



Protocolo de conduta
para encalhes de
mamíferos aquáticos



Ministra do Meio Ambiente

Marina Silva

Presidente do Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos
Naturais Renováveis - Ibama

Marcus Luiz Barroso Barros

Diretor de Fauna e Recursos Pesqueiros

Rômulo José Fernandes Barreto Mello

Coordenador-Geral de Fauna

Ricardo José Soavinski

Chefe do Centro Nacional de Pesquisa, Conservação e Manejo de
Mamíferos Aquáticos – Centro Mamíferos Aquáticos (CMA/Ibama)

Régis Pinto de Lima

Presidente da Fundação para Preservação e Estudos dos Mamíferos
Aquáticos – Fundação Mamíferos Aquáticos (FMA)

Cassiano Monteiro Neto

Diretora-Executiva da Fundação para Preservação e Estudos dos
Mamíferos Aquáticos – Fundação Mamíferos Aquáticos (FMA)

Denise de Freitas Castro

Ministério do Meio Ambiente
Instituto Brasileiro do Meio Ambiente
e dos Recursos Naturais Renováveis

Protocolo de conduta
para encalhes de
mamíferos aquáticos



Edição Final

Jociery Einhardt Vergara-Parente

Revisão Técnica

Fernando C. Weber Rosas

Compilação dos Originais

Ana Carolina Oliveira de Meirelles

Jociery Einhardt Vergara-Parente

Catálogo na fonte

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

P967 Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos / Rede de encalhe de mamíferos aquáticos do Nordeste. – Recife: Ibama, 2005.

298p.: il.color.; 14,3cm x 21,6cm (fechado).

Inclui bibliografia
ISBN 85-73-183-6

1. Mamífero aquático. 2. Cetáceos. 3. Sirenios. 4. Protocolo. I. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis. II. Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste – Remane. III. Título.

COMPONENTES DA Remane

Coordenação

Centro Mamíferos Aquáticos/Ibama

Comitê Gestor

Coordenador: Régis Pinto de Lima

Secretaria Executiva: Fabiana Bicudo César

Associação de Pesquisa e Preservação de Ecossistemas Aquáticos-Aquasis

Representante Institucional: Cristine Pereira Negrão Silva

Representante Técnico: Ana Carolina Oliveira Meirelles

Centro Golfinho Rotador

Representante Institucional: José Martins da Silva Júnior

Centro Mamíferos Aquáticos/Ibama

Representante Institucional: Fábia de Oliveira Luna

Representante Técnico: Carolina Mattosinho de Carvalho Alvite

Fundação Mamíferos Aquáticos

Representante Institucional: Denise de Freitas Castro

Representante Técnico: Jociery Einhardt Vergara-Parente

Instituto Baleia Jubarte

Representante Institucional: Márcia H. Engel

Representante Técnico: Milton César C. Marcondes

Reserva Biológica do Atol das Rocas/Ibama

Representante Institucional: Maurizélia de Brito Silva

Representante Técnico: Thais de Godoy

Sociedade de Pesquisa e Conservação de Mamíferos Aquáticos

Representante Institucional: Luciano Wagner Reis

Representante Técnico: Adolfo Hubner de Jesus

Universidade do Estado do Rio Grande do Norte

Representante Institucional: Flávio José de Lima Silva

Representante Técnico: Fernanda Löffler Niemeyer Attademo

Universidade Federal do Rio Grande do Norte

Representante Institucional: Maria Emília Yamamoto

Representante Técnico: Lídio França do Nascimento

SUMÁRIO

Apresentação	09
---------------------------	----

A Importância da Criação das Redes de Encalhes de Mamíferos Aquáticos no Brasil	11
--	----

Introdução	17
Referência Bibliográfica	23

Parte I - Resgate, Reabilitação e Soltura

Misticetos	27
Referência Bibliográfica	39
Odontocetos	41
Referência Bibliográfica	60
Pinípedes	64
Referência Bibliográfica	81
Sirênios	83
Referência Bibliográfica	97
Mustelídeos	101
Referência Bibliográfica	109
Saúde Pública	112
Referência Bibliográfica	126

Parte II - Necropsia de Cetáceos e Sirênios

Misticetos	135
Referência Bibliográfica	164
Odontocetos	166
Referência Bibliográfica	183
Sirênios	185
Referência Bibliográfica	203
Anexo I - Relatório de Necropsia	204

Parte III - Coleta, Manipulação e Acervo de Material Biológico

Curadoria	209
Referência Bibliográfica	217
Anexo I - Ficha de Registro do Acervo Biológico	218
Interações Antrópicas	222
Referência Bibliográfica	232
Anexo I - Ficha de Dados sobre Interações Antrópicas	237
Biometria	239
Referência Bibliográfica	243
Anexo I - Ficha Biométrica para Cetáceos	244
Anexo II - Ficha Biométrica para Pinípedes	245
Anexo III - Ficha Biométrica para Sirênios	246
Anexo IV - Ficha Biométrica para Mustelídeos	247
Histopatologia	248
Referência Bibliográfica	254
Hematologia	255
Referência Bibliográfica	270
Contaminantes	272
Referência Bibliográfica	278
Parasitologia	280
Referência Bibliográfica	291
Anexo I - Ficha para Necropsia Parasitológica	293
Virologia	294
Referência Bibliográfica	298

APRESENTAÇÃO

O Brasil tem avançado muito nos aspectos científicos e normativos relacionados à conservação dos mamíferos aquáticos, tanto nas universidades e organizações não-governamentais, quanto nas próprias instituições responsáveis pela proteção e manejo dessas espécies.

Para o Ibama, a criação do Grupo de Trabalho Especial para os Mamíferos Aquáticos (GTEMA), em 1994; a participação efetiva como membro da delegação Brasileira na Comissão Internacional da Baleia (CIB), a partir de 1997, e a transformação do Centro Peixe-Boi em Centro Nacional para Pesquisa, Manejo e Conservação dos Mamíferos Aquáticos (CMA); em 1998, foram marcos importantes na construção de uma política nacional relacionada aos mamíferos aquáticos. Estamos, agora, procedendo à revisão da 3ª. Versão do Plano de Ação para os Mamíferos Aquáticos do Brasil, lançado em 1997 e único na América do Sul.

Com a criação de um Centro Especializado na estrutura do Ibama, iniciou-se um processo inovador, ousado, e, sobretudo, participativo, no qual as instituições que já trabalhavam com mamíferos aquáticos puderam ajudar a construir um modelo para atendimento em eventos cada vez mais crescentes na costa brasileira, como o encalhe de mamíferos marinhos.

Em 1999, na sede do CMA, em Itamaracá, Pernambuco, foi dado o primeiro passo para construção de uma Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos no Brasil. Onze instituições do Nordeste, abrangendo 2600 km de costa, discutiram e propuseram a criação da Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Brasil (REMAB),

que abrangeria quatro redes regionais. Como forma de atuação, criou-se, primeiramente, a Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Nordeste (Remane), portaria No. 39 de 28 de junho de 2000.

Em consequência de todo esse trabalho, torna-se um privilégio, de nossa parte, apresentar a vocês: profissionais, estudantes, professores, gestores e curiosos, o primeiro produto técnico oriundo da participação de vários pesquisadores nacionais de mamíferos aquáticos, o ***Protocolo de Conduta para Encalhes de Mamíferos Aquáticos***. Este documento, organizado por membros da Remane e sob Coordenação do CMA/Ibama, não poderia deixar de lembrar aqueles profissionais pioneiros, que acreditaram na formação das Redes de Encalhes, como, por exemplo, o oceanógrafo Prof. Dr. Cassiano Monteiro, o Eng. de Pesca Cristiano Leite Parente, A Bióloga e Diretora Executiva da Fundação Mamíferos Aquáticos Denise de Freitas Castro, a Veterinária e ex-Chefe do DEVIS/Ibama, Lolita Bampi e o Oceanógrafo e Chefe do CMA/Ibama, Régis Pinto de Lima.

Rômulo José Fernandes Barreto Mello

Diretor de Fauna e Recursos Pesqueiros/Ibama

A Importância da Criação das Redes de Encalhes de Mamíferos Aquáticos no Brasil

Régis Pinto de Lima

Oceanógrafo
Centro Nacional de Pesquisa,
Conservação e Manejo de Mamíferos
Aquáticos – Ibama
Chefe do CMA/Ibama

Fabiana Bicudo Cesar

Bióloga
Centro Nacional de Pesquisa,
Conservação e Manejo de Mamíferos
Aquáticos – Ibama
Analista Ambiental CMA/Ibama

Trinta e sete das 50 espécies de mamíferos aquáticos listadas no Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos do Brasil (Ibama, 2001) estão classificadas na categoria DD (Data deficient). Essa categoria indica que não existem informações adequadas para avaliação do status de conservação, ameaças sofridas e outras características dessas espécies.

Paralelamente, eventos de encalhe (solitários ou em massa) desses animais ocorrem durante todo o ano no litoral brasileiro. Os principais registros de encalhes, em todo litoral brasileiro, são de espécies da Ordem Cetacea, cuja grande maioria se encontra na categoria de Dados Insuficientes (Ibama, 1999). Muito dessa carência de informações deve-se a dois fatores principais:

1. A inexistência de instituições e pessoal técnico especializado em mamíferos aquáticos/marinho para atendimento a encalhes em grande parte das áreas de ocorrência desses eventos;

2. O material biológico (carcaças) resultante dos encalhes tinha como destino final o depósito de lixo.

O estudo de encalhes desses animais pode nos proporcionar o conhecimento necessário para direcionar os esforços de conservação e fornecer dados para uma avaliação anual da taxa de mortalidade dos grupos taxonômicos, causas dos óbitos, sazonalidade dos eventos e associação com atividades humanas potencialmente perturbadoras aos mamíferos aquáticos. A determinação de áreas críticas à conservação e à elaboração de estudos que visem subsidiar e aprimorar as técnicas de reabilitação empregadas são outras informações relevantes que podem ser obtidas a partir desse acompanhamento (Ibama, 1999).

No Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos do Brasil, encontram-se sugestões para maximizar a conservação desse grupo da fauna, as quais estão diretamente relacionadas aos eventos de encalhe. Entre elas encontramos:

- Estabelecimento de Centros de Reabilitação de mamíferos aquáticos, visando posterior reabilitação e soltura no ambiente natural;
- Incentivo à formação de pessoal para atuar em eventos de encalhes e emalhamentos em redes de pesca;
- Criação de redes de informação sobre mamíferos aquáticos.

Desde 1998, o Centro Nacional de Pesquisa, Conservação e Manejo de Mamíferos Aquáticos - CMA/Ibama, criado através da Portaria Ibama N° 143/98, vem trabalhando em busca de técnicas para o melhor atendimento a eventos de encalhes, assim como na formulação de planos de reintrodução e soltura de animais reabilitados. Esse trabalho vem considerar, ainda, o compromisso do Brasil firmado anualmente junto à Comissão Internacional da Baleia, o qual propõe a proteção e conservação dos grandes cetáceos em águas jurisdicionais brasileiras.

Em 1999, foi criada a proposta de implementação da Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Brasil - Remab (Ibama, 1999) com o objetivo de organizar as informações das redes regionais de todo o território brasileiro. A Remab foi idealizada para receber e sistematizar informações nacionais referentes à pesquisa e conservação dos mamíferos aquáticos de águas brasileiras, facilitando assim a tomada de decisões no estabelecimento de diretrizes para a conservação das espécies. Além disso, a Remab também prevê a elaboração de protocolos para o registro de encalhes e reabilitação de animais, assim como para coleta e transporte de material biológico.

No entanto, o Brasil possui aproximadamente 8.000km de extensão de litoral e um vasto complexo fluvial na região norte. A grande extensão territorial facilita a dispersão dos dados que permanecem em poder de diferentes instituições. Por outro lado, a implementação de ações sem integração regional contribui também para a baixa socialização do conhecimento e das pesquisas em andamento. Como forma de amenizar estes problemas e, sobretudo, adquirir experiência na criação e desenvolvimento do trabalho com mamíferos marinhos na forma de rede, foi proposta a divisão da Remab em redes regionais (Ibama, 1999).

Dessa forma, o Ibama criou primeiramente a Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Nordeste-Remane, aproveitando o trabalho em parceria com instituições na região Nordeste, sobretudo quanto ao encalhe de filhotes de peixes-bois marinhos (*Trichechus manatus*) naquela região costeira. A Remab, para abranger todas as regiões de ocorrências de mamíferos aquáticos no país, é composta pelas seguintes redes regionais (Ibama, 1999):

- Rede Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Norte (Remanor) – envolvendo as instituições dos Estados do Pará, Amapá, Amazonas e Maranhão (apesar de estar geograficamente na região nordeste);

- Rede Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Nordeste (Remane) – abrangendo instituições dos Estados do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco, Alagoas, Sergipe e Bahia.

- Rede Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Sudeste (Remase) – abrangendo instituições dos Estados do Espírito Santo, São Paulo e Rio de Janeiro;

- Rede Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Sul (Remasul) – abrangendo instituições dos Estados do Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul.

Dentre as redes descritas, a Remane foi a primeira rede regional a ser oficialmente instituída, através da Portaria Ibama N° 039 de 28 de junho de 2000. Na data de sua criação, foi instituído um Comitê Gestor composto pelas instituições fundadoras, para organizar e gerenciar o funcionamento da Remane. De acordo com seu Artigo 4°, o Centro Nacional de Pesquisa, Conservação e Manejo de Mamíferos Aquáticos - CMA/Ibama foi determinado para coordenar esta Rede Regional.

A Remane, composta atualmente por nove instituições licenciadas para coleta/transporte de material biológico, tem por finalidade realizar, coordenar e prover, em âmbito regional, estudos oriundos de resgates, reabilitação, reintrodução e soltura de mamíferos aquáticos. Dessa forma, são objetivos dessa rede regional:

- Desenvolver, implantar e manter um banco de dados regional sobre pesquisas oriundas dos encalhes de mamíferos aquáticos;

- Fornecer subsídios técnicos na adoção de medidas de conservação e manejo das espécies que ocorrem na região;

- Apoiar projetos de pesquisa, conservação e manejo deste grupo da fauna;

- Participar de fóruns nacionais e internacionais que tratem de questões relativas a encalhes de mamíferos aquáticos.

Após quatro anos de criação da primeira Rede de Encalhes, as instituições que compõem a Remane e colaboradores de todo o país disponibilizaram um guia básico para a padronização de procedimentos técnicos relacionados ao encalhe de mamíferos aquáticos. A junção da experiência prática de vários pesquisadores nacionais com os conhecimentos internacionais disponíveis deu vida ao Protocolo, demonstrando o grau de envolvimento das instituições e pessoas que fazem a pesquisa e conservação dos mamíferos aquáticos no Brasil. O Protocolo deve otimizar a implementação das demais redes, preparando, com profissionalismo e otimismo, o caminho até a implantação da Remab.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

Ibama, **Proposta de Criação da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Brasil**, Centro Mamíferos Aquáticos, Cristiano Leite Parente. Ilha de Itamaracá/PE. 1999. 11p.

_____. **Mamíferos aquáticos do Brasil: plano de ação**, versão II 2ª ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

INTRODUÇÃO

Cristine Pereira Negrão Silva

Bióloga

Associação de Pesquisa e Preservação de
Ecossistemas Aquáticos – Aquasis

Jocliery Einhardt Vergara-Parente

Médica Veterinária

Fundação Mamíferos Aquáticos

Milton César C. Marcondes

Médico Veterinário

Instituto Baleia Jubarte

São mamíferos aquáticos os animais das Ordens Cetacea e Sirenia, da Subordem Pinnipedia e da Família Mustelidae da Ordem Carnívora, que possuem dependência direta do meio aquático para o desenvolvimento das suas atividades vitais, tais como alimentação e/ou reprodução (Portaria Ibama N° 98, de 14/04/2000).

Segundo o Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos (Ibama, 2001), existem 50 espécies presentes em águas brasileiras, sendo 39 Cetáceos, sete Pinípedes, dois Mustélídeos e dois Sirênios .

A distribuição dos mamíferos marinhos no Brasil é de extrema amplitude, ocorrendo de forma contínua nos seus 8.000 km de litoral, conforme pode ser comprovado pelos registros de avistagens e encalhes.

Os encalhes desses animais ocorrem todos os anos no litoral brasileiro (Lodi et al., 1990; Alves-Junior et al., 1996; Higa et al., 1998), e em número expressivo, o que demonstra a importância da

criação, em 28 de junho de 2000, da Rede de Encalhes de Mamíferos Aquáticos do Nordeste-Remane (Portaria Ibama Nº 39 de 28/06/2000).

A Remane tem como finalidade realizar, coordenar e prover, em âmbito regional, estudos oriundos de resgate, reabilitação, reintrodução e soltura de mamíferos aquáticos. Atualmente nove instituições compõem essa Rede, são elas: Associação de Pesquisa e Preservação de Ecossistemas Costeiros – Aquasis, Centro Golfinho Rotador, Centro Mamíferos Aquáticos/Ibama, Fundação Mamíferos Aquáticos, Instituto Baleia Jubarte, Reserva Biológica Atol das Rocas/Ibama, Sociedade de Pesquisa e Conservação dos Mamíferos Aquáticos, Universidade Federal do Rio Grande do Norte – Departamento de Fisiologia e Universidade Estadual do Rio Grande do Norte.

Os dados obtidos, através dos mamíferos aquáticos encalhados, são fontes importantes de informações sobre os animais. A espécie *Mesoplodon pacificus*, por exemplo, só foi descrita a partir de crânios encontrados encalhados (Jefferson et al., 1993). O conteúdo estomacal oferece informações sobre a dieta desses animais; dados de biometria possibilitam avaliar a categoria a que pertence o animal; amostras de pele permitem análises de DNA mostrando a variabilidade genética da população, sua distribuição e análise da viabilidade a longo prazo; interações com o ser humano como emalhe em redes de pesca, colisão com embarcações, tiros e arpões. Tudo pode ser avaliado a partir das carcaças e servir como orientação para esforços conservacionistas; doenças emergentes e contaminação por poluentes persistentes e metais pesados. Eles podem ser detectados e servir como indicadores da saúde do meio ambiente.

Visando à padronização das informações e materiais oriundos dos encalhes atendidos pelas instituições pertencentes à Remane, foi elaborado o Protocolo de Conduta para Encalhes de Mamíferos

Aquáticos, o qual está dividido em três partes: Resgate, Reabilitação e Soltura; Necropsia; e Coleta, Manipulação e Acervo de Material Biológico. Neles se encontram as principais técnicas de manejo utilizadas nas espécies de mamíferos aquáticos presentes no Brasil, tanto em ambiente natural como em cativeiro e orienta, ainda, quanto aos procedimentos a serem adotados nos casos de reintroduções.

Para facilitar a metodologia, foram adotados alguns critérios e o conceito de reintrodução:

Reintrodução (IUCN, 1998): Atividade para tentar estabelecer uma espécie numa área ou parte de sua distribuição histórica, onde sua população vem se tornando reduzida ou se tornou extinta;

Critérios que determinam o grau de ameaça a que estão submetidas as espécies, segundo o Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos do Brasil (Ibama, 2001):

Em perigo crítico (Critically Endangered) CR - Risco extremamente alto de extinção na natureza em futuro imediato.

Em perigo (Endangered) EN - Risco muito alto de extinção na natureza em futuro próximo.

Vulnerável (Vulnerable) VU - Alto risco de extinção na natureza a médio prazo.

Baixo risco (Lower Risk) LR - Quando a espécie, tendo sido avaliada, não se enquadra nas categorias acima.

Dados insuficientes (Data Deficient) DD - Quando não existem informações adequadas para se fazer uma avaliação. A classificação DD não significa uma categoria de ameaça, ou de ausência de ameaça, mas apenas a constatação de que os dados

conhecidos não permitem uma avaliação e corresponde à classificação Indeterminado (I) no critério adotado pela IUCN antes de 1994. (Ibama, 2001)

Não Avaliado (Not Evaluated) NE – Quando a espécie não foi avaliada sob nenhum dos critérios acima.

Crítérios para a avaliação do estado das carcaças, baseados na classificação estabelecida por Geraci & Lounsbury (1993):

Código 1 – Animais Vivos.

Usos: biometria; patologia externa; parasitologia e microbiologia; biópsias; hematologia (bioquímica sérica e hemograma); análise de DNA; limitado para histórico do animal (idade, alimentação, etc).

Código 2 – Carcaça em boas condições (fresca).

Usos: biometria; análise de DNA; parasitologia e microbiologia; histopatologia; toxicologia; histórico do animal (dente, barbatana, conteúdo estomacal, condição reprodutiva, etc); uso limitado para hematologia.

Características: aparência normal, geralmente com poucos danos causados por animais necrófagos; cheiro fresco; mínima desidratação e pouco enrugamento da pele, olhos e mucosas; ausência de inchaço da carcaça, língua e pênis não se encontram profundos; gordura firme e clara; músculos firmes, bem definidos e de coloração vermelho-escura; células sangüíneas intactas, passíveis de serem coletadas em tubo de ensaio; soro não hemolisado; vísceras intactas e bem definidas; intestino contendo pouco ou nenhum gás; cérebro firme, sem descoloração, com formato superficial distinto e passivo de ser removido intacto.

Código 3 – Carcaça em estado razoável (decomposta, mas órgãos ainda intactos).

Usos: biometria; análise de DNA; parasitologia; patologia macroscópica; uso restrito para toxicologia (útil para metais, limitada para organoclorados e pobre para biotoxinas); histopatologia da pele, gordura, músculos, pulmão e possíveis lesões consistentes; limitada para histórico do animal.

Características: carcaça intacta; inchaço evidente (língua e pênis protundidos); pele rachada e despregada; possíveis danos por necrófagos; odor moderado característico; mucosas desidratadas, olhos fundos ou faltando; gordura tingida de sangue e oleosa; musculatura macia e mal definida; sangue hemolisado, vermelho-escuro; vísceras macias, friáveis, manchadas, mas ainda intactas; intestino dilatado pela presença de gás; cérebro mole, aspecto superficial distinto, frágil, mas geralmente ainda pode ser removido intacto.

Código 4 – Carcaça decomposta (decomposição avançada).

Usos: biometria limitada; análise de DNA limitada; parasitologia; patologia macroscópica.

Características: a carcaça pode estar intacta, mas colapsada; pele solta, a epiderme dos cetáceos pode estar completamente perdida; freqüentemente se encontram danos severos ocasionados por necrófagos; odor forte; gordura macia, freqüentemente com bolsas de gás e poças de óleo; musculatura próxima da liquefação e facilmente rasgável, destacando-se facilmente dos ossos; sangue ralo e escuro; vísceras freqüentemente podem ser reconhecidas, mas estão friáveis, facilmente rasgáveis e de difícil dissecação; intestino preenchido com gás; cérebro mole, vermelho-escuro, contendo bolsas de gás e consistência semelhante a um pudim; limitado histórico do animal.

Código 5 – Carcaça mumificada ou restos de esqueleto.

Usos: biometria limitada; análise de DNA limitada; limitado para histórico do animal (dentes, barbatanas).

Características: pele pode estar cobrindo partes do esqueleto remanescente; qualquer tecido restante está desidratado.

Deve-se ter em mente que esta classificação procura descrever, de modo geral, o estado da carcaça, mas que este pode sofrer influência de fatores externos (presença de recifes/rochas, atrito, calor etc.), bem como de fatores internos (doença prolongada, febre, infecção generalizada), podendo ocorrer em casos em que a carcaça apresente características intermediárias entre duas categorias. Deve-se ter o bom senso de analisar esses fatores e procurar a classificação que melhor se adapte ao caso em questão.

O uso de fichas padrão para registro das ocorrências e dos dados obtidos dos enalhes também são fundamentais para evitar a perda de dados e garantir a obtenção de toda a informação de forma padronizada. Neste sentido, foram incluídos também neste Protocolo, modelos de planilhas, que posteriormente contribuirão para a formação e alimentação de um banco de dados informatizado da Remane, os quais poderão ser acessados pela sociedade científica e também pelo público em geral.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVES-JÚNIOR, T. T.; ÁVILA, F. J. C.; OLIVEIRA, J. A.; MONTEIRO-NETO, C. Registro de cetáceos para o litoral do estado do Ceará, Brasil. **Arquivo de Ciências do Mar**, v. 30, n. 1/2, p. 79-92, 1996.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Portaria n. 39 de 28 de junho de 2000. **Diário Oficial da União**, Brasília.

_____. Portaria n. 98, de 14 de abril de 2000. Estabelecimento de normas para a manutenção de mamíferos aquáticos em cativeiro. **Diário Oficial da União**, Brasília.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V. **Marine mammals ashore: a field guide for strandings**. Texas: Texas A&M Sea Grant Publications, 1993. 305p.

