

**SERVIÇOS DE AVALIAÇÃO DA
INTERFERÊNCIA DA ATIVIDADE DE E&P NO
PÓLO PRÉ-SAL DA BACIA DE SANTOS
SOBRE AS AVES, QUELÔNIOS E
MAMÍFEROS MARINHOS E ESTRUTURAÇÃO
DA REDE DE ATENDIMENTO
VETERINÁRIO NO LITORAL DE ESTADOS DO
SUDESTE E SUL DO BRASIL**

**Protocolos de Atividades
4 – Atendimento veterinário aos animais mortos:
Necropsias**

Volume 01

BR 00000000/00

**Revisão 03
JUNHO / 2017**



E&P

CONTROLE DE REVISÕES – BR 00000000/00[illegible]

	Original	Rev. 01	Rev. 02	Rev. 03	Rev. 04	Rev. 05	Rev. 06	Rev. 07	Rev. 08
Data	05/08/2015	30/10/2015	16/03/2016	26/06/2017					
Elaboração	Coletiva	Coletiva	A. Barreto / M. Carrion	M. Cardim/ A. Barreto					
Verificação	A. Barreto	A. Barreto	A. Barreto	A. Barreto					
Aprovação	A. Barreto	A. Barreto	A. Barreto	Petrobras					

ÍNDICE GERAL

FIGURAS	3
QUADROS	5
I - ESCOPO DESTE PROTOCOLO	7
II - PREPARAÇÃO PARA A ATIVIDADE	8
II.1 - Equipamentos necessários para necropsia:	8
II.2 - Equipamentos para documentação	9
II.3 - Equipamentos de proteção individual para necropsia	9
III - INÍCIO DA ATIVIDADE	10
IV - TÉCNICAS DE NECROPSIA EM AVES MARINHAS	14
IV.1 - Exame externo	14
IV.2 - Exame post mortem (Necroscópico)	15
IV.3 - Patologias comuns	23
IV.3.1 - Aspergilose	23
IV.3.2 - Malária aviária	24
IV.3.3 - Poxvírus	25
V - TÉCNICA DE NECROPSIA PARA TARTARUGAS MARINHAS	26
V.1 - Exame externo	26
V.2 - Exame interno	26
VI - TÉCNICA DE NECROPSIA PARA CETÁCEOS	32
VI.1 - Exame externo	32
VI.2 - Abertura do cadáver	33
VI.3 - Remoção de conjuntos de órgãos para exame	36
VII - TÉCNICAS DE NECROPSIA EM PINÍPEDES	39
VII.1 - Exame externo	39
VII.2 - Abertura do cadáver	39
VIII - INSTRUÇÕES PARA COLHEITA DE AMOSTRAS	43
VIII.1 - Cultura microbiológica	44
VIII.2 - Histopatologia	45
VIII.3 - Biologia molecular	46
VIII.4 - Parasitas	46
IX - ENCERRAMENTO DAS ATIVIDADES	47

X - BIBLIOGRAFIAS	48
XI - GLOSSÁRIO	50
XII - ANEXOS	51
XII.1 - Ficha de exame anatomopatológico	51
XII.2 - Fichas de Biometria	57
XIII - COLABORADORES.....	63
XIV - EQUIPE TÉCNICA.....	64

FIGURAS

FIGURA II.3-1. CATEGORIAS DE CONDIÇÃO CORPORAL DE AVES BASEADA NA MUSCULATURA PEITORAL, CONSIDERANDO CORTES TRANSVERSAIS DA QUILHA. FONTE: VANSTREELS ET AL. (2012).	12
FIGURA IV.1-1. VISTA DORSAL E VENTRAL DO ANIMAL (SPHENISCUS MAGELLANICUS). FONTE: R3 ANIMAL.	14
FIGURA IV.1-2. PODODERMATITE EM SPHENISCUS MAGELLANICUS. FONTE: MATHEUS FERREIRA DE SOUZA/R3 ANIMAL.	14
FIGURA IV.1-3. PODODERMATITE EM SPHENISCUS MAGELLANICUS. FONTE: MATHEUS FERREIRA DE SOUZA/R3 ANIMAL.	14
FIGURA IV.1-4. (A) REGIÃO PERIPALPEBRAL COM EVIDÊNCIAS DE PICADAS DE MOSQUITOS. FONTE: RALPH VANSTREELS. (B) LESÕES SUGESTIVAS DE POXVIRUS EM BASE DE BICO. FONTE: R3 ANIMAL.	15
FIGURA IV.2-1. VISTA DA CARCAÇA COM A PELE REBATIDA E EXPOSIÇÃO DE TRAQUÉIA, ESÔFAGO, ESTERNO, MUSCULATURA PEITORAL, MEMBROS E MUSCULATURA DA CAVIDADE CELOMÁTICA INFERIOR. FONTE: R3 ANIMAL.	16
FIGURA IV.2-2. VISTA DA CARCAÇA APÓS A RETIRADA DO ESTERNO. FONTE: R3 ANIMAL.	16
FIGURA IV.2-3.(A) SACO AÉREO LEVEMENTE OPACO E (B) SACO AÉREO ESPESSADO E COM ALTERAÇÃO DE COLORAÇÃO. FONTE: R3 ANIMAL.	17
FIGURA IV.2-4. TIREÓIDE (SETA). FONTE: R3 ANIMAL.	17
FIGURA IV.2-5. VISTA DE CORAÇÃO (SETA VERMELHA), TRAQUÉIA (SETA VERDE) E ESÔFAGO (SETA AMARELA). FONTE: R3 ANIMAL.	18
FIGURA IV.2-6. VISTA DOS PULMÕES NA CAVIDADE CELOMÁTICA. FONTE: R3 ANIMAL.	19
FIGURA IV.2-7. FOTOGRAFIA DE TRATO GÊNITO-URINÁRIO, (A) FÊMEA, (B) MACHO AS SETAS INDICAM OVÁRIO E TESTÍCULO. FONTE: R3 ANIMAL.	19
FIGURA IV.2-8. FOTOGRAFIA DOS ÓRGÃOS APÓS A RETIRADA DA CAVIDADE CELOMÁTICA (A) RIM, (B) CORAÇÃO, (C) PULMÕES, (D) FÍGADO, (E) BAÇO, (F) COLHEITA DE ADRENAL EM CASSETE HISTOLÓGICO. FONTE: R3 ANIMAL.	20
FIGURA IV.2-9 GLÂNDULA UROPIGEANA (A) ASPECTO EXTERNO, (B) ASPECTO APÓS A RETIRADA, (C) GLÂNDULA UROPIGEANA DE FRAGATA, (D) GLÂNDULA UROPIGEANA DE PINGUIM. R3 ANIMAL/PMP	21
FIGURA IV.2-10. LOCALIZAÇÃO DA GLÂNDULA DE SAL (HTTP://SLIDEPLAYER.COM.BR/SLIDE/352489/)	22
FIGURA IV.2-11. (A) GLÂNDULA DE SAL (A) ANTES E (B)APÓS A RETIRADA. FONTE: R3 ANIMAL.	22
FIGURA IV.2-12. (A) GLOBO OCULAR E GLÂNDULA DE HARDER (SETA), (B) VISTA POSTERIOR DO GLOBO OCULAR, GLÂNDULA DE HARDER E NERVO ÓPTICO (SETA). FONTE: R3 ANIMAL.	23
FIGURA IV.2-13. CÉREBRO E CEREBELO APÓS A RETIRADA DA CALOTA CRANIANA. FONTE: R3 ANIMAL.	23
FIGURA IV.3-1. PULMÃO DE SPHENISCUS MAGELLANICUS ACOMETIDO POR ASPERGIOSE, FORMA GRANULOMATOSA. FONTE: R3 ANIMAL.	24
FIGURA IV.3-2. (A) HIDROPERICÁRDIO (B) CONGESTÃO PULMONAR INTENSA ASSOCIADOS À MALÁRIA AVIÁRIA. FONTE: R3 ANIMAL.	24

FIGURA IV.3-3. LESÕES EM REGIÃO PERIPALPEBRAL SUGESTIVAS DE POXVIRUS. FONTE: R3 ANIMAL.	25
FIGURA V.2-1 - A) LOCAL DA INCISÃO DO PLASTRÃO: A LINHA INDICA O LOCAL EM QUE A INCISÃO DEVE SER EFETUADA. B) PLASTRÃO REMOVIDO. FONTE: DAPHNE WROBEL/TAMAR.	27
FIGURA V.2-2 - TRATO GASTROINTESTINAL COMPLETO REMOVIDO. FONTE: WYNEKEN, (2001).	28
FIGURA V.2-3 - ABERTURA DO ENCÉFALO E GLÂNDULAS DE SAL. FONTE: WYNEKEN (2001).	29
FIGURA V.2-4 - RETIRADA DO ENCÉFALO E GLÂNDULAS DE SAL. FONTE: WORK (2000).	30
FIGURA V.2-5 - CRÂNIO DE UM ESPÉCIME DE DERMOCHELYS CORIACEA COM OS OSSÍCULOS DA ESCLERA EM POSIÇÃO ORIGINAL FONTE: AVENS ET AL. (2009).	31
FIGURA VI.1-1 – EXEMPLO DE DIAGRAMA DAS MEDIDAS DE FERIDAS CORTANTES (SUGESTIVAS DE CORTES POR HÉLICE DE EMBARCAÇÃO). FONTE: LAPCOM/USP.	33
FIGURA VI.2-1 - DIAGRAMA DAS LINHAS DE CORTE PARA ABERTURA DA CARÇAÇA. ADAPTADO DE GERACI E LOUNSBURY (2005).	34
FIGURA VI.2-2 - DESENHO ESQUEMÁTICO DA MEDIÇÃO DA CAMADA DE GORDURA. DESCONSIDERAR A EPIDERME (MEDIR ATÉ A SETA). ADAPTADO DE GERACI E LOUNSBURY (2005).	34
FIGURA VI.3-1 - DESENHO ESQUEMÁTICO DA TOPOGRAFIA DOS ÓRGÃOS DE UM GOLFINHO-NARIZ-DE-GARRAFA. ADAPTADO DE GERACI E LOUNSBURY (2005).	36
FIGURA VI.3-2 - DESENHO ESQUEMÁTICO ABERTURA DO CRÂNIO PARA REMOÇÃO DO ENCÉFALO. ADAPTADO DE GERACI E LOUNSBURY (2005).	37
FIGURA VI.3-3 - VISTA VENTRAL DO CRÂNIO DE UM GOLFINHO-NARIZ-DE-GARRAFA. LOCALIZAÇÃO DOS SACOS PTERIGÓIDES (ASTERISCOS) E DAS BULAS TIMPÂNICAS (SETAS). FOTO: MARCUS CHEW, 2014 (HTTP://TAXO4254.WIKISPACES.COM/).	38
FIGURA VII.2-1 - INDICAÇÃO DO LOCAL ONDE A ABERTURA DEVE SER INICIADA. FONTE: GERACI E LOUNSBURY (2005).	40
FIGURA VII.2-2 - VISTA VENTRAL ANTES E DEPOIS DA REMOÇÃO DO ESTERNO COM AS INDICAÇÕES E TOPOGRAFIA DE CADA ÓRGÃO. FONTE: GERACI E LOUNSBURY, 2005.	41
FIGURA VIII.1-1 - DESENHO ESQUEMÁTICO DA DESINFECÇÃO DA SUPERFÍCIE DO ÓRGÃO E COLHEITA DE SWAB PARA EXAME MICROBIOLÓGICO. ADAPTADO DE GERACI E LOUNSBURY (2005).	45
FIGURA XII.1-1 FICHA DE EXAME ANATOMOPATOLÓGICO DE NECROPSIA (PG. 1).	52
FIGURA XII.1-2 FICHA DE EXAME ANATOMOPATOLÓGICO DE NECROPSIA (PG. 2).	53
FIGURA XII.1-3 FICHA DE EXAME ANATOMOPATOLÓGICO DE NECROPSIA (PG. 3).	54
FIGURA XII.1-4 FICHA DE EXAME ANATOMOPATOLÓGICO DE NECROPSIA (PG. 4).	55
FIGURA XII.1-5 FICHA DE EXAME ANATOMOPATOLÓGICO DE NECROPSIA (PG. 5).	56
FIGURA XII.2-1 – FICHA DE REGISTRO DE BIOMETRIA DE AVES VOADORAS E NÃO-VOADORAS.	57
FIGURA XII.1-7 – FICHA DE REGISTRO DE BIOMETRIA DE MISTICETOS.	58
FIGURA XII.1-8 – FICHA DE REGISTRO DE BIOMETRIA DE ODONTOCETOS.	59
FIGURA XII.1-9 – FICHA DE REGISTRO DE BIOMETRIA DE PINÍPEDES.	60
FIGURA XII.1-10 – FICHA DE REGISTRO DE BIOMETRIA DE QUELÔNIOS.	61

QUADROS

QUADRO II.3.1 DESCRIÇÃO DAS CLASSIFICAÇÕES DAS CARCAÇAS DE TETRÁPODES MARINHOS E SEUS RESPECTIVOS CÓDIGOS. ADAPTADO DE GERACI E LOUNSBURY (2005).....	11
QUADRO II.3.2 CLASSIFICAÇÃO DA CONDIÇÃO CORPORAL. CARACTERÍSTICAS ADAPTADAS DE NOBRE ET AL. (2010) PARA MAMÍFEROS E SANCHES (2008) PARA AVES.	12
QUADRO II.3.3 – CLASSIFICAÇÃO DA CONDIÇÃO CORPORAL DE TARTARUGAS MARINHAS. ADAPTADO DO PROTOCOLO DE EVIDÊNCIAS DE INTERAÇÃO COM A PESCA. FONTE: PROJETO TAMAR, 2015.	13
QUADRO VII.2.1 - MATERIAIS A SEREM COLHIDOS PARA EXAMES.	43

I - ESCOPO DESTE PROTOCOLO

Este documento tem como finalidade orientar os participantes do Projeto de Monitoramento de Praia da Bacia de Santos (PMP-BS) no desenvolvimento das atividades previstas no projeto executivo do mesmo. O Projeto Executivo do Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS) foi elaborado considerando as orientações contidas no Termo de Referência CGPEG/DILIC/IBAMA Nº 002/13 - “Termo de Referência para Elaboração do Estudo de Impacto Ambiental – EIA e Respectivo Relatório de Impacto Ambiental - RIMA para a Produção e Escoamento de Petróleo e Gás Natural do Polo Pré-Sal da Bacia de Santos – Etapa 2” e nos Pareceres Técnicos Nº 122/2014 e 343/2014.

As equipes que executam as atividades devem seguir os procedimentos aqui descritos para garantir a qualidade e homogeneidade das informações coletadas, e assim permitir análises integradas confiáveis.

A elaboração deste protocolo foi um esforço colaborativo dos diversos pesquisadores envolvidos no PMP-BS, além de especialistas externos convidados a contribuir em áreas específicas. A listagem completa dos pesquisadores que contribuíram com este protocolo se encontra no final do documento.

