente importante em casos de babesiose ou outros processos hemolíticos, como hemoglobinúria bacilar e intoxicação por cobre em ovinos) (Figura 32C). Em seguida, abra a vesícula urinária e examine a mucosa (Figura 32D) em busca de lesões inflamatórias ou neoplásicas. Além disso, ao abri-la, avalie a presença de sedimentos (em bezerros machos alimentados com ração rica em carboidratos, pode ocorrer a formação de urólitos).

Na pelve encontra-se, também, o útero e ovários. A recomendação é quebrar os ossos da pelve (ramos do ísquio e púbis bilateralmente) e remover o trato reprodutor completo, incluindo o reto, ânus, vagina e a

vesícula urinária. No entanto, é possível retirar apenas o útero, seccionando-o caudalmente à cervix. Para a avaliação do útero (Figuras 33A e B), abra-o cortando do canal vaginal em direção à cervix e, em seguida, em direção ao colo uterino e cornos. Se a fêmea estiver prenha, examine o feto e a placenta (Figuras 33C e D), coletando amostras para exames complementares, se necessário. No caso de parto recente, avalie se há conteúdo retido no útero e observe o aspecto da mucosa. Na sequência, avalie também os ovários (presença de folículos, corpos lúteos, cistos e/ou neoplasias).

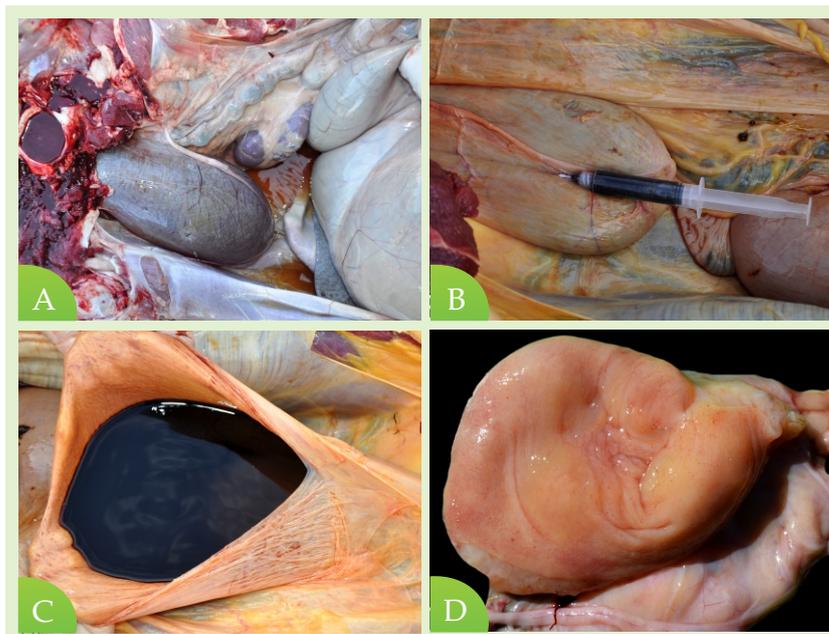


Figura 32. Localização e avaliação de vesícula urinária e da urina. (A) Posição dentro da cavidade pélvica. (B) Coleta de urina por punção da vesícula urinária, com seringa de 5 ml e (C) urina enegrecida (hemoglobinúria) devido ao quadro de hemólise intravascular decorrente de hemoglobinúria bacilar em um bovino. (D) Avaliação da mucosa da vesícula urinária aberta.

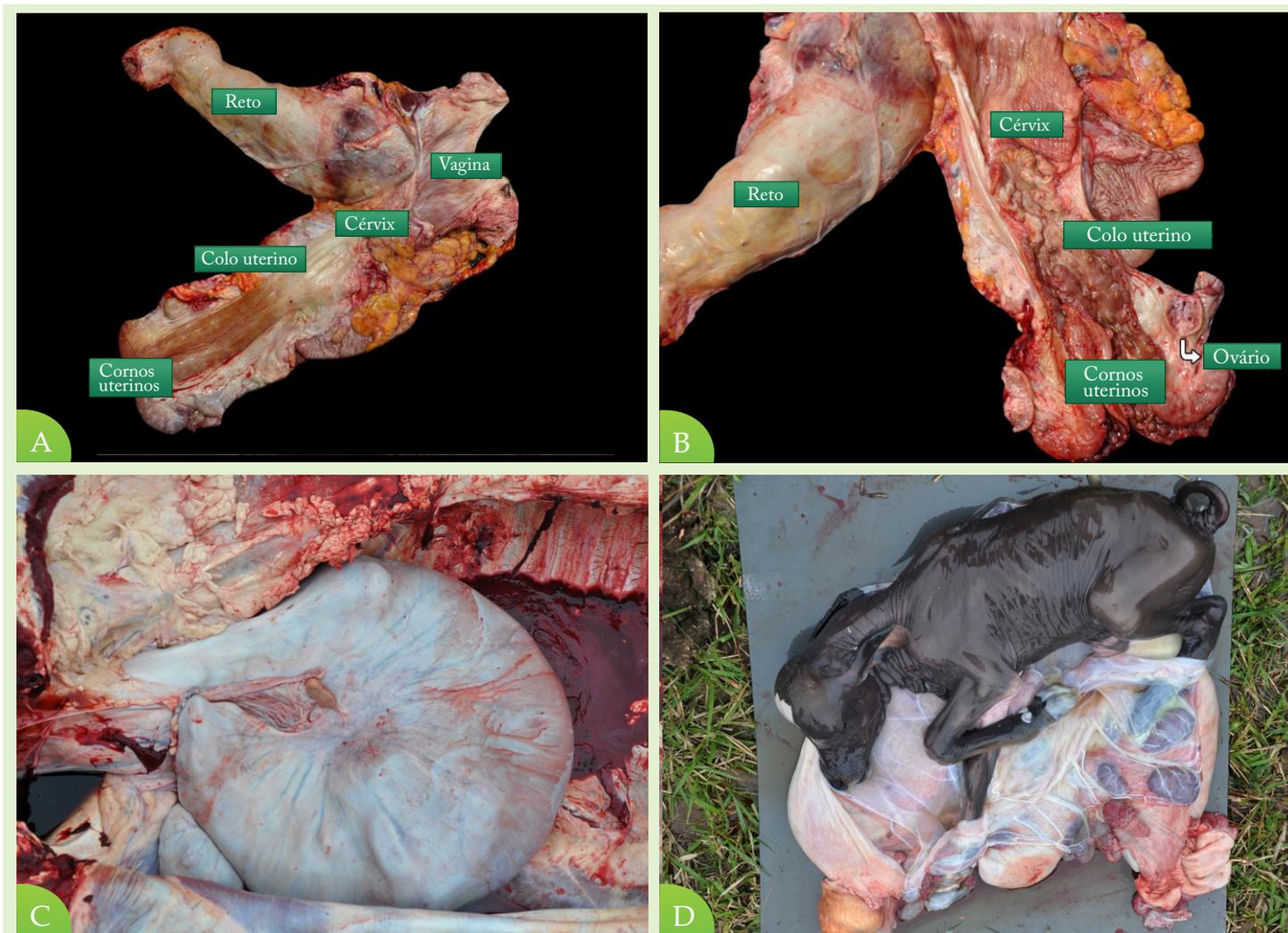


Figura 33. Exame do trato reprodutor feminino. (A) Trato reprodutor feminino, não gestante, removido e (B) avaliação do útero aberto e ovários. Útero de fêmea gestante (C) dentro da cavidade abdominal e (D) após remoção do útero para avaliação do feto e placenta.