HIGA, A.; SOUSA, L.D.; ZERBINI, A. N.; RADWANSKI, A.; MELO, G.P.M.B. Encalhes de cetáceos em Ubatuba, litoral norte de São Paulo: dezembro/1996 a março/1998. In: REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL, 8., 1998. Olinda, **Resumos...** Olinda, 1998, p. 98.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil: plano de ação, versão II**. 2.ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

IUCN. **Guidelines for re-introductions**. Prepared by the IUCN/SSC Re-introduction Specialist Group. IUCN: Gland, Switzerland and Cambridge, UK. 1998. 10p.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine mammals of the world: FAO Species Identification Guide**. Rome: UNEP/FAO. 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

LODI, L.; SICILIANO, S.; CAPISTRANO, L. Mass stranding of *Peponocephala electra* (Cetacea, Globicephalinae) on Piracanga Beach, Bahia, northeastern Brasil. **Sci. Rep. Cetacean Res.**, n. 1, p. 79-84, 1990.

Parte I

Resgate, Reabilitação e Soltura

PREPARAÇÃO DOS ORIGINAIS

Misticetos – Márcia H. Engel e Milton César C. Marcondes

Odontocetos – Gerson O. Norberto, Milton César C. Marcondes e Rodrigo Maia Nogueira

Pinípedes – Cristiane Miyaji Kolesnikovas, Juliana Marigo, Luciano Wagner, Milton César. C. Marcondes, Rodolfo Pinho da Silva Filho e Valeria Ruoppolo

Sirênios – Jociery Einhardt Vergara-Parente

Mustelídeos – Francisco Colares, Helen Francine Waldemarin e Luciano Wagner

Saúde Pública – Mônica Motta, Jociery Einhardt Vergara-Parente e Milton César C. Marcondes

As autorias estão apresentadas em ordem alfabética com exceção do capítulo “Saúde Pública”.

COMPILAÇÃO DOS ORIGINAIS

Ana Carolina Oliveira de Meirelles

Jociery Einhardt Vergara-Parente

REVISÃO TÉCNICA

Fernando C. Weber Rosas

EDIÇÃO FINAL

Jociery Einhardt Vergara-Parente

AGRADECIMENTOS

Odontocetos: Bruno Lopes Bastos, Ivan Freitas da Cunha, José de Anchieta Cintra da Costa Nunes, Luciano Raimundo Alardo Souto, Márcia H. Engel, Suzana Más Costa e Valeria Ruoppolo.

Misticetos: Márcia H. Engel e Valeria Ruoppolo.

Sirênios: Carolina Mattosinho de Carvalho Alvite, Cristiano Leite Parente e Regis Pinto de Lima.

Pinípedes: Larissa R. Oliveira

MISTICETOS

Márcia H. Engel
Bióloga
Instituto Baleia Jubarte

Milton César C. Marcondes
Médico Veterinário
Instituto Baleia Jubarte

1. Biologia

Quando se trabalha com animais, e especialmente com resgate, é extremamente importante conhecer as particularidades de cada espécie, principalmente em relação à sua anatomia, fisiologia e etologia.

Existem 12 espécies conhecidas de Mysticetos, ou baleias de barbatanas, em todo mundo, agrupadas em quatro famílias. Três espécies só ocorrem no Hemisfério Norte (Baleia Cinza, Baleia Franca do Norte e Baleia da Groenlândia). Das outras nove espécies, oito já foram registradas no Brasil, não tendo sido documentada a ocorrência apenas da Baleia Franca Pigmeia. (Pinedo et al., 1992; Hetzel, 1993; Ibama, 2001).

Nome Comum	Nome Científico	Status	Comprimento Máximo
<i>Balaenoptera musculus</i>	Baleia Azul	EN	>33 m*
<i>Balaenoptera physalus</i>	Baleia Fin	VU	27 m*
<i>Balaenoptera borealis</i>	Baleia Sei	VU	>18 m*
<i>Balaenoptera edeni</i>	Baleia de Bryde	DD	15,5 m*
<i>Balaenoptera acutorostrata</i>	Baleia Minke Anã	DD	>7,5 m**
<i>Balaenoptera bonaerensis</i>	Baleia Minke Antártica	LR	10,7 m*
<i>Megaptera novaeangliae</i>	Baleia Jubarte	VU	16 m*
<i>Eubalaena australis</i>	Baleia Franca do Sul	VU	>17 m*

(*) Jefferson et al., 1993 (**) Best, 1985

Nos Mysticetos, as fêmeas são em média 5% maiores que os machos quando atingem seu comprimento máximo. Com exceção da baleia de Bryde, que não realiza grandes deslocamentos no sentido norte-sul, todas as demais realizam migrações, deslocando-se durante o verão para águas polares a fim de se alimentarem, voltando durante o inverno para águas subtropicais ou tropicais para acasalamento e nascimento dos filhotes. Isso faz com que haja uma sazonalidade no encalhe desses animais, sendo mais freqüentes entre julho e novembro.

O peso desses animais varia desde 3-5 toneladas na baleia Franca Pigmeia até mais de 140 toneladas na baleia Azul, o que evidencia a grande dificuldade para o resgate destes cetáceos quando encalhados. Para os animais adultos, podemos considerar, em média, o peso de 1-3 toneladas/metro de comprimento (Needham, 1993).

A evolução dos cetáceos para a vida aquática fez com que eles desenvolvessem uma série de adaptações para viver nesse novo ambiente. Alterações em seu sistema cardio-respiratório e no controle da temperatura corporal são algumas evidências que devem ser consideradas quando nos vemos frente a um encalhe.

Diferente do que ocorre com os Odontocetos, não existem registros de encalhes em massa de Mysticetos.

A maior parte da água que os cetáceos utilizam não é proveniente da ingestão de água do mar, mas sim a chamada água metabólica, obtida pelo metabolismo do animal ao digerir os alimentos. Assim, um cetáceo que não esteja se alimentando e/ou esteja muito magro é um sério candidato à desidratação.

2. Mortalidade

Faltam estudos no Brasil sobre as causas de mortalidade das baleias. Muitas vezes, o avançado estado de decomposição, a demora para chegar ao local do encalhe, a ação antrópica e mesmo o tamanho do animal dificultam, ou até inviabilizam, a realização de necropsia e a determinação da causa *mortis*.

Podemos agrupar as mortes de grandes cetáceos em algumas categorias a fim de facilitar a análise. Dessa forma, podemos considerar as seguintes categorias em relação à provável causa do óbito:

- Emalhe
- Colisão com Embarcação
- Natural
- Desconhecida

2.1 Mortalidade natural

Muitas são as causas de mortalidade entre as grandes baleias. Doenças infecciosas ou não podem comprometer a saúde de um animal e levá-lo a encalhar (Figura 1). Outras vezes, o animal pode morrer ainda no mar e encalhar em avançado estado de decomposição. Em 1987, 14 baleias jubarte morreram no Atlântico Norte, num intervalo de cinco semanas, devido a envenenamento, após ingerirem peixes contendo neurotoxina produzida por dinoflagelados (Geraci et al., 1989).



Figura 1: Encalhe de *Megaptera novaeangliae* em Ubatuba/SP
(Foto: Acervo Aquário de Ubatuba)

Mudanças climáticas globais podem também estar influenciando os mamíferos marinhos, principalmente no que diz respeito à demanda de alimentos.

2.2 Mortalidade relacionada à ação humana

Dentre as causas de mortalidade de Mysticetos, envolvendo diretamente o ser humano, temos o emalhe em redes de pesca, a colisão com embarcações, explosões e atividade sísmica, acúmulo de poluentes e metais pesados na camada de tecido adiposo, etc.

O emalhe e a colisão com embarcações parecem afetar principalmente animais jovens, devido à pouca vivência em tais situações, uma vez que os animais mais velhos e com maior experiência são menos suscetíveis a esses problemas. No caso específico das colisões com embarcações, observou-se que a maior mortalidade ocorreu nas colisões com navios de mais de 80 metros de comprimento e em velocidades acima de 14 nós (Wiley et al., 1995; Laist et al., 2001).

Explosões no Canadá podem ter afetado a audição de baleias jubarte, tornando-as mais suscetíveis ao emalhe em rede, inclusive com registros de indivíduos emalhando mais de uma vez (Todd et al., 1996).

As atividades de sísmica podem ser outro provável fator que pode levar os grandes cetáceos à morte. Já se estudou o efeito da sísmica em baleias jubarte e observou-se que os animais evitavam a proximidade dos barcos durante a utilização dos *air guns*. Iniciavam o afastamento a quatro ou mais quilômetros e não permitiam a aproximação de barcos a distâncias médias inferiores a 3 km. Já as fêmeas acompanhadas de filhotes iniciavam o afastamento a distâncias de 9 a 15 km da fonte, não permitindo a aproximação a distâncias inferiores a 7 km (Mc Cauley et al., 2000).

Quando não houver informação suficiente que permita determinar a causa da morte, ela deve ser classificada como desconhecida.

3. Primeiros socorros

O manuseio de animais de grande porte, como é o caso das baleias, é extremamente difícil. Ao se deparar com um cetáceo encalhado, a primeira providência é determinar se o animal está vivo ou não. Isso pode ser feito verificando-se a existência de movimentos respiratórios ou testando-se o reflexo palpebral, colocando-se delicadamente o dedo em seu globo ocular (Figura 2) e verificando se há reação.

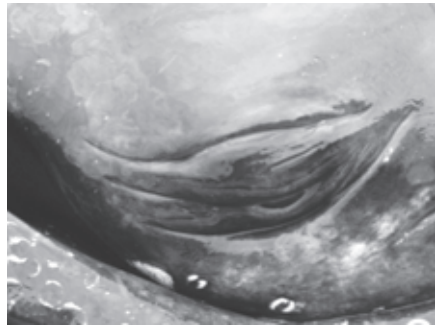


Figura 2: Olho de baleia encalhada (notar que se encontra fechado)
(Foto: Acervo Aquário de Ubatuba)

Uma vez determinado que o animal está vivo, os cuidados básicos para qualquer cetáceo encalhado vivo são o controle da temperatura corporal e a proteção contra a radiação solar.

Tendo-se adaptado a passar toda sua vida em um meio onde a troca de calor ocorre 25 vezes mais rápido que no ar, as baleias possuem uma espessa camada de gordura que as protege do frio, podendo chegar até meio metro de espessura. Os cetáceos não possuem glândulas sudoríparas. Quando uma baleia encalha, corre o risco de morrer de hipertermia.

Sempre que possível, deve-se manter o animal dentro d'água, com o orifício respiratório voltado para cima. Um abrigo improvisado

pode servir para proteger o animal do sol (Figura 3). Coloca-se uma lona sobre estacas e, se isso não for possível, cobrir o animal com panos claros. Deve-se procurar manter o animal numa posição estável, com a barriga voltada para baixo e com as nadadeiras peitorais livres, não permitindo que elas fiquem dobradas. Deve-se molhar o dorso do animal constantemente com água do mar, mas tomando cuidado para não jogar água no orifício respiratório nem nos olhos.



Figura 3: Resgate de *M. novaeangliae* em Arembepe/BA (Proteção contra o sol) (Foto: Acervo IBJ)

Se possível, deve-se cavar um buraco em volta das nadadeiras de modo que o animal não fique apoiado nelas, pois facilitará a dissipação de calor. Deve-se colocar sacos com gelo nessas regiões durante alguns minutos de cada vez, protegendo a pele do animal com um pano. Não colocar o gelo diretamente sobre a pele.

Se o terreno permitir, deve-se cavar valetas de modo a levar água do mar até o animal encalhado, para formar “ piscinas ” rasas. Isso também irá facilitar a dissipação de calor.

A exposição ao sol pode ocasionar também queimaduras de pele. O abrigo ou os panos ajudarão a proteger a pele do animal. Pode-se usar ainda pomadas à base de óxido de Zinco para proteger a pele. Não se devem utilizar filtros e protetores solares.

É necessário verificar se o animal tem ferimentos pelo corpo e sinais de hemorragia, que podem ter sido produzidos por predadores naturais (orcas, tubarões), arpões, colisão com embarcações e suas hélices e redes de pesca, ou até por terceiros após o encalhe. Caso haja hemorragias, deve-se tentar estancar o sangramento utilizando-se panos limpos para comprimir o local.

É importante lembrar que o animal se encontra fora de seu ambiente natural. Deve-se fazer todo o possível para não aumentar o seu estresse. Trabalhar sempre em silêncio, evitando gritos, gestos bruscos e a presença de animais e curiosos. Não usar *flash* para fotografar o animal.

Deve-se tomar cuidado principalmente com a cauda do animal, pois, se ele estiver agitado, pode mexê-la e machucar quem estiver por perto.

Durante o manuseio com o animal, devem-se usar luvas de borracha como precaução contra zoonoses, caso haja a necessidade de lidar com ferimentos ou secreções. Usar também máscaras de proteção. Deve-se tomar cuidado para não aspirar o ar exalado pelo animal durante suas respirações.

A avaliação do estado geral do animal e a possível prescrição de medicamentos devem ser feitas pelo médico veterinário da equipe. Durante essa fase, devem ser coletadas amostras de sangue, pele e outros materiais que possam ser úteis para aumentar nossa compreensão sobre estes animais.

4. Resgate

São raras as ocasiões em que um grande cetáceo sobrevive a um encalhe. O peso de seu próprio corpo comprime os pulmões, dificultando a respiração e a circulação do sangue. Também é grande a chance de ocorrer hipertermia.

Em 1990, uma baleia jubarte, que ficou conhecida por Humphrey, encalhou em São Francisco (EUA). O peso era um problema sério para Humphrey, principalmente na maré baixa, pois dificultava sua respiração. Formou-se uma sucção (vácuo) entre a

baleia e a areia. Foi necessário bombear ar sob Humphrey para libertá-lo. Após conseguirem soltá-lo, ele foi recolocado no mar tendo sido reavistado em 1992 e 1993 (Marilyn Koski, *com. pess.*).

No Brasil, o primeiro caso conhecido de um grande *Misticeto* que foi devolvido ao mar com vida e sobreviveu, após três dias de tentativas frustradas, ocorreu em Saquarema-RJ, em 1991. Essa baleia jubarte, subadulta, medindo aproximadamente 11 metros de comprimento total, encalhou viva e aparentemente em bom estado de saúde. Foi inicialmente empurrada em direção ao mar com o auxílio de uma retroescavadeira. Este procedimento não obteve sucesso e provocou ferimentos no animal.

Na segunda tentativa, a baleia foi envolvida em rede de pesca e puxada ao mar por um navio rebocador da Petrobrás. Assim que se sentiu dentro d'água, a baleia jubarte passou a nadar ativamente em direção ao mar aberto. Como não encalhou novamente nos dias subseqüentes, presume-se que tenha sobrevivido.

Mais recentemente, ocorreu um caso semelhante em Florianópolis-SC, quando em 1998, outra baleia jubarte com 9,3 m encalhou com pedaços de rede presos ao corpo. Após várias tentativas, o animal foi recolocado no mar (Paulo Flores, *com. pess.*). Esses casos mostram que, embora difícil, é possível resgatar baleias de grande porte sendo, no entanto, necessários equipamentos e coordenação dos esforços.

Na região de Abrolhos, filhotes de baleia jubarte costumam encalhar com frequência e são mais facilmente devolvidos ao mar, devido ao seu menor peso, mas suas chances de sobrevivência são pequenas. A presença de adultos nas proximidades raramente é observada, e o animal pode voltar a encalhar.

Um outro caso de resgate seria o de baleias que não encalharam, mas que foram observadas no mar com pedaços de

rede presos ao corpo. Nesse caso, faz-se necessário uma equipe de resgate que conheça os riscos e saiba como agir em relação a uma situação dessas. É importante se aproximar da baleia em um pequeno bote inflável, preferencialmente sem o uso de motor. Havendo condições, deve-se mergulhar para se fazer uma avaliação do grau de emalramento da baleia ou pelo menos usar uma máscara e se debruçar sobre a borda do barco para uma visualização da situação.

Deve-se evitar o impulso natural de começar a cortar logo a rede na superfície, pois ela poderá afundar e continuar presa no animal, ficando fora do alcance da equipe de resgate. Após a avaliação, será decidida qual a melhor estratégia para a soltura do animal. Não se deve esquecer que a baleia pode se debater nesses momentos, o que é sempre um risco para a equipe de resgate. Nos Estados Unidos, utilizam-se transmissores de sinais de satélite que são presos à rede antes de se iniciar os trabalhos. Assim, se a baleia resolver fugir ela poderá ser monitorada e novamente localizada para uma segunda tentativa.

Recomenda-se o uso de coletes salva-vidas e de capacetes.

5. Reintrodução imediata

Para as grandes baleias, a reintrodução deve ser realizada o quanto antes, pois quando enalçadas, seu peso excessivo começa a comprimir os órgãos internos e dificultar a circulação sanguínea. Deve-se aproveitar a subida da maré para tentar deslocar o animal.

O uso de flutuadores (pier flutuante, banana boat) amarrados à baleia pode facilitar seu deslocamento. No caso de animais maiores, muitas vezes, é necessário o uso de embarcações para rebocá-lo. Nunca se deve tentar puxá-lo pela cauda ou pela cabeça, pois isso poderia ocasionar lesões que podem ser fatais.

Deve-se amarrar o animal pela lateral do corpo, na região axilar da nadadeira peitoral (Figura 4), pois toda e qualquer amarração deve ser feita de modo que possa ser solta rapidamente se for necessário. Ao se encontrar em águas mais profundas, as baleias podem começar a se debater e, nesse caso, a amarração deve ser retirada com rapidez. Cordas muito finas podem lesionar o animal ou mesmo não resistir ao esforço de tração, portanto deve-se procurar usar cordas grossas. Se o animal estiver relativamente dócil, ele deve ser rebocado para águas mais profundas.



Figura 4: Resgate de *Megaptera novaeangliae* em Ubatuba/SP (Notar colocação de cabo na região da axila) (Acervo Aquário de Ubatuba)

Quando a tentativa for de empurrar o animal para o mar, os responsáveis devem coordenar os esforços de todos os voluntários com o ritmo das ondas. Este é um momento crítico pelo risco de acidentes.

Uma vez reconduzido ao mar, o animal deve ser monitorado a distância. Deve-se observar seu comportamento, direção para a qual o animal está se deslocando, risco do animal se emalhar em artefatos de pesca, etc.

6. Reabilitação

Existem poucos casos de Mysticetos que foram mantidos em cativeiro para reabilitação. Quase sempre isso só é possível com filhotes. Nos Estados Unidos, por duas vezes, baleias cinzentas foram mantidas em cativeiro por cerca de um ano e posteriormente foram devolvidas ao mar. A manutenção desses animais em cativeiro, por um lado, permite aos pesquisadores aprender mais sobre a espécie; por outro lado, é extremamente onerosa e não se tem certeza de que um animal resgatado, ainda filhote, possa voltar a se adaptar após a reintrodução.

7. Soltura

É importante que os animais, ao serem devolvidos ao mar, sejam identificados no caso de novas avistagens. O uso de radiotransmissores tem sido utilizado de modo a permitir o acompanhamento dos animais. Deve-se avaliar cuidadosamente o estado de saúde do animal a ser solto para que ele não leve nenhuma doença do cativeiro para a população selvagem.

8. Eutanásia

A decisão de se optar pela eutanásia (morte sem dor e sem angústia) é uma das mais difíceis medidas. Deve-se ter em mente que essa prática visa abreviar o sofrimento do paciente e deve ser executada somente se não houver possibilidade de recuperação do animal. Essa decisão deve estar embasada na avaliação de um médico veterinário e, devido ao forte conteúdo emocional, deve ser discutida com toda a equipe de resgate. Há de se considerar também a presença

de curiosos e da mídia no local, que podem não entender ou não querer aceitar esta prática.

A eutanásia em um animal tão grande como uma baleia não é uma tarefa simples. Existem referências a métodos físicos como, por exemplo, o uso de explosivos colocados atrás do orifício respiratório de uma baleia jubarte encalhada na Austrália e cobertos com areia para direcionar a explosão para baixo (Needham, 1993). Outro método físico seria o corte de grandes vasos sanguíneos ocasionando a morte devido à hemorragia. Embora o primeiro método possa causar a morte instantânea do animal, existe o risco ao manusear explosivos e quanto à destruição de parte do material que poderia ser estudado. Quanto ao segundo método, ele implica uma morte lenta e com sofrimento para o animal.

A melhor opção para reduzir o sofrimento do animal seria o uso de agentes anestésicos, porém a quantidade a ser utilizada seria muito grande. Em grandes cetáceos é recomendado o uso de Cloreto de Succinilcolina 2% associado com Cloreto de Potássio (AVMA, 1993). Esses agentes levam à paralisia dos músculos respiratórios e parada cardíaca causando morte por hipóxia. Podem ser administrados por via endovenosa ou intraperitonal. A dosagem seria de 100 mg de succinilcolina. Para animais com mais de 9 toneladas, uma segunda dose pode ser necessária. Já o Cloreto de Potássio seria administrado entre 100 e 500 mEq.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AVMA. Report of the AVMA Panel on Euthanasia. **J. Am. Vet. Med. Ass.**, v. 202, n. 2, p. 49-229, 1993.

BEST, P. B. External characters of southern minke whales and the existence of a diminutive form. **Sci. Rep. Whales Res. Inst.** Tokyo, v. 36, p. 1-33, 1985.

GERACI, J.R.; ANDERSON, D.M.; TIMPERI, R.J.; St. AUBIN, D.J.; EARLY, G.A.; PRESCOTT, J.H.; MAYO, C.A. Humpback Whales (*Megaptera novaengliae*) Fatally Poisoned by Dinoflagellate Toxin. **Can. J. Fish. Aquat. Sci.**, p. 1895-1898, 1989.

HETZEL, B.; LODI, L. **Baleias, botos e golfinhos**: guia de identificação para o Brasil. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 1993. 279p.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil**: plano de ação, versão II. 2.ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine mammals of the world**: FAO Species Identification Guide. Rome: UNEP/FAO, 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

LAIST, D.W.; KNOWLTON, A.R.; MEAD, J.G.; COLLET, A.S.; PODESTA, M. Collisions Between Ships and Whales. **Marine Mammal Science**, v. 17, n. 1, p.35-75, 2001.

MCCAULEY, R.D., FEWTRELL, J., DUNCAN, A.J., JENNER, C., JENNER, M-N, PENROSE, J.D., PRINCE, R.I.T., ADIHYTA, A., MURDOCH, J. ; McCABE, K., **Marine seismic surveys: analysis and propagation of air gun signals; and effects of exposure on humpback whales, sea turtles, fishes and squid**. Prepared for the Australian Petroleum Exploration and Production Association from the Centre for Marine Science and Technology, Curtin University. CMST R99-15, 185, 2000

NEEDHAM, D.J. Cetacean strandings. In: FOWLER, M.E. (Ed.). **Zoo and wild animal medicine**: current therapy 3. Philadelphia, WB Saunders, 1993.

PINEDO, M.C.; ROSAS, F.C.W.; MARMONTEL, M. **Cetáceos e Pinípedes do Brasil**: uma revisão dos registros e guia para identificação das espécies. Manaus: UNEP/FUA, 1992. 212p.

WILEY, D.N.; ASMUTIS, R.A.; PITCHFORD, T.D.; GANNON, D.P. Stranding and mortality of humpback whales, *Megaptera novaeangliae*, in the mid-Atlantic and southeast United States, 1985-1992. **Fishery Bulletin**, n. 93, p. 196-205, 1995.

TODD, S.; STEVICK, P.; LIEN, J.; MARQUES, F.; KETTEN, D. Behavioural effects of exposure to underwater explosions in humpback whales (*Megaptera novaeangliae*). **Can. J. of Zool.**, v. 74, n. 9, p. 1661-1672, 1996.

ODONTOCETOS

Gerson O. Norberto

Médico Veterinário

Sociedade de Pesquisa e Conservação
dos Mamíferos Aquáticos.

Milton César C. Marcondes

Médico Veterinário

Instituto Baleia Jubarte

Rodrigo Maia-Nogueira

Biólogo

Sociedade de Pesquisa e Conservação
dos Mamíferos Aquáticos.

1. Biologia

A ordem dos cetáceos pode ser dividida em duas subordens, os Mysticetos ou baleias de barbatanas e os Odontocetos ou baleias com dentes. Na subordem dos Odontocetos, encontramos os botos, toninhas, golfinhos, orca e cachalote, que formam a maior parte dos cetáceos, com cerca de 70 espécies (Palazzo Jr. & Both, 1988; Ridgway & Harrison, 1989; Pinedo et al., 1992; Hetzel & Lodi, 1993; Jefferson et al., 1993; Ridgway & Harrison, 1994; Carwardine, 1995; Carwardine et al., 1999).

1.1 Distribuição e *satus*

Os odontocetos são animais que habitam mares de todo o mundo e algumas espécies se adaptaram em rios e estuários. Passam toda sua vida na água.