Este documento não deve ser utilizado em atividades alheias ao PMP-BS, uma vez que foi concebido com foco nas especificidades deste projeto. O uso deste documento como fonte de referência para trabalhos acadêmicos deve ser evitado e recomenda-se que sejam utilizadas as fontes de referência indicadas.

II - PREPARAÇÃO PARA A ATIVIDADE

II.1 - Equipamentos necessários para necropsia:

- Facas magarefe (curva)
- Facas de órgãos (reta)
- Cabos e lâminas de bisturi
- Cabos de bisturi e facas de cerâmica descontaminados (HPA e elementos traço, respectivamente)
- Costótomo grande/pequeno
- Chaira
- Pinças anatômicas
- Pinças dente de rato
- Serra manual/ serra elétrica
- Talhadeira/ formão
- Tesouras romba-fina/ curva/ reta
- Martelo pequeno ou médio
- Linha grossa ou barbante
- Frasco graduado
- Pranchas plásticas
- Bandejas
- frascos de 500ml
- Frascos de 2-3 litros (para cérebro, animais grandes)
- Tubos/ frascos coletores de 50ml
- Criotubos de 2ml
- Criotubos de 5ml descontaminados (elementos traço)
- Tubos vacutainer com e sem anticoagulante
- Seringas descartáveis
- Agulhas
- Ganchos
- Papel alumínio
- Sacos para amostras, tipo ziplock (vários tamanhos)
- Algodão, isqueiro, álcool 96%
- Formol 10%

- álcool 70%
- swab com meio de transporte
- cassetes histológicos
- abaixador de língua (madeira)
- alfinetes

II.2 -Equipamentos para documentação

- Câmera fotográfica (conferir bateria e cartão de memória)
- Ficha de necropsia (inclui fichas de exame externo e material colhido)
- Ficha de biometria
- Lápis, caneta, apontador, borracha
- Marcador permanente
- Régua
- Fita métrica
- Paquímetro
- Material de fundo para fotografia
- Papel vegetal

II.3 -Equipamentos de proteção individual para necropsia

- Botas de cano longo
- Macacão ou conjunto para necropsia
- Avental ou jardineira pescador
- Luvas de látex descartáveis
- Luvas nitrílicas descartáveis
- Óculos de proteção em acrílico
- Máscara pff-2 ou n-95

III - INÍCIO DA ATIVIDADE

Todas as informações obtidas durante as necropsias devem ser registradas em fichas padronizadas (Anexo XII.1 - *Ficha de exame anatomopatológico*) e posteriormente inseridas no Sistema de Informações do Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

Na análise de todos os grupos zoológicos deve-se utilizar para classificar o estágio de conservação da carcaça a escala proposta por Geraci e Lounsbury (2005), apresentada no Quadro II.3.1. Similarmente, para a condição corpórea, devem ser utilizadas as categorias apresentadas nos Quadro III-2, Quadro III-3 e na Figura II.3-1.

Durante a necropsia sempre que for encontrado algum achado que seja necessário o registro na ficha, também deve ser feito o registro fotográfico. Nestes casos:

- Fotografar todas as alterações, marcas e lesões.
- Obter fotos o mais perpendicular possível do órgão/lesão alvo.
- Obter uma imagem com maior distância para situar a lesão, seguida de uma imagem com menor distância.
- Incluir escala (régua) e número de registro sempre que possível, porém sem sobrepor ao tecido fotografado.

Quadro II.3.1 Descrição das classificações das carcaças de tetrápodes marinhos e seus respectivos códigos. Adaptado de Geraci e Lounsbury (2005).

Código	Descrição	Características
1	Animal vivo	-
2	Carcaça fresca	Aparência normal, com poucos danos; olhos e mucosas brilhantes; ausência de inchaço da carcaça ou odor forte, vísceras intactas e olhos íntegros.
3	Pouco decomposto	Carcaça intacta; inchaço evidente; olhos e mucosas secos; odor moderado; alteração de coloração de órgãos por embebição hemoglobínica; consistência normal das vísceras ainda intactas e intestino dilatado pela presença de gás. Pode haver necrofagia dos olhos e tecidos moles.
4	Decomposição avançada	A carcaça pode estar intacta, mas colapsada; epiderme pode estar completamente perdida; odor forte; os ossos podem estar destacados e vísceras podem ser recolhidas, mas frequentemente estão com textura liquefeita; grande quantidade de gás em alças intestinais e órgãos. No caso de tartarugas, escudos de queratina se descolando da carapaça, órgãos internos exteriorizados, partes do corpo retiradas por animais necrófagos.
5	Carcaça seca	Resquícios de pele cobrindo partes do esqueleto, ou apenas o esqueleto, ausência de vísceras.

Quadro II.3.2 Classificação da condição corporal. Características adaptadas de Nobre et al. (2010) para mamíferos e Sanches (2008) para aves.

Condição	Descrição	Características
1	Caquético	Mamíferos: costelas facilmente palpáveis, sem cobertura de gordura, proeminências ósseas facilmente palpáveis, reentrância abdominal evidente e perda de massa muscular óbvia. Aves: Atrofia severa de musculatura peitoral, quilha proeminente e ausência de acúmulo de tecido adiposo.
2	Magro	Mamíferos: costelas facilmente palpáveis com cobertura mínimas de gordura, proeminências ósseas facilmente palpáveis, reentrância abdominal facilmente visível na região do flanco e mínima gordura abdominal. Aves: atrofia de musculatura peitoral, quilha proeminente e ausência de acúmulo de tecido adiposo.
3	Bom	Mamíferos: costelas palpáveis com pequena cobertura de gordura, reentrância abdominal bem proporcionada e mínima camada de gordura abdominal. Aves: Musculatura peitoral desenvolvida e presença de acúmulo de tecido adiposo em cavidade celomática e tecido subcutâneo
4	Ótimo	Mamíferos: costelas difíceis de serem palpadas com moderada cobertura de gordura, reentrância abdominal mínima ou ausente e abdômen arredondado com moderada cobertura de gordura. Aves: Musculatura peitoral bem desenvolvida e acúmulo excessivo de tecido adiposo em cavidade celomática e tecido subcutâneo.

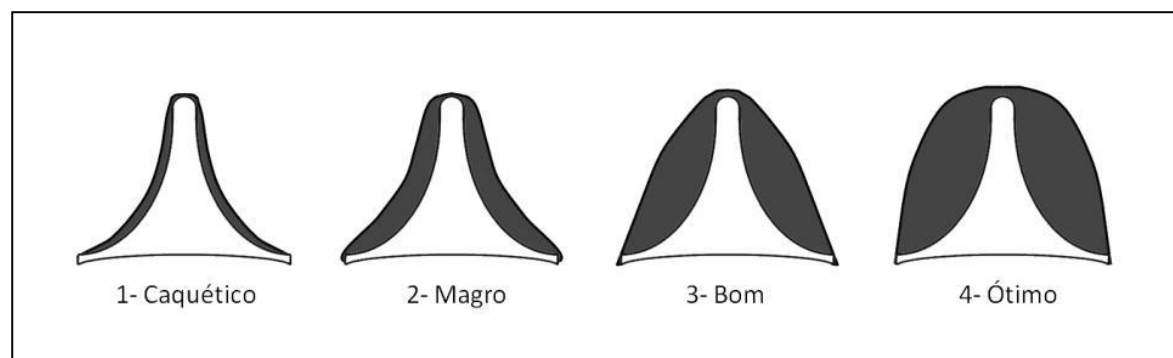
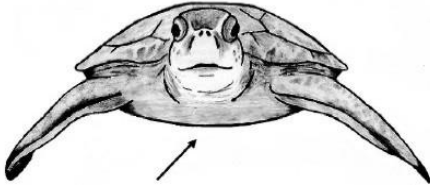

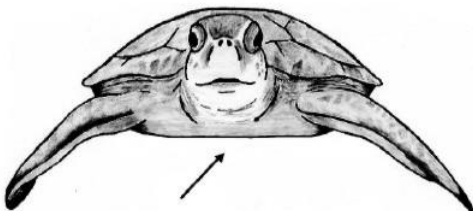

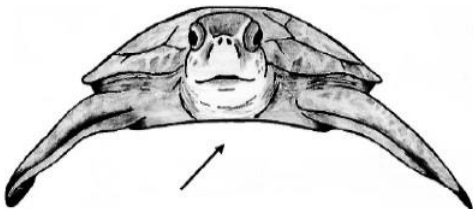



Figura II.3-1. Categorias de condição corporal de aves baseada na musculatura peitoral, considerando cortes transversais da quilha. Fonte: Vanstreels et al. (2012).

Quadro II.3.3 – Classificação da condição corporal de tartarugas marinhas. Adaptado do Protocolo de Evidências de interação com a Pesca. Fonte: Projeto Tamar, 2015.

BOA: Plastrão convexo (musculatura peitoral), sugestivo de um animal com musculatura desenvolvida e reserva de tecido adiposo. Plastrão com consistência firme; Olhos ligeiramente protusos e brilhantes.	
	
MÉDIA/MAGRO: Plastrão ligeiramente côncavo nas laterais e protuso no centro. Plastrão com consistência firme; Olhos não protusos (ligeiramente fundos) e brilhantes.	
	
RUIM/CAQUÉTICO: Plastrão côncavo e amolecido com ossos proeminentes (possibilidade de perfuração da pele), caquexia (atrofia de tecido muscular e ausência total de tecido adiposo). Perfuração da pele pela crista do osso occipital (região da cabeça/pescoço). Olhos fundos e opacos e pele enrugada, indicando desidratação severa.	
	

IV - TÉCNICAS DE NECROPSIA EM AVES MARINHAS

IV.1 -Exame externo

- 1- Fotografar o animal inteiro, vista dorsal e ventral identificando o mesmo de acordo com a numeração da ficha de Fauna Alvo Individual.



Figura IV.1-1. Vista dorsal e ventral do animal (*Spheniscus magellanicus*). Fonte: R3 Animal.

- 2- Pesar o cadáver antes de iniciar o exame necroscópio e fazer a biometria do mesmo.
- 3- Avaliar o estado nutricional de acordo com a Figura II.3-1.
- 4- Observar cuidadosamente as cavidades naturais em busca de placas bacterianas, fúngicas ou outras lesões, bem como a coloração das mucosas.
- 5- Analisar as patas atentando-se para aumento de volume e úlceras, lesões típicas de pododermatite (bumblefoot).



Figura IV.1-3. Pododermatite em *Spheniscus magellanicus*.

Fonte: Matheus Ferreira de Souza/R3 Animal.

- 6- Observar nos pinguins as regiões desprovidas de penas, em especial a região periocular para verificar a presença de picadas de mosquito. Há no Brasil relatos de casos de malária aviária e poxvirose, doenças cuja transmissão é realizada através de picada de mosquitos.



Figura IV.1-4. (a) Região peripalpebral com evidências de picadas de mosquitos. Fonte: Ralph Vanstreesl. (b) Lesões sugestivas de Poxvirus em base de bico. Fonte: R3 Animal.

IV.2 -Exame post mortem (Necroscópico)

- 1- Molhar as penas para facilitar o manuseio destas durante a necropsia.
- 2- Posicionar o animal em decúbito ventral e iniciar a abertura da mesma através de um corte na linha média desde a base do bico até a cloaca.
- 3- Rebater a pele para as laterais, expor musculatura peitoral, esterno, membro e musculatura de cavidade celomática inferior. Também estarão visíveis porções do esôfago, traqueia e as veia jugulares.
- 4- Abrir cuidadosamente a cavidade celomática inferior, observar o aspecto dos sacos aéreos abdominais, presença anormal de líquidos ou opacidade dos mesmo.
- 5- Rebater o esterno através da desarticulação ou corte das costelas, cortar a clavícula para a retirada do esterno e musculatura peitoral.
- 6- Observar o aspecto dos órgãos quanto ao tamanho, coloração, forma, consistência e posicionamento antes da retirada dos mesmos.

7- Fotografar a carcaça aberta antes da retirada dos órgãos.



Figura IV.2-1. Vista da carcaça com a pele rebatida e exposição de traquéia, esôfago, esterno, musculatura peitoral, membros e musculatura da cavidade celomática inferior. Fonte: R3 Animal.



Figura IV.2-2. Vista da carcaça após a retirada do esterno. Fonte: R3 Animal.

8- Caso

haja alguma lesão sugestiva de infecção, colher assepticamente uma amostra para análise microbiológica, com swabs ou microtubos estéreis.

9- Observar o aspecto dos sacos aéreos superiores.

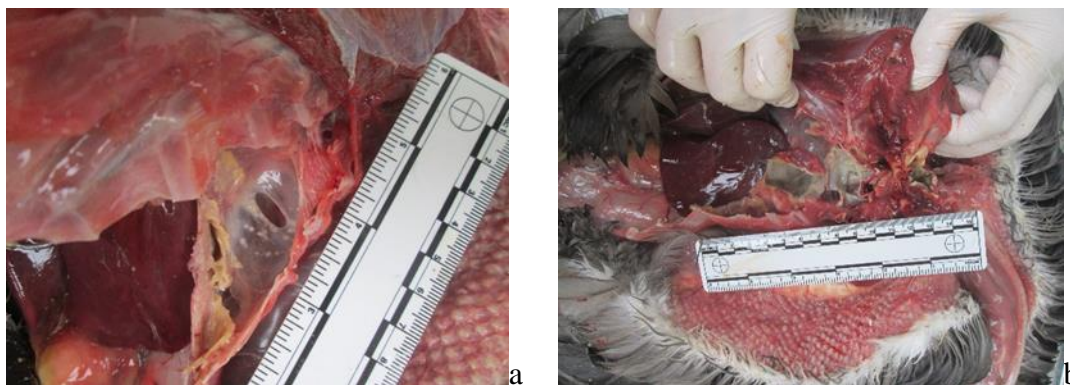


Figura IV.2-3.(a) Saco aéreo levemente opaco e (b) saco aéreo espessado e com alteração de coloração. Fonte: R3 Animal.

10-Colher a tireóide em solução de formol 10%, é aconselhável que seja armazenado em cassetes histológicos.

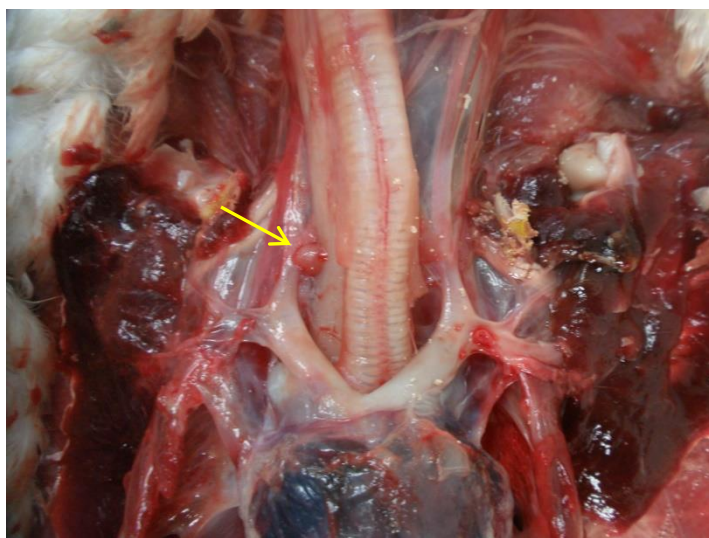


Figura IV.2-4. Tireóide (seta). Fonte: R3 Animal.