■ Remoção e exame dos órgãos do sistema cardiorrespiratório

Para avaliação do sistema cardiorrespiratório, recomenda-se avaliação completa de faringe, laringe, traqueia, pulmão e coração. Para isso, realize um corte na pele rente aos dois ramos da mandíbula (Figura 34A), estendendo-se até a entrada da cavidade torácica, e rebata a pele (Figura 34B). Em seguida, aprofunde o corte, cortando a musculatura e a mucosa oral até atingir o palato duro. Prossiga puxando e tracionando a língua, cortando o frêmito lingual e qualquer tecido remanescente que esteja prendendo a língua.

Ao atingir o osso hioide (Figura 35A), posicione a faca na articulação da porção do osso epi-hioide e faça uma incisão (ou movimento de alavanca) para seccioná-la (Figuras 35B e C). Em seguida, corte o palato mole. Tracione caudalmente o conjunto de língua, traqueia e esôfago e siga cortando a musculatura e tecidos adjacentes ao esôfago até alcançar a entrada da cavidade torácica.

Em seguida, para liberar o pulmão e o coração, corte os tecidos, ligamentos e vasos que prendem esses

órgãos na cavidade torácica. Observe que o saco pericárdico está aderido ventralmente na cavidade e disseque-o cuidadosamente. Em seguida, seccione a veia cava e o esôfago na região que estão inseridos no diafragma.

Inicie a avaliação do trato cardiorrespiratório pela língua fazendo diversas secções e examinando a musculatura (Figura 36). O próximo passo é a avaliação do esôfago. Com uma faca ou tesoura, corte sua parede longitudinalmente em direção ao pulmão (Figura 37A). Examine o lúmen e a mucosa do esôfago (Figura 37B) em busca de erosões, ulcerações, neoplasias ou corpos estranhos. Em animais que morreram há algumas horas e estão com timpanismo, esteja atento ao possível refluxo do conteúdo ruminal, o qual também pode ser deslocado para a traqueia. Em seguida, podem ser avaliadas e coletadas também as tireoides.

Após a avaliação do esôfago, prossiga cortando a laringe entre as cartilagens aritenoides com uma faca (Figura 38A) e continue o corte da traqueia longitudinalmente pela musculatura traqueal até a bifurcação dos brônquios (carina). Examine minuciosamente toda a mucosa da traqueia e brônquios (Figuras 38B e C).



Figura 34. Rebatimento da pele para remoção do trato respiratório (A) Área de incisão para remoção da pele em região submandibular (linhas tracejadas) e (B) região com a pele removida.

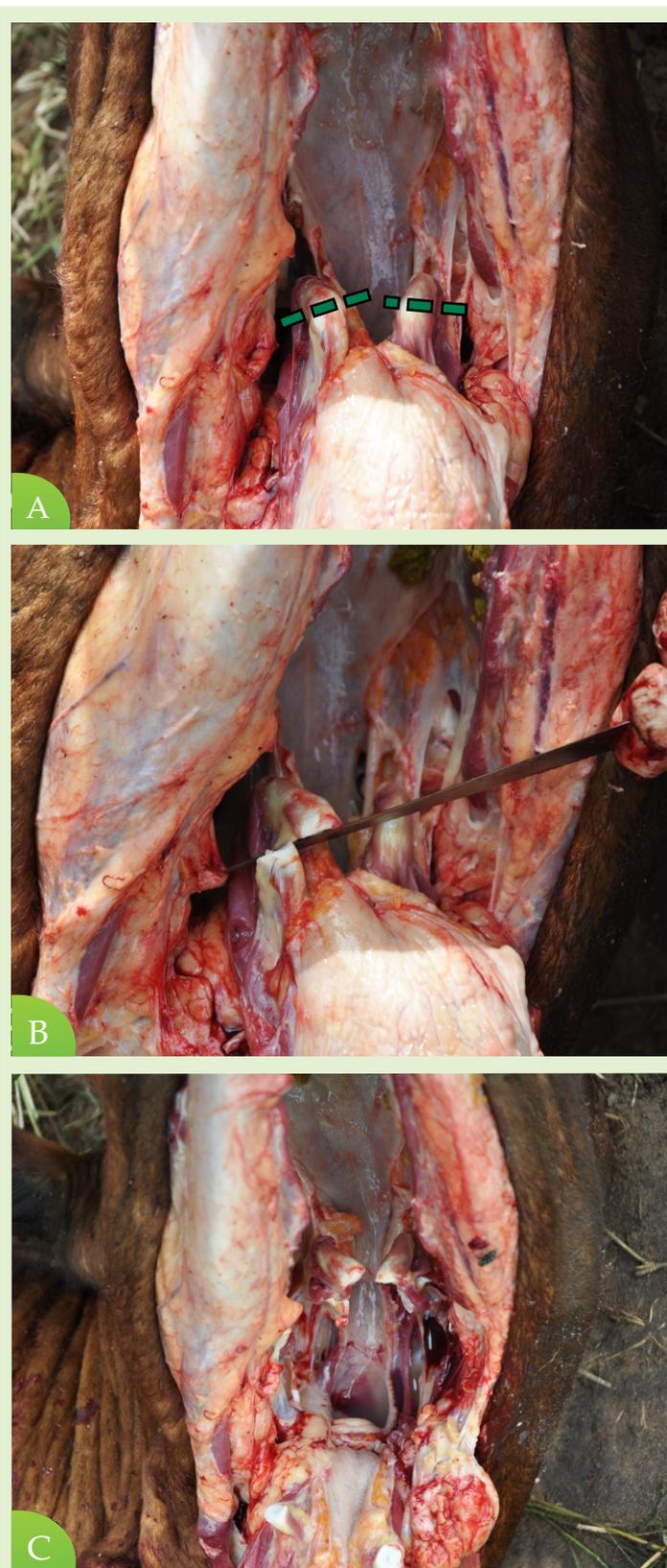


Figura 35. Desarticulação e/ou corte do osso hioide. (A) Locais de incisão (linhas tracejadas) da articulação dos ossos hioides. Corte da articulação do osso hioide. (B) Incisão na articulação e (C) ambas as articulações desarticuladas.