No Brasil, de acordo com a segunda versão do Plano de Ação de 2001 (Ibama, 2001), temos 30 espécies de ocorrência registrada, divididas em sete famílias. Outras espécies podem ocorrer no litoral brasileiro, mas ainda não foram registradas na literatura.

Abaixo estão listadas as espécies registradas no Brasil e seu *status* de conservação:

Nome Científico	Nome Comum	Status
Família Physeteridae		
<i>Physeter macrocephalus</i>	Cachalote	VU
Família Kogiidae		
<i>Kogia simus</i>	Cachalote-Anão	DD
<i>Kogia breviceps</i>	Cachalote-Pigmeu	DD
Família Ziphiidae		
<i>Hyperoodon planifrons</i>	Boto-Gladiador; Baleia-Bicuda-de-Cabeça-Plana	DD
<i>Mesoplodon grayi</i>	Baleia-Bicuda-de-Gray	DD
<i>Mesoplodon hectori</i>	Baleia-Bicuda-de-Hector	DD
<i>Mesoplodon densirostris</i>	Baleia-Bicuda-de-Blainville	DD
<i>Ziphius cavirostris</i>	Baleia-Bicuda-de-Cuvier	DD
<i>Berardius arnouxii</i>	Baleia-Bicuda-de-Arnoux	DD
Família Delphinidae		
<i>Delphinus delphis</i>	Golfinho-Comum-de-Bico-Curto	DD
<i>Delphinus capensis</i>	Golfinho-Comum-de-Bico-Longo	DD
<i>Stenella attenuata</i>	Golfinho-Pintado-Pantropical	DD
<i>Stenella frontalis</i>	Golfinho-Pintado-do-Atlântico	DD
<i>Stenella longirostris</i>	Golfinho-Rotador	DD
<i>Stenella coeruleoalba</i>	Golfinho-Estriado	DD
<i>Stenella clymene</i>	Golfinho-Climene	DD
<i>Steno bredanensis</i>	Golfinho-de-Dentes-Rugosos	DD
<i>Tursiops truncatus</i>	Boto; Golfinho-Nariz-de-Garrafa	DD
<i>Sotalia fluviatilis</i>	Tucuxi; Boto-Comum; Boto-Cinza	DD
<i>Peponocephala electra</i>	Golfinho-Cabeça-de-Melão	DD
<i>Pseudorca crassidens</i>	Falsa-Orca	DD
<i>Orcinus orca</i>	Orca	DD

Nome Científico	Nome Comum	Status
<i>Grampus griseus</i>	Golfinho-de-Risso; Golfinho-Cinzentos	DD
<i>Globicephala melas</i>	Baleia-Piloto-de-Peitorais-Longas	DD
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Baleia-Piloto-de-Peitorais-Curtas	DD
<i>Feresa attenuata</i>	Orca-Anã	DD
<i>Lissodelphis peronii</i>	Golfinho-de-Peron	DD
<i>Lagenodelphis hosei</i>	Golfinho-de-Fraser	DD
Família Iniidae		
<i>Inia geoffrensis</i>	Boto; Boto-Vermelho; Boto-Amazônico	VU
Família Pontoporiidae		
<i>Pontoporia blainvillei</i>	Toninha; Franciscana; Boto-Amarelo	VU
Família Phocoenidae		
<i>Phocoena spinipinnis</i>	Boto-de-Burmeister; Boto-de-Dorsal-Espinhosa	DD

1.2 Características

Possuem corpo fusiforme, com membros anteriores transformados em nadadeiras tendo como função principal o direcionamento dos movimentos. A nadadeira caudal possui função de propulsão e a maioria das espécies possuem nadadeira dorsal, cuja função é manter o equilíbrio na água. Os membros posteriores são ausentes, possuindo apenas vestígio dos ossos da pelve.

Ao contrário dos Mysticetos, os Odontocetos possuem apenas um orifício respiratório e apresentam um número variável de dentes em suas mandíbulas. Normalmente, seus dentes apresentam homodontia, ou seja, não possuem diferenciação entre si. São utilizados para conter suas presas, mas não para mastigação.

Algumas espécies como *Sotalia sp.* e *Pontoporia blainvillei* possuem hábitos mais costeiros, podendo adentrar em estuários; outras são de águas mais profundas como as do gênero *Stenella sp.*

Seu tamanho varia desde 1,5 metro para a Franciscana até cerca de 18 metros para o macho adulto do cachalote. Os machos costumam ser maiores que as fêmeas (exceto em Zifídeos e Pontoporídeos). Podem viver solitários ou formar grupos de centenas de indivíduos. Utilizam sons para sua orientação (ecolocalção) e comunicação. A alimentação varia de espécie para espécie, mas inclui uma grande variedade de peixes e lulas. Podem reter a respiração por vários minutos até mais de uma hora e meia.

Durante sua evolução, os Odontocetos sofreram diversas mudanças para se adaptarem ao meio aquático. Chama a atenção a termorregulação. Durante um simples mergulho, os cetáceos podem enfrentar águas de 3 a 28°C, variação bastante considerável. A termorregulação é feita por um sistema de contracorrente entre veias e artérias que possibilita a retenção e/ou dissipação de calor conforme o necessário. Isso ocorre nas extremidades; no caso, as nadadeiras peitorais, dorsal e caudal (Palazzo Jr. & Both, 1988; Ridgway & Harrison, 1989; Pinedo et al., 1992; Hetzel & Lodi, 1993; Jefferson et al., 1993; Ridgway & Harrison, 1994; Carwardine, 1995; Carwardine et al., 1999).

2. Mortalidade

Desde a pré-história o homem tem convivido com os golfinhos seja através da observação dos animais no mar, seja através dos animais encalhados. Aristóteles (384-322 a.C.) já os classificava junto com os mamíferos. De lá para cá, muita coisa mudou no ambiente marinho e, embora nosso conhecimento dos cetáceos tenha crescido muito, ainda temos o que aprender sobre como vivem e como morrem esses animais.

Um dos aspectos mais intrigantes sobre os encalhes diz respeito aos encalhes em massa. Encalhe em massa é definido como o encalhe

de dois ou mais animais desde que não seja constituído por um par mãe/filhote.

Normalmente os encalhes em massa ocorrem apenas com Odontocetos, e existem algumas espécies nas quais este fenômeno é mais comum, como por exemplo, as baleias-piloto e os cachalotes.

Quando apenas um animal encalha em uma praia, podemos pensar que isso foi devido a ele estar doente, ferido, fraco ou desorientado. Porém, quando o encalhe envolve um grupo de dezenas de indivíduos, fica mais difícil encontrar uma explicação satisfatória. Existem muitas teorias que tentam explicar os encalhes em massa (Geraci & Lounsbury, 1993):

Alterações no campo magnético da Terra. Em alguns pontos, as linhas do campo magnético podem sofrer mudanças. Se os animais estiverem se orientando por elas podem acabar indo parar em uma praia.

Desorientação do líder. Para espécies gregárias pode ocorrer de o animal alfa do grupo estar com algum problema de saúde que o leva a encalhar. Nesse caso, todo o grupo o seguiria. Isso explicaria os casos em que animais aparentemente saudáveis tornam a encalhar mesmo após serem recolocados no mar.

Problemas acústicos. Os Odontocetos são muito dependentes de seu sistema auditivo para se orientarem. Explosões para prospecção de petróleo, pesca com explosivos ou exercícios militares podem ser potencialmente danosos para seu sistema de ecolocação.

Recentemente tem sido questionado o uso de sistemas de sonares com emissão de sons de baixa frequência, pois podem ser os responsáveis por encalhes de cetáceos na Grécia e nas Bahamas (Fair & Becker, 2000).

Surtos de doenças. A ocorrência de epidemias como as de morbilivirus foram responsáveis por vários episódios de encalhes em massa.

Provavelmente cada caso envolve um ou mais aspectos e deve ser avaliado separadamente.

No Brasil temos quatro registros de encalhes em massa, um em 1º de dezembro de 1972 quando 33 cachalotes (*Physeter macrocephalus*) encalharam na Praia de Bojurú, no Rio Grande do Sul (Gomes, 1973) outro entre 16 e 19 de abril de 1987 quando, pelo menos, 240 golfinhos cabeça-de-melão (*Peponocephala elecra*) encalharam na Praia de Piracanga, na Bahia (Lodi et al., 1990), outro em 1991 quando cinco baleias-piloto-de-peitorais-curtas (*Globicephala macrorhynchus*) encalharam vivas na praia de São Miguel do Gostoso, Rio Grande do Norte (Hetzl & Lodi, 1993), e o quarto em 11 e 12 de julho de 1997, quando seis golfinhos-de-dentes-rugosos (*Steno bredanensis*) encalharam na foz do rio Caiuru, baía da Ilha Grande (Hetzl & Lodi, 1998).

2.1 Mortalidade natural

Os ataques de predadores como tubarões ou orcas podem ocasionar a morte de golfinhos, nesses casos podem-se encontrar marcas de mordidas ou mesmo dentes nos animais encalhados (Long & Jones, 1996; Constantine et al., 1998; Sampaio et al., 2000; Pitman et al., 2001).

A ocorrência de doenças pode levar os animais à morte. Na década de 80, uma epidemia de morbilivirus levou a encalhes em várias partes do mundo (Van Bresse et al., 2001). Até que ponto esta é uma ocorrência natural, ou consequência de uma baixa resposta no sistema imunológico desses animais devido à poluição dos mares ainda precisa ser mais bem estudado.

É comum encontrar grandes infestações de parasitas em animais encalhados (Dailey, 1986; Andrade & Pereira, 1998; Santos & Lodi, 1998; Costa & Monteiro-Neto, 1998; Marigo et al., 2000).

2.2 Mortalidade relacionada à ação humana

A captura acidental, ou intencional, em redes de pesca é um problema sério em relação à mortalidade de golfinhos. Ainda não se tem bem quantificada sua ocorrência ao longo de nosso litoral, mas ela ocorre (Siciliano, 1994; Wade, 1997; Meirelles et al., 2002).

Outro problema relacionado com a pesca é o uso de explosivos para captura de peixes. Além de ocasionar uma mortalidade não seletiva, que mata peixes de tamanhos e espécies sem interesse comercial, o uso de bombas também afeta o ecossistema e pode ocasionar a morte de cetáceos.

O molestar dos Odontocetos pode ocorrer através do uso de armas de fogo ou arpão, muitas vezes com a desculpa de que eles estão acabando com os peixes de uma região.

Hélices de embarcações podem ocasionar feridas graves em Odontocetos, podendo levar o animal à morte (Wade, 1997; Wells & Scott, 1997).

A ingestão de corpos estranhos (sacos de lixo, plásticos, etc.) pode levar um animal a óbito (Barros et al., 1997; Secchi & Zarzur, 1999; Baird & Hooker, 2000; Maia-Nogueira, 2000; Serra et al., 2000).

Animais encalhados vivos podem sofrer injúrias por pessoas que os encontram nas praias. Cortes que formem ângulos retos são suspeitos de terem sido provocados por ação antrópica. Deve-se pesquisar marcas de redes no corpo do animal, principalmente junto às nadadeiras e à boca.

A alteração de áreas de manguezal e estuários pode diminuir a oferta de alimento para os cetáceos.

3. Primeiros socorros

Quando nos deparamos com um cetáceo encalhado devemos primeiramente avaliar a situação, verificando se é um único animal, qual a espécie, o tamanho, se está vivo ou morto e, se estiver vivo, qual seu estado.

Também é importante conhecer as características do local do encalhe. A praia é de areia, costão rochoso, mangue? Qual o acesso mais fácil para o local? É possível o acesso de veículos até o local do encalhe? Quais os recursos disponíveis?

Essas considerações são importantes, pois delas dependem as estratégias que serão traçadas para o resgate.

É importante o isolamento da área para reduzir o estresse do animal, que pode levá-lo à morte, devido ao excesso de curiosos. Muitas pessoas podem querer mexer com o animal, cutucando-o ou mesmo subindo nele. Não permita que isso ocorra. Os cetáceos estão protegidos pela Lei 7.643 de 18 de dezembro de 1987.

Deve-se movimentar devagar, sem gestos bruscos e manter o máximo de silêncio possível. Além disso, pedir às pessoas próximas para não gritarem (Geraci & Lounsbury, 1993).

3.1 Encalhe individual

Ao se deparar com um animal encalhado, deve-se avaliar a condição do animal e o estado de saúde. Também é necessário determinar a espécie, o sexo, a idade (filhote, juvenil, adulto, idoso) e morfologia.

As condições do corpo são bons indicadores do estado nutricional do animal. Se o animal normalmente não tem se alimentado (sugerido através da perda de peso aparente), está provavelmente desidratado e precisa de fluidoterapia. A maioria da absorção de água nos Cetáceos é derivada do conteúdo de líquido de sua alimentação, a água metabólica gerada pela digestão e utilização da alimentação.

Um animal bem nutrido apresentará corpo esbelto, musculatura firme, definida, mesmo que a pele não esteja íntegra, devido talvez a possíveis lesões. Conhecendo-se o animal sadio, fica muito mais fácil avaliar outros que não apresentem as mesmas condições. Animais “magros” ou mal nutridos apresentam, em um exame mais imediato, depressões intercostais e intervertebrais, diminuição óbvia da camada de gordura que reveste todo seu corpo. Devemos lembrar que os casos de desidratação são causados por uma perda grande de fluidos e eletrólitos do corpo, levando à hemoconcentração, aumento da viscosidade sanguínea e, por fim, uma insuficiência circulatória periférica (choque), entretanto é importante não confundir com vasoconstrição periférica também realizada pelos cetáceos em determinadas circunstâncias.

Verificar se o animal tem ferimentos pelo corpo. Estes podem ter sido produzidos por predadores naturais, arpões, choque com embarcações e suas hélices, redes de pesca e, em alguns casos, até por pescadores ao soltar o animal da rede. As feridas também podem ter sido produzidas por pessoas que tenham encontrado o animal primeiro.

Baleias e golfinhos possuem uma espessa camada de gordura que os protege do frio. Quando um desses animais encalha, seu principal problema é justamente o aumento de sua temperatura. Os cetáceos não transpiram como nós, por isso, quando expostos ao sol, podem sofrer de hipertermia (aumento da temperatura corporal), podendo vir a morrer por causa disso.

Deve-se construir um abrigo para proteger o animal do sol. Pode ser uma lona colocada sobre estacas, ou pelo menos deve ser coberto com panos de cor clara, tomando cuidado para não obstruir o orifício respiratório.

Deve-se manter o animal numa posição estável, com a barriga voltada para baixo e com as nadadeiras peitorais livres.

Deve-se molhar o dorso do animal com água do mar, mas com cuidado para não jogar água no orifício respiratório nem nos olhos.

Não se deve usar filtro solar na pele dos cetáceos. Podem ser utilizadas pomadas de Óxido de Zinco para proteção da pele.

Os cetáceos trocam calor com o ambiente, principalmente através de suas nadadeiras peitorais e caudal. Se possível, deve-se cavar um buraco à volta das nadadeiras de modo que o animal não fique apoiado nelas. Isso facilitará a dissipação de calor. Colocar sacos com gelo nessas regiões durante alguns minutos de cada vez, não colocar gelo diretamente em contato com a pele. Se o terreno permitir, cavar valetas de modo a levar água do mar até o animal encalhado, para formar “ piscinas ” rasas, isso irá facilitar a dissipação de calor.

Trabalhar sempre em silêncio, evitando gritos, gestos bruscos e a presença de cães e crianças. Não usar flash para fotografar o animal. Pode-se usar um tranqüilizante via intramuscular para acalmá-lo. Diazepan tem sido usado com freqüência em encalhes nos Estados Unidos (Dover, Samuel 2000. *com. pess.*), e no Brasil também existem casos de uso deste medicamento em cetáceos (Bastos et al., 2003).

Indicações de Estresse em Odontocetos

(Adaptado de Townsend, 1998)

- O animal se mantém segurando a respiração; orifício respiratório permanentemente aberto; dispnéia; episódios de apnéia prolongados (taxas respiratórias normais são 1 a 4 por minuto).
- Arritmia cardíaca (valores normais variam dentro da água de 33 a 45 bat./min., e, fora da água pode chegar a 90 bat./min.).
- Reflexo palpebral reduzido ou ausente.
- Vômito.
- Tremendo ou arqueando o corpo, endurecimento do corpo *

(*) O arqueamento pode ser uma emergência médica e pode requerer intervenção imediata. O animal deveria ser colocado depressa na água.

A administração de drogas de emergência pode ajudar.

Tomar cuidado principalmente com a cauda do animal, pois, se ele estiver agitado, pode mexê-la e machucar quem estiver por perto. Nunca puxar os cetáceos pela cauda ou pela cabeça, isso poderia causar lesões graves ao animal e até mesmo levá-lo à morte.

A sobrevivência desses animais dependerá, fundamentalmente, da proteção contra o calor e a secura excessivos.

Durante essa fase, havendo possibilidade, deve ser realizada a biometria (Figura 1) e coletas de amostras de sangue para realização de hemograma e bioquímica sérica. Pode-se realizar um hematócrito, pois é um exame simples e rápido de se fazer e pode ajudar na avaliação do animal (Geraci & Lounsbury, 1993).



Figura 1: Biometria de *Peponocephala electra* (Foto: Acervo Aquasis)

3.2 Encalhe em massa

O resgate, quando ocorre um encalhe em massa, deve ser muito bem coordenado. É preciso estabelecer uma ordem de prioridades. No Brasil, existem quatro registros de encalhe em massa, em dois desses casos, envolvendo 33 cachalotes (*Physeter macrocephalus*) e 240 golfinhos-cabeça-de-melão (*Peponocephala electra*) (Lodi et al., 1990) respectivamente, e seria muito difícil ter uma infraestrutura que permitisse o atendimento imediato a todos os animais. Nos outros dois casos, o primeiro envolvendo cinco baleias-piloto-de-peitorais-curtas (*Globicephala macrorhynchus*) (Hetzl & Lodi, 1993) e o segundo envolvendo seis golfinhos-de-dentes-rugosos (*Steno bredanensis*) (Hetzl & Lodi, 1998) o atendimento imediato poderia ter sido realizado. Deve-se cuidar primeiro dos animais que apresentam maiores chances de sobrevivência. Para isso, pode-se marcar cada animal com uma fita colorida, colocando-se cores diferentes para cada categoria (Ex. vermelho para animais com maiores chances, amarelo para animais com chance média e azul para animais já mortos ou com poucas condições de sobrevivência). De preferência, os animais a serem resgatados primeiro devem incluir machos e fêmeas e devem incluir todas as faixas etárias (filhotes, jovens, adultos). A princípio, animais que ainda estejam dentro d'água têm maiores chances do que os animais que estejam na praia há mais tempo, sofrendo os efeitos do calor.

Deve-se ter cuidado ao movimentar os animais. Empurrar somente nos flancos ou na base da nadadeira dorsal. Se o animal voltar a encalhar após ter sido colocado no mar, isso é um mal indicativo.

4. Reintrodução imediata

A partir da avaliação do estado do animal, deve-se optar pela soltura imediata do animal ou pelo seu tratamento em cativeiro. No

caso de o animal estar aparentemente bem, estando alerta e com sinais vitais estáveis, pode-se optar por sua soltura imediata. Nesse caso não se deve fazer medicação com tranqüilizantes. No caso de filhotes que ainda estejam dependentes da amamentação, a soltura, mesmo que o animal esteja bem, é um risco grande, pois dificilmente ele irá sobreviver sozinho.

O local de soltura deve ser escolhido para propiciar ao animal as maiores chances de retornar ao seu ambiente. Se a praia onde o animal encalhou tiver ondas fortes ou muito trânsito de embarcações, seria preferível remover o animal para um local mais tranqüilo para a soltura. Antes de soltá-lo, o animal deve ser marcado a fim de ser identificado sem dúvidas, caso venha a encalhar novamente. O uso de brincos, usados em gado, na nadadeira dorsal ou a marcação com frio são bastante utilizados (Colares et al., 1994).

A soltura imediata do animal deve ser monitorada até que ele se vá, ou demonstre um comportamento típico da espécie em questão. O monitoramento nesses locais deve ser mais intenso nos dias seguintes, na tentativa de confirmar que o animal não apareceu mais ou que ele ainda mantém um quadro estável, no caso de ser avistado. Preferencialmente, a mesma equipe, ou parte dela deve compor o grupo dos monitoramentos seguintes. Além disso, essa mesma equipe deve ficar sob alerta para o caso de o animal em questão voltar a encalhar em uma outra localidade.

5. Resgate

Uma vez que o animal encalhado recebeu os primeiros socorros, foi examinado e avaliou-se que ele não tem condições de ser reintroduzido imediatamente no mar, mas tem condições de sobreviver se passar por tratamento adequado, deve-se estruturar como será feito o resgate desse animal.

5.1 Contenção

A contenção para um pequeno cetáceo é relativamente fácil, deve-se tomar cuidado com sua nadadeira caudal e com mordidas. No caso de um animal de maior porte, o risco é maior.

A utilização de macas, além de facilitar o transporte do animal, também permite sua contenção. A maca deve ter espaços vazados para acomodar as nadadeiras peitorais. Para a colocação do animal sobre a maca, pode-se colocá-la fechada, como uma sanfona, ao lado do corpo do animal. Inclina-se o tronco do animal para o lado oposto ao da maca empurrando-a mais próximo possível do ventre do animal. Volta-se o animal para a posição vertical e depois ele é inclinado em direção à maca, dessa forma, pode-se procurar puxar a extremidade da maca por sob o animal.

Se for preciso, pode-se utilizar um guincho para a colocação do animal no veículo de transporte.

O uso de tranqüilizantes pode facilitar a operação e reduzir o estresse do animal.

5.2 Transporte

Alguns cuidados são necessários durante o transporte do animal (Figura 2). O veículo deve ser apropriado para esse tipo de atividade, possuindo carroceria que comporte o tamanho e peso do animal. O uso de veículos com tração nas quatro rodas é preferível devido à dificuldade de acesso a certos locais de encalhe. Rampas e guinchos podem facilitar o embarque do animal. Os cetáceos devem ser colocados no veículo com a cabeça voltada para frente do veículo, a fim de evitar uma maior desorientação do animal. Durante todo o transporte, deve-se tomar cuidado com o excesso de temperatura e com a incidência de sol. Deve-se molhar o animal continuamente, protegê-lo da luz solar e monitorar sinais de estresse. Medicamentos

de emergência devem estar disponíveis, porque eles podem ser necessários, e o animal deve ser posicionado no veículo de maneira que facilite a administração de drogas.



Figura 2: *Stenella clymene* sendo transportado pela equipe da Aquasis (Foto: Acervo Aquasis)

O destino de todos os animais resgatados deve ser previamente planejado, para que se possa prever: a rota mais rápida, segura e “tranquila”; o apoio da polícia ou dos bombeiros, se necessário; o material e equipamento de suporte a ser utilizado durante o transporte.

5.3 Cativoiro

A escolha do local de cativoiro deve ser feita cuidadosamente e uma série de fatores devem ser avaliados.

A distância do local do encalhe deve ser a menor possível ou possuir meio de transporte que facilite o acesso ao local (p.e. transporte aéreo). Existem poucos locais na Região Nordeste com facilidades que permitam um bom cativoiro e cuidados para esses animais. Deve-se evitar o transporte do animal para locais particulares como, por exemplo, residências ou pousadas com piscinas. Existem aspectos legais que devem ser obedecidos e aspectos técnicos, como o risco de transmissão de doenças (ver Saúde Pública), que fazem com que o cativoiro em uma residência particular seja desaconselhável.

O Centro Mamíferos Aquáticos/Ibama e a Associação de Pesquisa e Preservação de Ecossistemas Aquáticos-Aquasis (Figura 3) contam com estruturas de piscinas e Setor Veterinário que possibilitam o atendimento de pequenos cetáceos. Universidades públicas também podem possuir estruturas de instalações e laboratórios que

propiciem condições para o alojamento do animal durante seu período de recuperação.

Outra opção seria o cativeiro em ambiente natural, através de um cercado em região de mar que seja isolada do público e apresente condições para o manejo do animal (Maia-Nogueira & Norberto, 2002). Regiões de estuário podem ser utilizadas. Deve-se considerar a variação da maré, presença de infra-estrutura, facilidade de acesso para a equipe e isolamento do público na hora de escolher o local.



Figura 3: *Stenella longirostris* em reabilitação na Aquasis (Acervo Aquasis)

Deve-se tomar especial cuidado com a qualidade da água, pois o contato prolongado com água doce pode ocasionar edema de córnea. Do mesmo modo, um excesso de cloro na água pode ser prejudicial para os animais. Devemos considerar, no cativeiro em ambiente artificial, o aumento da quantidade de matéria orgânica na água e de coliformes devido à defecação feita pelo animal e os restos de alimentação. Se esses aspectos não forem observados, pode-se tornar difícil a recuperação de um animal que já se encontra debilitado.