11-Se houver suspeita de septicemia, colher uma amostra de sangue cardíaco para isolamento bacteriano. Realizar a assepsia do saco

pericárdico com solução de álcool 70%, realizar uma pequena incisão no mesmo com lâmina de bisturi estéril, inserir a agulha estéril no coração de forma a colher ao menos uma gota de sangue. Colocar uma gota de sangue em hemocultura pediátrica e encaminhar ao laboratório de preferência no mesmo dia da colheita ou guardar refrigerado (4°C) por no máximo 48 horas.

12-Identificar baço, gônadas, adrenal e Bursa de Fabricius de forma a não perder amostras dos mesmos durante a retirada dos outros órgãos.

13-Remover a língua, traqueia, esôfago e coração.

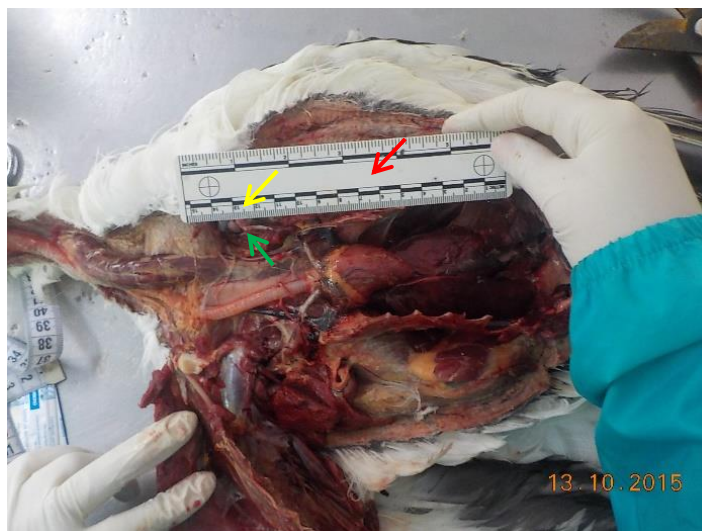


Figura IV.2-5. Vista de coração (seta vermelha), traquéia (seta verde) e esôfago (seta amarela). Fonte: R3 Animal.

14-Remover trato gastro-intestinal, fígado e baço. Atenção para não retirar fragmentos das gônadas, adrenal e rim.

15-Remover cuidadosamente os pulmões pois eles ficam aderidos à caixa celomática.



Figura IV.2-6. Vista dos pulmões na cavidade celomática. Fonte: R3 Animal.

16-Remover trato gênito-urinário

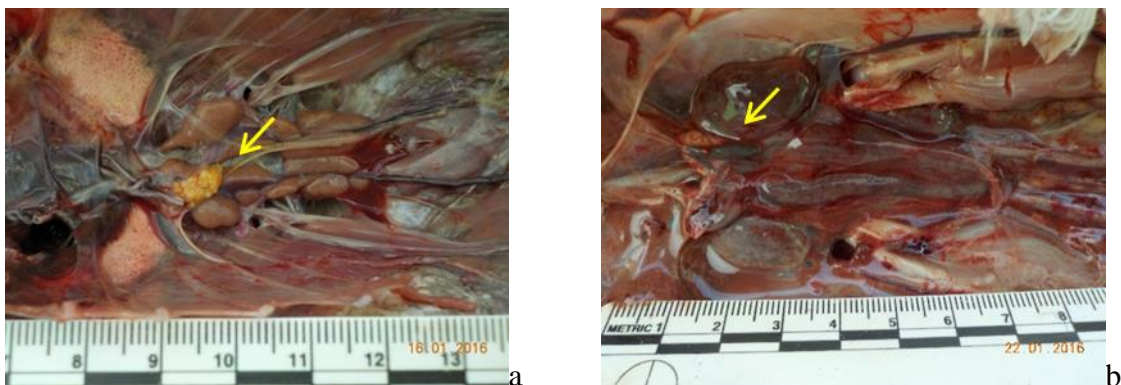


Figura IV.2-7. Fotografia de trato gênito-urinário, (a) fêmea, (b) macho as setas indicam ovário e testículo. Fonte: R3 Animal.

17-Isolar e fotografar cada órgão. Observá-los individualmente à forma, tamanho, consistência e coloração. Realizar cortes ao longo dos mesmos para verificar possíveis alterações. Colher fragmentos de todos os órgãos em solução em formol a 10%. Órgãos com alterações sugestivas de infecções devem ser colhidas para congelamento (-20°C ou de preferência -80°C) e no caso de bactérias e fungos, também para isolamento e antibiograma (4°C). O pedido de antibiograma para

material colhido de animais mortos deve ser feito à critério do veterinário, quando houver interesse específico para avaliar a resistência a antibióticos.

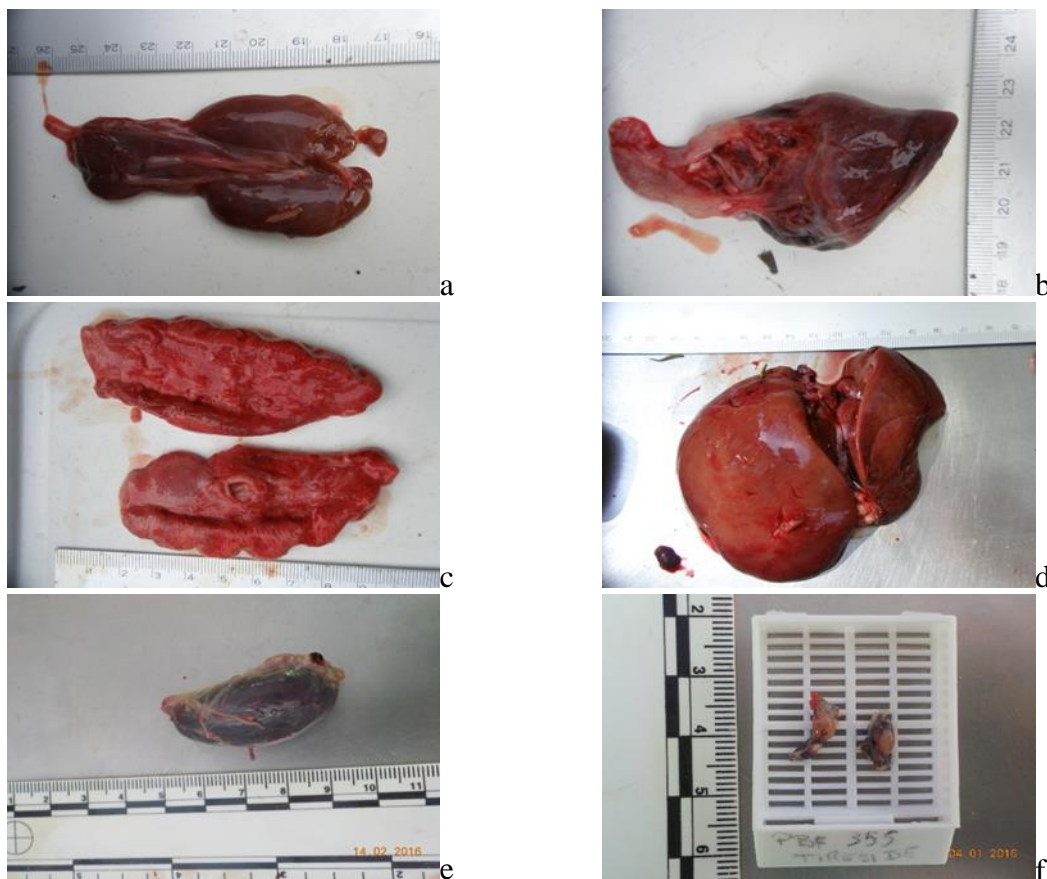


Figura IV.2-8. Fotografia dos órgãos após a retirada da cavidade celomática (a) rim, (b) coração, (c) pulmões, (d) fígado, (e) baço, (f) colheita de adrenal em cassete histológico. Fonte: R3 Animal.

- 18- Presença de parasitas: avaliar cavidades, pulmões e trato gastrointestinal. Colher os parasitas em álcool 70% para identificação posterior.
- 19- Verificar a presença de conteúdo alimentar ao analisar o trato gastrointestinal. Caso esteja presente, colher o conteúdo total e congelar para análise posterior.
- 20- Retirar o fêmur e colher um fragmento da região proximal a cabeça do fêmur, em solução de formol a 10% para avaliação de medula óssea.

21-Retirar glândula uropigeana e colher fragmento em solução de formol a 10%. A glândula está localizada próximo a cauda e tem como característica ser bilobulada.



Figura IV.2-9 Glândula uropigeana (a) aspecto externo, (b) aspecto após a retirada, (c) glândula uropigeana de fragata, (d) glândula uropigeana de pinguim.
R3 Animal/PMP

22- Rebater a pele da cabeça, colher a glândula de sal. Elas se localizam no topo do crânio, acima de cada um dos olhos e podem ser observadas quando a pele da região frontal do crânio é removida. Recomendável que insira em um cassete histológico para processamento histológico.

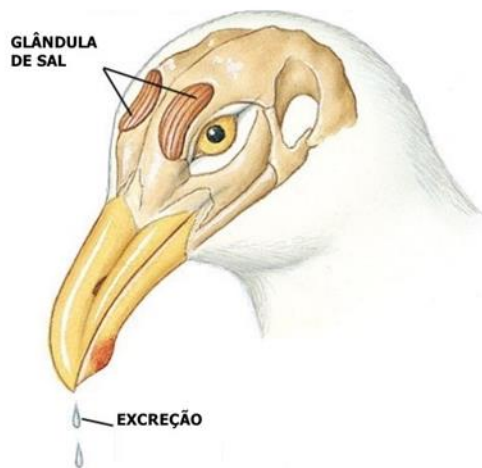


Figura IV.2-10. Localização da glândula de sal (<http://slideplayer.com.br/slide/352489/>)

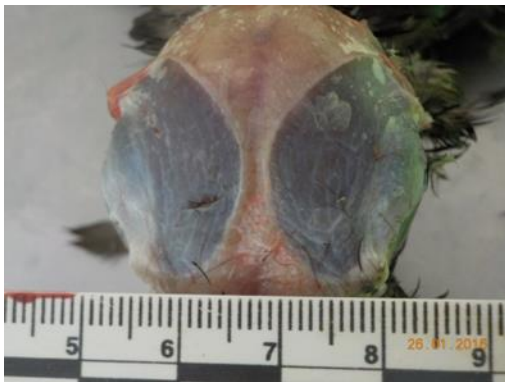


Figura IV.2-11. (a) Glândula de sal (a) antes e (b) após a retirada. Fonte: R3 Animal.

23-Retirar os olhos e colher a glândula de Harder. Ela se localiza anexo à parte interna do globo ocular. Recomendável a colheita de cassete histológico.

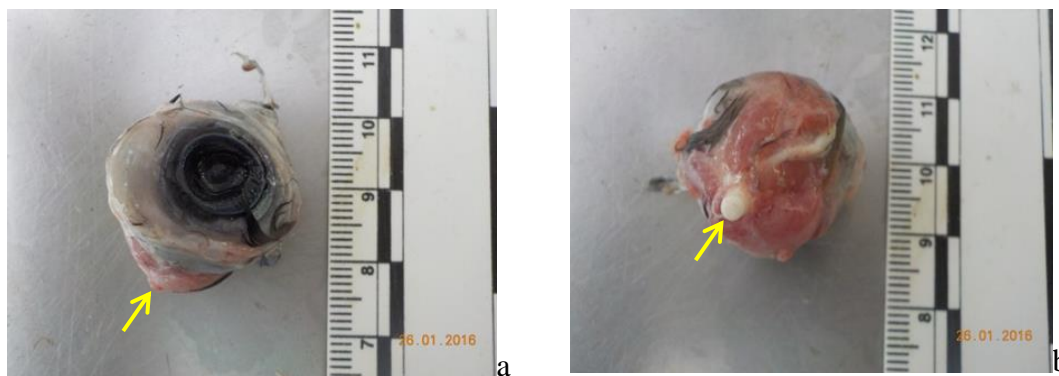


Figura IV.2-12. (a) globo ocular e glândula de Harder (seta), (b) vista posterior do globo ocular, glândula de Harder e nervo óptico (seta). Fonte: R3 Animal.

24-Serrar o crânio para avaliação e colheita de fragmento de cérebro e cerebelo.



Figura IV.2-13. Cérebro e cerebelo após a retirada da calota craniana. Fonte: R3 Animal.

IV.3 - Patologias comuns

IV.3.1 -Aspergilose

A aspergilose é frequentemente relatada em aves marinhas em cativeiro, mas pode também ser observada em animais de vida livre. Ela pode manifestar-se em três formas: (a) tumores granulomatosos: massa caseosa em pulmões ou saco

aéreos, forma crônica; (b) placas caseosas esbranquiçadas em saco aéreo, associado a hifas de coloração cinza-esverdeada; (c) lesões miliares em pulmão.



Figura IV.3-1. Pulmão de *Spheniscus magellanicus* acometido por aspergilose, forma granulomatosa. Fonte: R3 Animal.

IV.3.2 - Malária aviária

Os pinguins são particularmente sensíveis à malária aviária, e as lesões classicamente encontradas são: colapso circulatório, congestão generalizada da carcaça, esplenomegalia, hepatomegalia, intensa congestão e edema esplênico, hepática e muscular, hidropericárdio.



Figura IV.3-2. (a) Hidropericárdio (b) congestão pulmonar intensa associados à malária aviária. Fonte: R3 Animal.

IV.3.3 - Poxvírus

Relatado em pinguins-de-magalhães nas colônias e em animais em reabilitação no Brasil. As lesões estão presentes nas regiões desprovidas de penas, como a região peri-palpebral.



Figura IV.3-3. Lesões em região peripalpebral sugestivas de Poxvirus. Fonte: R3 Animal.

V - TÉCNICA DE NECROPSIA PARA TARTARUGAS MARINHAS

V.1 -Exame externo

Registrar o peso, comprimento curvilíneo da carapaça, largura curvilínea da carapaça e comprimento do plastrão.

Fotografar a carcaça em decúbito ventral e dorsal.

Registrar a condição corpórea (nutricional) e a conservação da carcaça (decomposição).

Exame da pele, plastrão ou carapaça: observar cor, textura e lesões. Registrar lesões externas- presença de parasitas (tipo, quantidade, localização), lacerações, abrasões, neoformações, cicatrizes, marcas de anilhas, de rede, de hélices, etc. Inspecionar carapaça, plastrão, nadadeiras e cabeça para verificar traumatismo e hemorragias. Inspecionar olhos, cavidade oral, narinas para verificar presença de parasitas, erosões, ulcerações, exsudatos. Inspecionar área de cloaca para verificar protrusão, exsudatos e consistência da matéria fecal.