Em seguida, avalie a aparência do pulmão (Figura 39), que deve apresentar uma coloração rosa clara e aspecto esponjoso (crepitante) ao toque. Esteja atento a áreas com diferenças de coloração, elevações ou depressões, bem como a adesões na pleura. Realize diversas secções no órgão e avalie o parênquima ao corte. O lado do pulmão que ficou para baixo após a morte frequentemente mostrará congestão hipostática, esteja atento para não confundir isso com uma lesão/pneumonia. Durante a coleta, evite o uso de tesouras e comprima o fragmento a ser coletado o mínimo possível, a fim de evitar o comprometimento da avaliação histopatológica. Em casos de pneumonia ou suspeita de lesões pulmonares, colete ao menos quatro fragmentos para histopatologia (incluindo fragmentos de lobos craniais e caudais), dando preferência para regiões de transição do tecido lesionado com o não-afetado. Colete mais fragmentos se necessário e fotografe o aspecto das lesões observadas na necropsia.

Para abrir o coração, inicie avaliando o saco pericárdico, abrindo-o cuidadosamente para verificar a presença de líquidos, adesões, sangue ou material inflamatório/exsudativo. O ideal é encontrar uma discreta quantidade de líquido translúcido e citrino.



Figura 36. Língua com múltiplas secções para avaliação da sua musculatura.



Figura 37. Inspeção do esôfago. (A) Abertura e (B) avaliação da mucosa do esôfago.



Figura 38. Avaliação traqueal. (A) Incisão das cartilagens da laringe para abertura e avaliação da mucosa traqueal. (B) Avaliação da mucosa da traqueia e (C) dos brônquios maiores.



Figura 39. Trato cardiorrespiratório removido, com saco pericárdico aberto e removido.



Recomendamos a abertura do coração enquanto ainda está conectado ao pulmão, para facilitar a identificação dos vasos sanguíneos (veia cava, tronco pulmonar e aorta), localização de possíveis lesões e/ou malformações. Comece identificando o lado direito do coração. Localize onde a veia cava chega no átrio direito e corte (Figura 40A), adjacente ao septo interventricular, até o fim da parede do ventrículo direito, e próximo ao ápice (seguindo o sulco subsinuoso). Continue esse mesmo corte, desta vez indo do ápice em direção à artéria tronco pulmonar (seguindo o sulco paraconal) (Figura 40B). Examine cuidadosamente o endocárdio e a valva atrioventricular direita (valva tricúspide) (Figura 40C) e valva semilunar pulmonar (Figura 40D).

Em seguida, vire o coração até que o lado esquerdo fique à sua frente. Corte a parede do ventrículo esquerdo do ápice até o átrio esquerdo (Figura 41A). Exponha e avalie a valva atrioventricular esquerda (valva mitral). Posteriormente, secciona a valva atrioventricular esquerda (Figura 41B) em direção à aorta e examine a valva semilunar aórtica (Figura 41C). As valvas cardíacas e semilunares são lisas, translúcidas e brilhantes. Verifique, principalmente, presença de lesões inflamatórias (endocardite).

Colete um fragmento de cada átrio e ventrículo. É recomendável coletar um fragmento de ventrículo esquerdo que abranja o músculo papilar, o músculo cardíaco mais afetado em casos de lesão cardíaca tóxica

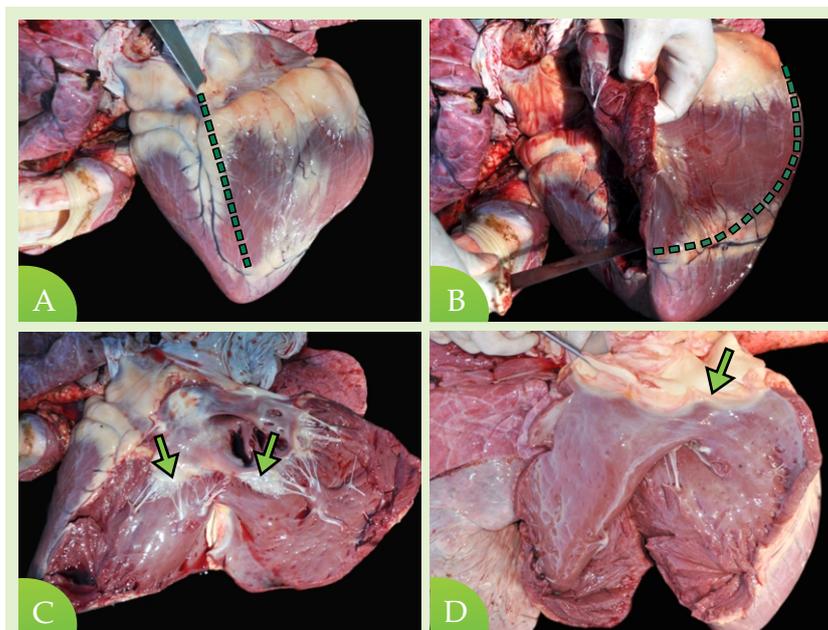


Figura 40. Abertura e avaliação do lado direito do coração. (A) Primeira incisão da parede do coração (linha tracejada) partindo da inserção da veia cava no átrio direito e seguindo em direção ao ápice do coração, rente ao septo interventricular. (B) Segunda área de incisão (linha tracejada) partindo do corte anterior e indo em direção à artéria tronco pulmonar. (C) Avaliação da valva atrioventricular direita (tricúspide) (setas) e da (D) valva semilunar pulmonar (seta).

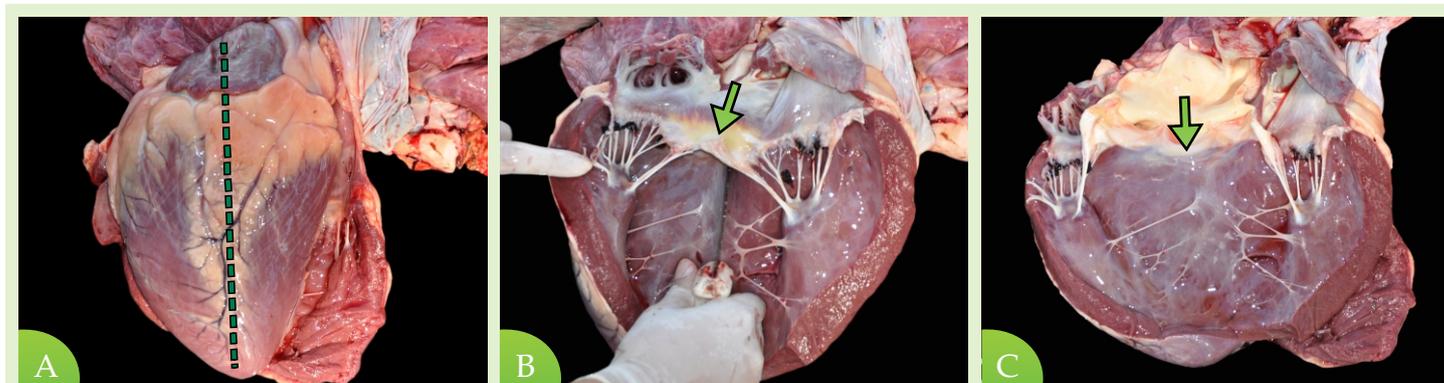


Figura 41. Avaliação do lado esquerdo do coração. (A) Área de incisão (linha tracejada) no átrio e ventrículo esquerdos. (B) Abertura e avaliação do lado esquerdo do coração, com (B) avaliação da valva atrioventricular esquerda (bicúspide ou mitral) (seta) e incisão dela em direção à aorta. (C) Aorta exposta e exame da valva semilunar aórtica (seta).



aguda. Já quando há lesões em valvas, como nos casos de endocardite bacteriana, deve-se coletar um fragmento de valva acometida.