6. Reabilitação

A reabilitação do animal resgatado pode durar dias ou mesmo meses. Nas primeiras 24-48 horas, os cuidados devem ser mais intensos com o monitoramento constante do animal. Esse período é crítico para a avaliação do animal e a determinação de suas reais condições e estabelecimento do prognóstico.

Alguns cetáceos podem estar fracos demais para se manterem à superfície e podem necessitar de auxílio para flutuação. Emergencialmente, isso pode ser feito pelos próprios membros da equipe auxiliando o animal a se manter à superfície, mas é preferível a utilização de bóias que permitam a manutenção do animal sem contato com pessoas, diminuindo, assim, o estresse do animal por ser manipulado e também reduzindo o risco para a equipe.

A alimentação a ser fornecida deve ser, em uma primeira tentativa, oferecida voluntariamente ao animal. Caso ele aceite isso irá facilitar sua manutenção. Caso ele não esteja aceitando a alimentação, pode ser necessária a alimentação forçada através do emprego de sonda gástrica. Pode-se manter um animal com alimentação forçada por meses (Dover Samuel, 2000 *Com. pess.*). Lembrar que a utilização de peixes congelados para alimentação requer a suplementação com tiamina, pois a enzima tiaminase destrói esta vitamina.

Caso seja necessária a hidratação do animal, ela pode ser feita com água doce, por via oral.

Devem-se realizar os exames complementares que forem necessários para confirmar a suspeita clínica e também para gerar mais informações sobre esses animais.

Devem-se manter todos os parâmetros fisiológicos checados, isso pode ser útil para que a evolução do paciente seja acompanhada e para que esses dados não sejam perdidos.

Alguns parâmetros a serem avaliados são a frequência cardíaca (FC) de 33 a 45 bat./min dentro da água e até 90 bat./min fora da água e frequência respiratória (FR) de 1 a 4 mov./min (Geraci & Lounsbury, 1993).

7. Soltura

A soltura de um animal reabilitado pode ser vista como a recompensa de todo um trabalho realizado, mas deve-se ter uma postura crítica e uma avaliação séria dos riscos e cuidados a serem tomados para a reintrodução do animal.

Devem-se avaliar as condições de saúde deste animal e suas possibilidades de sobreviver quando solto. O animal deve estar bem de saúde e passar por exames para reduzir o risco de ele levar alguma infecção contraída no cativeiro para as populações selvagens. É preciso um laudo veterinário atestando as boas condições de saúde para o animal ser libertado.

No caso de animais resgatados, ainda quando filhotes, pode ser mais difícil sua soltura, pois eles podem não ter tido uma fase de aprendizagem que lhes possibilite identificar quais são suas presas, como capturá-las, quais são os predadores, como evitá-los, como se relacionar com outros animais de sua espécie. Do mesmo modo, se não tiveram a chance de mamar colostro e terem tido contato com outros de sua espécie, podem não apresentar anticorpos que os protejam de agentes patogênicos que irão encontrar na natureza.

O ambiente onde o animal será solto deve propiciar as melhores condições para sua sobrevivência. Deve apresentar oferta de alimento e possibilidade de contato com outros animais de sua espécie.

Deve-se realizar a marcação desse animal para que ele possa ser identificado caso volte a encalhar ou venha a ser reavistado. O uso de transmissores para satélite seria a melhor opção por permitir o monitoramento do animal, porém seu custo é muito elevado.

Campanha de divulgação no local e cobertura da mídia podem não só auxiliar no sucesso da reintrodução, mas servir para a realização de um trabalho mais amplo de educação ambiental.

O transporte até o local de soltura deve seguir os cuidados que foram assinalados no item 5.2. Lembrar que animais que vão ser soltos não devem ser medicados com tranqüilizantes (Geraci & Lounsbury, 1993).

8. Eutanásia

Os procedimentos para uma eutanásia devem ser adequados à espécie. Usar técnicas com medicação intravenosa, 300 a 500 mg/ml de barbitúricos – essas doses são diminuídas quando se associa à acepromazina (Geraci & Lounsbury, 1993) ou Hidrocloreto de Etorfina 0,02 mg/kg.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRADE, A.; PEREIRA, A.R. Ocorrência de *Hadwenius tursiosis* (Digenea: Campulidae) em *Sotalia fluviatilis* no litoral da Bahia. In: REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL, 8., 1998. Olinda, **Resumos...** Olinda, 1998, p. 8.

BAIRD, R.W.; HOOKER, S.K. Ingestion of plastic and unusual prey by a juvenile harbour porpoise. **Marine Pollution Bulletin**, v. 40, n. 8, p. 719-720, 2000.

BARROS, N.B.; GASPARINI, J.L.; BARBOSA, L.A.; NETTO, R.F.; MORAES, C.S. Ingestão de plástico como provável *Causa mortis* de uma baleia-piloto-de-peitorais-curtas, *Globicephala macrorhynchus* Gray, 1846, no litoral do estado do Espírito Santo. In: CONGRESSO NORDESTINO DE ECOLOGIA, 7., 1997. Ilhéus, **Anais...** Ilhéus, 1997, p. 336.

BASTOS, B.L.; MAIA-NOGUEIRA, R.; ROSA, S.M.; PEDREIRA, L.; NORBERTO, G.O.; CUNHA, I.F. da. Resgate, reabilitação e soltura de um golfinho-de-dentes-rugosos, *Steno bredanensis* (Lesson, 1828), encalhado na baía de Todos os Santos, Salvador (BA). **Bioikos**, Puc-Campinas, v. 17, p. 1-2, 2003.

CARWARDINE, M. **Ballenas, delfines y marsopas**: guía visual de todos los cetáceos del mundo. *Manuales de Identificación*. Barcelona: Ediciones Omega, S.A., 1995. 256p.

CARWARDINE, M; HOYT, E.; FORDYCE, R.E.; GILL, P. **Ballenas, delfines y marsopas**. Barcelona: Ediciones Omega, S.A., 1999.

COLARES, F.A.P.; SOAVINSKI, R.J.; BOSHI, M.B.; NOGUEIRA, B.P. MARANHÃO, E.D.P.; CHEINE, R.; SOUZA LIMA, R. S. Translocação de dois botos vermelhos *Inia geoffrensis* (Mammalia:Cetacea) do município de Lagoa do Prata-MT para o Rio Formoso-TO. In: REUNIÃO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL. 6., 1994. Florianópolis. **Anais...** Florianópolis, 1994. 104p.

CONSTANTINE, R; VISSER, I.; BUURMAN, D.; BUURMAN, R.; McFADDEN, B. Killer whale (*Orcinus orca*) predation on dusky dolphins (*Lagenorhynchus obscurus*) in Kaikoura, New Zeland. **Marine Mammal Science**, v. 14, n. 2, p.324-330, 1998.

COSTA, A.F.; MONTEIRO-NETO, C. Presença de *Stenurus globicephalae* Baylis et Daubney, 1952 (Nematoda, Pseudaliidae) em um espécime de golfinho cabeça de

melão *Peponocephala electra* (Cetacea, Delphinidae). In: REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL, 8., 1998. Olinda, **Resumos...** Olinda, 1998, p. 52.

DAILEY, M. Parasitology - Basic Considerations. In: FOWLER, M. E. (Ed.). **Zoo & Wild Animal Medicine**. 2nd Edition. W. B. Saunders Company, p. 781-784, 1986.

FAIR, P.A.; BECKER, P.R. Review of stress in marine mammals. **Journal of Aquatic Ecosystem Stress and Recovery**, v. 7, p. 335-354, 2000.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V. **Marine mammals ashore: a field guide for strandings**. Texas: Texas A&M Sea Grant Publications, 1993. 305p.

GOMES, C.M.B. Expedição da disciplina de oceanografia à Bojuru, RS. **Ver. Veritas**, Porto Alegre, v. 69, p. 80-102, 1973.

HETZEL, B.; LODI, L. **Baleias, botos e golfinhos: guia da identificação para o Brasil**. Rio de Janeiro: Nova Fronteira, 1993. 279p.

_____. Investigating a mass stranding of rough-toothed dolphins in Brazil. **Whalewatcher**, v. 31, n. 2, p. 18-20, 1998.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil: plano de Ação, versão II**. 2.ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine mammals of the world: FAO Species Identification Guide**. Rome: UNEP/FAO, 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

LODI, L.; SICILIANO, S.; CAPISTRANO, L. Mass stranding of *Peponocephala electra* (Cetacea, Globicephalinae) on Piracanga beach, Northeastern Brazil. **Sci. Rep. Cetacean. Res.**, Tokyo, v. 1, n. 1, p. 79-84, 1990.

LONG, D.J.; JONES, R.E. White shark predation and scavenging on cetaceans in the eastern north Pacific ocean. In: KLIMLEY A.P.; AINLEY, D.G. (Eds.). **Great white sharks: the biology of *Carcharodon carcharias***. Academic Press Inc, p. 293-307, 1996.

MAIA-NOGUEIRA, R. Primeiro registro de golfinho-de-risso (*Grampus griseus*) G. Cuvier, 1812 (Cetacea, Delphinidae), no litoral do Estado da Bahia, incluindo uma revisão da espécie em águas brasileiras. **Bioikos**, Puc-Campinas, v. 14, n. 1, p. 34-43, 2000.

MAIA-NOGUEIRA, R.; NORBERTO, G.O. Recinto móvel desenvolvido para a reabilitação de golfinhos (Cetacea: Odontoceti) em ambiente natural. CONGRESSO DA SOCIEDADE DE ZOOLOGICOS DO BRASIL. 26., 2002. **Resumos...** Porto Alegre, 2002.

MARIGO, J.; ANDRADE, A.L.V.; ROSAS, F.C.W. Parasitos pulmonares de cetáceos do litoral do estado do Paraná, Brasil. 9., REUNIÓN DE TRABAJO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 9., 2000. Buenos Aires. **Resúmenes...** Buenos Aires, 2000, p. 82.

MEIRELLES, A.C.O.; SILVA, C.P.N.; CAMPOS, A.A.; BARROS, H.M.D. do. Registro do encalhe de um boto cinza, *Sotalia fluviatilis* Gervais, 1853, com vestígios de nylon monofilamento em tecido cicatrizado do rosto. **Arq. Ciên. Mar**, Fortaleza, v. 35, p. 75-78, 2003.

PALAZZO JÚNIOR, J.T.; BOTH, M.C. **Guia dos mamíferos marinhos do Brasil**. Porto Alegre: Ed. Sagra, 1988. 104p.

PINEDO, M.C.; ROSAS, F.C.W.; MARMONTEL, M. **Cetáceos e Pinípedes do Brasil**: uma revisão dos registros e guia para identificação das espécies. Manaus: UNEP/FUA, 1992. 212p.

PITMAN, R.L.; BALLANCE, L.T.; MESNICK, S.I.; CHIVERS, S.J. Killer whale predation on sperm whales: observations and implications. **Marine Mammal Science**, v. 17, n. 3, p. 494-507, 2001.

RIDGWAY, S.H.; HARRISON, R. **Handbook of Marine Mammals**, vol. 4. River Dolphins and the Larger Toothed Whales. London: Academic Press, 1989. 442p.

_____. **Handbook of Marine Mammals**, vol. 5. The First Book of Dolphins. London: Academic Press, 1994. 416p.

SAMPAIO, C.L.S.; MAIA-NOGUEIRA, R.; BARACHO, C.G.; PEREIRA, A.R. Registros de interações entre tubarões (Condriichthyes, Elasmobranchii) e mamíferos marinhos (Mammalia, Cetacea) no litoral baiano, nordeste do Brasil. REUNIÓN DE TRABAJO DE ESPECIALISTAS EN MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 9., 2000, Buenos Aires. **Resúmenes...** Buenos Aires, 2000. p. 112.

SANTOS, C.P.; LODI, L. Occurrence of *Anisakis physeteris* Baylis, 1923 and *Pseudoterranova* sp. (Nematoda) in Pygmy sperm whale *Kogia breviceps* (De Blainville, 1838) (Physeteridae) in northeastern coast of Brazil. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 93, n. 2, p. 187-188, 1998.

SECCHI, E.R.; ZARZUR, S. Plastic debris ingested by a Blainville's beaked whale, *Mesoplodon densirostris*, washed ashore in Brazil. **Aquatic Mammals**, v. 25, n. 1, p. 21-24, 1999.

SERRA, S.D.; DÓREA-REIS, L.W.; PEREIRA, A.R.; KOGA, A.K. Sacos plásticos e lacres de metais em conteúdos estomacais de cetáceos encontrados na baía de Todos os Santos e região metropolitana. REUNIÓN DE TRABAJO DE ESPECIALISTAS EN MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 9., 2000, Buenos Aires. **Resúmenes...** Buenos Aires, 2000. p. 119.

SICILIANO, S. Review of small cetaceans and fishery interactions in coastal waters of Brazil. **Rep. Int. Whaling Comm.** Cambridge, RU. (Special Issue, 15), p. 241-250. 1994.

TOWNSEND, F. I. Medical Management of Stranded Small Cetaceans. In: FOWLER, M.E. (Ed.). **Zoo & Wild Animal Medicine**. 4th Edition. W. B. Saunders Company, p. 485-493, 1998.

VAN BRESSEM, M.; VAN WAEREBEEK, K.; JEPSON, P.D.; RAGA, J.A.; DUIGNAN, P.J.; NIELSEN, O.; BENEDITTO, A.P.D.; SICILIANO, S.; RAMOS, R.; KANT, W.; PEDDEMORS, V.; KINOSHITA, R.; ROSS, P.S.; LÓPEZ-FERNANDEZ, A.; EVANS, K.; CRESPO, E.; BARRETT, T. An insight into the epidemiology of dolphin morbillivirus worldwide. **Veterinary Microbiology**, v. 81, p. 287-304, 2001.

WADE, P.R. Calculating limits to the allowable human-caused mortality of cetaceans and pinnipeds. **Marine Mammal Science**, v. 14, n. 1, p. 1-37, 1997.

WELLS, R.S.; SCOTT, M.D. Seasonal incidence of boat strikes on bottlenose dolphins near Sarasota, Florida. **Marine Mammal Science**, v. 13, n. 3, p. 475-480, 1997.

PINÍPEDES

Cristiane Mlyaji Kolesnikovas

Médica Veterinária
Associação R3 Animal

Juliana Marigo

Médica Veterinária
Aquário de Ubatuba

Luciano Wagner

Biólogo
Sociedade de Pesquisa e Conservação de
Mamíferos Aquáticos

Milton César C. Marcondes

Médico Veterinário
Instituto Baleia Jubarte

Rodolfo Pinho da Silva Filho

Médico Veterinário
Centro de Recuperação de Animais
Marinhos - CRAM

Valeria Ruoppolo

Médica Veterinária
Projeto BioPesca & Centro de Recuperação
de Animais Marinhos - CRAM

1. Biologia

Algumas espécies de mamíferos aquáticos estão representadas na Ordem Carnívora. Nela, a subordem Pinnipedia, composta por 34 espécies, possui ancestrais em comum com o cão e está dividida em três famílias, de acordo com Barnes et al. (1985) e Jefferson et al. (1993):

- Superfamília Otarioidea:

- Família Odobenidae (uma espécie): inclui as morsas, cuja distribuição é restrita ao Ártico;

- Família Otariidae (14 espécies): inclui os pinípedes que possuem orelhas, conhecidos como lobos e leões-marinhos.

· Superfamília Phocoidea:

- Família Phocidae (19 espécies): inclui os pinípedes que não possuem orelhas, as focas em geral e os elefantes-marinhos.

Os pinípedes são carnívoros aquáticos extremamente especializados que podem ser encontrados desde os pólos até os trópicos. Um fator unificador do grupo é que todos passam a maior parte do tempo na água, porém necessitam retornar a um substrato sólido, como a terra ou o gelo, para parir e, em sua maioria, copular (Jefferson et al., 1993).

Tanto otarídeos quanto os focídeos estão bem adaptados para o mergulho.

Diferenciação entre otarídeos e focídeos, de acordo com Geraci & Lounsbury (1993):

Enquanto os leões e lobos-marinhos apresentam orelhas, nadadeiras com a face ventral sem pêlos e unhas mais desenvolvidas nas nadadeiras posteriores, as focas não possuem orelhas, apresentam pêlos em ambas as superfícies das nadadeiras e unhas mais desenvolvidas nas nadadeiras anteriores.

Quanto ao padrão de natação, os otarídeos utilizam as nadadeiras anteriores para impulsionar-se e os focídeos utilizam-se das nadadeiras posteriores. Para o deslocamento em terra, os lobos e leões marinhos se apóiam nas nadadeiras anteriores e as utilizam juntamente com as posteriores, apoiando os quatro membros no solo.

Os lobos e leões marinhos movem-se muito rápido, não se devendo subestimar sua agilidade em terra. As focas são mais ágeis na água.

Machos adultos de lobos e leões-marinhos possuem testículos externos, enquanto nas focas os testículos são intra-abdominais (endórquidas).

As espécies que já foram registradas em águas jurisdicionais brasileiras de acordo com o Plano de Ação, Versão II (Ibama, 2001), estão na tabela abaixo com os respectivos pesos conforme Jefferson et al., (1993):

Nome Científico	Nome Comum	Peso Mínimo e Máximo (kg)			Status
		macho	fêmea	neonato	
Família Otariidae					
<i>Otaria flavescens</i>	Leão-marinho-do-sul	200 - 350*	144**	11 - 15	LR
<i>Arctocephalus australis</i>	Lobo-marinho-do-sul	120 - 200	40 - 50	3,5 - 5,5	DD
<i>Arctocephalus tropicalis</i>	Lobo-marinho-subantártico	70 - 165	25 - 55	4 - 4,4	DD
<i>Arctocephalus gazella</i>	Lobo-marinho-antártico	110 - 230	22 - 51	6 - 7	DD
Família Phocidae					
<i>Mirounga leonina</i>	Elefante-marinho-do-sul	3000 - 5000	400 - 800	40 - 50	DD
<i>Hydrurga leptonyx</i>	Foca-leopardo	270 - 450	500**	30 - 35	DD
<i>Lobodon carcinophagus</i>	Foca-caranguejeira	200 - 300	200 - 300	20 - 40	DD

(*)Nowak, (1997) (**) Peso médio

Não se tem registro da Foca de Weddell (*Leptonychotes weddelli*) no Brasil (Ibama, 2001).

A ocorrência de pinípedes em águas brasileiras é registrada em maiores números na região Sul, durante os meses de inverno e primavera. Não existem colônias reprodutivas em nosso litoral, sendo

a maioria dos registros representados por machos e indivíduos jovens (Ibama, 2001).

As espécies mais freqüentemente registradas, que utilizam o litoral do Sul do Brasil para descanso e alimentação, são *Otaria flavescens* e *Arctocephalus australis*. As demais ocorrem de forma esporádica. As duas maiores concentrações de *O. flavescens* no litoral brasileiro estão no Rio Grande do Sul: o Refúgio de Vida Silvestre do Molhe Leste da Lagoa dos Patos e a Reserva Ecológica da Ilha dos Lobos, em frente a Torres (Rosas et al., 1994; Ibama, 2001).

2. Mortalidade

A maior ameaça às populações de *O. flavescens* é o molestamento e a morte intencional devido à interação com a pesca. Cerca de 30% dos animais encontrados mortos no litoral do Rio Grande do Sul apresentaram evidências de interação com atividades pesqueiras (Rosas et al., 1994).

Também é comum a ocorrência de pinípedes que se encontram debilitados, desidratados e/ou enfermos (Figura 1), provavelmente devido ao comprometimento clínico prévio de indivíduos que percorrem longas distâncias durante a migração.

O estado debilitado com que estes animais chegam ao litoral, muitas vezes infestados por grandes cargas parasitárias; e a ocorrência de distintos tipos de pneumonias são os fatores que mais comumente levam os animais ao óbito natural.

A morte acidental em redes de pesca pode ocorrer, porém não é tão comum quanto para os cetáceos. O óleo proveniente de vazamentos de petróleo, quando acometem grande porcentagem do corpo de indivíduos dependentes da pelagem para a



Figura 1: Lobo marinho (*Arctocephalus tropicalis*) debilitado resgatado pelo CMA/lbama (Foto: Acervo CMA/lbama)

termorregulação corporal, como os lobos-marinhos, podem afetar sua eficiência na capacidade de proteger-se contra o frio. O impacto do petróleo nos pinípedes, pode ser sumarizado em: a) danos na pele e pelagem, com conseqüente hipotermia; b) irritação ocular, das membranas mucosas e irritação da pele; c) ingestão/inalação e efeitos sistêmicos e d) alterações de comportamento. Dependendo do grau de exposição, pode levar o animal à morte.

3. Primeiros socorros

Ao encontrar um pinípede na praia, deve-se determinar se o indivíduo trata-se de um focídeo ou de um otarídeo. É importante fotografar e também avaliar o grau de atenção que o animal demonstra ao que está ocorrendo à sua volta. Em condições normais, apresenta-se alerta e procura manter as pessoas que se aproximam dentro de seu campo de visão, movendo a cabeça ou o corpo, afastando-se quando alguém se aproxima muito. Se o animal estiver apático, é um sinal de que seu estado de saúde está muito comprometido.

É necessário lembrar que esses animais podem tornar-se agressivos em autodefesa, podendo morder e ocasionar lesões sérias, portanto deve-se isolar a área e manter outros animais e curiosos afastados. Trabalhar sempre em silêncio, evitando gritos e gestos bruscos. Não utilizar o flash para fotografar o animal.

Aproximar-se de forma gradual e cuidadosa coberto por um escudo, se possível agachado, para não oferecer ameaça. Verificar se o animal tem ferimentos pelo corpo e sinais de hemorragia. Estes podem ter sido produzidos por predadores naturais, arpões, redes de pesca, colisão com embarcações e suas hélices.

Procurar manter o animal à sombra e, caso a temperatura ambiente seja muito alta (>26°C), mantê-lo molhado.

A avaliação do estado geral do animal e a administração de medicamentos ainda na praia devem ser feitas a critério do médico veterinário responsável.

4. Resgate, contenção e transporte

Muitas vezes, o pinípede está apenas descansando na praia, e é necessário determinar se existe necessidade de remover o indivíduo para um centro de reabilitação. Além da presença óbvia de ferimentos ou fraturas, alguns indicadores da condição física e comportamental do animal devem ser avaliados.

Se for tomada a decisão de realizar a captura, esta deve ser planejada com cuidado evitando acidentes com a equipe de resgate e sem aumentar o estresse do animal desnecessariamente. Em geral, os focídeos são mais fáceis de serem capturados que os otarídeos, devido à sua menor agilidade em terra, porém nunca deve se subestimar a capacidade de locomoção destes animais.

Dependendo do tamanho do indivíduo e do seu estado de alerta, deve-se optar pelo método de captura que seja mais rápido e seguro. Podem ser utilizadas redes de fio de algodão de malha grossa (puçás com aro) para a captura de animais pequenos. Os puçás podem ter o fundo atado, facilitando a soltura do animal dentro da jaula de transporte. Animais até 25 kg também podem ser capturados utilizando-se cobertores. Todas as pessoas envolvidas na manipulação do animal devem utilizar luvas de raspa de couro.

Outro método seguro para a equipe de resgate é a utilização de escudos de madeira utilizados para encurralar o animal a entrar na jaula de transporte.

A captura deve ser realizada por duas pessoas no mínimo, e planejada da água em direção à areia, tratando de evitar que o animal fuja para a água. Caso o animal se encontre na água, a captura se torna mais difícil, aumentando o risco de ferimentos tanto para o animal como para a equipe de resgate, fazendo-se necessário um número maior de pessoas para conseguir encurralar o animal.

A utilização do cambão é um método comumente aplicado, porém não é ideal, pois oferece riscos para o animal e para os operadores. Deve-se dar preferência a outros métodos. Na indisponibilidade de outro método, o manejo deve ser realizado de forma rápida, pois o cambão diminui a circulação do sangue cerebral podendo provocar desmaios, existindo também a possibilidade de fratura dos anéis traqueais do animal capturado.

Se necessário, o veterinário pode utilizar um sedativo como, por exemplo, o diazepam (0,1-0,2 mg/kg IM ou IV), diminuindo assim a ansiedade e o estresse do animal. É importante que o médico veterinário avalie o grau de desidratação do indivíduo antes de administrar qualquer tipo de medicamento durante o resgate, e que não exista risco do animal fugir para a água durante o tempo de indução do sedativo.

O transporte deve ser feito dentro de uma jaula com tamanho e ventilação adequados (Figura 2), dando preferência aos horários mais frescos do dia, devido às altas temperaturas.

De preferência, transportar o animal na sombra e o mais rápido possível, evitando paradas desnecessárias. Pinípedes podem ser facilmente transportados em caixa de transporte para cães (Figura 3).