OBSERVAÇÃO: caso seja evidenciada interação com pesca, através da presença de anzóis, estes devem ser fotografados ao lado de uma escala (fita métrica ou trena) e a foto deve ser enviada por e-mail para o TAMAR. Além da fotografia, os anzóis devem ser coletados e encaminhados para a base do TAMAR mais próxima. Estes procedimentos ajudarão na identificação da arte de pesca com a qual o animal teve interação.

V.2 -Exame interno

Posicionamento da carcaça: decúbito dorsal (plastrão para cima)

Inicialmente faz-se a retirada do plastrão, através de incisão na região onde se fundem a carapaça e o plastrão na região ventral do animal (Figura V.2-1). Esta abertura pode ser feita com tesoura, faca, bisturi, serra de mão ou elétrica dependendo da espessura do plastrão.



Figura V.2-1 - A) Local da incisão do plastrão: A linha indica o local em que a incisão deve ser efetuada. B) Plastrão removido. Fonte: Daphne Wrobel/TAMAR.

Uma vez feita esta incisão, o plastrão deve ser rebatido e removido (Figura V.2-1B). O passo seguinte consiste no ato de incisar e rebater a musculatura peitoral, tendo dessa forma acesso à cavidade celomática. Para facilitar este acesso, os membros anteriores e posteriores devem ser desarticulados, respectivamente nas articulações escapular e isquiática, de forma que as nadadeiras sejam removidas.

Em seguida, é feita uma incisão acompanhando os ramos da mandíbula e desarticula-se o hioide para liberar a língua, glote, esôfago e traqueia. Deve-se então, separar a traqueia do esôfago e remover todo o trato gastrointestinal, até a ampola retal (Figura V.2-2). O pâncreas está aderido ao duodeno e será removido juntamente com os outros órgãos do sistema digestório.

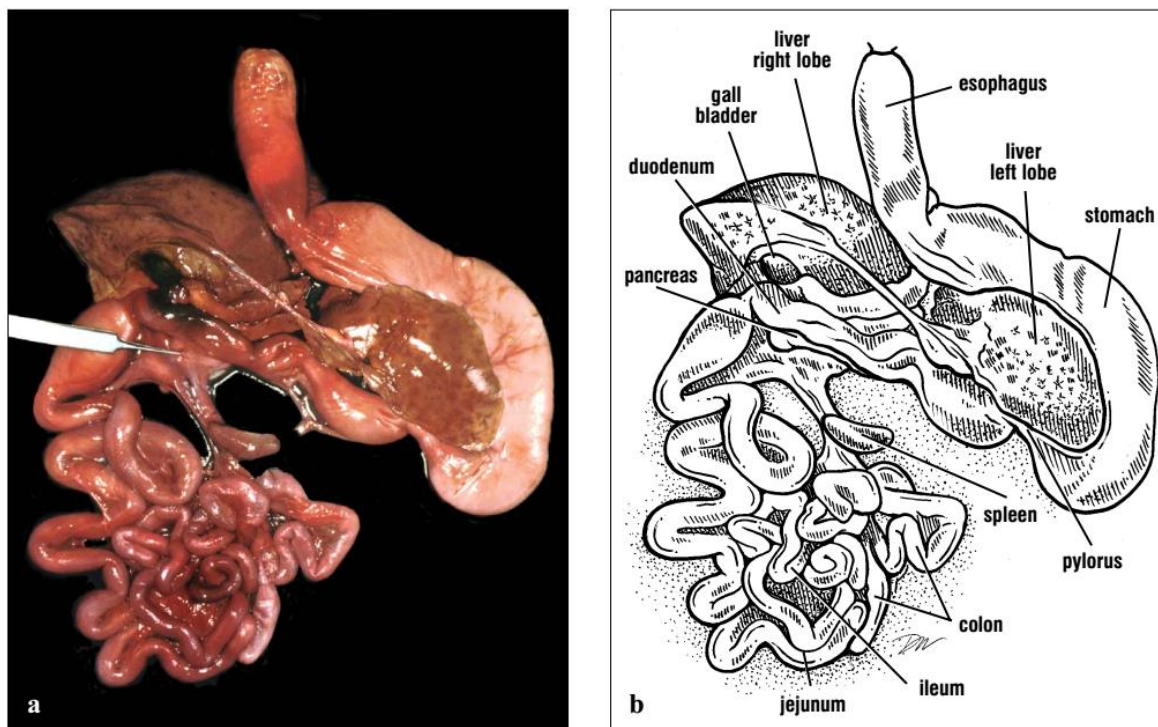


Figura V.2-2 - Trato gastrointestinal completo removido. Fonte: Wyneken, (2001).

Observar timo e tireoides localizados lateralmente à região distal da traqueia e próximo ao coração. Após a retirada do trato digestório os pulmões ficam aparentes e podem ser retirados.

Tracionar a traqueia e seccionar as estruturas dorsalmente em direção aos pulmões que devem ser removidos em sua totalidade. Atenção especial deve ser dada quando da retirada dos pulmões e rins, pois estes órgãos encontram-se firmemente aderidos à parede dorsal da cavidade celomática, fragmentando-se, muitas vezes, no momento de sua retirada. Realizar a abertura dos pulmões a partir do lúmen traqueal.

Remover o coração. Abrir o saco pericárdico e examinar o conteúdo. Abrir o coração seguindo o trajeto de fluxo sanguíneo.

Retirar o fígado e baço. Realizar cortes seriados e em profundidade no fígado. Abrir a vesícula biliar e examinar a superfície mucosa.

Retirar o sistema urogenital e adrenais. As adrenais localizam-se na superfície ventral dos rins. Recomenda-se realizar secção ampla quando da retiradas dos rins para abranger também as adrenais. Os rins, bexiga e gônadas

devem ser removidos em sua totalidade, incisando-se a ligação com a cloaca. Nos machos a cloaca pode ser aberta lateralmente para exposição do pênis.

Observar durante a remoção dos órgãos a presença de opacidades, aderências, nódulos nas serosas. Lembrar que as serosas viscerais e parietais devem ser lisas, transparentes e brilhantes.

Desarticular a cabeça para exame do sistema nervoso central e glândulas de sal. Com o auxílio de uma serra fazer corte transversal seccionando os ossos na região posterior às cavidades orbitais e dois cortes laterais em ângulo reto que se unem ao corte transversal (Figura V.2-3). Remover a calota craniana. As glândulas de sal e o encéfalo alongado estarão expostas para exame e colheita. Outra técnica consiste em realizar corte transversal da cabeça em toda sua extensão logo após as cavidade orbitais. Nesse caso, o encéfalo estará exposto a partir da região frontal (Figura V.2-4). Em ambas as técnicas o encéfalo deve ser retirado em sua totalidade.

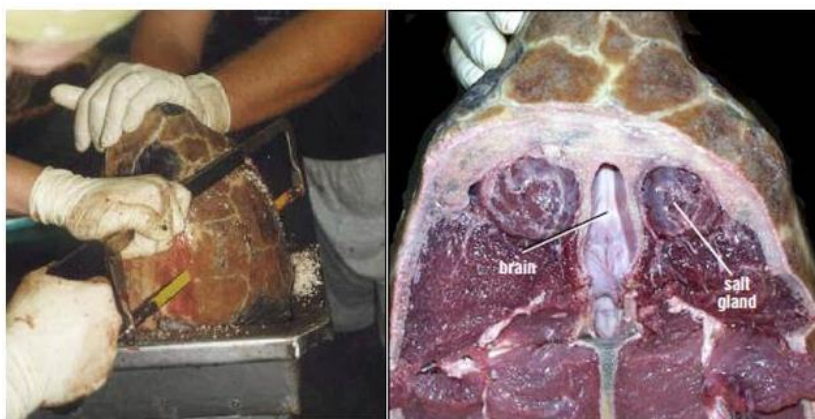


Figura V.2-3 - Abertura do encéfalo e glândulas de sal.

Fonte: Wyneken (2001).

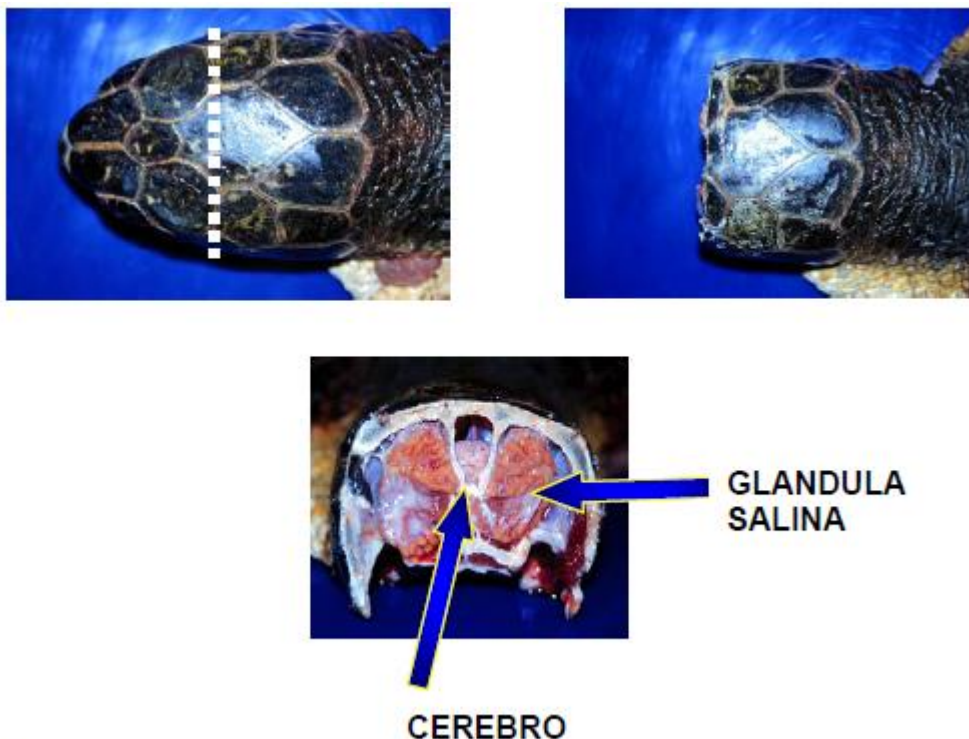


Figura V.2-4 - Retirada do encéfalo e glândulas de sal. Fonte: Work (2000).

Retirar úmero esquerdo para posterior determinação da idade. Em *Dermochelys coriacea* ambos os olhos (quando presentes) devem ser coletados e identificados individualmente (direito e esquerdo) para posterior determinação da idade (ver *Protocolo 6– Estimativas de Idade e Maturidade Sexual*) - Figura V.2-5.

Para *Chelonia mydas* com comprimento de carapaça entre 30 e 50cm, deve ser coletada amostras da musculatura para exame de isótopos estáveis, devendo ser congelados a -20°C



Figura V.2-5 - Crânio de um espécime de *Dermochelys coriacea* com os ossículos da esclera em posição original Fonte: Avens et al. (2009).

VI - TÉCNICA DE NECROPSIA PARA CETÁCEOS

VI.1 -Exame externo

Inicialmente deve-se lavar o cadáver se necessário. Em seguida:

1. Avaliar aspecto geral da carcaça, grau de decomposição (2 a 5) e percentual de perda de epiderme.
2. Fotografar a carcaça inteira em vista frontal, caudal, ventral, e ambas laterais.
3. Fotografar características de identificação individual conforme a espécie (e.g. Delfínídeos, nadadeira dorsal em vista lateral, ambos os lados; Baleia-franca, vista dorsal da cabeça e manchas brancas ou cinzas no corpo; Baleia-jubarte, região ventral da cauda).
4. Fotografar características diagnósticas da espécie quando for o caso (e.g. Baleia-Fin: barbatanas no lado direito da maxila; Baleia-de-Bryde: região dorsal do rosto; Odontocetos: foto da dentição).
5. Pesagem e biometria.
6. Avaliar aberturas naturais (boca, orifício respiratório, meato aditivo externo, fendas mamárias, fenda genital e anal).
7. Avaliar marcas e lesões na pele. Fotografar e anotar na ficha de exame anatomopatológico (Anexo VII.1 – Ficha de exame anatomopatológico), na qual as lesões e marcas devem ser numeradas e associadas com o número da foto e identificação da amostra.
8. Coletar amostras em formol e/ou congeladas representativas das lesões observadas com uma parte da pele normal associada na borda da lesão. Caso não haja lesões, coletar amostra de pele aparentemente normal.
9. Caso haja artefatos ou corpo estranho relacionado à interação humana fotografar e armazenar o artefato em um pote com álcool.
10. No caso de presença de feridas lineares paralelas, desenhar as lesões na ficha de exame anatomopatológico e indicar na seção “Interação Antrópica”, numerando cada lesão e realizar medidas conforme a Figura VI.1-1 e colher amostras (aprox.. 5cm de lado) do bordo das lesões.

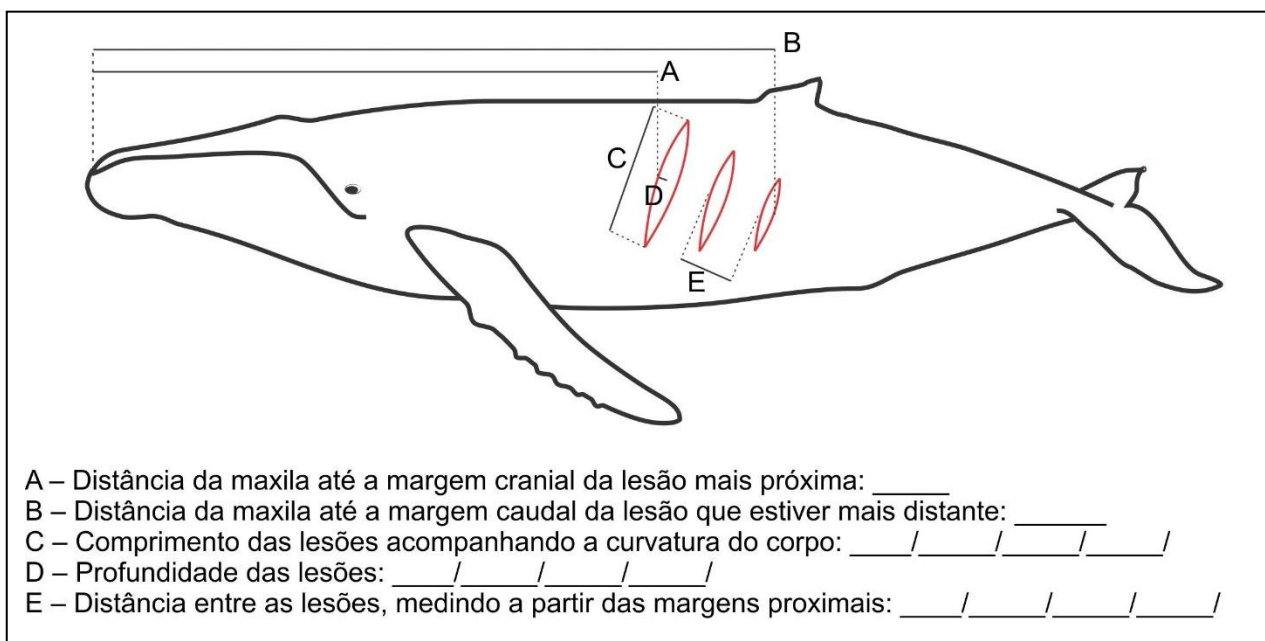


Figura VI.1-1 – Exemplo de diagrama das medidas de feridas cortantes (sugestivas de cortes por hélice de embarcação). Fonte: LAPCOM/USP.