Em alguns casos, como quando há suspeita de lesões miocárdicas ou dilatação ventricular/atrial, por exemplo, o coração pode ser avaliado fazendo vários cortes transversais (Figura 42).

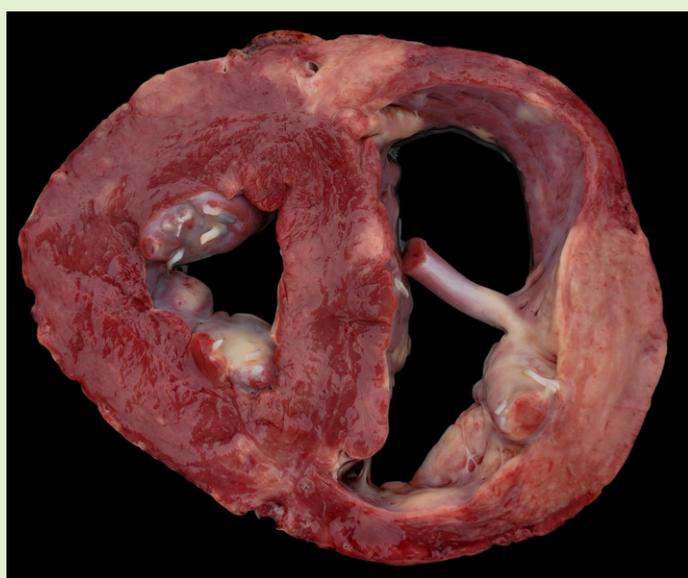


Figura 42. Secção transversal do coração para avaliação do miocárdio em um caso de leucose enzoótica bovina com infiltração neoplásica em ventrículo direito e, em menor intensidade, em ventrículo esquerdo.

■ Remoção e exame do encéfalo e medula espinal

A coleta do sistema nervoso central se inicia com a desarticulação e remoção da cabeça. Para isso, estenda-a para trás e seccione os músculos do pescoço diretamente atrás da mandíbula até chegar entre os côndilos occipitais e a primeira vértebra (articulação atlanto-occipital) (Figura 43A). Corte os ligamentos da articulação e seccione a medula espinal (Figura 43B e C). Finalize cortando o restante de músculos e pele na porção dorsal do pescoço, liberando a cabeça do corpo.



Figura 43. Desarticulação da cabeça. (A) Área de secção da musculatura e pele em direção à articulação atlanto-occipital, (B) canal vertebral após a secção dos ligamentos e (C) secção da medula espinal.



Rebata a pele da cabeça até o nível dos olhos, aproximadamente (Figura 44A). A abertura da calota craniana pode ser feita com um machado ou serrinha. Na rotina prática de necropsia a campo, o machado se faz mais prático e rápido. Quebre (ou serre) os ossos do crânio, paralelamente a uma linha imaginária entre os olhos e lateralmente em direção aos côndilos (Figura 44A). Por fim, quebre os ossos logo acima dos côndilos occipitais (Figura 44B). Deve-se quebrar com cautela os ossos internos, em íntimo contato com o encéfalo, para não utilizar muita força e traumatizar o parênquima encefálico. Esses ossos são finos e ao quebrá-los com o machado, pode ser ouvido um barulho semelhante ao de “casca de ovo” quebrando. Após isso, será possível tracionar e remover a calota craniana.

Em bovinos com cornos há uma técnica adapta-

da que facilita a remoção do encéfalo. Faça uma linha imaginária em “T” na porção rostral da cabeça (Figura 44C). Com o machado, quebre o osso medialmente ao encéfalo e paralelamente aos olhos. Depois, com as costas do machado, bata em cada um dos cornos até quebrar e soltar cada metade da calota craniana.

Após a remoção da calota (Figura 45A), examine e corte as meninges com uma faca ou tesoura (Figura 45B). Incline a cabeça e siga cortando os pares de nervos cranianos para liberar o encéfalo. Examine o aspecto do cérebro e cerebelo (Figuras 46A e B).

Após a remoção do encéfalo, em casos com sinais clínicos neurológicos, deve-se proceder a coleta de fragmentos de encéfalo refrigerados para o exame confirmatório (ou de exclusão) de raiva. Esses fragmentos devem compreender córtex frontal cerebral (Figura

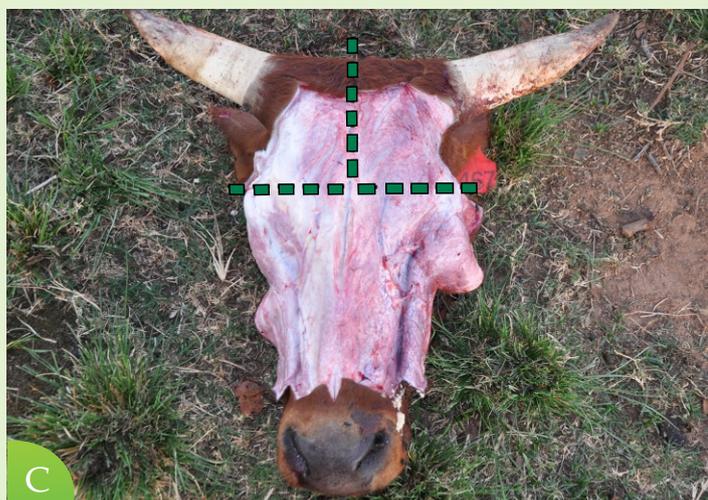
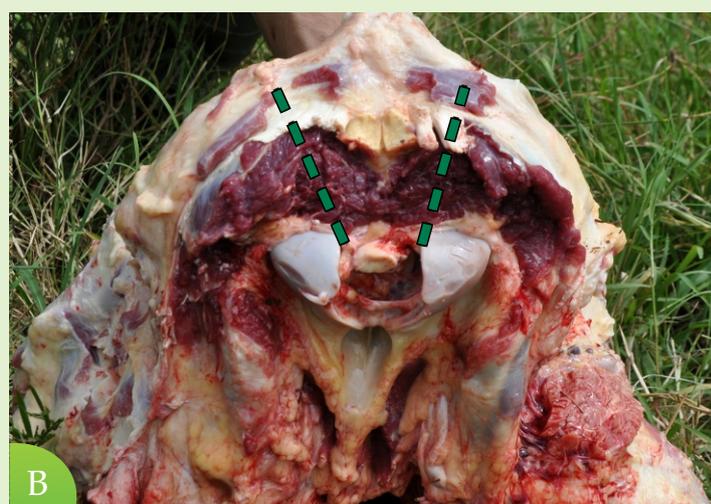


Figura 44. Abertura da calota craniana para retirada de encéfalo. (A e B) Cabeça após a remoção da pele até o nível dos olhos aproximadamente, com linhas tracejadas representando os locais que o osso deve ser quebrado ou serrado. (C) As linhas tracejadas representam os locais que devem ser batidos com o machado para a remoção do encéfalo em bovinos com cornos.