Figura 2: Jaula utilizada pelo Centro de Recuperação de Animais Marinhos (CRAM), Rio Grande/RS (Foto: Jociery E. Vergara-Parente)



Figura 3: Lobo marinho em uma caixa de transporte para cães (Foto: Acervo CMA/Itama)

Recomenda-se ainda:

- Que todo manejo a ser realizado deva ser previamente planejado, visando sempre à segurança das pessoas e dos animais envolvidos, evitando mordidas;

- Utilizar luvas de aço ou de tecido ou ainda descartáveis;
- Botas de borracha ;
- Máscaras;
- Aventais de plástico sempre que possível;
- Proteção sobre ferimentos abertos;

5. Zoonoses

Infecções que possam ser transmitidas dos animais para o homem, e vice-versa são conhecidas como zoonoses. Existem diversas zoonoses potencialmente perigosas entre os mamíferos marinhos que podem ser transmitidas através de pequenos cortes ou abrasões na pele, pelo sistema respiratório ou pelo sistema digestivo. Portanto recomenda-se nunca respirar o ar expirado pelos animais, não se aproximar demais das narinas dos pinípedes e tomar precauções especiais com animais que apresentem secreções respiratórias.

A pneumonia de origem bacteriana é uma das enfermidades mais comuns encontradas nos mamíferos aquáticos e está frequentemente associada com o encalhe e com a morte de cetáceos e pinípedes (Higgins, 2000; Howard et al., 1983). Animais infectados por bactérias do complexo *Mycobacterium* podem oferecer sérios riscos aos técnicos envolvidos. Higgins (2000) menciona que a presença do *Mycobacterium* spp. em mamíferos marinhos não é bem documentada, e aparentemente está limitada aos pinípedes. Outras zoonoses potenciais incluem a leptospirose e a raiva.

6. Reabilitação

Segundo a Instrução Normativa N° 03 de 08 de fevereiro de 2002 que legisla sobre a manutenção de mamíferos aquáticos em cativeiro, a reabilitação é considerada o período que o animal permanece sob cuidados veterinários intensivos, visando a sua soltura ou destinação adequada e é fundamental que esta seja realizada por profissionais devidamente capacitados, habilitados e com experiência comprovada na área de mamíferos aquáticos, com supervisão médico-veterinária.

6.1 Ambientação e instalações necessárias

A ambientação dos pinípedes deve ser feita de acordo com a Instrução Normativa Nº 3 de 8 de fevereiro de 2002. Nessa, as dimensões necessárias sugeridas são tanques com 5 metros de distância horizontal e profundidade mínima de 2 metros. A maioria dos animais que ingressa nos centros de reabilitação da região Sul do Brasil são indivíduos jovens, com menos de um ano de idade e menores que um metro de comprimento total, difíceis de serem capturados em tanques com estas dimensões. Sugere-se a mudança das dimensões necessárias para 3m x 2m x 1,5m de profundidade, considerando estas dimensões suficientes para a manutenção temporária de pinípedes com até 2m de comprimento total.

Cuidados necessários:

Possuir ao menos três jaulas, com 2m de área seca ao redor, para isolamento de enfermos e para o ingresso de novos indivíduos;

Tanques com água não necessariamente salgada (ver nutrição);

O piso deve ser liso, não abrasivo, impermeável, resistente a danos físicos e químicos, sem saliências ou reentrâncias que abriguem restos de alimento ou excreções, de fácil limpeza e desinfecção. Por tal motivo, deve-se preferir piscinas ovaladas ou redondas;

O tanque deve possuir uma barreira sanitária, evitando que as fezes caiam na água;

Oferecer uma área seca, sombra, pouco ruído e muita ventilação;

Iluminação natural;

Qualidade de água de acordo com a Instrução Normativa Nº 3 de 8/2/2002;

· Fazer controle rígido da limpeza e dos produtos utilizados;

Outros requisitos:

Complementando as instalações, é necessário um ambulatório, cozinha para preparação do alimento dos animais separada das áreas de uso humano, sala de necropsia, banheiros, vestiários com chuveiros e lavanderia.

Recomenda-se possuir os equipamentos necessários para o resgate e contenção dos animais (jaulas de transporte, redes, puçás e escudos) e os necessários durante a reabilitação (cobertores, jaula-prensa) (Figuras 1 e 2).

Promover a utilização de pedilúvios contendo hipoclorito diluído a 10% na entrada e saída das áreas de manejo e necropsia.

Não deve ser permitido o acesso à visitação pública nos centros de reabilitação.

Centros de reabilitação de animais aquáticos devem restringir-se à recepção dessas espécies, não podendo receber, reabilitar ou manter espécies terrestres nas mesmas instalações, devido ao grande risco de disseminação de patógenos não existentes no ambiente aquático.

6.2 Padrão de ingresso

É necessário considerar que a maioria dos pinípedes que chegam para a reabilitação estão desidratados. Após a realização do exame físico, o médico veterinário deve direcionar seus esforços para a estabilização da desidratação.

Animais desidratados podem ser tratados com água mineral administrada por via oral através de sonda gástrica. Animais muito debilitados devem ser hidratados pela via subcutânea com soro não glicosado (20ml/kg). Pinípedes em reabilitação devem ter acesso livre

à água doce para beber.

Os procedimentos mencionados a seguir estão de acordo com os descritos por Dierauf (1990) e Gulland et al. (2001):

A contenção de pinípedes para exame e tratamento é uma tarefa complicada e deve ser realizada por uma equipe bem treinada. No caso de focídeos jovens, estes podem ser imobilizados montando-se sobre o animal na altura dos ombros, posicionando suas nadadeiras peitorais contra o corpo e pressionando a cabeça contra o chão. Deve-se tomar o cuidado de imobilizar primeiro a cabeça do animal, com uma toalha ou cobertor, por exemplo, ao se montar sobre o animal para a contenção.

Para os lobos e leões-marinhos, a contenção é mais difícil e perigosa. Deve-se ter em mente que a força de apoio destes animais está nas nadadeiras anteriores, portanto, após a imobilização da cabeça, monta-se e faz-se pressão com as pernas, mantendo as nadadeiras anteriores junto ao corpo do animal. Em animais de grande porte (>60 kg), são necessárias mais pessoas para manter o indivíduo em posição. O uso de escudos de madeira torna-se necessário para os animais mais agressivos.

Uma vez que o animal esteja bem contido, deve-se realizar o exame físico, incluindo o monitoramento dos sinais vitais através da auscultação pulmonar e cardíaca, e da temperatura corporal através da inserção de um termômetro retal. Realizar o tratamento indicado pelo médico veterinário, assim como a colheita de amostras para exames complementares (sangue, fezes, ectoparasitas e secreções). Sugere-se que a biometria e a identificação do animal com brincos de ovelha/gado sejam feitas após o período de estabilização do animal e que este esteja sedado.

Oferecer alimento somente após seis a oito horas, quando a terapia de hidratação já houver surtido algum efeito.

6.3 Nutrição

A alimentação deve procurar seguir de perto os hábitos alimentares de cada espécie e o pescado oferecido deve ser de qualidade para o consumo humano. Após os procedimentos de ingresso e a terapia de hidratação inicial, promover um período de descanso de 6 a 8 horas ao animal. A primeira tentativa de alimentação deve ser feita jogando o peixe na água. Nem todos os animais aceitarão a alimentação de forma fácil, mas, caso aceite, isso reduzirá o estresse no momento da alimentação. É comum ocorrer seletividade em relação à qualidade e tipo de alimento.

Quando o animal estiver debilitado ou não aceitar a alimentação, pode ser necessário a alimentação forçada através do uso de sonda gástrica, utilizando-se pasta de peixe (peixe com vísceras batido no liquidificador e coado) adicionada de vitaminas. Outra opção é conter o animal, abrir sua boca utilizando-se cordões de tecido passados por trás dos caninos e introduzir os peixes diretamente na garganta do animal. Deve-se tomar o cuidado de colocar o peixe molhado com a cabeça voltada em direção à boca do animal de modo que as nadadeiras e os espinhos não machuquem sua boca. O uso de uma pinça com 25cm de comprimento pode ajudar a acertar a posição do peixe na garganta e manter os dedos do tratador numa distância relativamente segura. A quantidade diária de alimento baseia-se em 10% do peso vivo, dividida em três a quatro vezes, levando-se em conta que indivíduos jovens, magros e/ou doentes possuem requerimentos calóricos mais elevados.

Recomenda-se a suplementação diária de vitamina B1 (Tiamina - 25 a 35 mg/kg de peixe) e de vitamina E (Tocoferol - 100 UI/kg de peixe) para prevenir deficiências nutricionais associadas ao período de reabilitação. Após o período de estabilização inicial (15 dias), animais mantidos em água doce devem ser suplementados com 2g de sal comum por quilogramas de peixe/dia (Gulland et al., 2001).

6.4 Anestesia

Os procedimentos a seguir deverão ser realizados exclusivamente por um médico veterinário.

Procedimentos descritos de acordo com Haulena & Heath, 2001.

Otarídeos: Administrar atropina IM (0,02 mg/kg) 10 minutos antes da introdução de qualquer anestésico. Alguns dos agentes utilizados para sedação e imobilização de otarídeos no Marine Mammal Center da Califórnia incluem: midazolam (0,1 a 0,2 mg/kg IM) e isofluorano.

Karesh et al. (1997) utilizou tiletamina-zolazepan (1,43 mg/kg IM) com sucesso em *Arctocephalus australis*, havendo feito a reversão parcial com flumazenil. Esses autores utilizaram também a tiletamina-zolazepan (2,75 mg/kg IM) em *Otaria flavescens* com 1mg de flumazenil para cada 20-25 mg de tiletamina-zolazepan para a reversão.

Focídeos: Administrar atropina IM (0,02 mg/kg) 10 minutos antes da introdução de qualquer anestésico. Alguns dos agentes utilizados para sedação e imobilização de focídeos no Marine Mammal Center da Califórnia incluem: diazepam (0,1 a 0,2 mg/kg IM/IV); tiletamina-zolazepan (0,8 mg/kg IV); propofol (3 a 5 mg/kg IV) e isofluorano.

A administração de acetilpromazina é contra-indicada em pinípedes (Stoskopf et al., 2001).

7. Marcação e soltura

É importante que se faça uma boa avaliação do estado de saúde do animal através de exames de sangue, microbiológicos e parasitológicos antes da soltura, diminuindo assim o risco de carrear doenças para os animais de vida livre. Ainda, é necessário estimular os grupos que trabalham com animais vivos a estocarem alíquotas de soro sanguíneo congelado dos indivíduos que chegam e dos que são liberados, para que haja a possibilidade de realizar estudos retrospectivos. Para a liberação, o animal deverá estar com o peso corporal adequado para a espécie e com a capacidade para realizar, normalmente, todas as suas atividades (capturar alimento, reproduzir-se, deslocar-se, etc.), tendo passado o menor tempo possível em cativeiro. A época do ano deve ser adequada para a soltura da espécie, considerando seus hábitos migratórios.

A marcação é importante para que se possa avaliar o sucesso dos programas de reabilitação. Diversos métodos podem ser utilizados para identificar os animais, desde marcas naturais até instrumentos sofisticados, com o objetivo final de “rastrear-los”. Os métodos podem ser passivos (marcas naturais, cicatrizes, padrão de coloração, etc.) e ativos, que são fisicamente fixados no indivíduo (“brincos de vaca”, tatuagens, marcas de fogo ou por congelamento, aparelhos de telemetria, etc.) (Rosas et al., 2001).

Brincos de vaca e de ovelhas são os mais comumente utilizados para marcar pinípedes (Figura 4). Esses devem possuir números sequenciais, são coloridos e devem conter os contatos da instituição de origem, de forma a ser entendido tanto em espanhol quanto em português, por exemplo: “AVISE MUSEU +55-53-232 9107...”, ou algum endereço de correio comum ou eletrônico.



Figura 4: Otarideo marcado com um brinco
(Foto: Valeria Ruopollo)

Os otarídeos devem ser marcados nas nadadeiras anteriores e focídeos nos espaços interdigitais das nadadeiras posteriores, de acordo com os critérios indicados por Lander et al., (2001). Devem ser estimulados os estudos utilizando a telemetria.

A soltura dos animais reabilitados deve ser feita preferencialmente em águas da Região Sul do Brasil, de acordo com as autoridades locais, para que estes tenham maiores chances de sobrevivência. Antes da soltura, o animal deve ser marcado de modo a obter informações futuras, caso ele volte a ser avistado. Durante o I Encontro de Conservação e Manejo de Pinípedes (NEMA, Praia do Cassino/RS, 2003) decidiu-se que pinípedes reabilitados NÃO deverão ser liberados diretamente no Refúgio de Vida Silvestre do Molhe Leste da Lagoa dos Patos/RS, e nem na Reserva Ecológica da Ilha dos Lobos, em frente a Torres/RS. Os animais devem ser soltos nas praias (Figura 5) ou mar afora.



Figura 5: Soltura de uma *Mirounga leonina* na praia (Foto: Acervo CRAM)

Sugere-se que as instituições, ao realizarem a reabilitação, marcação e soltura de pinípedes, devam ser cadastradas e possuir licença, com o objetivo de padronização e controle dos métodos utilizados para a reabilitação de pinípedes no país. A marcação de animais aquáticos no Brasil deveria ser padronizada pelo órgão ambiental responsável.

Sugere-se que o Grupo de Trabalho Especial de Mamíferos Aquáticos (GTEMA) do Ibama juntamente com a instituição responsável pelo animal deverão decidir sobre o destino dos pinípedes que retornarem a centros de reabilitação após serem liberados três vezes consecutivas.

8.Eutanásia

Para a eutanásia desses animais, recomenda-se o uso de barbitúricos ou de T-61[®] nas mesmas doses utilizadas para animais domésticos (Greer et al., 2001).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BARNES, L. G.; DOMNING, D. P.; RAY, C. E. Status of studies on fossil marine mammals. **Marine Mammal Science**, v. 1, n. 1, p. 15-53, 1985.

DIERAUF, L. A. Pinniped husbandry. In: DIERAUF, L.A. (Ed.). **Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton: CRC Press, p. 553-590, 1990.

GREER, L. L.; WHALEY, J.; ROWLES, T. K. Euthanasia. In: DIERAUF, L.A.; GULLAND, F.M.D. (Ed.). **Handbook of marine mammal medicine**. 2nd ed. Boca Raton: CRC Press, p. 729-738, 2001.

GULLAND, F. M., L. A. DIERAUF, T. K. ROWLES. Marine mammal stranding networks. In **CRC Handbook of Marine Mammal Medicine** 2nd Edition. L. A. Dierauf and F. M. Gulland (eds.). CRC Press, New York, New York. Pp. 45-67. 2001.

HAULENA, M.; HEATH, R.B. Marine Mammal Anesthesia. In: DIERAUF, L.A.; GULLAND, F.M.D. (Ed.). **Handbook of marine mammal medicine**. 2nd ed. Boca Raton: CRC Press, p. 729-738, 2001.

HIGGINS, R. Bacterial and fungi of marine mammals: A review. **Canadian Veterinary Journal**, v. 41, p. 105-116, 2000.

HOWARD, E. B.; BRITT JR., J. O.; MATSUMOTO, G. K.; ITAHARA, R.; NAGANO, C. N. Diseases Bacterial. In: HOWARD, E. B. (Ed.). **Pathobiology of marine mammals diseases**. Florida: CRC Press, Inc., Boca Raton. 1983. v. 1, cap. 4, p. 69-118.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil: plano de ação, versão II**. 2.ed. Brasília: Ibama, 2001.102p.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine mammals of the world: FAO species identification guide**. Rome: UNEP/FAO, 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

KARESH, W. B.; COOK, R.A.; STETTER, M.; UHA, M.M.; HOOGESTEIJN A.; NFIRTHA N.; CAMPAGNA, C.; MAJLUF,P.; TORRES, A.; HOUSE, C.; THOMAS, L.A.; BRASELTON, W.E. DICRENFBLD; McNAMARA, S.T.; DUIGNAN, P.; RAVERTY, S.; LINN, N. South American pinnipeds: immobilization, telemetry, and health evaluations. In: ANNUAL MEETING OF THE AMERICAN ASSOCIATION OF ZOO VETERINARIANS, Houston, **Proc. Am. Assoc. Zoo. Vet.**, p. 291-295, 1997.

ROSAS, F.C.W.; PINEDO, M.C.; MARMONTEL, M.; HAIMOVICI, M. Seasonal movements and haul-out pattern of the southern sea lion (*Otaria flavescens*, Shaw) of the Rio Grande do Sul coast, Brazil. **Mammalia**, v. 58, n. 1, p. 51-59, 1994.

ROSAS, F.C.W.; ANDRIOLO, A.; PIMENTEL, T.L. Orders Cetacea and Pinnipedia (whales, dolphins, seals, Fur seals, sealions) In: FOWLER, M.E.; CUBAS, Z.S. (Ed.). **Biology, medicine, and surgery of South American wild animals**. Iowa State University Press, p. 332-350, 2001.

STOSKOPF, M. K.; WILLENS, S.; MC. BAIN, J. F. Pharmaceuticals and Formularies In: DIERAUF, L.A. AND GULLAND, F.M.D. (Ed.). **Handbook of marine mammal medicine**. 2nd ed. Florida: CRC Press, p. 703-727, 2001.

1. Biologia

1.1 Distribuição e Status

Os Sirênios são os únicos mamíferos aquáticos herbívoros, habitam ambientes rasos dos rios, estuários e do mar (Hartman, 1979). Estão em número reduzido pelo mundo (White & Francis-Floyd, 1990).

Sirênios são mamíferos de vida longa, baixa taxa reprodutiva e amplamente distribuídos em mais de 90 países (Reinolds & Odell, 1991), nas regiões tropicais, limitados pela isoterma de 24°C (Best, 1984). O dugongo (*Dugong dugong*) está restrito somente ao Indo-pacífico. Já o peixe-boi africano (*Trichechus senegalensis*) encontra-se na costa oeste do continente africano do Senegal a Angola (Reinolds & Odell, 1991).

A distribuição do peixe-boi da Flórida (*Trichechus manatus latirostris*) está limitada às águas do sudeste dos Estados Unidos ao norte do Golfo do México. O peixe-boi marinho ou peixe-boi das Antilhas, *Trichechus manatus manatus*, encontra-se desde o norte do México, ilhas do Caribe ao nordeste do Brasil (Jefferson et al., 1993). O peixe-boi amazônico (*Trichechus inunguis*) é endêmico da bacia amazônica, inclusive na desembocadura com o Atlântico e imediações da ilha de Marajó, área esta de provável ocorrência simultânea com o peixe-boi marinho (Lima et al., 1992; Rosas, 1994).

A distribuição do peixe-boi marinho no Brasil historicamente ocorria desde o litoral do Espírito Santo até o Extremo Norte do país. Atualmente não ocorrem mais nos Estados do Espírito Santo, Bahia e Sergipe. Nos demais Estados, estão distribuídos de forma descontínua (Lima, 1997).

Todas as quatro espécies têm sido listadas como vulneráveis à extinção pela The World Conservation Union - IUCN (IUCN, 2000).

O Peixe-boi marinho e o peixe-boi amazônico constam na Lista Oficial da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção (Portaria Ibama Nº 1.552, de 19 de dezembro de 1989) e do Apêndice I da CITES (2000). Ambos encontram-se na categoria “Vulnerável” na classificação da IUCN (2000), e no Brasil, segundo o Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos, a espécie marinha está classificada como “Em perigo crítico”, isto é, risco muito alto de extinção na natureza em futuro próximo, já o peixe-boi amazônico classifica-se como “Vulnerável” (Ibama, 1997; 2001).

As grandes ameaças para as duas espécies encontradas no Brasil são: a perda do habitat, desmatamento e poluição (March et al., 1986; Rosas et al., 1991), para o peixe-boi amazônico a caça de subsistência ainda é considerada também um sério risco (Rosas et al., 1991), enquanto que para a espécie costeira a captura acidental em redes de pesca e o encalhe de filhotes órfãos são os que mais afetam (Lima et al., 1992; Parente et al., 2004).

1.2 Características:

Os peixes-bois marinhos são eurialinos, isto é, suportam grandes variações de salinidade. Possuem estrutura corporal achatada dorsoventralmente, com o tamanho estimado para o peixe-boi marinho de 450 cm de comprimento total (Gunter 1954 *apud* Odell, 1982) e 1000 kg, enquanto que, no Brasil, aproxima-se de 350 cm de comprimento e 500 kg de peso para animais adultos, já os filhotes

nascem, em média, com 32 kg e medindo 124 cm (Figura 1). O peixe-boi amazônico é o menor sirênio, atingindo 3 metros de comprimento e pesando 450 kg no máximo (Rosas, 1994; Rosas & Pimentel, 2001).



Figura 1: Peixe-boi marinho (*Trichechus manatus*) amamentando seu filhote.
Foto: (Acervo CMA/Ibama)

Os parâmetros de temperatura corporal para *Trichechus manatus latirostris* citados por White & Francis-Floyd (1990) são de 34,4 a 36,1°C, enquanto que Best (1984) relata para *T. inunguis* ser entre 35,6 e 36,1°C. Nesse mesmo trabalho, ele enfatiza que o peixe-boi pode controlar as perdas de calor pela constrição ou dilatação dos vasos periféricos, mas sua capacidade de termogênese pelo aumento do metabolismo é muito limitada.

A pele do peixe-boi marinho é áspera e a coloração é cinza escuro, podendo variar a aparência de acordo com os organismos que se desenvolvem sobre eles. Seu corpo é recoberto ainda por pêlos esparsos com função sensorial (Reinolds & Odell, 1991). A coloração do peixe-boi amazônico varia de cinza escuro a preto, a presença quase sempre constante de uma mancha branca na região ventral caracteriza a espécie (Husar, 1977).

Os olhos dos peixes-bois são pequenos e localizados de cada lado da cabeça, porém possuem visão binocular. Possuem uma membrana nictitante que recobre o globo ocular protegendo-o. Sua visão é muito boa, sendo capazes de distinguir cores, tamanhos e formas (Lamphear, 1989). As narinas estão localizadas acima dos lábios superiores, têm formato semicircular e se abrem quando o animal sobe à superfície para respirar, fechando-se imediatamente (Reeves et al., 1992).

Os lábios superiores, desenvolvidos e preñseis, facilitam a manipulação do alimento para o interior da boca, triturando este alimento com os dentes molares que possuem contínua substituição horizontal (Lerman, s/d; White & Francis-Floyd, 1990, Marshall et al., 2003).

Duas longas nadadeiras peitorais, com unhas nas extremidades (com exceção do peixe-boi amazônico), são muito utilizadas, pois auxiliam na manipulação dos alimentos e movimentação na água, enquanto que a nadadeira caudal em formato de pá dá a direção e propulsão aos movimentos (Hartman, 1979).

Possuem um complexo estômago com dois compartimentos de natureza e estruturas diferentes, sendo o primeiro denominado estômago cardíaco, provido de um divertículo impar denominado glândula cárdica (Lemire 1968 *apud* Colares, 1994). O segundo compartimento é o duodeno, dividido em três partes: ampola duodenal, divertículos e região pós-ampola. O duodeno se prolonga pelo tubo intestinal (Reinolds & Krause 1982 *apud* Colares, 1994). O intestino pode medir até 40 m, e, entre o intestino delgado e o grosso, há o ceco com dois divertículos cecais (Odell, 1982).

2. Mortalidade

Os sirênios, sujeitos à mortalidade intencional e acidental, estão em ameaça constante. Além disso, a degradação do habitat também tem contribuído para o aumento na mortalidade dessas criaturas aquáticas no Brasil (Ibama, 1997; 2001; Rosas, 1994).

2.1 Mortalidade natural

As maiores causas de mortalidades de peixes-boi estão relacionadas à ação antrópica e doenças (White & Francis-Floyd, 1990),

enquanto cerca de um terço das mortalidades de peixes-boi são atribuídas a causas naturais. A maioria ocorre em filhotes órfãos e abandonados, por distúrbios congênitos e complicações no desenvolvimento do feto (Geraci & Lounsbury, 1993).

2.2 Mortalidade relacionada à ação humana

Os processos históricos de exploração comercial da carne, óleo, pele e outros, em larga escala foram os principais responsáveis pelos baixos níveis populacionais de peixes-boi encontrados atualmente (Fonseca et al., 1994; Lima, 1997; Rosas & Pimentel, 2001).

Segundo Parente et al. (2004), houve uma redução nas capturas de peixe-boi marinho nos últimos anos, sendo hoje o encalhe de filhotes o principal responsável pela retirada de espécimes das populações naturais.

Outro fator importante é a destruição do habitat com o aterramento de manguezais, assoreando os estuários e com a poluição da água (Lima et al., 1992) que fazem com que os peixes-bois percam os locais utilizados por eles como berçários, obrigando as fêmeas a parir seus filhotes no mar aumentando-lhes as chances de se perderem de suas mães pela energia da maré ou encalhando nas praias.