VI.2 -Abertura do cadáver

1. Posicionar a carcaça em decúbito lateral direito quando possível.
2. Exame da articulação escápulo-umeral esquerda e remoção da nadadeira peitoral. Caso haja alterações na articulação, colher o líquido sinovial (cultura e congelamento) e, se necessário, colher os tecidos adjacentes e preservar os ossos.
3. Fazer uma janela ampla no lado esquerdo, aprofundando o corte somente até o tecido subcutâneo - Figura VI.2-1. Para *Tursiops* spp. e *Stenella* spp. coletar musculatura para exame de isótopos estáveis, devendo ser congelados a -20 C

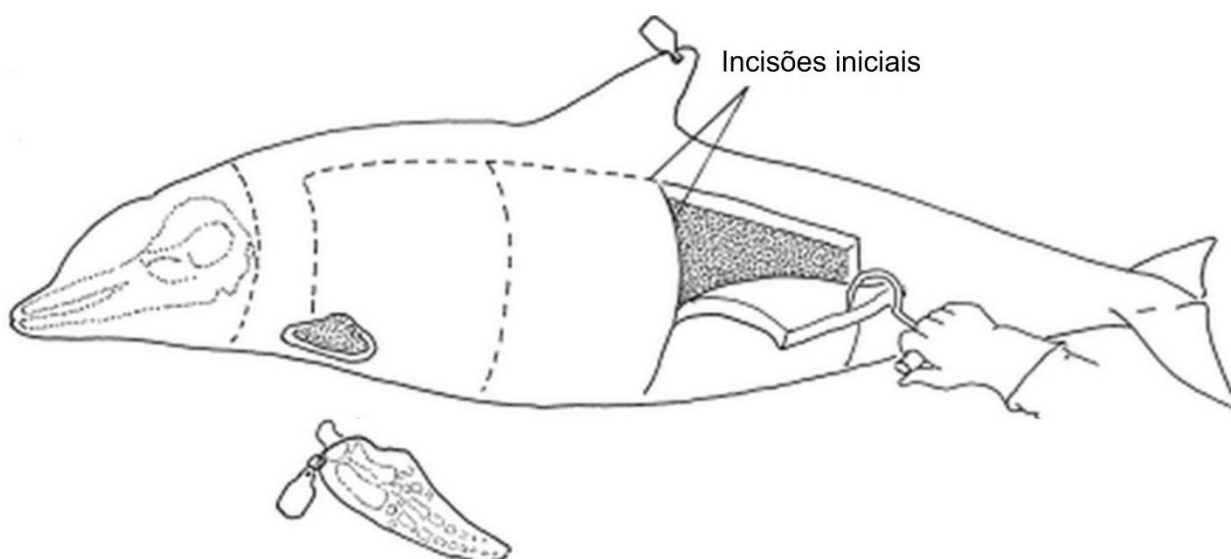


Figura VI.2-1 - Diagrama das linhas de corte para abertura da carcaça. Adaptado de Geraci e Lounsbury (2005).

4. Medir a espessura da camada de gordura (derme mais hipoderme) nas regiões dorsal, lateral e ventral, na altura da nadadeira dorsal ou aproximadamente na metade do corpo, conforme indicado nas fichas de biometria (Anexo XII.2 - Fichas de Biometria; Figura VI.2-2).

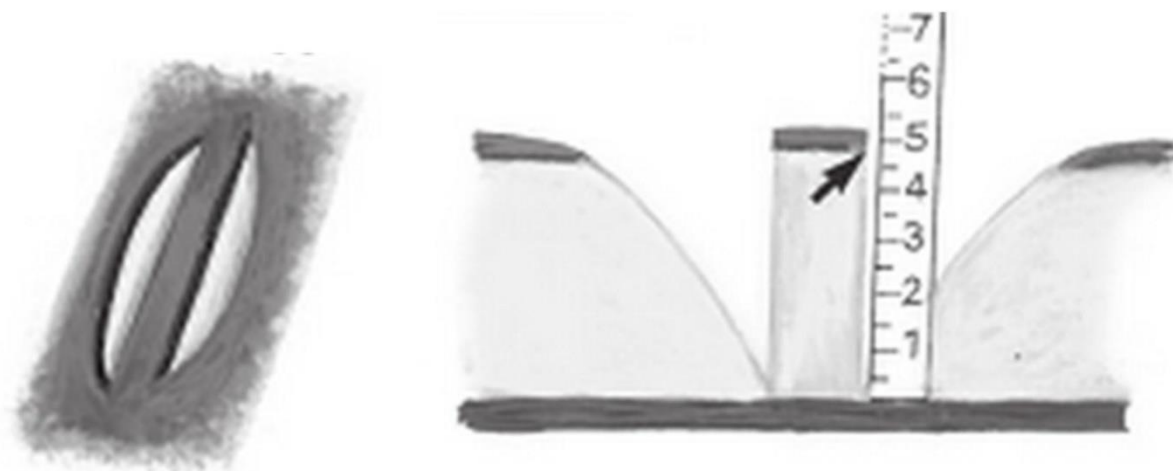


Figura VI.2-2 - Desenho esquemático da medição da camada de gordura. Desconsiderar a epiderme (medir até a seta). Adaptado de Geraci e Lounsbury (2005).

5. Rebater a pele e examinar a derme/hipoderme e o tecido subcutâneo. Atentar especialmente para sinais de trauma contundente. Fotografar a carcaça com a pele removida.

6. Colher amostras de pele e gordura para contaminantes, lateral à nadadeira dorsal, em cubos de 5 x 5 cm (ver detalhes no *Protocolo 8 - Coleta, armazenamento e envio de amostras para análises de contaminantes e biomarcadores*).

7. Exame dos vasos (Bernaldo de Quirós et al, 2012): fotografar e quantificar a presença de gases, colher amostra caso suspeita de embolismo gasoso.

8. Linfonodo pré-escapular – exame e colheita

9. Remover a escápula. Preservar se houver alteração.

10. Remover a musculatura epaxial (musculatura ao longo da coluna vertebral, entre o processo espinhoso e transversal). Examinar fazendo cortes transversais ao longo da musculatura e colher amostras de preferência logo abaixo da nadadeira dorsal.

11. Avaliar vértebras e espaços intervertebrais

12. Musculatura hipoaxial e abdominal, examinar e colher amostras de regiões alteradas.

13. Glândula mamária, dissecar, examinar e colher amostras.

14. Abertura do peritônio e avaliação geral da cavidade abdominal: aspecto e posição dos órgãos, presença de fluido livre (quantificar). Foto geral da cavidade. Colheita de amostras para cultura quando necessário (seguindo procedimentos de descontaminação da superfície de colheita).

15. Examinar e remover epíplon.

16. Perfurar o diafragma (verificar pressão negativa).

17. Desarticular costelas na altura das articulações entre as costelas vertebrais e externas, e articulação costo-vertebral. Exame e remoção das costelas e coletar medula óssea. Preservar caso houver alteração.

18. Avaliação geral da cavidade torácica: aspecto e posição dos órgãos, presença de fluido livre (descrever, quantificar, e colher amostra para exame microbiológico caso suspeita de infecção). Foto geral da cavidade. Colheita de amostras para cultura quando necessário (seguindo procedimentos de descontaminação da superfície de colheita).

19. Remoção da pele na região ventral do rosto e pescoço. Exame e colheita das tireóides.

20. Exame e colheita do timo e linfonodos mediastínicos.

VI.3 -Remoção de conjuntos de órgãos para exame

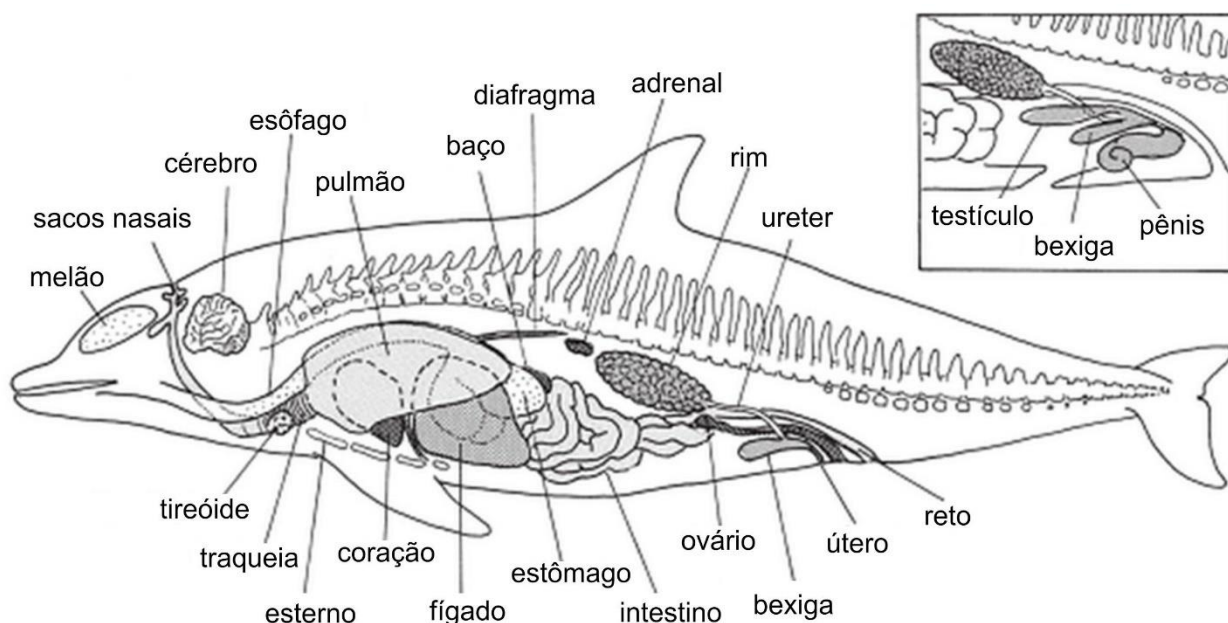


Figura VI.3-1 - Desenho esquemático da topografia dos órgãos de um golfinho-nariz-de-garrafa. Adaptado de Geraci e Lounsbury (2005).

21. Amarrar porção final do esôfago e remover conjunto com língua, laringe, esôfago, traquéia, pulmões e coração com o arco aórtico *completo*.

22. Avaliar diafragma e colher amostra.

23. Amarrar porção inicial do intestino delgado (ao final do pâncreas) e remover conjunto incluindo porção final do esôfago, diafragma, estômagos, fígado, pâncreas, duodeno e baço.

24. Examinar mesentério e colher amostras dos linfonodos mesentéricos. Amarrar porção final do intestino grosso e remover intestino.

25. Avaliar, remover e colher amostra das adrenais.

26. Remover conjunto genitourinário incluindo a fenda genital.

27. Seccionar a carcaça na região cervical desarticulando entre occipital e atlas (colher líquido cefalorraquidiano antes de seccionar o canal vertebral quando possível).

28. Avaliar o canal vertebral e articulação atlanto-occipital e colher amostra da medula espinhal cervical.

29. Abertura do crânio e remoção do encéfalo (Figura VI.3-2). Após a remoção do tecido mole, serrar o crânio de forma a abrir uma janela com uma linha passando próximo à crista nuchal e na metade dos côndilos occipitais.

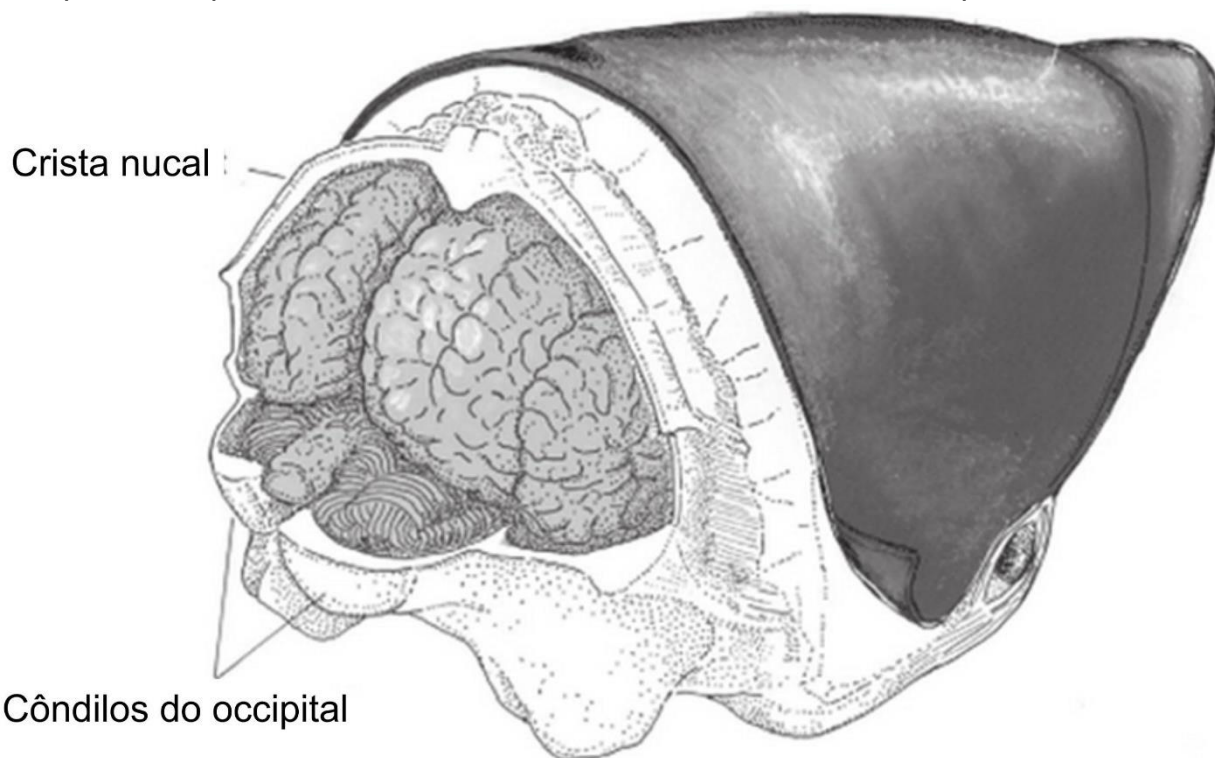


Figura VI.3-2 - Desenho esquemático abertura do crânio para remoção do encéfalo. Adaptado de Geraci e Lounsbury (2005).