Figura 45. Remoção do encéfalo. (A) Exposição do encéfalo após a quebra da calota craniana e (B) secção da dura-máter com auxílio de pinça e tesoura para posterior remoção do encéfalo.

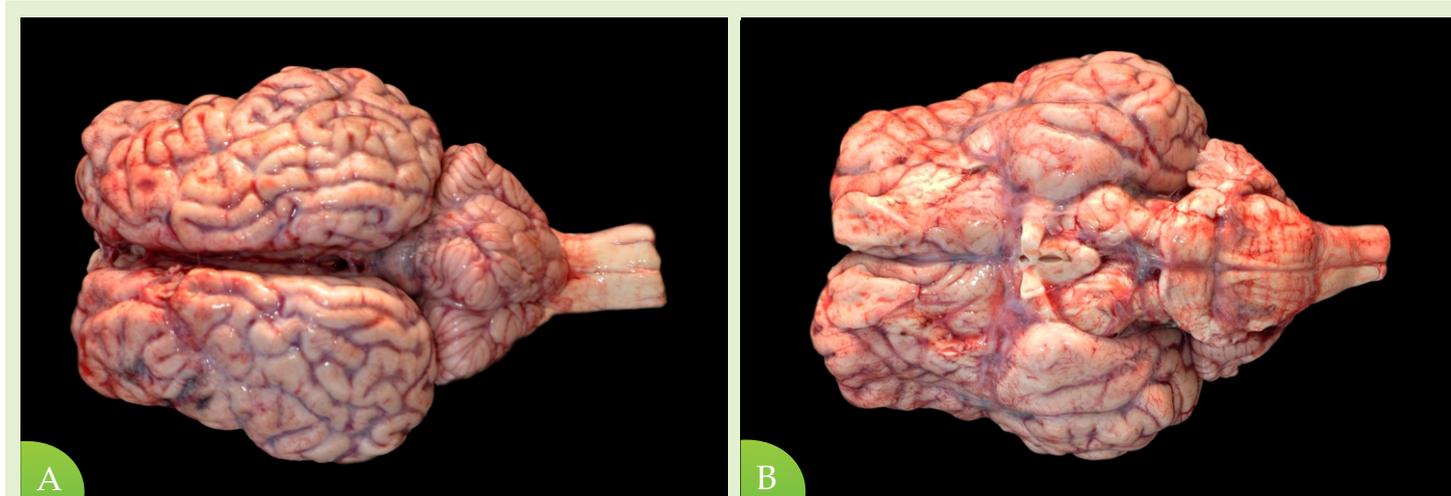


Figura 46. Avaliação do encéfalo após remoção. (A) Visão dorsal e (B) ventral do encéfalo.

47A), córtex cerebelar (Figura 47B), uma porção de medula espinhal (Figura 47C) e uma porção de tálamo (Figura 47D). Em relação à coleta do fragmento de medula, recomendamos que compreenda um fragmento do início da medula cervical que sai junto ao encéfalo e um fragmento de medula lombossacral que será removida posteriormente. Tanto em bovinos quanto em equinos, trabalhos evidenciaram uma maior prevalência de lesões de raiva na medula lombossacral quan-

do comparado com as outras porções da medula.

É recomendável também a coleta de Gânglio de Gasser, *rete mirabile* e hipófise, principalmente em casos de suspeita de raiva, infecção por herpesvírus bovino tipo 5 ou febre catarral maligna. Para isso, segure a dura-máter da base do encéfalo com auxílio de uma pinça dente de rato e vá desprendendo-a (Figura 48). Quando chegar no Gânglio de Gasser secciona-o o mais rente possível do osso e então remova as três estru-