3. Primeiros socorros

Segundo Geraci & Lounsbury (1993), no momento do encalhe (Figura 2) os animais necessitam permanecer em segurança e devem ser removidos para locais onde possa ser avaliado o estado geral. No caso de haver lesões, elas podem ser protegidas de injúrias adicionais durante o manejo e transporte.

O animal necessita de local protegido do sol e a pele deve ser umedecida constantemente com o objetivo de evitar a desidratação e hipertemia, podendo ser utilizado óleo mineral ou vegetal, e colocando água sobre o animal, tendo o cuidado de não colocá-la quando as narinas estiverem abertas (Ibama, 1999).



Figura 2: Filhote de peixe-boi marinho (*Trichechus manatus*) encalhado (Foto: Acervo CMA/Ibama)

No caso de filhote, é importante providenciar uma piscina ou tanque com água salgada (de peixes-bois marinhos) ou água doce (peixes-bois amazônicos) dependendo da espécie, mantendo-o umedecido, tendo o cuidado de observar as condições físicas do animal. Se este não se encontra em condições de respirar sem auxílio, o nível da água deve permanecer baixo.

Nos casos de lesões cutâneas oriundas de cortes ou lacerações, estas podem ser tratadas da seguinte forma: limpeza do local com solução fisiológica, aplicação tópica de rifamicina misturado a um fixador de dentaduras e nitrofurazona, tintura de própolis também tem sido usada com sucesso.

4. Reintrodução imediata

Em casos de encalhes acidentais, uma das primeiras prioridades deve ser a avaliação das condições de se efetuar a reintrodução imediata do filhote, sendo o exame clínico fundamental e determinante para a opção da reintrodução.

Outros fatores irão influenciar na decisão da reintrodução imediata, como condições ambientais e ocorrência de outros peixes-

bois na região (Picanço et al., 1998). Atualmente, tratando-se de peixe-boi marinho, tem se optado pela transferência do filhote para as Unidades de Reabilitação, na qual os filhotes recebem os primeiros atendimentos como no caso da Unidade da Associação de Pesquisa e Preservação de Ecossistemas Aquáticos - Aquasis, no Ceará, sendo posteriormente transferidos para a Unidade do CMA/Ibama, localizada na Ilha de Itamaracá, Estado de Pernambuco.

5. Resgate

5.1 Contenção

A. Física: restrição física é a técnica mais comum no manejo com peixes-bois para realização de exames e clínica. Deve-se ter cuidado com a respiração e garantir que as narinas estejam acima da superfície da água. Filhotes podem ser colocados sobre um colchão para manejo e biometria. Juvenis e adultos necessitam de três a cinco pessoas para ser bem feito o controle do animal (White & Francis-Floyd, 1990), sendo utilizados colchões molhados sobre este para auxiliar a contenção.

O animal deve permanecer em decúbito ventral com as narinas mantidas acima do nível da água, é importante que este trabalho seja executado por pessoas com experiência em manejo com peixe-boi, pois os animais podem se movimentar ativamente, machucando-se ou atingindo pessoas que estejam trabalhando. Uma técnica que tem auxiliado o manejo tem sido segurar as nadadeiras peitorais do peixe-boi, retirando-as do chão, dificultando que este se movimente pela falta de apoio.

B. Química: há pouco conhecimento de anestesia em sirênios, entretanto, segundo Walsh 1989 *apud* White & Francis-Floyd (1990), contenção química tem sido usada com sucesso em peixes-boi, para

se obter relaxamento e para anestesia local durante procedimentos cirúrgicos menores. Diazepam (1 mg/55 kg peso corporal, via intramuscular), hidrocloreto de midazolam (1 mg/55 kg de peso corporal, via intramuscular), e meperidina (1,65 mg/kg peso corporal, via intramuscular) têm sido utilizados. No Brasil, até o presente momento, não foi empregada nenhuma técnica de contenção química.

5.2 Transporte

Joseph et al. (1990) afirmam que o transporte de sirênios é menos complexo que de cetáceos, de pinípedes e de outros animais marinhos porque são mais tolerantes a altas temperaturas. Aparentemente o transporte é realizado de maneira mais adequada em veículos e aviões refrigerados, com a temperatura controlada.

É indicado que o animal seja transportado com o auxílio de uma maca (Figura 3), em um veículo, de preferência, coberto, evitando a incidência dos raios solares e também de vento. O peixe-boi pode ser colocado sobre uma espuma previamente umedecida, a pele mantida úmida, com água ou óleo mineral e os olhos protegidos por compressas de gases umedecidas com solução fisiológicas. Percursos longos, acima de 500 km, devem ser preferencialmente realizados por via aérea, e, nos casos de transporte terrestre, o horário ideal para a realização é durante a noite quando a temperatura é mais amena.



Figura 3: Filhote de peixe-boi marinho (*T. manatus*) sendo transferido em uma maca (foto: Acervo CMA/lbama)

A temperatura corpórea do animal deve ser monitorada durante o transporte. No caso de uma queda da temperatura, como ocorre em transportes em aeronaves, o animal deverá ser aquecido com cobertores e/ou bolsas de água quente.

Durante o transporte, o indicado é que o animal não seja alimentado, podendo ser administrado fluidoterapia com administração de solução fisiológica (Picanço et al., 1998) ou soro caseiro, via oral, com o auxílio de uma mamadeira. Entretanto, dependendo das condições clínicas do filhote e da distância a ser percorrida, a alimentação propicia um bem-estar ao filhote que se torna mais calmo chegando a dormir durante o trajeto.

6. Reabilitação

Os animais, quando chegam aos Centros de Reabilitação, devem receber um completo exame físico, além de uma avaliação clínica completa, sendo colhidas amostras de sangue, urina e fezes (Geraci & Lounsbury, 1993). Nos filhotes neonatos, resgatados na costa do Brasil, freqüentemente têm se observado a ocorrência de diarréia, constipação e cólicas intestinais, que são facilmente diagnosticadas e tratadas.

Nos casos de enfermidade, deve ser aplicada a medicação pertinente, como fluidoterapia, antibioticoterapia e anti-inflamatórios, que podem ser administrados por via oral ou intramuscular, entretanto é importante que isso seja feito por uma pessoa qualificada e, de preferência, após a realização de exames laboratoriais, como hemogramas, cultura e antibiograma, aumentando assim a eficácia do tratamento.

Os filhotes de peixe-boi marinho são alimentados com fórmulas artificiais à base de leite em pó deslactosado (Vergara et al., 2000) ou

proteína isolada de soja, diluída em água mineral, fornecida em mamadeiras, com frequência e quantidade variando de acordo com a idade e as condições físicas do filhote. A alimentação com mamadeiras é oferecida de forma crescente até cerca de 24 meses, quando então começa o desmame do animal com uma diminuição gradual da quantidade ofertada. Filhotes lactentes de peixe-boi da Amazônia são alimentados com fórmulas lácteas à base de leite em pó deslactosado apenas nos primeiros dois meses de vida. A partir de então, passam a tomar leite em pó integral com gordura animal (manteiga sem sal) (Best et al., 1982; Rodríguez et al., 1999).

O fornecimento das primeiras mamadeiras ao filhote deve ser realizado por duas pessoas (Figura 4): uma segura o animal, e a outra administra o alimento, e assim é realizado até que o filhote aprenda a mamar sozinho aproximando-se da borda da piscina para que o tratador forneça o alimento segurando-o apenas pelo queixo. O tempo deste aprendizado varia, mas geralmente em uma semana os animais já estão adaptados.



Figura 4: Peixe-boi marinho (*T. manatus*) mamando
(Foto: Acervo CMA/Ibama)

Desde os primeiros dias de vida, é oferecido aos animais o alimento encontrado em ambiente natural, capim-agulha (*Halodule* sp.) e algas marinhas, presos em tubos de PVC, e colocados no fundo da piscina, no caso de peixe-boi marinho. No Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia-INPA (Manaus-AM), os filhotes recebem principalmente *Pistia* sp. e alface.

Cuidados com a qualidade da água são de fundamental importância, visto que a manutenção bem sucedida dos peixes-bois em cativeiro está diretamente relacionada com este fator (Vergara-Parente et al., 2003a).

No Brasil, o controle da qualidade de água deve estar de acordo com a Instrução Normativa N° 03 de 08 de fevereiro de 2002, que regulamenta a manutenção e o manejo de mamíferos aquáticos em cativeiro, sendo as análises de salinidade, pH, temperatura e oxigênio dissolvido realizadas, no mínimo, duas vezes ao dia, enquanto coliformes fecais e coliformes totais uma vez por semana.

Segundo White & Francis-Floyd (1990), o peixe-boi é um mamífero aquático extremamente resistente a doenças, porém Picanço (1998) afirma que os primeiros seis meses de vida são considerados o período mais crítico para a sobrevivência de um filhote órfão.

Embora o número de relatos sobre doenças de sirênios seja muito pequeno, as principais doenças observadas no Brasil em *T. manatus* cativos são as dos sistemas respiratório e gastrointestinal (Vergara-Parente et al., 2003a; Vergara-Parente et al., 2003b).

Tem sido relatada presença de endoparasitas em peixes-boi (Ridgway & Harrison, 1985), entretanto, desde 1991, o Projeto Peixe-Boi/Ibama-FMA monitora a ocorrência de helmintoses gastrointestinais nos peixes-bois marinhos (*T. manatus*). Nesse período foram processadas 100 amostras fecais provenientes de 29 peixes-bois, as análises foram realizadas em cinco laboratórios distintos, não tendo sido observada a presença de ovos ou larvas de helmintos em nenhuma das amostras examinadas. Foi identificada a ocorrência de oocisto de *Cryptosporidium* sp., protozoário coccídeo, em dois peixes-bois mantidos em cativeiro em ambientes natural.

7. Soltura

Peixes-bois marinhos vêm sendo reintroduzidos no Brasil, desde 1994 através de um programa de reintrodução desenvolvido pelo Centro Mamíferos Aquáticos/Ibama, realizado segundo os objetivos estabelecidos nos procedimentos para reintroduções da IUCN (IUCN, 1998), que define “reintrodução como uma atividade para tentar estabelecer uma espécie numa área ou parte de sua distribuição histórica, onde sua população vem se tornando reduzida ou se tornou extinta”.

Entre 1994-2003, onze peixes-bois marinhos foram reintroduzidos, dos quais seis permanecem sendo monitorados por radiotelemetria. Para garantir a eficácia deste programa, foi estabelecido um protocolo de reintrodução (em fase de elaboração¹) que segue uma seqüência de procedimentos e envolve critérios e padrões preestabelecidos para a realização das solturas (Lima & Castro, 1998), sendo eles:

Escolha dos animais: Desmame; Aceitação da dieta natural (algas e capim agulha); Estado nutricional; Afinidade entre os animais a serem soltos; Prontuário médico veterinário (que é expedido após realização dos exames clínicos como biometria, análise laboratorial de sangue e fezes) e colheita de material para exames genéticos.

Escolha do local: Unidade do Projeto Peixe-Boi/Ibama-FMA instalada para apoio logístico; Área de Proteção Ambiental; Presença de população nativa e/ou reintroduzida de peixe-boi na área; Presença de itens alimentares naturais em quantidade; pouca ocupação humana.

Campanha de divulgação: Visa ao envolvimento e à participação da comunidade no processo de readaptação dos animais ao habitat

¹ Protocolo de Reintrodução de Peixes-bois Marinhos no Brasil. De autoria de Régis Pinto de Lima, Carolina Mattosinho de Carvalho Alvíte, Denise de Freitas Castro e Jocierly Einhardt Vergara-Parente

natural (Castro & Lima, 1998). São percorridas as localidades ao longo do litoral próximo à área da soltura. A campanha, denominada “ SOS Peixe-Boi ” , consiste na distribuição de cartazes e camisetas em pontos estratégicos como colônias de pesca, prefeituras, escolas e outros locais públicos.

Translocação: Realizada durante a noite como forma a assegurar o bem-estar dos animais que são acompanhados por um médico veterinário.

Viveiro de readaptação: Construído em ambiente natural para permanência temporária dos animais antes da soltura (Figura 5). É realizado com o objetivo de promover uma readaptação gradual ao habitat natural. Nesse período, realiza-se o monitoramento do comportamento dos animais (Alvite et al., 2002), através de um etograma previamente estabelecido.



Figura 5: Viveiro de readaptação de peixes-bois marinhos (*T. manatus*) em Alagoas. (Foto: Acervo CMA/Ibama)

Monitoramento em liberdade: Antes da soltura os peixes-bois, são marcados com rádios transmissores, acoplados ao pedúnculo caudal dos animais por intermédio de um cinto. Após a soltura, eles são acompanhados por um sistema de monitoramento (Lima et al., 2000), composto pelos rádios transmissores VHF ou UHF (Lima et al., 1996), receptores, monitores de campo, unidade móvel de rastreamento, visitas de supervisão e acompanhamento veterinário.

8. Eutanásia

A eutanásia é uma decisão muito séria e deve ser tomada apenas por uma pessoa qualificada, pois uma tentativa de eutanasiar animais sem o equipamento adequado ou conhecimento pode ser um método muito mais sofrido do que a própria morte natural (Geraci & Lounsbury 1993).

Segundo a Resolução N° 714 de 20 de junho de 2000, do Conselho Federal de Medicina Veterinária, que legisla sobre procedimentos de eutanásia em animais no Brasil, “ a eutanásia deve ser indicada quando o bem-estar do animal estiver ameaçado, sendo um meio de aliviar a dor, o estresse ou o sofrimento dos animais, os quais não podem ser aliviados por meio de analgésicos, de sedativos ou de tratamentos, ou , ainda, quando o animal constituir ameaça à saúde pública ou animal, ou for por objeto de ensino ou pesquisa” .

É fundamental que o profissional que irá efetuar tal procedimento tenha conhecimento das legislações vigentes sobre todos os aspectos envolvidos no assunto, tais como: a eutanásia, compra e armazenamento das drogas e métodos inaceitáveis, e eliminação adequada das carcaças.

Tratando-se da espécie de mamífero aquático mais ameaçada do Brasil, o peixe-boi só deve ser sacrificado em casos extremos, em que não haja nenhuma condição de resgate ou reabilitação.

No Brasil, não existem relatos da necessidade da realização deste procedimento, sendo a única referência os trabalhos com *Trichechus manatus latirostris* na Flórida, os quais afirmam que injeções letais têm sido utilizadas com eficácia (Geraci & Lounsbury, 1993). Segundo a Resolução supra citada, para mamíferos marinhos são recomendados Barbitúricos, hidrocloreto de etorfina e aceito sob restrição, pistola em cetáceos menores de quatro metros de comprimento.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVITE, C. M. C.; LIMA, R. P.; MOMO, C. Monitoramento do comportamento no programa de reintrodução de peixes-bois ao ambiente natural. In: ENCONTRO ANUAL DE ETOLOGIA, 20, 2002. Natal. **Anais...** Natal: 2002. 495p. p 412.

BEST. R. C., *Trichechus inunguis* vulgo peixe-boi, **Ciência Hoje**, v. 2, n. 10, São Paulo, 1984.

BEST. R. C.; RIBEIRO, G.A.; YAMAKOSHI, M.; DA SILVA, V.M.F. Artificial feeding for unweaned Amazonian manatees. **Zoo. Yearbook**, v. 22, p. 263-267, 1982.

BRASIL. Portaria Ibama n. 1.552, de 19 de dezembro de 1989. Lista Oficial de Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção. **Diário Oficial da União**, Brasília.

CASTRO, D. F.; LIMA, R. P. Campanha de informação para a primeira reintrodução de dois peixes-bois marinhos (*Trichechus manatus manatus*) no litoral do estado de Alagoas, Brasil. In: REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL 8., 1998. Olinda. **Livro de Resumos...** Olinda, 1998, p. 48. 232p.

CITES. 2000. **Convenção sobre o Comércio Internacional das Espécies da Flora e Fauna Selvagens em Perigo de Extinção**. Apêndice 1. Julho de 2000. Disponível em: <www.wcmc.org.uk/CITES/English/Index.shtml>. Acesso em: 15 de Junho de 2004.

COLARES, F. A. P. **Aspectos morfológicos do estômago do peixe-boi da Amazônia *Trichechus inunguis* (Mammalia: Sirenia)**. 1994. 90f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.

DOMNING, D. P.; HAYEK, L., C. Inter-specific and Intra-specific Morphological Variation in Manatees (Sirenia: Trichechus), **Marine Mammal Science**, Washington, v. 2, n. 2, p. 87-144, 1986.

FONSECA, G. A. B.; RYLANDS, A. B.; COSTA, C. M. R.; MACHADO, R. B.; LEITE, Y. L. R. **Livro vermelho dos mamíferos brasileiros ameaçados de extinção**. Belo Horizonte, 1994. 479p.

GERACI, J. R.; LOUNSBURRY, V.J. **Marine mammals ashore: a field guide for strandings**. Texas: Texas A&M Sea Grant Publication, 1993. 305p.

HARTMAN, D. S. Ecology and behavior of the manatee, (*Trichechus manatus*) in Florida. **American Society of Mammalogists**, Special Publication, n. 5, 1979. 153p.

HUSAR, S.L. *Trichechus inunguis*. **Mammalian Species**, v. 72, p. 1-4. 1977.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil**: plano de ação. Brasília: Ibama, 1997. 80p.

_____. **Plano de Trabalho para o Setor Veterinário. Jociery Einhardt Vergara e Cristiano Leite Parente**. Doc. Téc. IBAMA/CMA 004/99. Pernambuco, 1999. 25p.

_____. **Mamíferos aquáticos do Brasil**: plano de ação, versão II. 2.ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

IUCN. 2000. The 2000 IUCN **Red List of Threatened Species**. Disponível em: <<http://www.redlist.org>. 2000>. Acesso em: 06 de Agosto de 2003.

_____. **Guidelines for re-introductions**. Prepared by the IUCN/SSC Re-introduction Specialist Group. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK. 1998. 10p.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine Mammals of the World**: FAO Species Identification Guide. Rome: UNEP/FAO, 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

JOSEPH, B. E.; ASPER E., D.; ANTRIM, J., E. Marine Mammal Transport. In: DIERAUF, L.A. (Ed.). **CRC Handbook of marine mammal medicine**: health, disease and rehabilitation. Boca Raton: CRC Press, 1990.

LAMPHEAR, M. **Manatees**: an educator's guide, save de Manatee Club, Florida, 1989. 37p.

LERMAN, M. **Marine biology, environment diversity and ecology**. The Benjamin/Cummings Publishing Company, s/d.

LIMA, R. P.; PALUDO, D.; SOAVINSKI, R.; SILVA, K. G.; OLIVEIRA, E. M., Levantamento da distribuição, ocorrência e status de conservação do peixe-boi marinho (*Trichechus manatus*, Linnaeus, 1758) ao longo do litoral nordeste do Brasil. **Revista Peixe-Boi**, n. 1, João Pessoa/PB, p. 47-72, 1992.

LIMA, R. P.; REID, J.; SOAVINSKI, R. Análise preliminar da utilização de radiotelemetria e telemetria satelital para conservação e manejo de sirênios no litoral nordeste do Brasil. In: REUNIÓN DE TRABAJO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 7., 1996. Viña del Mar. **Programa y Resúmenes...** Viña del Mar, p. 116, 1996. 121p.

LIMA, R. P. **Peixe-boi marinho (*Trichechus manatus*):** distribuição, status de conservação e aspectos tradicionais ao longo do litoral Nordeste do Brasil. 1997. 80f. Dissertação (Mestrado em Oceanografia Biológica) - Universidade Federal de Pernambuco, Recife.

LIMA, R. P.; CASTRO, D. F. Criteria adopted in first reintroduction of Manatees (*Trichechus manatus manatus*) on brazilian coast. **Captive Manatee Reintroduction/Release Workshop**, Florida, 1998. 36p.

LIMA, R. P.; CASTRO, D. C.; VERGARA, J. E.; ALVITE, C. M. C. Avaliação do sistema de monitoramento de peixes-bois marinhos (*Trichechus manatus*) reintroduzidos no litoral nordeste do Brasil. In: REUNIÓN DE TRABAJO DE ESPECIALISTAS EN MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 9., 2000. Buenos Aires. **Resúmenes...** Buenos Aires: 2000, p. 72-73. 144p.

MARCH, H.; O'SHEA T. J.; BEST, R. C. Research on Sirenians. **AMBIO A Journal of the Human Environment, Marine Mammals**, n. 15, n. 3, p. 177-180, 1986.

MARSHALL, C.D.; MAEDA, H.; IWATA. M.; FURUTA., M.; ASANO,S.; ROSAS, F.C.W.; REEP, R. L. Orofacial morphology and feeding behaviour of the dugong, Amazonian, West African and Antillean manatees (mammalia: Sirenia): functional morphology of the muscular-vibrissal complex. **J. Zool. Lond.**, v. 259, p. 245-260, 2003.

ODELL, D. K. West Indian Manatee In: CHAPMAN J.A.; G.A. FELDHAMER. (Ed.). **Wild Mammals of North America: biology management and economics**. Baltimore: The Johns Hopkins University Press, p. 828-831, 1982.

PARENTE, C. L., VERGARA-PARENTE, J. E., LIMA, R. P. Strandings of Antillean manatees (*Trichechus manatus manatus*) in northeastern Brazil. **LAJAM**. 3(1). p. 69 - 76. 2004.

PICANÇO, M.; LIMA, R. P.; PALUDO, D.; SOAVINSKI, R.; OLIVEIRA, M. E.; HELLEBRANDT, D. Care and Handling of Stranded Newborn Antillean Manatee Orphans, **Captive Manatee Reintroduction/Release Workshop**, Florida, 1998. 36p.

REEVES, R. R.; STEWART, B. S.; LEATHERWOOD, S. **The Sierra Club Handbook of seals and Sirenians**. San Francisco, 1992. 359p.

REYNOLDS J. E.; ODELL D. E. **Manatees and dugongs, facts on file**. New York, 1991. 126p.

RIDGWAY, S. H.; HARRISON, S. R. **Handbook of Marine Mammals**. vol. 3: the Sire-nians and Ballen Whales. California: Academic Press, USA, 1985. 235p.

RODRÍGUEZ, C. Z. M.; DA SILVA, V. M. F.; D’AFFONSECA NETO, J. A. **Teste de fórmula láctea na alimentação de filhotes órfãos de peixe-boi da Amazônia (*Trichechus inunguis*)**. 3., CONGRESSO INTERNACIONAL SOBRE MANEJO DE FAUNA SILVESTRE DE LA AMAZÔNIA. Santa Cruz de La Sierra, 3-7 de dezembro de 1997. **Anais...** Santa Cruz, Bolívia, p. 405-408. 1997.

ROSAS, F.C.W.; PIMENTEL, T.L. Order Sirenia (Manatees, Dugongs, Sea Cows). In: FOWLER, M. E.; CUBAS Z.S. (Ed.). **Biology, medicine, and surgery of South American Wild Animals**. Iowa: Iowa State University Press, 2001, p. 352-362. Cap. 31.

ROSAS, F. C. W. **Biology, conservation and status of the Amazonian manatee *Trichechus inunguis***. *Mammal Review*, Grã-Bretanha, v. 24, n. 2, p. 49-59, 1994.

VERGARA, J. E.; PARENTE, C. L.; SOMMERFELD, P. A.; LIMA, R. P. Estudo da composição do leite do peixe-boi marinho (*Trichechus manatus manatus* Linneaus 1856) do nordeste do Brasil com inferências para uma dieta artificial. **Ciência Veterinária nos Trópicos**, v. 3, n. 3, p. 159-166, 2000.

VERGARA-PARENTE, J. E.; SIDRIM, J. J. C.; PESSOA, A. B. G. P.; PARENTE, C. L.; MARCONDES, M. C. C.; TEIXEIRA, M. F. S. T.; ROCHA, M. F. G. Bacterial Flora of Upper respiratory Tract of Captive Antillean Manatees. **Aquatic Mammals**, v. 29, n. 1, p. 124-130, 2003(a).

VERGARA-PARENTE, J. E.; SIDRIM, J. J. C.; TEIXEIRA, M. F. S. T.; MARCONDES, M. C. C.; ROCHA, M. F. G. Salmonellosis in an Antillean Manatee calf (*Trichechus manatus manatus*): a fatal case. **Aquatic Mammals**, v. 29, n. 1, p. 131-136, 2003(b).

WHITE J. R.; FRANCIS-FLOYD, R. Marine Biology and Medicine, In: DIREAUF, L.A. (Ed.). **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**, Florida. Boca Raton: CRC Press, p. 601-623, 1990.