30. Remover o encéfalo.

31. Remover a hipófise, localizada no assoalho do crânio (inserir em um cassete histológico devidamente identificado e preservar em formol).

32. Remoção e colheita dos olhos (1 no formol e outro congelado).

33. Desarticulação da mandíbula e exame da mucosa oral, dentes e gordura mandibular.

34. Examinar os sacos pterigóideos (colher amostra da mucosa e parasitas caso houver; Figura VI.3-3).

35. Remover o ouvido (bula timpânica e periótico). Examinar o ouvido e espaço peribular a procura de parasitas, hemorragia ou inflamação. Sempre que possível preservar ouvido e nervos cocleares no formol.

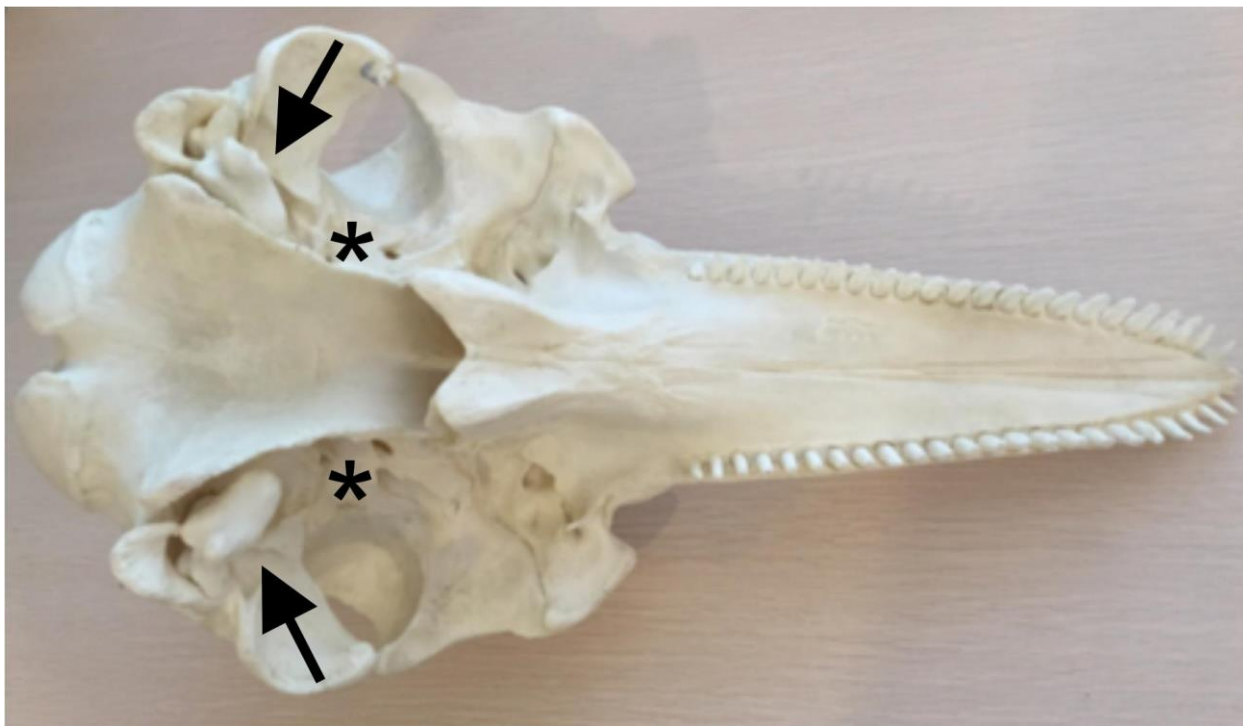


Figura VI.3-3 - Vista ventral do crânio de um golfinho-nariz-de-garrafa. Localização dos sacos pterigóides (asteriscos) e das bulas timpânicas (setas). Foto: Marcus Chew, 2014 (<http://taxo4254.wikispaces.com/>).

36. Exame da articulação escápulo-umeral, tecido subcutâneo, glândula mamária e costelas no lado direito.

37. Descartar a carcaça, preservando os ossos de interesse (colher fragmentos para histologia e/ou encaminhar para limpeza/maceração).

38. Efetuar o exame de cada órgão conforme o padrão usado em animais domésticos.

39. Colher amostras dos tecidos e preservar conforme especificado no Anexo XII.1 - Ficha de Exame Anatomopatológico. Incluir amostras de diferentes regiões de um mesmo órgão se necessário, de forma que as amostras sejam representativas do órgão como um todo.

40. Checar identificação das amostras: Todos os frascos com amostras devem ser identificados internamente (sugere-se papel vegetal escrito com lápis) e externamente (sugere-se etiqueta adesiva e/ou marcador permanente).

VII - TÉCNICAS DE NECROPSIA EM PINÍPEDES

VII.1 -Exame externo

1. Avaliar aspecto geral da carcaça, grau de decomposição (2 a 5).
2. Fazer fotografias do cadáver pelo menos em vista ventral, dorsal e ambas as laterais.
3. Fotografar características que ajudem na identificação da espécie.
4. Pesar o cadáver antes de iniciar o exame necroscópico e avaliar o estado nutricional.
5. Fazer a biometria.
6. Avaliar pele, boca, olhos, mucosas, unhas, dentes, abertura genital e ânus, fotografar possíveis alterações e colher material congelado e em formol a 10%. No caso de não haver alterações macro colher pele possivelmente íntegra.
7. Caso houver artefatos ou corpo estranho relacionado à interação humana, registrar na ficha, fotografar e armazenar o artefato em um pote com álcool.
8. No caso de presença de feridas lineares paralelas, desenhar as lesões na ficha de exame externo, numerando cada lesão e realizar medidas de profundidade e de comprimento acompanhando a curvatura do corpo conforme citado no protocolo de cetáceos (Figura VI.1-1).

VII.2 -Abertura do cadáver

1. Posicionar o cadáver em decúbito dorsal e fazer uma incisão desde a parte inferior da mandíbula até a abertura genital, seguindo a linha média (Figura VII.2-1).

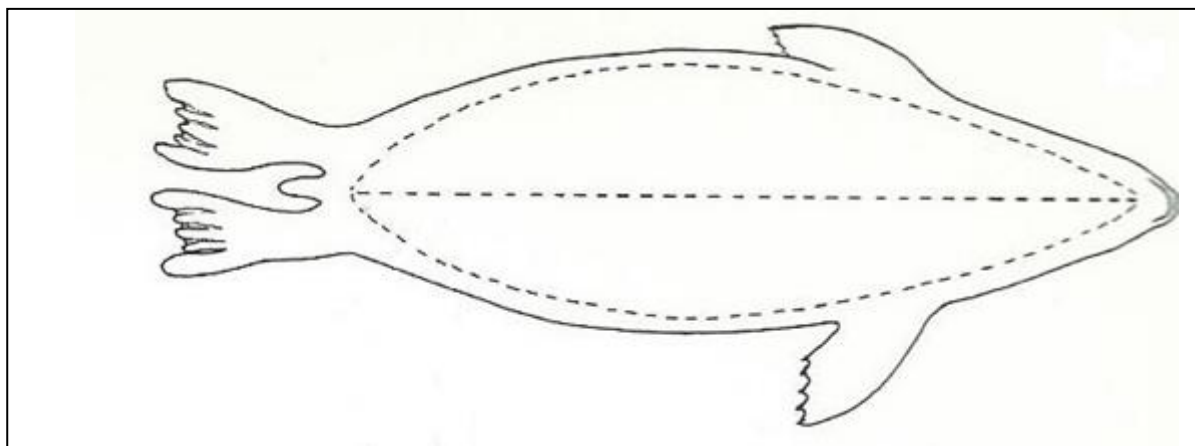


Figura VII.2-1 - Indicação do local onde a abertura deve ser iniciada. Fonte: Geraci e Lounsbury (2005).

2. Mensurar a camada de gordura como mencionado no protocolo de cetáceos (Figura VI.2-2).
3. Examine a gordura subcutânea e colha para análise de contaminantes. Dissecar quando possível o ducto das glândulas mamárias a procura de parasitas, se houver conteúdo nas glândulas mamárias coletar para análises posteriores, de contaminantes e nutricional.
4. Observe a musculatura a procura de hematomas e outras lesões. Para histopalogia coletar em formol a 10 % para exame histopatológico e proceder de acordo com as amostras de cetáceos.
5. Com a primeira camada de gordura e musculatura removida pode-se ter uma visão geral da cavidade abdominal, esterno e costelas (Figura VII.2-2).
6. Abertura do peritônio e avaliação geral da cavidade abdominal: aspecto e posição dos órgãos, presença de fluido livre (coloração, espessura e quantidade).
7. Desarticular costelas na altura das articulações entre as costelas e o esterno, e articulação costo-vertebral. Coletar medula óssea. Preservar ossos caso haja alteração.
8. Avaliação geral da cavidade torácica: aspecto e posição dos órgãos, presença de fluido livre (descrever, quantificar, e colher amostra para exame microbiológico caso suspeita de infecção).
9. Examinar e colher tireóides e paratiróides.
10. Exame e colheita do timo e linfonodos mediastínicos.

11. Remover e examinar traquéia, pulmões e coração com o arco aórtico completo.
12. Avaliar diafragma e colher amostra. Examinar e remover o omento e baço.
13. Para a retirada do intestino deve-se amarrar porção inicial do intestino delgado (ao final do pâncreas) e remover conjunto incluindo língua, esôfago, estômago, fígado, pâncreas e duodeno.
14. Examinar o mesentério e colher amostras dos linfonodos mesentéricos. Amarrar porção final do intestino grosso e remover intestino.
15. Remover, avaliar e colher amostra das adrenais.
16. Retirar conjunto genitourinário incluindo a fenda genital.
17. Em filhotes natimortos ou neonatos colher o cordão umbilical.
18. Seccionar o crânio do cadáver entre o occipital e o atlas na região cervical.
19. Colheita de amostra da medula espinhal na porção cervical.
20. Abertura do crânio e remoção do encéfalo.

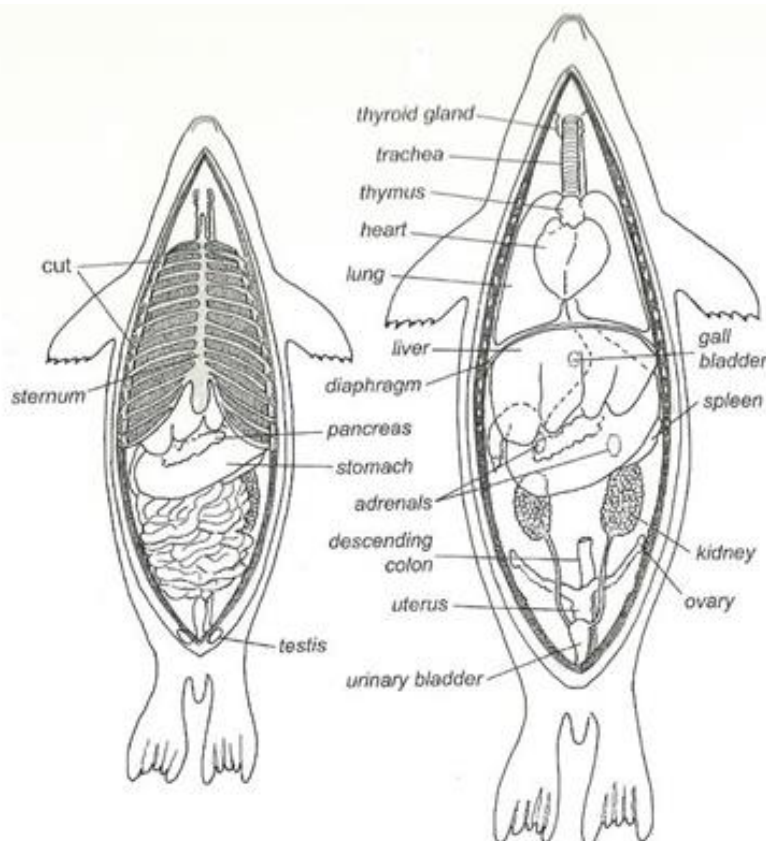


Figura VII.2-2 - Vista ventral antes e depois da remoção do esterno com as indicações e topografia de cada órgão. Fonte: Geraci e Lounsbury, 2005.

21. Colher a hipófise que está no assoalho do crânio (inserir em um cassete histológico e preservar em formol devidamente identificado).
22. Examinar e colher os olhos (1 no formol e outro congelado).
23. Desarticulação da mandíbula e examinar a mucosa oral e ouvidos.
24. Exame das principais articulações dos membros anteriores e posteriores antes de descartar a carcaça.

VIII - INSTRUÇÕES PARA COLHEITA DE AMOSTRAS

As descrições apresentadas nesta seção são adequadas para todos os grupos zoológicos. Todo o material coletado deve ser registrado na Ficha de Exame Anatomopatológico (Anexo XII.1).

Quadro VII.2.1 - Materiais a serem colhidos para exames.

ÓRGÃO	Formol 10%	Congelamento (-20)	Congelamento (-80)	Álcool 70%
Adrenais	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Ânus ou cloaca	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Baço	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Bexiga (M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Bursa (A)	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Cerebelo	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Coração e grandes vasos	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Diafragma (M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Esôfago	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Estômago	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Fígado	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.	
Glândula de sal (A)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Glândula de uropígea (A/R)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Glândula mamária (M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Gônadas	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Hipófise (M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Intestino delgado	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Intestino grosso	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Laringe (A/M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Linfonodo pré-escapular (M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Linfonodos mesentéricos (M)	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Linfonodos pulmonares/mediastínicos	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Língua	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Medula espinhal	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Medula óssea	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Músculo esquelético	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>	<input type="checkbox"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.	<input type="checkbox"/>
Olho	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Orofaringe/nasofaringe	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Ossos, ligamentos e articulações	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Pâncreas	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Pele	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		<input type="checkbox"/>
Placenta e feto (M)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Pulmões	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Rim	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>	<input type="checkbox"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.	
Sacos Aéreos (A)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Tecido adiposo			<input type="checkbox"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.	
Timo	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Tireóides e paratireóides	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>		
Traquéia	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		
Trato reprodutor (exceto gônadas)	<input type="radio"/>	<input type="radio"/>		

ÓRGÃO	Formol 10%	Congelamento (-20)	Congelamento (-80)	Álcool 70%
Umbigo/ cordão umbilical (M)	○	()		
Sangue inteiro	()	()		
Plasma		()		
Sangue sem aditivo		()		
Líquido pericárdico		()		
Líquido cefalorraquidiano		()		
Líquido cavitário		()		
Humor vítreo		()		
Leite		()		
Urina		()		
Fezes		()		
Conteúdo estomacal	□			
Crânio		()		
Esqueleto pós-cranial		()		
Parasitas (especificar local de colheita)				□
Swabs (especificar local de colheita)	()			

□ - Colheita, processamento e análise de rotina

○ - Colheita de rotina, sendo o processamento e análise de oportunidade (sempre que houver suspeita de alteração, lesão ou doença)

() - Colheita e armazenamento quando houver suspeita de lesão, ou por interesse da instituição

VIII.1 -Cultura microbiológica

A Figura VIII.1-1 mostra o procedimento de descontaminação da superfície do órgão para colheita de amostra tecidual de forma asséptica. Manter a amostra refrigerada (4°C) até o envio ao laboratório. Utilizar meio de preservação apropriado conforme indicação do laboratório.