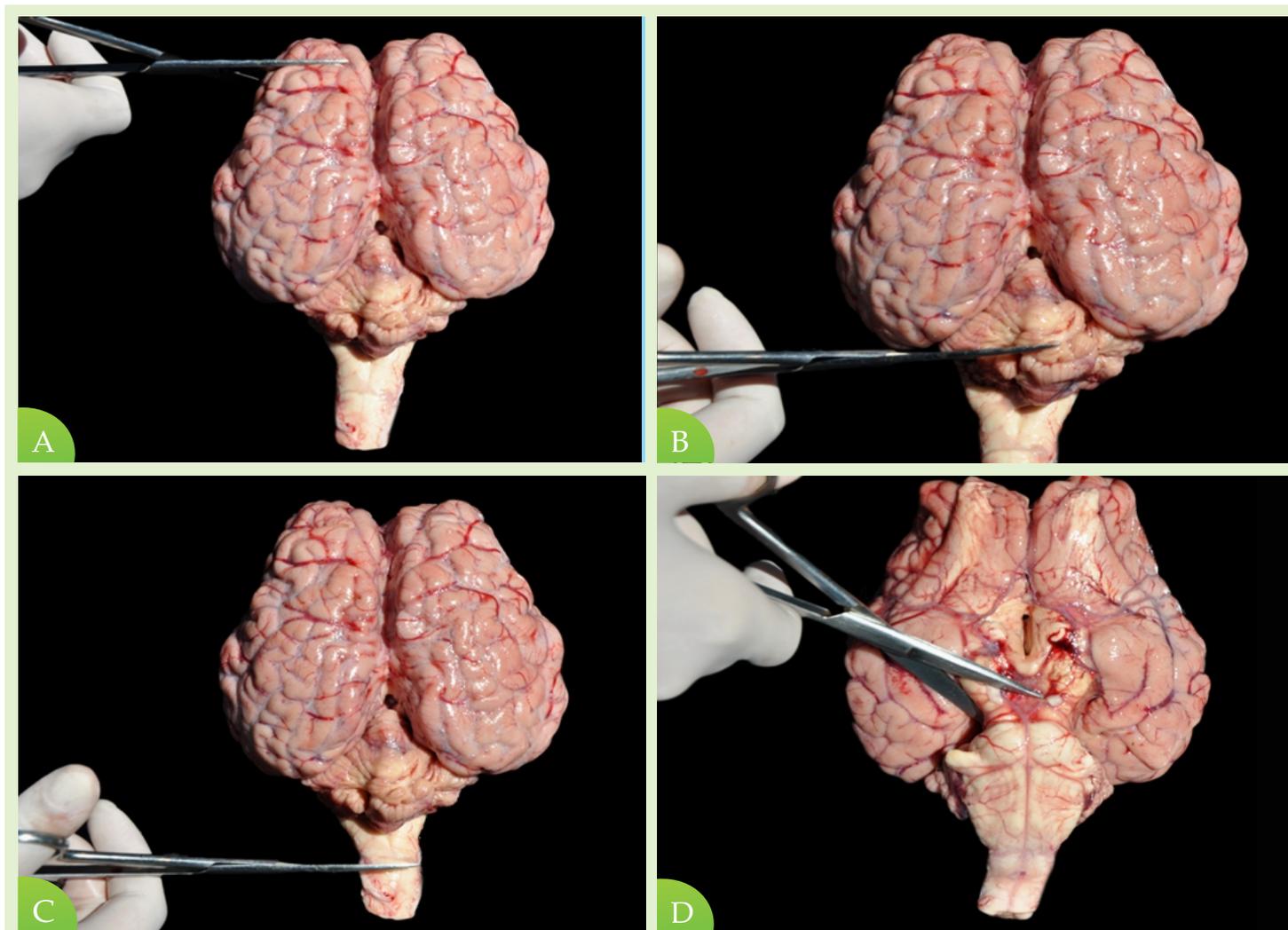


Figura 47. Coleta de fragmentos do encéfalo e medula espinal para exame confirmatório da raiva. Porção de (A) córtex cerebral, (B) córtex cerebelar, (C) medula espinal cervical e (D) tálamo.

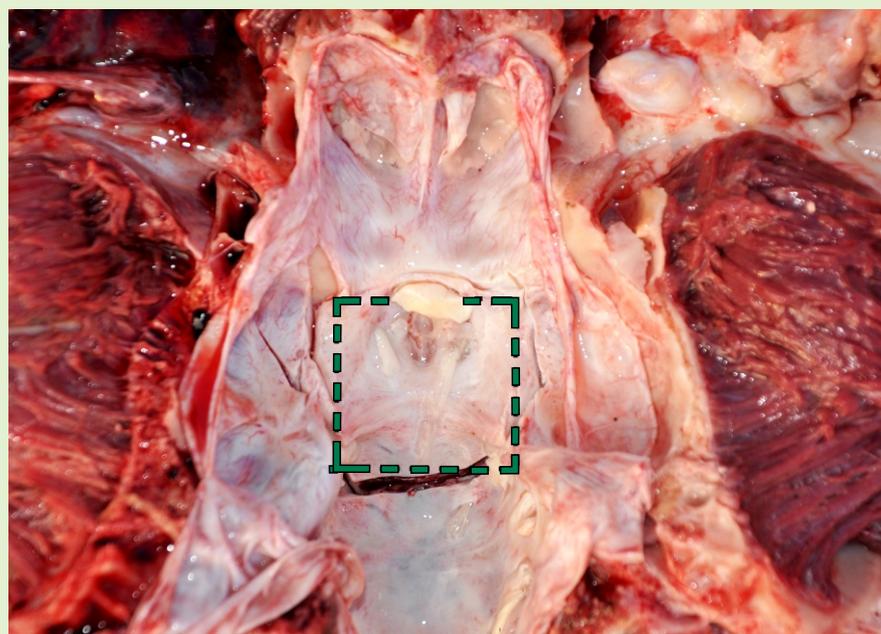


Figura 48. Área de secção e dissecação (linhas tracejadas) da meninge para retirada do Gânglio de Gasser, *rete mirabile* e hipófise.



turas completamente.

Ainda, em ovinos, após a remoção do encéfalo, é muito recomendável o corte sagital da cabeça utilizando um machado ou serrinha. Esse corte serve para a avaliação da cavidade nasal em busca de larvas de *Oestrus ovis* (Figura 49) e outras patologias, como casos de conidiobolomicose, pitiose rinofacial e do tumor nasal enzoótico ovino.

Para a remoção da medula espinhal é necessário cortar os músculos circunjacentes das vértebras cervicais, torácicas e lombossacrais. Com o machado, em um ângulo de aproximadamente 45° (Figura 50A), quebre os processos transversos das vértebras até que o canal

medular e a medula espinhal fiquem expostos (Figura 50B). A quebra das vértebras cervicais, principalmente na região que o pescoço se dobra, é mais difícil e requer maior cuidado.

Em seguida, com uma pinça e uma tesoura, segure as meninges e siga cortando as raízes ventrais e dorsais da medula para liberá-la do canal vertebral. Nesse momento avalie a medula (Figura 50C) e o canal vertebral com cuidado. Em casos de leucose enzoótica bovina, o animal pode apresentar formações neoplásicas extradurais, comprimindo a medula, principalmente em porção lombossacral.

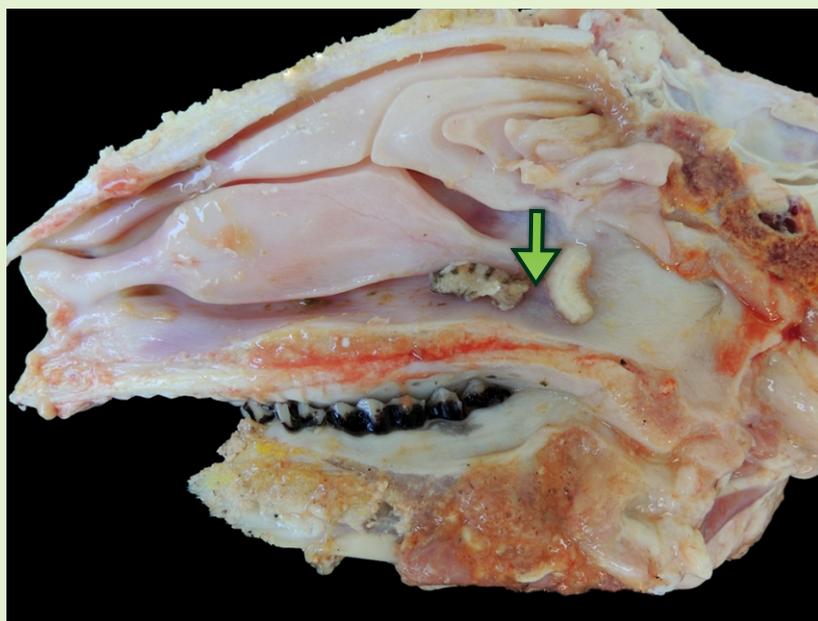


Figura 49. Corte sagital da cabeça onde evidencia-se duas larvas de *Oestrus ovis* em cavidade nasal (seta).