MUSTELÍDEOS

Francisco Colares

Médico Veterinário

Universidade Federal de Minas Gerais

Helen Francine Waldemarin

Bióloga

Luciano Wagner Reis

Biólogo

Sociedade de Pesquisa e Conservação
de Mamíferos Aquáticos

1. Biologia

1.1 Lontra (*Lontra longicaudis*)

A lontra apresenta coloração de marrom claro a escuro, possuindo o ventre um pouco mais claro que o dorso (Bertonatti & Parera, 1994). Sua cabeça é mais estreita que o pescoço, olhos pequenos e orelhas curtas e arredondadas (Emmons, 1997). A cauda é longa e cônica, mais larga na base (Bertonatti & Parera, 1994). As patas são curtas e todas apresentam membranas interdigitais (Emmons, 1997). Machos são de 20 a 25% maiores que as fêmeas (Parera, 1996). O peso dos adultos varia de 5 a 15 kg, com peso geralmente abaixo de 12 kg (Eisenberg, 1989; Bertonatti & Parera, 1994) e o comprimento total varia de 0,90 a 1,20 m (Larivière, 1999).

A lontra ocorre do México até o norte da Argentina, estando originalmente distribuída em todo território brasileiro. Pode ser encontrada em lagos, rios, alagados e algumas regiões marinhas (Blacher, 1987; Mason, 1990; Rosas et al., 1991; Emmons, 1997). Alimenta-se principalmente de peixes, mas pode incluir em sua dieta moluscos, crustáceos e anfíbios, além de insetos, répteis, aves e pequenos mamíferos aquáticos (Bertonatti & Parera, 1994; Passamani

& Camargo, 1995; Soldatelli & Blacher, 1996; Helder-José & de Andrade, 1997; Pardini, 1998; Colares & Waldemarin, 2000; Quadros, 2001).

A espécie é praticamente solitária, podendo ocorrer pares durante a época de reprodução (Bertonatti & Parera, 1994). Grupos familiares compostos pela fêmea, com seus filhotes podem ser observados ocasionalmente (Parera, 1993). O período de atividade é variado, podendo tornar-se noturno em áreas onde a atividade humana é intensa (Bertonatti & Parera, 1994; Parera, 1993; Parera, 1996)

Praticamente nada é conhecido sobre a biologia reprodutiva de *Lontra longicaudis*. Colares (*com.pess.*) verificou que, na Amazônia, a lontra tem seus filhotes logo após o início da estação de seca, época em que ocorre aumento na oferta de alimento e na disponibilidade de tocas, onde elas têm seus filhotes. Considerando a grande variedade de climas e características de ambientes ao longo da sua área de distribuição, é possível que ocorram diferenças locais quanto à época de nascimento dos filhotes. Dados de cativeiro demonstram que os filhotes nascem em terra.

As fezes podem funcionar como marcação territorial e são depositadas em locais conspícuos, normalmente secos, altos e próximos à água profunda (barrancos, pedras e troncos) (Bertonatti & Parera, 1994; Parera, 1993; Waldemarin, 1997; Parera, 1996). Os locais de descanso normalmente localizam-se em áreas abrigadas, secas e onde não existe risco de alagamento decorrente de enchentes (Waldemarin & Colares, 2000).

1.2 Ariranha (*Pteronura brasiliensis*)

A ariranha apresenta pelagem de marrom avermelhado a escuro, parecendo praticamente preta quando seca (Harris, 1968; Husson, 1978), e possuindo manchas com padrão irregular de branco

a creme na garganta. Apresenta a cabeça mais estreita que o pescoço, olhos pequenos e orelhas arredondadas (Emmons, 1997). A cauda é longa, mais larga na base e achatada dorso-ventralmente (Carter & Rosas, 1997). As patas são curtas e as membranas interdigitais são bem desenvolvidas. O comprimento total varia de 1,2 a 1,8 m e o peso de 22-32 kg, sendo os machos maiores que as fêmeas (Duplaix, 1980).

A ariranha ocupava originalmente a maioria dos corpos d'água de florestas úmidas da Venezuela até a Argentina, ocorrendo em todo o Brasil (Eisenberg, 1989). Talvez, atualmente a espécie esteja extinta, ou com números muito reduzidos na parte leste e sul do país (Carter & Rosas, 1997). Alimentam-se essencialmente de peixes, predando aquelas espécies mais lentas e noturnas (Duplaix, 1980; Laidler, 1984; Schweizer, 1992; Rosas et al., 1999), podendo, ocasionalmente, incluir moluscos, crustáceos, anfíbios, répteis, aves e mamíferos em sua dieta (Benetton et al., 1990; Laidler, 1984).

A ariranha é social, vive em grupos de três a nove indivíduos compostos pelo par reprodutivo e uma ou duas proles. O tamanho dos grupos varia com região, habitat e estação. Ocasionalmente, super-grupos de 12-20 indivíduos são observados, os quais podem ser resultado de agrupamentos em torno de recursos alimentares ou grupos viajando juntos (Duplaix, 1980; Laidler, 1984). A espécie é exclusivamente diurna (Carter & Rosas, 1997).

As informações sobre a biologia reprodutiva da espécie são raras e a maioria é proveniente de estudos em cativeiro. Estima-se que a ariranha esteja sexualmente madura aos dois anos de idade (Laidler & Laidler, 1983). A reprodução aparentemente é possível ao longo de todo o ano, uma vez que em cativeiro nenhum pico de nascimentos é observado, no entanto, em regiões com estações seca e úmida bem marcadas, normalmente os nascimentos ocorrem durante a seca (Duplaix, 1980; Brencht-Munn & Munn, 1988; Schweizer, 1992). Um a cinco filhotes nascem após um período de

52-70 dias de gestação (Carter & Rosas, 1997). Os filhotes permanecem na toca por duas a três semanas, antes de serem introduzidos na água pelos pais. Com um mês, os olhos estão abertos e eles são capazes de nadar (Carter & Rosas, 1997). Permanecem com o grupo familiar por, aproximadamente, dois anos, quando saem em busca de um novo território e da formação de um outro grupo familiar (Laidler, 1984; Schweizer, 1992).

Os indivíduos do grupo defecam em latrinas comunitárias, localizadas em áreas secas próximas à margem, juntamente às áreas de descanso (Duplaix, 1980; Laidler, 1984; Schweizer, 1992). Podem construir tocas nas margens do corpo d'água, possuindo de um a sete entradas, com os túneis podendo atingir 3,6 m de comprimento (Duplaix, 1980; Laidler, 1984; Schweizer, 1992).

2. Mortalidade

2.1 Mortalidade natural

Praticamente nada se conhece sobre mortalidade natural das duas espécies. Sucuris (*Eunectes* sp.), onças (*Panthera onca*), jacarés e aves de rapina são os mais prováveis predadores naturais da lontra, no entanto atacam mais ariranhas solitárias e filhotes (Duplaix, 1980; Laidler, 1984; Dunstone & Strachan, 1988; Brencht-Munn & Munn, 1988; Schweizer, 1992; Parera, 1996).

A mortalidade natural devida à luta e ataque entre diferentes grupos de ariranhas, embora desconhecida, aparenta ser uma importante causa (Rosas & de Mattos, 2003).

2.2 Mortalidade relacionada à ação humana

Nenhum estudo foi realizado até o momento buscando quantificar a mortalidade destes animais. Ambas espécies foram largamente perseguidas no passado para a utilização da pele, tendo sido este um dos principais motivos da diminuição em suas densidades e área de distribuição (Carter & Rosas, 1997). Atualmente, a caça provavelmente ainda deve ocorrer de forma localizada em áreas remotas do país (Emory, 1990).

Tanto a lontra quanto a ariranha são perseguidas por serem consideradas competidoras com o homem pelo recurso pesqueiro, e a primeira é perseguida também por ataque a pisciculturas (Emmons, 1997; Waldemarin et al., no prelo). Morte de animais em estradas e covos de pesca são conhecidos, mas não foram realizados estudos até o presente momento. Durante um estudo de quatro anos na Estação Ecológica do Taim, soube-se da morte por atropelamento de oito lontras na BR 471, que corta a Estação, sendo que certamente nem todas as mortes foram computadas, uma vez que esses oito animais foram encontrados aleatoriamente, durante a passagem pela estrada.

Uma ameaça importante é a contaminação dos corpos d'água, principalmente por mercúrio proveniente de mineração de ouro na região amazônica e outros metais pesados, organoclorados e hidrocarbonetos de petróleo nas regiões mais industrializadas do país (Rosas et al., 1991).

Um outro fator importante a ser considerado é a destruição de habitats, principalmente no que diz respeito à mudança das características das margens, devido à construção de reservatórios de água, hidrelétricas, canais de drenagem e canalização de cursos d'água.

3. Primeiros socorros

3.1 Conduta com animais vivos - Lontras

3.1.1 Animais adultos

Avaliar o estado geral do animal, fazendo uma boa ectoscopia para identificar presença de ferimentos (lesões) ou parasitos. Deve-se fazer a biometria (seguindo as medidas recomendadas no capítulo Biometria) e pesagem do animal. Caso este não necessite de nenhum cuidado específico, ele poderá ser solto imediatamente. Evitar, ao máximo, contato, com animais de outras espécies, principalmente animais domésticos, a fim de isolá-lo de uma possível contaminação (por exemplo, a Panleucopenia). Evitar também o contato dos animais com pessoas, diminuindo assim o estresse e possíveis zoonoses.

Deve-se tratar os ferimentos lavando-os com água limpa e fazendo uso de antissépticos, aplicando em seguida um antibiótico de uso tópico (Rifocina® *spray*, Iruxol® ou Fibrase®). No caso de ferimentos graves, aplicar antibiótico de largo espectro (sistêmico, via intramuscular). Se for cabível sutura, fazer a contenção química do animal com cloridrato de ketamina (dose média de 11,5 mg/kg, podendo variar de indivíduo para indivíduo). Manter o animal sob observação até a total recuperação da contenção química (existem casos nos quais ocorrem convulsões durante este período).

Devem ser evitados, ao máximo possível, estímulos externos durante todo o processo da contenção química. O horário da manhã é o mais aconselhado para este tipo de atividade, pois permite um maior período de observação do animal.

Nunca forçar a alimentação, é muito mais importante a hidratação. Devem-se oferecer peixes frescos de no mínimo cinco espécies diferentes, evitando assim a monotonia alimentar e, se for

congelado, com até uma semana de congelamento. No primeiro peixe, pode-se aplicar intraperitoneal, um complexo vitamínico de uso oral. Também é importante manter o animal em ambiente isolado com acesso à água (para beber e nadar) até devolvê-lo à natureza, preferencialmente ao lugar em que o animal foi resgatado. Durante esse período o animal deve ter contato apenas com o tratador e com o veterinário.

3.1.2 Animais jovens

A conduta clínica e medicina preventiva devem ser a mesma do animal adulto. Evitar o contato intenso com pessoas para facilitar a devolução do animal à natureza (animais jovens se adaptam facilmente ao homem) e contaminações, e, ainda, possíveis zoonoses. Um exame parasitológico de fezes é aconselhado. Fazer o tratamento dos vermes quando encontrado.

Se não for possível identificar a idade provável do animal, oferecer, em primeiro lugar, o peixe fresco (pequenos). Se o animal não comer, oferecer uma mamadeira preparada com leite integral de vaca. A ingestão de leite por um animal já adulto pode acarretar problemas gastrointestinais, por essa razão é oferecido em primeiro lugar o peixe. Caso seja necessário, pode ser adicionada à primeira mamadeira, uma gema de ovo para aumentar o teor de proteína e/ou um complexo vitamínico.

3.2 Conduta com animais mortos

Fazer a necropsia para diagnóstico de causa *mortis*. Tentar preservar os órgãos para fins didáticos e de pesquisa, como gônadas para estudos reprodutivos etc., e o esqueleto para estudos de osteologia.

4. Reintrodução imediata

Sempre que possível, os animais devem ser mantidos no próprio local onde foram encontrados, sem que seja realizado nenhum tipo de contenção e captura. Caso a captura seja necessária, ele deverá ser mantido o menor tempo possível, aguardando apenas a recuperação de ferimentos quando for o caso. Deve-se, sempre que possível, contar com o apoio de um médico veterinário.

Se o animal for capturado na água, o mais aconselhável é que a reintrodução seja realizada no próprio local onde foi encontrado, soltando-o na margem a uma distância de aproximadamente 0,5 m, e esperando que o próprio animal dirija-se à água. Se a captura for feita em terra, é aconselhável reintroduzir o animal no corpo d'água mais próximo ao local onde foi capturado, da mesma forma citada anteriormente. É importante ressaltar que lontras e ariranhas são territorialistas e estas últimas também são sociais, de forma que a reintrodução do animal a um território diferente do seu, implicará a busca de um novo ambiente pelo animal que poderá ser atacado por grupos que utilizam aquele território (Rosas & de Mattos, 2003).

Marcações não são muito usadas para essas espécies uma vez que as mais fáceis de serem colocadas e que causam menos danos aos animais são marcadores plásticos colocados na orelha, os quais são facilmente perdidos pelos animais. Além disso, considerando-se a dificuldade de avistagem, principalmente das lontras, raramente os animais conseguem ser visualizados e conseqüentemente identificados pela marca.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BERDONATTI, C.; PARERA, A. Lobito de río. **Revista Vida Silvestre**. Nuestro Libro Rojo. Fundación Vida Silvestre Argentina. Ficha n. 34, 1994.

BRECHT- MUNN, M; MUNN, C.A. The Amazon's gregarious giant otters. **Animal Kingdom**, v. 91, n. 5, p. 34-41, 1988.

BENETON, M.L.F.N.; ROSAS, F.C.W.; COLARES, E.P. Aspectos do hábito alimentar da ariranha (*Pteronura brasiliensis*) na Amazônia brasileira. REUNIÓN DE ESPECIALISTAS EN MAMIFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 4.,12-15/11. Valdivia/Chile. **Resúmenes...** 1990.

BLACHER, C. Ocorrência e preservação de *Lutra longicaudis* (Mammalia-Mustelidae) no litoral de Santa Catarina. **Bol. FBCN**, v. 22, p. 105-117, 1987.

CARTER, S.K.; ROSAS, R. C. Biology and conservation of the giant otter, *Pteronura brasiliensis*. **Mammal Rev.**, v. 27, n. 1, p. 1-26, 1997.

COLARES, E.P.; WALDEMARIN, H.F. Feeding of the neotropical river otter (*Lutra longicaudis*) in the coastal region of the Rio Grande do Sul State, Southern Brazil. **IUCN Otter Specialist Group Bulletin**, v. 17, n. 1, p. 6-13, 2000.

DUPLAIX, N. Observations on the ecology and behaviour of the giant river otter *Pteronura brasiliensis* in Suriname. **Revue Ecologique (Terre Vie)**, v. 34, p. 495-620, 1980.

EISENBERG, J.R. **Mammals of the Neotropics**. Vol. I. The Northern Neotropics. University of Chicago Press. 1989. 610p.

EMMONS, L.H. **Neotropical rainforest mammals: a field guide**. 2nd.ed. University of Chicago Press, 1997. 380p.

EMORY, J. Brazil's Pantanal, The land of wonderful inundation: a naturalist reveals a water-drawn wilderness in the heart of South America. **Nature Conservancy**, v. 40, p. 6-15, 1990.

HARRIS, C.J. **Otters: a study of the recent Lutrinae**. London: Weidenfeld & Nicolson, 1968. 397p.

HELDER-JOSÉ; DE ANDRADE, H.K. Food and feeding habitats of the neotropical river otter *Lontra longicaudis* (Carnivora, Mustelidae). **Mammalia**, v. 61, n. 2, p. 193-203, 1997.

HUSSON, A.M. **The mammals of Suriname**. Netherlands: E.J. Brill. Leiden Publishing, 1978. 729p.

LAILDLER, K.; LEIDLER, L. **The River Wolf**. London: George Allen & Uwin, 1983.

LARIVIÈRE, S. *Lutra longicaudis*. **Mammalian Species**, v. 609, p. 1-5, 1999.

MASON, C. An introduction to the Otters. In: FOSTER-TURLEY, P; MACDONALD; MASON, C. Otters: an action plan for their conservation. **IUCN/SSC Otter Specialist Group**, p. 4-7. 1990.

PARERA, A. The neotropical river otter *Lutra longicaudis* population in Iberá Lagoon, Argentina. **IUCN/Otter Specialist Group Bulletin**, v. 8, p. 13-16, 1993.

PARERA, A. Las nutrias verdaderas de la Argentina. **Boletín Técnico de La Fundación Vida Silvestre Argentina**. Buenos Aires, 1996.

PARDINI, R. Feeding ecology of the neotropical river otter *Lutra longicaudis* in na Atlantic Forest Stream, south-eastern Brazil. **Journal of Zoology**, v. 245, p. 385-391, 1998.

PASSAMANI, M; CAMARGO, S.L. Diet of the river otter *Lutra longicaudis* in Furnas reservoir, south-eastern Brazil. **IUCN Otter Specialist Group Bulletin**, v. 12, p. 32-33, 1995.

QUADROS, J. Diet of the Neotropical otter, *Lontra longicaudis*, in an Atlantic Forest area, Santa Catarina State, southern Brazil. **Studies on Neotropical Fauna and Environment**, v. 36, n. 1, p. 15-22, 2001.

ROSAS, F.C.W.; COLARES, E.P.; COLARES, I.G.; DA SILVA, V.M.F Mamíferos aquáticos da Amazônia brasileira. In: VAL, A.L.; FIGLIUOLO, R.; FELDSBERG, E. (Ed.). **Bases científicas para o estabelecimento de estratégias de preservação e desenvolvimento da Amazônia: fatos e perspectivas**, vol. 1, p. 405-411, 1991.

ROSAS, F.C.W.; ZUANON, J.A.S.; CARTER, S. K. Feeding Ecology of the Giant Otter, *Pteronura brasiliensis*. **Biotropica**, v. 31, n. 3, p. 502-506, 1999.

ROSAS, F. C. W.; DE MATTOS, G. E.; Natural Deaths of giant otters (*Pteronura brasiliensis*) in Balbina Hydroelectric Lake , Amazonas, Brazil. **IUCN/Otter Specialist Group Bulletin Amsterdam**, v. 20, n. 2, 2003.

SCHWEIZER, J. **Ariranhas no Pantanal**: ecologia e comportamento da *Pteronura brasiliensis*. Curitiba: Edibran, Ed. Brasil Natureza Ltda, 1992.

SOLDATELI, M.; BLACHER, C. Considerações preliminares sobre o número e distribuição espaço/temporal de sinais de *Lutra longicaudis* (Olfers,1818)(Carnivora:Mustelidae) nas lagoas da Conceição e do Peri, Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. **Biotemas**, v. 9, n. 1, p. 38-64, 1996.

WALDEMARIN, H.F. **Estudo da ecologia de lontras (*Lontra longicaudis*) no Parque Nacional da Lagoa do peixe: manejo e conservação**. Monografia. Fundação Universidade do Rio Grande. 1997.

WALDEMARIN, H.F.; COLARES, E.P. Utilization of resting sites and dens by the neotropical river otter (*Lutra longicaudis*) in the south of Rio Grande do Sul State, Southern Brazil. **IUCN Otter Specialist Group Bulletin**, v. 17, n. 1, p. 14-19, 2000.

WALDEMARIN, H.F.; COLARES, E.P.; ALBUQUERQUE, C.; BLACHER, C. Status of the Neotropical River Otter (*Lutra longicaudis*) in the Brazil. **Proceedings of the VII International Otter Colloquium**. (No prelo)

SAÚDE PÚBLICA

Monica Regina Alves Motta

Médica Veterinária

Associação de Pesquisa e Preservação
de Ecossistemas Aquáticos -Aquasis

Milton César C. Marcondes

Médico Veterinário

Instituto Baleia Jubarte

Jociery Einhardt Vergara-Parente

Médica Veterinária

Fundação Mamíferos Aquáticos

1. Introdução

Encalhes de mamíferos marinhos ocorrem todos os anos no litoral brasileiro (Lodi et al, 1990; Alves-Junior et al., 1996; Siciliano, 1994; Higa et al., 1998) e em todo o mundo (Carwardine, 1995; Bolaños & Boher, 1998). Esses encalhes devem ser considerados um problema de saúde pública (St. Aubin, et al., 1996). Buck & Schroeder (1990) citam que a ocorrência de zoonoses entre mamíferos marinhos e humanos não é novidade. Porém apenas recentemente, através de estudos mais aprofundados, estão sendo possíveis o reconhecimento dessas zoonoses e a publicação na literatura médica (Schroeder et al., 1973; Schroeder et al., 1985; Smith et al., 1987).

2. Definição

A definição “Zoonoses” geralmente é utilizada para todas aquelas doenças transmitidas entre humanos e animais. Entretanto outros termos e definições podem ser encontrados na literatura científica. Em 1967, a Organização Mundial da Saúde definiu Zoonoses como “ as doenças naturalmente transmitidas entre animais vertebrados e humanos” . De acordo com a direção da transmissão,

as zoonoses podem ser classificadas em “ Antropozoonoses” , doenças transmitidas de animais vertebrados para humanos e “ Zooantroponoses” , doenças transmitidas de humanos para animais vertebrados (Soulsby, 1974).

3. Histórico

Devido ao processo histórico, a compreensão do potencial zoonótico entre mamíferos marinhos e seres humanos iniciou-se há poucos anos. Antigamente, as pessoas que contraíam doenças desses animais eram caçadores, que passavam semanas ou meses isolados no mar, geralmente com cuidados médicos precários (Buck & Schroeder, 1990); bem como indígenas que se alimentavam de carne animal.

Na atualidade, com a proibição da caça em muitos países, com o funcionamento de Oceanários e Centros de Reabilitação, além do interesse científico nesses animais, incluindo trabalho de campo e coleção de materiais oriundos de encalhes; os hospedeiros humanos passaram a ser biólogos, veterinários, treinadores, os quais possuem na maioria, mais facilidade de acesso a médicos e técnicas de diagnóstico modernas. Assim, as zoonoses atribuídas a mamíferos marinhos são reconhecidas muito mais amplamente hoje que no passado (Buck & Schroeder, 1990; Cowan et al., 2001).

4. Vias de transmissão

No hospedeiro, os patógenos podem estar presentes em fezes, urina, sangue, saliva, leite, secreções, pele entre outros. As pessoas associadas ao trabalho de reabilitação ou manutenção de mamíferos marinhos em cativeiro correm o risco de se infectar, não somente

com os microorganismos extremamente patogênicos aos animais (Stroud & Roffe, 1979; Odegaard & Krogsrud, 1981), como também com os que fazem parte da flora normal do animal (Johnston & Fung, 1969; Vedros et al., 1982; Schoroeder et al., 1985; Buck & Spotte, 1986), ou que estão presentes normalmente no ambiente marinho e nos oceanários (Wiebe & Liston, 1972; Sasaki & Minete, 1985; Chang & Pien, 1986). A transmissão pode ocorrer por contato direto, via mucosa, pele e oral; ou indireto, por aerossol, fômites e água contaminada (Buck & Schroeder, 1990).

Os agentes são comumente oportunistas, ou seja, aproveitam-se das situações para invadir um novo hospedeiro. Esforços para resgate e reabilitação de animais encalhados envolvem, geralmente, intensa manipulação para alimentação e tratamento. Esses animais, já debilitados, em sua maioria, apresentam doença crônica ou em desenvolvimento, aumentando assim as chances de transmissão (Buck & Schroeder, 1990; Cowan et al., 2001). Algumas zoonoses documentadas foram resultantes de infecções adquiridas durante necropsia e/ou processamento subsequente de tecidos infectados (Webster et al., 1981; Smith et al., 1978; Sargente, 1980).

5. Potenciais zoonoses

Uma infinidade de doenças tem sido identificada em mamíferos marinhos, causada principalmente por bactérias, vírus, fungos e endoparasitas (Buck & Schroeder, 1990; Cowan et al., 2001).

5.1 Doenças bacterianas

Streptococcus/Staphylococcus

São bactérias comumente encontradas na pele de mamíferos marinhos (Medway, 1980; Howard, 1983; Schoroeder et al., 1985).

Nos animais, a infecção por *Streptococcus* sp. normalmente é subclínica, porém podem ser observados sintomas de febre e depressão, sendo reconhecida como causadora de mastites e várias infecções (Cowan et al., 2001). Em humanos debilitados, foram relatados sintomas respiratórios, endocardite e lesões de pele (Ellner, 1970; Bevanger & Stamnes, 1979; Barnham & Neilson, 1987).

A infecção por *Staphylococcus* sp. pode causar lesões de pele, pneumonia, evoluir para septicemia em animais (Reidarson, 1999) e provocar dor abdominal seguida de vômito e diarreia em humanos.

Burkholderia/Pseudomonas

Estas bactérias são naturalmente encontradas em solo e água. Causam doença respiratória em humanos e mamíferos marinhos (Medway, 1980; Liang et al., 1885; Vedros, 1988), podendo a infecção localizada resultar em septicemia fatal (Addision, 1983). A transmissão pode ocorrer por via oral, através da pele não intacta, ou aerossol.

O potencial zoonótico desses microorganismos é evidente no estudo que demonstra altos níveis de anticorpos para *Pseudomonas pseudomallei* em tratadores que tiveram contato mais intenso com golfinhos (Vedros, 1987).