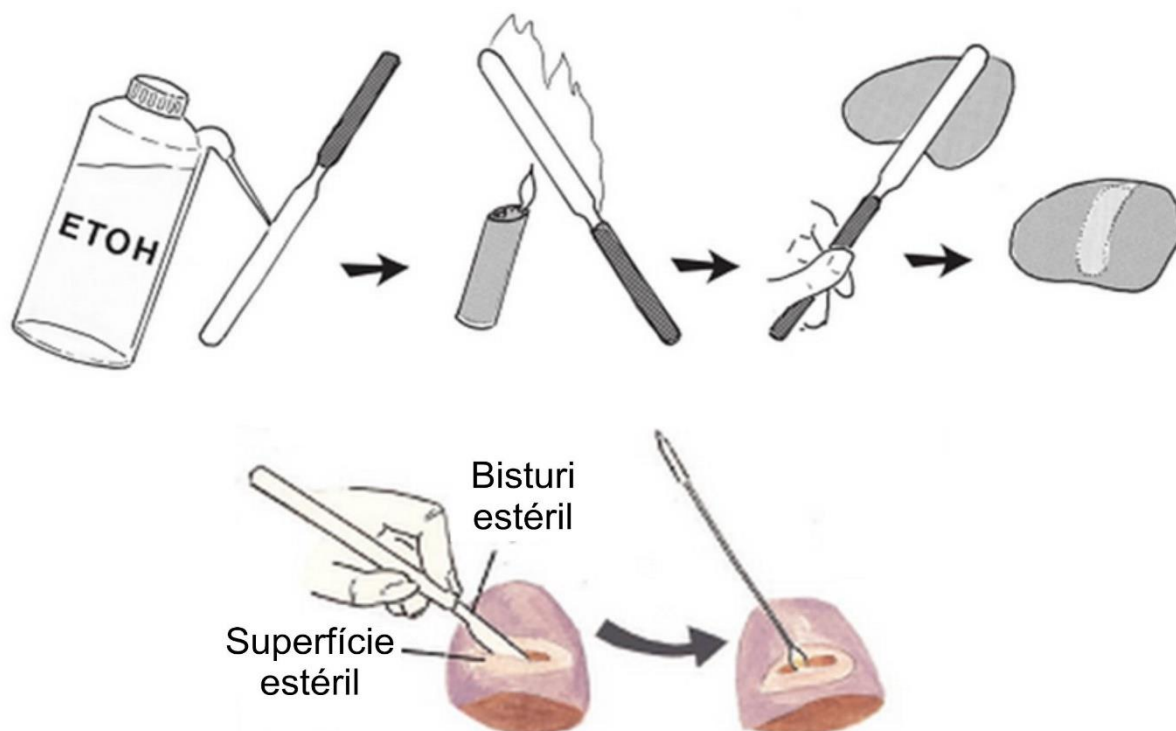


Figura VIII.1-1 - Desenho esquemático da desinfecção da superfície do órgão e colheita de swab para exame microbiológico. Adaptado de Geraci e Lounsbury (2005).

VIII.2 -Histopatologia

Para análise microscópica, devem ser coletadas amostras de carcaças código 2, bem como tecidos que estejam em bom estado de conservação, ainda que o animal como um todo seja considerado código 3, ficando esta decisão sob os cuidados do necropsista responsável.

Todo o material colhido para histopatologia deve ter entre 0,5 a 1 cm de espessura e ser armazenado em formol a 10%. A relação deve ser 1:10 (1 de órgãos para 10 de formol) e ser trocado ao término da necropsia, e antes do envio ao laboratório, principalmente se estiver tingido de sangue. Manter esta proporção de volume formol x tecidos por pelo menos 48 horas.

Para músculo prender a amostra com alfinetes sobre um abaixador de língua antes de fixar no formol.

Para o cérebro realizar cortes longitudinais ao longo dos hemisférios cerebrais aprofundando até o ventrículo lateral e corte transversal até a metade do cerebelo para melhor infiltração do formol.

Identificar o tecido com etiqueta resistente à água ou cassete histológico sempre que possível, especialmente linfonodos.

VIII.3 -Biologia molecular

Quaisquer amostras que venham a ser coletadas para identificação de patógenos/antígenos por biologia molecular devem ser colhidas em criotubos estéreis de 2mL, individuais para cada órgão/lesão. As amostras devem ser preservadas à -80°C, em ultrafreezer ou nitrogênio líquido (caso não disponível, preservar a -20°C). Não misturar fragmentos de diferentes órgãos (colher órgãos em recipientes separados). Para armazenamento em freezer -20°C podem ser utilizados sacos plásticos tipo zip-lock pequenos no caso de tecidos, e frascos tipo eppendorf no caso de fluidos.

Encéfalo: para este tecido, deve-se colher um fragmento da medula oblonga, fragmentos de pelo menos duas regiões de córtex cerebral (frontal e lateral), um fragmento de cerebelo e um fragmento de ponte e bulbo (em recipientes separados).

VIII.4 -Parasitas

Parasitas de diferentes órgãos devem ser colhidos em recipientes separados e preservados com álcool 70%. Trocar o álcool ao final da necropsia (descartar o álcool tingido por sangue). Caso necessário manipular os parasitas para limpeza, utilizar pinças finas.

IX - ENCERRAMENTO DAS ATIVIDADES

Ao término da necropsia, restam a carcaça e as vísceras que devem ter destino adequado. A carcaça, vísceras e equipamentos descartáveis como luvas, aventais e máscaras, devem ser destinados para a coleta de resíduos hospitalares por empresa especializada. Toda e qualquer carcaça animal, esteja ela contaminada com agentes patogênicos ou não, é considerada pela Resolução n. 5, de 5 de agosto de 1993 do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) como resíduo sólido do Grupo A. Estes resíduos “apresentam risco potencial à saúde pública e ao meio ambiente devido a presença de agentes biológicos” (CONAMA, 1993). As instituições executoras devem possuir contrato com empresa que recolha e destine apropriadamente esse material.

Conferir se todas as amostras previstas foram coletadas, e se todas as amostras estão identificadas com o Identificador do Indivíduo.

Todas as informações registradas durante a necropsia devem ser inseridas no Sistema de Informações de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA), assim que possível. De posse das informações obtidas durante a necropsia, o veterinário necropsista deverá registrar a causa de morte provável (diagnóstico presuntivo). Caso tenham sido enviadas amostras para análises em laboratórios externos, no momento do retorno dos resultados dos mesmos o veterinário necropsista deverá atualizar o diagnóstico, confirmando ou alterando o diagnóstico anterior, gerando um diagnóstico final da causa de morte do animal.

X - BIBLIOGRAFIAS

AVENS, L.; TAYLOR, J.C.; GOSHE, L.R.; JONES, T.T.; HASTINGS, M. Use of skeletochronological analysis to estimate the age of leatherback sea turtles *Dermochelys coriacea* in the western North Atlantic. **Endangered Species Research**, v. 8, p. 165-177. 2009.

BERNALDO DE QUIRÓS, Y.; GONZÁLEZ-DÍAZ, Ó.; ARBELO, M.; ANDRADA, M.; FERNÁNDEZ, A. Protocol for gas sampling and analysis in stranded marine mammals. **Protocol Exchange**. 2012. DOI:10.1038/protex.2012.002

CONAMA – Conselho Nacional do Meio Ambiente. **RESOLUÇÃO CONAMA nº 5, de 5 de agosto de 1993** Publicada no DOU n. 166, de 31 de agosto de 1993, Seção 1, p.12996-12998. 1993

GERACI, J. R.; LOUNSBURY, V. J. **Marine Mammals Ashore: a field guide for strandings**. 2 ed. Baltimore, MD: National Aquarium in Baltimore, 2005.

HOKEN, A.G. Post mortem examination of penguins. **Department of Conservation**. Wellington, New Zealand. 2002.

HYLLAND, K.; LANG, T.; VETHAAK, A.D. **Biological effects of contaminants in marine pelagic ecosystems**. Bruxelas: SETAC Press, 475 p. 2006.

MOORE, M. J.; DER HOOP, J.; BARCO, S. G.; COSTIDIS, A. M.; GULLAND, F. M.; JEPSON, P. D.; MOORE, K. T.; RAVERTY, S.; MCLELLAN, W. A. Criteria and case definitions for serious injury and death of pinnipeds and cetaceans caused by anthropogenic trauma. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 103, p. 229-64. 2013.

MUNSEN, L. **Necropsy of wild animals**. 2007. <http://www.vetmed.ucdavis.edu/whc/pdfs/necropsy.pdf>

VANSTREELS, R.E.T.; ADORNES, A.C.; CABANA, A.L.; NIEMEYER, C.; KOLESNIKOVAS, C.K.M.; DANTAS, G.P.M.; ARAUJO, J.; CATÃO-DIAS, J.L.; GROCH, K.R.; SILVA, L.A.; REISFELD, L.C.; BRANDÃO, M.L.; XAVIER, M.O.; GONZALEZ-VIERA, O.; SERAFINI, P.P.; BALDASSIN, P.; CANABARRO, P.L.; HURTADO, R.F.; SILVA-FILHO, R.P.; CAMPOS, S.D.E.; RUOPPOLO, V. **Manual de campo para colheita e armazenamento de informações e amostras biológicas provenientes de pinguins-de-magalhães (*Spheniscus***

magellanicus). 2ª edição. São Paulo, Brasil: Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres. 62p. 2012.

VANSTREELS, R.E **Estudo de malária aviária e outros hemoparasitas em pinguins da costa atlântica da América do Sul**. Tese de doutorado. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, USP. 2014.

WINEKEN, J. **The anatomy of sea turtles**. U.S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 172 p. 2001.

WOLKE, R.E.; GEORGE, A. **Sea turtle manual necropsy**. U.S. Department of Commerce National Oceanic and Atmospheric Administration. 24 p. 1981.

WORK, T. M. **Manual de necropsia de tortugas marinas para biólogos en refugios o areas remotas**. U.S. Geological Survey National Wildlife Health Center Hawaii Field Station. 25 p. 2000. Disponível em <[http://www.nwhc.usgs.gov/hfs/Globals/Products/Turtle manual spanish.pdf](http://www.nwhc.usgs.gov/hfs/Globals/Products/Turtle%20manual%20spanish.pdf)>.

WORK, T. M. **Manual de necropsia de aves marinas para biólogos en refugios o areas remotas**. USGS National Wildlife Health Center, Hawaii Field Station. 30 p. Disponível em <<http://www.nwhc.usgs.gov/hfs/Globals/Products/seabirdmlesp.pdf>>

XI - GLOSSÁRIO

Para fins deste protocolo são consideradas as seguintes definições:

Necropsia	Exame de um cadáver com o objetivo de verificar alterações que resultaram na morte do animal.
Biópsia	Exame de um fragmento colhido do paciente vivo (não se aplica a amostras colhidas durante a necropsia). Lembrar que a biópsia não se aplica ao ato de colher, mas ao exame microscópico efetuado pelo patologista.
Agente etiológico	Consiste no agente causal da doença (por exemplo, Mycobacterium bovis).
Diagnóstico morfológico	Consiste na informação do órgão afetado e da descrição das alterações observadas (por exemplo, pneumonia granulomatosa).
Diagnóstico etiológico	Informa, além do diagnóstico morfológico, o agente causador (por exemplo, pneumonia granulomatosa por micobactérias).
Diagnóstico definitivo ou nome da doença	Informa o nome da doença que causou as lesões observadas (por exemplo, tuberculose).

XII - ANEXOS

As fichas de registro apresentadas abaixo são para simples referência, devendo ser utilizadas as fichas disponibilizadas através do gerenciador de arquivos do PMP. Todas as fichas em papel devem ser transcritas para os respectivos formulários do Sistema de Informações de Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

XII.1 -Ficha de exame anatomopatológico

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Exame anatomopatológico

Número da ficha de fauna alvo individual: _____

Dados da necropsia

Data do óbito: _____ Data da necropsia: _____

Espécie: _____

Sexo: () Fêmea () Macho () Indeterminado

Estágio de desenvolvimento: () Filhote () Juvenil () Adulto () Indeterminado

Condição da morte: () Natural () Eutanásia – método/motivo: _____

Local da necropsia: _____

Necropsista responsável: _____

Participantes: _____

Fotos: _____

Peso no momento da necropsia: _____ Peso: () Real () Estimado

Condição da carcaça: () 2 () 3 () 4 () 5

Necropsia imediata: () Sim () Não

Método de preservação da carcaça: () Refrigerado () Congelado

Escore corporal: () ótimo () bom () magro () caquético () N/A

HISTÓRICO/ CIRCUNSTÂNCIAS DO ENCALHE:

SUSPEITA CLÍNICA:

EXAME EXTERNO: (ectoparasitas, condição física e nutricional; pelagem; orifícios naturais, marcas e lesões de pele- marcar e numerar as lesões usando a ficha de exame externo)

EXAME INTERNO

Cavidades corpóreas: (depósito de gordura; peritônio, pleura)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema músculo-esquelético: (musculatura, tendões, ossos, articulações)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema respiratório: (orifício respiratório, vias aéreas superiores, laringe, traqueia, brônquios, pulmões)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema cardiovascular: (coração, válvulas, pericárdio, grandes vasos)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Aparato digestório: (cavidade oral, dentes, glândula salivar, língua, esôfago, estômago, intestino delgado, intestino grosso, ceco, fígado, pâncreas)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema urinário: (rins, ureteres, bexiga, uretra)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema reprodutivo: (gônadas, útero, órgãos sexuais acessórios, genitália/fenda genital)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema linfo-hematopoiético: (tonsila, timo, linfonodos, baço, medula óssea)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Figura XII.1-1 Ficha de exame anatomopatológico de necropsia (pg. 1).

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Sistema endócrino: (tireoide, paratireoides, adrenal, hipófise)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Órgãos dos sentidos: (olhos, ouvidos, seios pterigóideos, gordura mandibular)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

Sistema nervoso central: (cérebro, cerebelo, meninges, medula espinhal)

() Não examinado/Indeterminado. Motivo: _____

() Sem alteração () Com alteração.