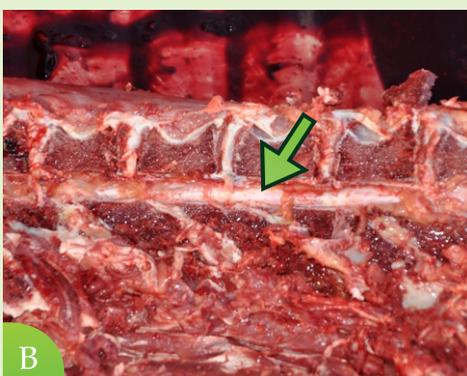


Figura 50. Remoção da medula espinhal. (A) Quebra dos processos transversais e corpos vertebrais com machado, (B) medula espinhal (seta) exposta após a quebra dos corpos vertebrais e (C) removida do canal vertebral.



■ Exame do sistema musculoesquelético

Em casos de suspeita de artrites, artroses ou outras condições afetando as articulações, é necessário examiná-las cuidadosamente. Para isso, rebata a pele sobre a articulação que será avaliada, corte os músculos circunjacentes e tecidos próximos a articulação (Figuras 51A e B). Na articulação, localize o espaço articular (Figura 51C), corte a cápsula articular, uma camada fina de tecido conjuntivo, até expor a articulação (Figura 51D). Examine a superfície articular que deve ser lisa e branca. O líquido sinovial deve ser fluido, límpido, levemente amarelado e viscoso (Figura 52).

Em animais com suspeita de doenças musculares, como em casos de intoxicação por ionóforos e por *Senna occidentalis*, na deficiência de vitamina E e selênio e casos de miosite clostridial, é essencial seccionar e examinar vários músculos. Nesses casos, recomenda-se avaliar, ao menos, musculatura de membros pélvicos, musculatura lombar e musculatura escapular. A musculatura deve apresentar a mesma coloração e textura. Observe se há áreas mais pálidas (Figura 53A) ou enegrecidas, bem como a presença de enfisema.

Por fim, para a coleta de medula óssea, recomenda-se a coleta de um fragmento do esterno (Figura 53B), quebrando-o com o “podão” ou o machado.

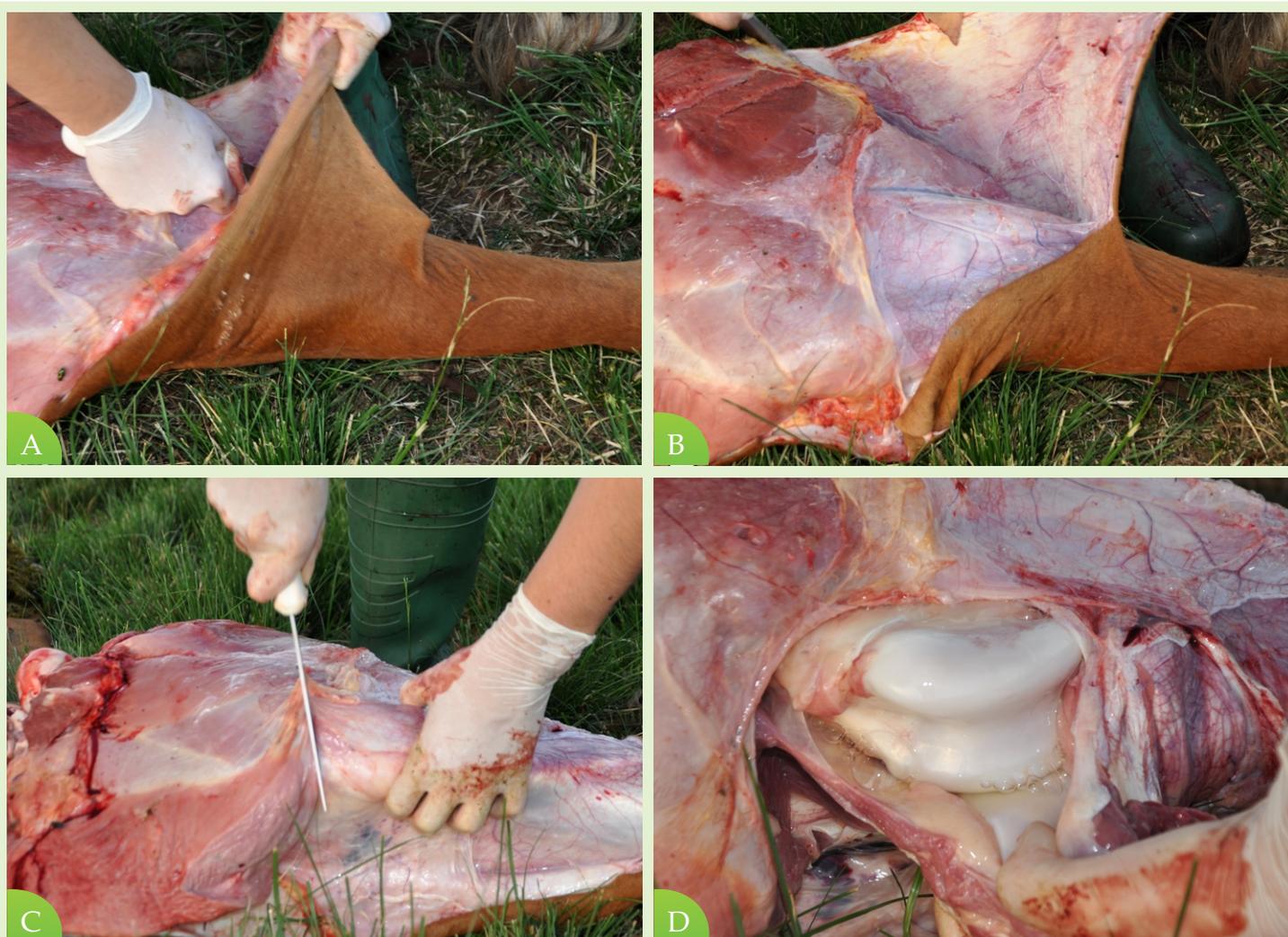


Figura 51. Avaliação das articulações de bovino. (A e B) Remoção da pele próxima à articulação a ser examinada. (C) Corte da musculatura em direção à articulação e (D) avaliação da articulação exposta.



Figura 52. Aspecto normal do líquido sinovial (levemente amarelado e límpido) coletado de forma asséptica com utilização de agulha e seringa.



Figura 53. (A) Musculatura esquelética de bovino intoxicado por monensina onde observa-se marcada diferença de coloração entre um grupo de músculos normais (vermelho-escuro) e grupo afetado (rosa-pálido). (B) Coleta de fragmento de esterno para avaliação da medula óssea.

COLETA DE AMOSTRAS

■ Bacteriologia e exames moleculares

Para os exames complementares de cultura microbiológica (bacteriologia), é necessário coletar um fragmento maior, de ao menos 5 cm (em geral de 5 a 10

cm), e representativo da lesão desejada (Figura 54A). Já para exames moleculares, como a reação em cadeia da polimerase (PCR), pode-se utilizar o mesmo fragmento da bacteriologia ou coleta de fragmentos menores em microtubos. Utilize facas, tesouras ou pinças limpas durante a coleta para minimizar a contaminação. Também é recomendável imergir esses instrumentos em álcool 70%, visando uma diminuição ainda mais eficaz



do risco de contaminação. O fragmento pode ser colocado em um saco plástico ou em potes coletores, como os de urina, estéreis. No caso de intestinos, separe um segmento de 5 a 10 cm de comprimento e amarre as duas extremidades formando uma alça (Figura 54B) para evitar extravasar o conteúdo intestinal.



A



B

Figura 54. Coleta de amostras para exame bacteriológico. (A) Exemplo de coleta representativa de fragmento de pulmão com pleuropneumonia. (B) Coleta de alça intestinal com extremidades amarradas por barbante.

Em situações de coleta de líquidos cavitários, esta pode ser realizada utilizando seringa e agulha descartáveis, podendo remeter o material nessa mesma condição ao laboratório. Suabes de lesões exsudativas, quando for o caso, também podem ser coletados.

Todo material coletado deve ser devidamente identificado e imediatamente acondicionado em caixa

de isopor com gelo reciclável, mantendo-o refrigerado por até 48 horas (preferencialmente) até chegar ao laboratório. Em casos estritamente necessários, quando não for possível encaminhar a amostra ao laboratório dentro de 48 horas, a amostra pode ser congelada. No entanto, o congelamento pode resultar em dificuldades no crescimento microbiológico.

Salienta-se que a coleta para isolamento microbiológico deve ser realizada antes da coleta para histopatologia, a fim de diminuir o risco de contaminação da amostra.

■ Histopatologia

Tecidos para a histopatologia devem ser coletados em formol 10%. Para obter tal solução, deve-se adicionar 100 ml de formol comercial a 37% em 900 ml de água limpa. As recomendações gerais para uma boa coleta de material para histopatologia estão no Quadro 4.



Quadro 4. Orientações para a coleta de amostra histopatologia durante o exame de necrópsia.

1	Mesmo que a suspeita esteja focada em um quadro específico, como em casos de sintomatologia clínica neurológica, além do órgão principal (encéfalo e medula espinhal), deve-se coletar também fragmentos de coração, pulmão, fígado, baço, rins, pré-estômagos, abomaso, intestino delgado, intestino grosso, adrenais, linfonodos, vesícula urinária e músculo esquelético.
2	Fixar imediatamente os órgãos após a colheita.
3	Não refrigerar frascos de formol com órgãos. Quando enviar ao laboratório na mesma caixa que os materiais refrigerados, deve-se deixar o material em formol na parte superior.
4	Usar frascos de boca larga.
5	Respeitar a relação entre volume dos fragmentos e volume de formol de 1:10.
6	Coletar fragmentos pequenos, de aproximadamente 1 a 2 cm de espessura, quando possível. Uma exceção a essa regra é o encéfalo, que pode ser fixado inteiro para ser fatiado após a fixação e facilitar a neuro-localização de possíveis lesões macroscópicas e microscópicas.
7	Evitar áreas extensas de necrose, priorizando as bordas de lesões com tecidos viáveis.
8	Coletar amostras representativas das lesões e, também, de áreas aparentemente normais.
9	Todo órgão que não se aparenta normal deve ser coletado um fragmento compreendendo uma porção com lesão e outra com o tecido saudável.
10	Nos casos de distúrbios hematopoiéticos, a coleta de medula óssea é indispensável para o diagnóstico.
11	Recomenda-se ainda, a coleta de vários segmentos de intestinos delgado e grosso, de todas as porções anatómicas (duodeno, jejuno, íleo, ceco, cólon e reto). Quando houver lesões macroscópicas aparentes, devem ser contempladas na amostra coletada. A melhor forma de coleta, são segmentos de aproximadamente 1 a 2 cm, com aberturas nas extremidades.
Detalhes importantes a serem observados	
12	Os fragmentos de órgãos parenquimatosos têm formato próximo de um quadrado ou retângulo, o que auxilia na fixação pelo formol.
13	Os fragmentos de fígado, baço, linfonodo e rim apresentam cápsula.
14	Os fragmentos de pulmão contêm pleura.
15	O encéfalo foi coletado inteiro.



CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este manual de necropsia traz um exemplo de exame necroscópico sistemático que pode ser utilizado tanto para bovinos como para pequenos ruminantes, para identificação das principais doenças que ocorrem na rotina de campo. O material disponibilizado neste manual serve como guia prático para o médico veterinário realizar um exame completo de análise macroscópica, podendo esclarecer sinais clínicos, direcionar ou concluir um diagnóstico, sem deixar de analisar nenhum órgão importante.

O médico veterinário deve reconhecer a importância da necropsia e a partir de sua experiência adaptar ou instituir uma metodologia própria, fundamentada, sistemática e direcionada ao diagnóstico prático e eficaz, com base em cada problema clínico da rotina. Além disso, em muitos casos a realização da necropsia pode não ser determinante para a conclusão de um diagnóstico. Sendo assim, é de suma importância associar ao exame necroscópico a análise histopatológica, bacteriológica e/ou molecular para identificação de etiologias.

REFERÊNCIAS

1. KING, J.M. et al. *The Necropsy Book: A Guide for Veterinary Students, Residents, Clinicians, Pathologists and Biological Researchers*. 7ª ed. Ithaca: Cornell University, 2013. 248p.
2. PEROSA, F.F.; MENDES, R.E. *Atlas de Patologia Veterinária: Técnica de Necropsia e Descrição de Lesão em Bovinos*. 2ªed. Blumenau: IFC, 2023. 173p.
3. PIVA, M.M. et al. *Guia de Necropsia e Patologia de Suínos*. 1ªed. Porto Alegre: Ting Comunicações, 2023. 114p.
4. SEVEREID, T.B.S. et al. *Dairy Cattle Necropsy Manual*. 1ªed. Colorado State University: Integrated Livestock Management, 2002. 102p.
5. STRASFUSS, A.C. *Necropsy: Procedures and Basic Diagnostic Methods for Practicing Veterinarians*. 1ªed. Springfield: Thomas Books, 1988. 244p.
6. CFMV - Conselho Federal de Medicina Veterinária. *Guia Brasileiro de Boas Práticas para a Eutanásia em Animais. Conceitos e Procedimentos Recomendados*. 1ªed. Brasília: CFMV, 2013. 66p.
7. KONIG, H.E. *Anatomia dos Animais Domésticos: Texto e Atlas Colorido*. 6ª ed. Porto Alegre: ARTMED, 2016. 804p.
8. PANZIERA, W. et al. Caracterização das lesões parasitárias de ovinos observadas na linha de abate. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v.38, n.8, p.1491-1504, 2018.