INTERAÇÃO ANTRÓPICA

Interação antrópica	Grau 1	Grau 2	Grau 3	Ausente
Interação com resíduo				
Interação com embarcação				
Interação com pesca				
Interação com dragagem				
Agressão/vandalismo/caça				
Interação com atividade de exploração e produção de petróleo e gás				

Coleta conteúdo gastrointestinal: () Sim () Não Por que: _____

Presença de resíduos sólidos: () Sim () Não

Triagem detalhada do conteúdo gastrointestinal: () Sim () Não

Descrição: _____

Amostras para história natural: () Dentes () Gônadas () Úmero/falange

AMOSTRAS COLETADAS PARA EXAME

ÓRGÃO	Formol 10%	Congelamento (-20)	Congelamento (-80)	Álcool 70%	Caso não coletado qual o motivo
Adrenais	<input type="radio"/>	()			
Ânus ou cloaca	<input type="radio"/>	()			
Baço	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>			
Bexiga (M)	<input type="radio"/>	()			
Bursa (A)	<input type="checkbox"/>	()			
Cerebelo	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>			
Coração e grandes vasos	<input type="checkbox"/>	()			
Diafragma (M)	<input type="radio"/>	()			
Esôfago	<input type="radio"/>	()			
Estômago	<input type="checkbox"/>	()			
Fígado	<input type="checkbox"/>	<input type="radio"/>	<input type="radio"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.		
Glândula de sal (A)	<input type="radio"/>	()			
Glândula de uropígea (A/R)	<input type="radio"/>	()			
Glândula mamária (M)	<input type="radio"/>	()			
Gônadas	<input type="checkbox"/>	()			
Hipófise (M)	<input type="radio"/>	()			
Intestino delgado	<input type="checkbox"/>	()			
Intestino grosso	<input type="checkbox"/>	()			
Laringe (A/M)	<input type="radio"/>	()			
Linfonodo pré-escapular	<input type="radio"/>	()			

Figura XII.1-2 Ficha de exame anatomopatológico de necropsia (pg. 2).

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

(M)					
Linfonodos mesentéricos (M)	<input type="checkbox"/>	()			
Linfonodos pulmonares/ mediastínicos	<input type="checkbox"/>	○			
Língua	○	()			
Medula espinhal	○	()			
Medula óssea	○	()			
Músculo esquelético	<input type="checkbox"/>	()	<input type="checkbox"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.	<input type="checkbox"/>	
Olho	○	()			
Orofaringe/nasofaringe	○	()			
Ossos, ligamentos e articulações	○	()			
Pâncreas	○	()			
Pele	<input type="checkbox"/>	()		<input type="checkbox"/>	
Placenta e feto (M)	○	()			
Pulmões	<input type="checkbox"/>	○			
Rim	<input type="checkbox"/>	()	<input type="checkbox"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.		
Sacos Aéreos (A)	○	()			
Tecido adiposo			<input type="checkbox"/> Plást. <input type="checkbox"/> Alum.		
Timo	○	()			
Tireóides e paratireóides	<input type="checkbox"/>	()			
Traquéia	○	()			
Trato reprodutor (exceto gônadas)	○	()			
Umbigo/ cordão umbilical (M)	○	()			
Sangue inteiro	()	()			
Plasma		()			
Sangue sem aditivo		()			
Líquido pericárdico		()			
Líquido cefalorraquidiano		()			
Líquido cavitário		()			
Humor vítreo		()			
Leite		()			
Urina		()			
Fezes		()			
Conteúdo estomacal	<input type="checkbox"/>				
Crânio		()			
Esqueleto pós-cranial		()			
Parasitas (especificar local de colheita)				<input type="checkbox"/>	
Swabs (especificar local de colheita)	()				

☐ - Colheita, processamento e análise de rotina

○ - Colheita de rotina, sendo o processamento e análise de oportunidade (sempre que houver suspeita de alteração, lesão ou doença)

() - Colheita e armazenamento quando houver suspeita de lesão, ou por interesse da instituição

Figura XII.1-3 Ficha de exame anatomopatológico de necropsia (pg. 3).

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

A – Colheita específica para aves

R – Colheita específica para répteis

M – Colheita específica para mamíferos

DIAGNÓSTICO PRESUNTIVO

Causa da morte: () antrópico () natural () indeterminado

Lesões principais

Sistema

- () Cardiovascular
- () Circulatório
- () Cutâneo
- () Digestivo (incluindo fígado, vesícula biliar e pâncreas)
- () Peritônio
- () Reprodutivo
- () Respiratório
- () Endócrino
- () Hematopoiético (baço, linfonodo, medula óssea)
- () Sistema músculo esquelético
- () Urinário
- () Imunológico
- () Sensitivo (olhos, orelhas, narinas)
- () Sistema nervoso central

Causa

- () Congênito
- () Estresse
- () Agente físico
- () Iatrogênico, procedimentos
- () Indeterminado, autólise
- () Trauma, auto traumatismo
- () Infeccioso, bacteriano
- () Infeccioso, vírus
- () Parasitismo
- () Síndrome
- () Toxicidade
- () Trauma
- () Infeccioso, agente indeterminado
- () Infeccioso, fúngico
- () Neoplasia
- () Nutricional
- () Perinatal
- () Afogamento, asfixia
- () Outros
- () Metabólico

Destinação do cadáver

- () Enterrado. Local: _____ Lat: _____ Long: _____
- () Deixado no local
- () Encaminhado para instituição. Qual: _____
- () Aterro sanitário
- () Incinerado
- () Coletado pelo serviço especializado

COMENTÁRIOS:

Figura XII.1-4 Ficha de exame anatomopatológico de necropsia (pg. 4).

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Número ficha fauna alvo individual: _____

Diagnóstico morfológico (imprimir esta página quantas vezes for necessário)

Sistema/órgão/tecido/local: _____

Lesão: _____

Distribuição: () focal () multifocal () multifocal a coalescente () difuso () generalizado

Severidade: () discreto () discreto a moderado () moderado () moderado a severo () severo

Descrição: _____

Presença de parasitas: () Sim () Não Coletados: () Sim () Não

Quantidade: _____

Sistema/órgão/tecido/local: _____

Lesão: _____

Distribuição: () focal () multifocal () multifocal a coalescente () difuso () generalizado

Severidade: () discreto () discreto a moderado () moderado () moderado a severo () severo

Descrição: _____

Presença de parasitas: () Sim () Não Coletados: () Sim () Não

Quantidade: _____

Sistema/órgão/tecido/local: _____

Lesão: _____

Distribuição: () focal () multifocal () multifocal a coalescente () difuso () generalizado

Severidade: () discreto () discreto a moderado () moderado () moderado a severo () severo

Descrição: _____

Presença de parasitas: () Sim () Não Coletados: () Sim () Não

Quantidade: _____

Sistema/órgão/tecido/local: _____

Lesão: _____

Distribuição: () focal () multifocal () multifocal a coalescente () difuso () generalizado

Severidade: () discreto () discreto a moderado () moderado () moderado a severo () severo

Descrição: _____

Presença de parasitas: () Sim () Não Coletados: () Sim () Não

Quantidade: _____

Figura XII.1-5 Ficha de exame anatomopatológico de necropsia (pg. 5).

XII.2 -Fichas de Biometria

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Ficha de registro de biometria de aves

Número da ficha de ocorrência de fauna alvo individual: _____

Pingüins	Aves voadoras
1. Comprimento da cabeça:	1. Comprimento da cabeça:
2. Altura do bico (na narina):	2. Altura do bico (na base):
3. Largura do bico (na narina):	3. Altura do bico (em frente da narina – mínima):
4. Comprimento do bico:	4. Altura do bico (na <u>gôn</u> is):
5. Altura do bico (na base):	5. Largura do bico (na base):
6. Largura do bico (comissura/base):	6. Comprimento do bico:
7. Comprimento do tarso:	7. Comprimento narina-ponta:
8. Comprimento do membro posterior (pé):	8. Comprimento do tarso:
9. Comprimento do dedo médio (com unha):	9. Comprimento do membro posterior (pé):
10. Comprimento do dedo médio (sem unha):	10. Comprimento do dedo médio (com unha):
11. Comprimento corpo-bico (comprimento total):	11. Comprimento do dedo médio (sem unha):
12. Comprimento corpo-cabeça:	12. Comprimento corpo-bico (comprimento total):
13. Circunferência da cabeça (alt. dos olhos):	13. Corda da asa (achatada):
14. Circunferência axilar:	14. Envergadura:
15. Comprimento nadadeira-total:	15. Largura da asa:
16. Comprimento nadadeira-cotovelo:	16. Comprimento da cauda:
17. Massa (g):	17. Massa (g):

Figura XII.2-1 – Ficha de registro de biometria de aves voadoras e não-voadoras.

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Ficha de registro de biometria de Mysticeti

Número da ficha de ocorrência de fauna alvo individual: _____

Comprimento de boca (extremo da maxila até a comissura bucal): _____ cm

Comprimento total (extremo da maxila até a reentrância caudal): _____ cm

Extremo da maxila até o meio do olho: _____ cm

Extremo da maxila ao centro do orifício respiratório: _____ cm

Extremo da maxila a inserção anterior da nadadeira peitoral: _____ cm

Extremo da maxila ao centro da abertura genital: _____ cm

Extremo da maxila ao centro do ânus: _____ cm

Extremo da maxila a inserção anterior da nadadeira dorsal: _____ cm

Comprimento anterior da nadadeira peitoral: _____ cm

Comprimento posterior da nadadeira peitoral: _____ cm

Comprimento da base da nadadeira dorsal: _____ cm

Largura da nadadeira caudal: _____ cm

Largura máxima da nadadeira peitoral: _____ cm

Circunferência do corpo na altura das axilas: _____ cm

Circunferência do corpo na altura do ânus: _____ cm

Espessura da camada de gordura (região dorsal): _____ cm

Espessura da camada de gordura (região lateral): _____ cm

Espessura da camada de gordura (região ventral): _____ cm

Número de barbatanas na maxila direita: _____ unid.

Número de barbatanas na maxila esquerda: _____ unid.

Número de pregas ventrais: _____ unid.

Altura da nadadeira dorsal: _____ cm

Figura XII.2-2 – Ficha de registro de biometria de misticetos.

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Ficha de registro de biometria de Odontoceti

Número da ficha de ocorrência de fauna alvo individual: _____

Comprimento total (externo da maxila até a reentrância caudal): _____ cm

Extremo da maxila ao centro do orifício respiratório: _____ cm

Extremo da maxila ao início do melão: _____ cm

Extremo da maxila a inserção anterior da nadadeira dorsal: _____ cm

Extremo da maxila a inserção anterior da nadadeira peitoral: _____ cm

Extremo da maxila ao centro da abertura genital: _____ cm

Extremo da maxila ao centro do ânus: _____ cm

Extremo da maxila até o centro do olho: _____ cm

Comprimento da base da nadadeira dorsal: _____ cm

Comprimento anterior da nadadeira peitoral: _____ cm

Comprimento posterior da nadadeira peitoral: _____ cm

Peso total: _____ kg

Largura máxima da nadadeira peitoral: _____ cm

Largura da nadadeira caudal: _____ cm

Circunferência do corpo na altura das axilas: _____ cm

Altura da nadadeira dorsal: _____ cm

Circunferência do corpo na altura do ânus: _____ cm

Espessura da camada de gordura (região dorsal): _____ cm

Espessura da camada de gordura (região lateral): _____ cm

Espessura da camada de gordura (região ventral): _____ cm

Número de dentes da maxila direita: _____ unid.

Número de dentes da maxila esquerda: _____ unid.

Número de dentes da mandíbula direita: _____ unid.

Número de dentes da mandíbula esquerda: _____ unid.

Figura XII.2-3 – Ficha de registro de biometria de odontocetos.

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Ficha de registro de biometria de pinípedes

Número da ficha de ocorrência de fauna alvo individual: _____

Comprimento total: _____ cm

Comprimento nadadeira anterior (inserção anterior até a extremidade): _____ cm

Comprimento nadadeira posterior (inserção anterior até a extremidade): _____ cm

Espessura da camada de gordura (sobre extremidade posterior esterno): _____ cm

Circunferência na altura do ânus: _____ cm

Circunferência máxima: _____ cm

Circunferência na altura da axila: _____ cm

Peso total: _____ kg

Figura XII.2-4 – Ficha de registro de biometria de pinípedes.

Ficha número: (número único - sigla da instituição)

Ficha de registro de biometria de quelônios

Número da ficha de ocorrência de fauna alvo individual: _____

Comprimento Total: _____ cm

Comprimento curvilíneo carapaça: _____ cm

Largura máxima curvilínea carapaça: _____ cm

Comprimento curvilíneo plastrão: _____ cm

Largura máxima curvilínea plastrão: _____ cm

Comprimento cloaca ao final cauda: _____ cm

Comprimento plastrão ao final cauda: _____ cm

Comprimento cabeça: _____ cm

Largura máxima cabeça: _____ cm

Peso total: _____ kg

Figura XII.2-5 – Ficha de registro de biometria de quelônios.

XIII - COLABORADORES

A elaboração deste protocolo foi um esforço colaborativo dos diversos pesquisadores envolvidos no PMP-BS, além de especialistas externos convidados a contribuir em áreas específicas. Neste documento contribuíram os seguintes profissionais:

Ana Paula F.R.L. Bracarense

Lab. Patologia Animal, Centro de Ciências Agrárias, UEL

Cristiane Kolesnikovas

Médica Veterinária - R3 Animal

Daphne Wrobel Goldberg

Médica Veterinária - Fundação Pró-Tamar SC

Eulogio Carlos Queiroz de Carvalho

Lab. de Morfologia e Patologia Animal (LMPA), Setor de Anatomia Patológica, Hospital Veterinário / UENF.

Kátia Regina Groch

Projeto Baleia Franca – PBF, Santa Catarina

Matheus Martins Cardim

Lab. de Informática da Biodiversidade e Geoprocessamento, CTTMar, UNIVALI

Samira Costa da Silva

Médica Veterinária - Associação R3 Animal

André S. Barreto (org.)

Lab. de Informática da Biodiversidade e Geoprocessamento, CTTMar, UNIVALI

XIV - EQUIPE TÉCNICA**Equipe da UNIVALI**

Profissional	André Silva Barreto
Unidade de Negócios	UNIVALI
Registro no Conselho de Classe	21.500/03-D
Cadastro Técnico Federal de Atividades e Instrumentos de Defesa Ambiental	358880
Responsável pela(s) Seção(ões)	I a XIV
Assinatura	Lab. de Informática da Biodiversidade e Geoprocessamento, CTTMar, UNIVALI _____

Profissional	Mariana Carrion
Empresa	UNIVALI
Registro no Conselho de Classe	95368/03
Cadastro Técnico Federal de Atividades e Instrumentos de Defesa Ambiental	--
Responsável pela(s) Seção(ões)	I a XII
Assinatura	Lab. de Informática da Biodiversidade e Geoprocessamento, CTTMar, UNIVALI _____

Profissional	Matheus Martins Cardim
Empresa	UNIVALI
Registro no Conselho de Classe	07212 CRMV-SC
Cadastro Técnico Federal de Atividades e Instrumentos de Defesa Ambiental	6870429
Responsável pela(s) Seção(ões)	I a XII
Assinatura	Lab. de Informática da Biodiversidade e Geoprocessamento, CTTMar, UNIVALI _____