Leptospira

Os animais silvestres são reconhecidos como hospedeiros naturais de *Leptospira interrogans*, embora animais domésticos e seres humanos também possam ser infectados (Shotts, 1981; Faine, 1994; Collins et al., 1995). Em animais doentes, os sintomas incluem febre, anorexia, polidipsia, anemia e desidratação, podendo ocorrer tremores musculares, gastroenterite, nefrite e falência reprodutiva em casos mais graves (Gulland, 1999). Após a diminuição ou desaparecimento dos sintomas, os rins permanecem cronicamente infectados e o ani-

mal continua liberando espiroquetas na urina. O microorganismo invade um novo hospedeiro através de lesões de pele, ou atravessando a mucosa intacta (Sullivan, 1974; Vandenbroek et al., 1985).

No homem, os sintomas podem variar de episódios de vômitos, febre e dores musculares e de cabeça, a comprometimento hepático, icterícia, falência renal, alteração mental e hipotensão. A taxa de mortalidade é de 5 a 10% em seres humanos (Shotts, 1981).

A leptospirose já foi relatada como responsável por mortalidade em pinípedes. Em 1984, houve um surto na Califórnia com 226 leões marinhos diagnosticados como positivos (Dierauf, 1985; Vandenbroek, 1985). Existem relatos de infecção humana por *L. pomona* na manipulação de fluidos e tecidos durante necropsia de leões marinhos e no processamento de material em laboratórios (Smith et al., 1978).

Marvulo et al. (2003) realizaram uma pesquisa de anticorpos anti-*Leptospira* em 10 peixes-bois amazônicos (*Trichechus inunguis*) cativos e em nove botos vermelhos (*Inia geoffrensis*) de vida livre, constatando cinco botos vermelhos soropositivos, e o sorovar dominante foi patoc e dois peixes-bois soropositivos e os sorovares dominantes foram pomona e patoc. Estudo similar a este foi realizado com 12 peixes-bois marinhos (*Trichechus manatus manatus*) cativos no Nordeste do Brasil e todos os animais apresentaram-se sorologicamente negativos para *Leptospira interrogans* (Silva et al., 2001).

Vibrio/Edwardsiella

Estes organismos são comuns no ambiente marinho e frequentemente encontrados em cetáceos. São capazes de produzir infecções severas e fatais em humanos, sendo que hepatite pré-existente, excesso de ferro e imunossupressão predispõem à infecção (Buck & Schroeder, 1990; Cowan et al., 2001). A transmissão pode ocorrer pela exposição à água e alimento contaminados.

As espécies de *Vibrio* sp. possuem desde mínima patogenicidade à alta virulência, sendo oportunistas para humanos. Os sintomas variam de gastroenterite e lesões de pele à septicemia. A *Edwardsiella* sp. causa gastroenterite, lesões de pele, meningite, cistite, osteomielite e septicemia em humanos.

Mycobacterium

A tuberculose é uma doença relacionada com estresse, má-nutrição, imunossupressão e baixa qualidade da água. Nos animais, caracteriza-se pelo surgimento de granulomas cutâneos e em pulmões, podendo atingir linfonodos e assim alcançar o sistema vascular sanguíneo e as vísceras. No homem, pode ocorrer ausência de sintomas, ou aparecimento de acordo com os órgãos envolvidos. Geralmente são descritas anorexia, perda de peso, fadiga, febre e lesões de pele (Woods & Gutierrez, 1993). A transmissão pode ser por via oral, inoculação cutânea ou aerossol.

O *Mycobacterium marinum* é um patógeno oportunista para humanos, sendo isolado principalmente em granulomas cutâneos resultantes de arranhões a abrasões infectados (Buck & Schroeder, 1990). Flowers (1970) reportou a transmissão de *M. marinum* para um treinador através da mordida de um golfinho.

O *Mycobacterium bovis* tem sido reportado como causador de tuberculose pulmonar em pinípedes (Cowan et al., 2001). O *M. smegmatis*, comumente isolado na terra e água, foi responsável por morte de um leão marinho em cativeiro (Gutter et al., 1987). Em um peixe-boi amazônico (*Trichechus inunguis*) com infecção generalizada, foi isolado o *M. chelonae* (Boever et al., 1976). Howard (1983) relatou o caso de tuberculose cutânea em um peixe-boi marinho e seu tratador, atribuída ao *M. chelonae*.

Erysipelothrix

A *Erysipelothrix rhusiopathiae* é geralmente isolada em peixes, podendo ser patogênica para pinípedes, cetáceos e humanos. Considerando a grande quantidade de peixe requerido para a manutenção de mamíferos marinhos, não é surpresa que esses animais e quem os maneja possam ser infectados por esse microorganismo (Seibold & Neal, 1956; Howard, 1983). Geraci & Ridgway (1991) descrevem o risco de infecção durante necropsias. A transmissão ocorre através de inoculação cutânea, ou seja, pelo contato da pele não intacta com tecido infectado.

Nos animais, a infecção pode causar duas formas clínicas distintas: dermatológica e septicêmica aguda (Sweeney, 1986). Em golfinhos, se não tratada, a infecção pode ser severa e rapidamente fatal (Medway, 1980; Geraci et al., 1966).

A doença em humanos caracteriza-se pelo inchaço e dor no local da infecção, geralmente dedos e mãos, podendo evoluir para septicemia (Medway, 1980; Woods & Gutierrez, 1993).

Brucella

A brucelose descrita em mamíferos terrestres, resulta em aborto e infertilidade (Metcalf et al., 1994). Durante a última década, tem sido relatada em diversas espécies de mamíferos marinhos, com a detecção de anticorpos. Nesses animais, também são verificadas desordens reprodutivas (Tryland, 2000). Em 1994, na Califórnia, a *Brucella* sp. foi isolada em um feto abortado de *Tursiops truncatus* em cativeiro (Ewalt et al., 1994) e mais adiante diagnosticada na placenta de dois outros indivíduos da mesma espécie, os quais abortaram seus fetos no nono mês de gestação (Miller et al., 1999). Foi isolada também através de análise sorológica e de amostras de necropsias em várias espécies de cetáceos e pinípedes (Tryland, 2000).

Embora não se saiba o verdadeiro potencial zoonótico da brucelose entre mamíferos marinhos e seres humanos, alguns autores acreditam que o risco existe. Um estudo em humanos observou o tipo de *Brucella* idêntico àquele reportado em mamíferos marinhos, sugerindo que humanos podem se infectar não só pelo consumo de carne, como pelo contato com pinípedes e cetáceos infectados (Tryland, 2000). Recentemente, um inglês que trabalha com estes animais adquiriu brucelose (Brew et al., 1999).

A transmissão pode ocorrer pelo contato das mucosas com fetos abortados, fluidos, urina, placenta e durante necropsias, através de lesões subcutâneas e vísceras infectadas (baço e linfonodos). Em humanos, os sintomas são bastante inespecíficos, por isso acredita-se que muitos casos passem despercebidos. São caracterizados por febre, dor de cabeça, sinusite severa, fadiga, perda de peso, linfadenopatia e esplenomegalia. Com a infecção crônica, podem se tornar intermitentes. A taxa de mortalidade é menor que 2% (Tryland, 2000).

Mycoplasma

A doença mais comum e séria associada a mordidas de focas e leões marinhos é a "Seal Finger" (Candolin, 1953). O *Mycoplasma phocacerebrale* foi isolado em 1990 nos dentes de uma foca saudável e na lesão (Seal Finger) de uma pessoa mordida por ela (Madoff et al., 1991; Stadtlander & Madoff, 1994). Segundo Cowan et al. (2001), as evidências até o momento são que a Seal Finger é causada por um ou mais *mycoplasmas* que podem estar presentes em focas saudáveis e doentes.

O agente penetra na pele não intacta e, após incubação de três dias a três semanas, resulta em inflamação localizada e severa, geralmente em dedos e mãos, com presença de eritema, edema prolongado e dor extrema. Pode envolver a articulação e braço próximos, e linfonodos ou auxiliares. A infecção pode resultar em

incapacidade permanente ou numa condição limitante (Mass et al., 1981; Buck & Schroeder, 1990; Tryland, 2000).

Outras bactérias

Outras bactérias potencialmente patogênicas para humanos têm sido identificadas em mamíferos marinhos, tais como: *Plesiomonas*, *Aeromonas*, *Salmonella*, *Clostridium*, *Nocardia*, *Klebsiella*, *Proteus*, *Corynebacterium* (Buck & Schroeder, 1990; Cowan et al., 2001).

5.2 Doenças virais

Poxvírus

O Poxvírus tem sido encontrado em animais cativos e selvagens, estando associado geralmente à imunossupressão. Essa doença viral é induzida por situações de stress, queda drástica na temperatura da água e baixa qualidade da água. Nos pinípedes, caracteriza-se por lesões nodulares, de 1 a 2,5 cm de diâmetro. Em pequenos cetáceos, as lesões, conhecidas como "tattoo lesions", são circulares e irregulares, de coloração amarelada ou acinzentada, chatas ou ligeiramente elevadas. Podem ser solitárias ou disseminadas, e o diâmetro varia de 0,5 a 3 cm (Tryland, 2000).

A transmissão ocorre pelo contato direto da pele e mucosas com lesões infectadas. Em humanos, as lesões de 5 a 6 cm de diâmetro aparecem usualmente nas mãos. São pálidas no centro, edematosas e eritematosas na periferia, provocando intensa dor. A cicatrização demora meses, podendo haver recorrências (Buck & Schroeder, 1990).

Calicivírus

O Calicivírus já foi isolado em baleias, golfinhos e pinípedes. É capaz de induzir lesões vesiculares, de 1 cm de diâmetro em animais

e humanos. Há relatos de infecção de pesquisadores no isolamento laboratorial desse vírus (Smith et al., 1978; Smith et al., 1987; Tryland, 2000).

Influenza A

As infecções respiratórias podem ser especialmente contagiosas (Buck & Schroeder, 1990). A Influenza, aparentemente de origem aviária, tem sido isolada em mamíferos marinhos e humanos (Webster et al., 1981; Mandler et al., 1990; Cowan et al., 2001).

A transmissão ocorre por via aerossol e os sintomas mais comumente observados são anorexia e pneumonia em animais, e conjuntivite em humanos. As infecções respiratórias em mamíferos marinhos podem ser fatais, já em humanos não são, geralmente, ameaçadoras. Entretanto um estudo mostrou que o vírus isolado em focas causou doença sistêmica e morte em primatas não-humanos (Buck & Schroeder, 1990; Tryland, 2001).

Raiva

O primeiro caso de Raiva documentado em um mamífero marinho ocorreu em uma foca (*Phoca hispida*) no ano de 1981 (Cowan et al., 2001). Todo mamífero é capaz de contrair a Raiva, portanto o risco da transmissão de mamíferos marinhos para humanos deve ser considerado (Buck & Schroeder, 1990).

5.3 Doenças fúngicas

Loboa lobi

A Lobomicose ou Blastomicose pode ser localizada ou generalizada. Muitos golfinhos já morreram com a infecção sistêmica e a transmissão para veterinários e tratadores já foi documentada (Symmers, 1983; Cates et al., 1986).

A infecção localizada pode causar lesões de pele em golfinhos e humanos. As lesões são crônicas, resistentes ao tratamento, superficiais e nodulares, e ocasionalmente ulceradas (Cowan et al., 2001).

Em mamíferos domésticos, a infecção generalizada acomete pulmões em 85% dos casos, bem como linfonodos, olhos, pele, articulações e ossos. A sintomatologia mais comumente observada é anorexia, perda de peso, dispnéia e febre. Em humanos, a infecção localizada pode ser assintomática. A forma generalizada afeta primariamente os pulmões, com sintomas respiratórios e perda de peso, e secundariamente há o aparecimento de úlceras irregulares e sobressalentes espalhadas por toda superfície corporal.

Candida

Este fungo é comumente encontrado na água dos oceanários (Buck, 1980). Causa inflamações localizadas em animais e humanos. Em animais debilitados ou submetidos à antibioticoterapia, este patógeno oportunista pode causar infecção sistêmica (Buck & Schroeder, 1990).

Aspergillus

Muitas mortes de cetáceos têm sido atribuídas ao *Aspergillus*. É um fungo oportunista para indivíduos imunossuprimidos, sendo causador de sintomatologia respiratória. A transmissão ocorre por via aerossol. A susceptibilidade de seres humanos já foi constatada (Buck & Schroeder, 1990; Reidarson, 1999).

5.4 Doenças parasitárias

Toxoplasma

A Toxoplasmose tem sido reportada nos Oceanos Atlântico e Pacífico, em uma variedade de mamíferos marinhos, incluindo o peixe-boi marinho, vários pinípedes, golfinhos e baleias (Cowan et al., 2001). O modo de transmissão e a função desses animais no ciclo do *Toxoplasma gondii* não são conhecidos. Os seres humanos são certamente susceptíveis à Toxoplasmose, sendo a infecção geralmente leve e assintomática (Tryland, 2000; Cowan et al., 2001). Os sintomas clínicos são: febre, linfadenopatia, mialgia, pneumonia, miocardite e meningoencefalite. Em indivíduos imunossuprimidos, pode ocorrer afecção ocular severa e doença sistêmica. Mulheres infectadas no primeiro terço de gestação podem abortar ou provocar dano no sistema nervoso central do feto (Tryland, 2000).

Giardia

Os cistos de *Giardia* têm sido isolados em material fecal de pinípedes (Cowan et al., 2001). A transmissão deste organismo entre mamíferos marinhos e humanos não tem sido demonstrada, entretanto a potencial presença de fezes no manejo de mamíferos marinhos deve ser considerada (Cowan et al., 2001). A via de infecção é oral, através da ingestão de água e comida contaminadas, causando comumente complicações gastrointestinais (Tryland, 2000).

6. Prevenção e controle

Existem diversas condutas no manejo com mamíferos marinhos que podem minimizar a transmissão de agentes infecciosos entre estes animais e seres humanos. Recomenda-se que o médico veterinário estabeleça normas sanitárias adequadas para a instituição

de que faz parte, orientando e monitorando os procedimentos estabelecidos.

6.1. Medidas preventivas básicas

- Pessoas com doença aguda ou crônica, com sintomas respiratórios, lesões de pele, imunossuprimidas e mulheres grávidas devem evitar o contato com mamíferos marinhos e o preparo de alimentação dos mesmos;

- As pessoas que têm contato freqüente com mamíferos marinhos devem ter coletadas amostras de soro sanguíneo anualmente, o que ajudará no diagnóstico de doenças que possam ser contraídas;

- A cozinha e áreas de manuseio de alimento dos animais devem ser utilizadas exclusivamente para esse fim, sendo necessária a desinfecção diária;

- Utilizar equipamentos de segurança durante o manejo e necropsia de mamíferos marinhos, tais como: máscara, luvas, botas, óculos e avental;

- Lavagem das mãos com utilização de sabão anti-séptico, antes e depois de manejar os animais e de preparar a alimentação;

- Os recipientes de alimentação dos animais devem ser individuais e devidamente higienizados após cada uso;

- Pedilúvios (solução à base de iodo): nas áreas de isolamento e de quarentena;

- Nas áreas de isolamento e quarentena, o piso ao redor dos oceanários deve ser de fácil desinfecção, e esta deve ser realizada diariamente quando na presença de animais em reabilitação e semanalmente na ausência de animais;

- Deve ser realizada a desinfecção dos equipamentos utilizados no manejo ou tratamento dos animais imediatamente após o uso;

- A área de necropsia deve ser separada. Após os procedimentos de necropsia, deve ser realizada a desinfecção da sala e dos técnicos;

- A instituição deve possuir áreas específicas para higienização dos funcionários e dos equipamentos utilizados;

- Isolar a área do encalhe para evitar contato da população com o animal;

- As carcaças devem ser destinadas adequadamente: maceração ou incineração. Caso não seja possível transferi-la para um local apropriado, pode ser enterrada no local do encalhe, acima da linha da maré, preferencialmente longe de cursos d'água, nascentes ou poços;

7. Infecções emergentes

Além dos agentes infecciosos já reconhecidos como zoonóticos, muitas doenças infecciosas têm sido documentadas como emergentes ou reemergentes no ambiente marinho (House et al., 2002). Portanto, além da adoção de técnicas preventivas, são necessários estudos investigativos constantes para identificar e avaliar os verdadeiros riscos nas interações entre humanos e mamíferos marinhos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADDISON, K. Lessons from a deadly disease of dolphins. **New Sci.**, v. 100, p. 520-522, 1983.

ALVES-JÚNIOR, T. T.; ÁVILA, F.J.C.; OLIVEIRA, J.A.; MONTEIRO-NETO, C. Registro de Cetáceos para o Litoral do Estado do Ceará. **Arquivo de Ciências do Mar**, v. 30, n. 1/2, p. 79-92, 1996.

BARNHAM, M.; NEILSON, D.J. Group L beta-hemolytic streptococcal infection in meat handlers: another streptococcal zoonosis? **Epidemiol. Infect.**, v. 99, p. 257-264, 1987.

BEVANGER, L.; STAMNES, T.L. Group L streptococci as the cause of bacteremia and endocarditis, a case report. **Acta Pathol. Microbiol. Scand. B**, v. 87, p. 201-302, 1979.

BOEVER, W.J.; THOEN, C.O.; WALLACH, J.D. *Mycobacterium chelonae* infection in a Natterer manatee. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 169, p. 927-929, 1976.

BOLAÑOS, J.; BOHER, S. Un varamiento masivo de Delfin Machado del Atlántico (*Stenella frontalis*) en la Isla La Tortuiga, Nororiente de Venezuela. REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL, 8., 1998. Olinda. **Livro de Resumos...** Olinda, 1998, p. 26.

BREW, S.D.; PERRETT, L.L.; STACK, J.A.; MASCMILLAN, A.P.; STAUNTON, N.J. Human exposure to Brucella recovered from a sea mammal. **Vet. Rec.**, p. 144-483, 1999.

BUCK, J.D. Occurrence of human-associated yeasts in the feces and pool waters of captive bottlenosed dolphins. **J. Wildl. Dis.**, v. 16, p. 141-149, 1980.

BUCK, C.D.; SCHROEDER, J.P. Public Health Significance of Marine Mammal Disease. In: DIERAUF L.A. (Ed.). **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton: CRC Press, p. 163-173, 1990.

BUCK, J. D.; SPOTTE, S. The occurrence of potentially pathogenic vibrios in marine mammals. **Mar. Mammal Sci.**, v. 2, p. 319-324, 1986.

CANDOLIN, Y. Seal finger and its occurrence in the gulfs of the Baltic Sea, **Acta Chir. Scand.**, (Suppl.) v. 177, n. 62, p. 1-51, 1953.

CARWARDINE, M. **Whales, dolphins and porpoises**: the visual guide to all the world's cetaceans. New York, USA: Dorling Kindersley, 1995. 256p.

CATES, M.B.; KAUFMAN, L.; GRABAU, J.H.; PLETCHER, J.M.; SCHROEDER, J.P. Bastomycosis in a Atlantic bottlenose dolphin and the attending veterinarian. **Proc. 17th Annu. Int. Assoc. Aquati. Anim. Med. Conf.**, v. 3, n. 136, 1986.

CHANG, W.J.; PIEN, F.D. Marine-acquired infections: hazards of the ocean environment. **Postgrad. Med.**, v. 80, p. 30-33, 1986.

COLLINS C.H.; LYNE, P.M.; GRANGE, J.M. In: COLLINS C.H. **Collins and Lyne's microbiological methods**. 7th ed. Oxford, UK: Butterworth-Heinemann, 1994.

COWAN, D.F.; HOUSE, C.; HOUSE, J. A. Public Health. In: DIERAUF, L.A.; GULLAND, F.M.D. (Ed.). **CRC Handbook of Marine Mammal**. Second Edition: CRC Press, 2001. 1120p.

DIERAUF, L. A.; VANDENBROEK, D. J.; ROLETTO, J.; KOSKI, M.; AMAYA, L.; GAGE, L. J. An epizootic of leptospirosis in California sea lions. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 187, p. 1145-1148, 1985.

ELLNER, P.D. Endocarditis due to groups L Streptococcus. **Ann. Intern. Med.**, v. 72, p. 574-548, 1970.

EWALT, D.R.; PAYEUR, J.B.; MARTIN, B.M.; CUMMINGS, D.R.; MILEER, G. Characteristics of a Brucella species from a bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*). **J. Vet. Diagn. Invest.**, v. 6, p. 448-452, 1994.

FAINE, S. **Leptospira and leptospirosis**. Boca Raton, FL: CRC Press, Inc. USE, p. 222-234, 1994.

FLOWERS, D.J. Human infection due to *Mycobacterium marinum* after a dolphin bite. **J. Clin. Pathol.**, v. 23, p. 475-477, 1970.

GERACI, J.R.; SAUER, R.M.; MEDWAY, W. Erysipelas in dolphins. **Am. J. Vet. Res.**, v. 27, p. 597, 1966.

GERACI, J.R.; RIDGWAY, S.H. On disease transmission between cetaceans and humans. **Mar. Mamm. Sci.**, v. 7, n. 2, p. 191-194, 1991.

GULLAND, F.M.D. Leptospirosis in Marine Mammals. In: FOWLER, M.E.; MILLER, R.E. W. B. **Zoo & Wild Animal Medicine - Current Therapy 4**. W. Philadelphia: Saunders Company, p. 469-471, 1999.

GUTTER, A.E.; WELLS, S.K.; SPRAKER, T.R. Generalized mycobacteriosis in a California sea lion (*Zalophus californicus*). **J. Zôo. Anim. Med.**, v. 18, p. 118-120, 1987.

HIGA, A.; SOUSA, L.D.; ZERBINI, A. N.; RADWANSKI, A.; MELO, G.P.M.B. Encalhes de cetáceos em Ubatuba, litoral norte de São Paulo: dezembro/1996 a março/1998. In: REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL, 8., 1998. Olinda, **Resumos...** Olinda, 1998. p. 98.

HOUSE, C.; AGUIRRE A.A.; HOUSE, J.A. Emergence of Infectious Diseases in Marine Mammals. In: AGUIRRE, A.A.; OSTFELD, R.S.; TABOR, G.M.; HOUSE, C.; PEARL, M.C. (Ed.). **Conservation Medicine - Ecological Health in Practice**. Oxford University Press, 2002. 407p.

HOWARD, E.B. **Pathobiology of Marine Mammals**, vol.1 , CRC Press, Boca Raton, FL, 1983. 248p.

JOHNSTON, D.G.; FUNG, J. Bacterial flora of wild and captive porpoises. **J. Occup. Med.**, v. 11, p. 276-277, 1969.

LIONG, E.; HAMMOND, D.D.; VEDROS, N.A. *Pseudomonas pseudomallei* infection in a dolphin (*Tursiops gillii*): a case study. **Aquat. Mammals**, v. 11, n. 1, p. 20-22, 1985.

LODI, L.; SICILIANO, S.; CAPISTRANO, L. Mass stranding of *Peponocephala electra* (Cetacea, Globicephalinae) on Piracanga Beach, Bahia, northeastern Brasil. **Sci. Rep. Cetacean Res.**, v. 1, p. 79-84, 1990.

MADOFF, S.; RUOFF, K.; BAKER, A.S. Isolation of a *Mycoplasma* species from a case of seal finger, presented at 91 st GENERAL MEETING OF THE AMERICAN SOCIETY FOR MICROBIOLOGY, Poster G12, 1991.

MANDLER, J.; GORMAN, O.T.; LUDWIG, S.; SCHROEDER, E.; FITCH, W.M.; WEBSTER, R.G.; SCHOLTISSEK, C. Derivation of the nucleoproteins (NP) of Influenza A viruses isolated from marine mammals. **Virology**, v. 176, p. 225-261, 1990.

MARVULO, M. F. V.; DA SILVA, V. M. F.; MARTIN, A. R.; D'AFFONSECA NETO, J. A.; ROSAS, F. C. W.; NASCIMENTO, C. C.; MORAIS, Z. M.; VASCONCELLOS, S. A.; FERREIRA NETO, J. S.; SILVA, J. C. R. Serosurvey for Antibodies against *Leptospira* sp. and *Brucella* sp. in free living Amazon River dolphins (*Inia geoffrensis*) and captive Amazonian manatees (*Trichechus inunguis*). In: 15TH BIENNIAL CONFERENCE ON THE BIOLOGY OF MARINE MAMMALS, 2003, Greensboro, N. C. **Abstracts...** 15th Biennial Conference on the Biol. of Marine Mammals. Greensboro. N. C.: Society for Marine Mammalogy, v. 1, p. 1-201, 2003.

MASS, D.P.; MEWMEYER, W.L.; KILGORE, E.S. Seal finger, **J. Hand Surg.**, v. 6, p. 610-612, 1981.

MEDWAY, W. Some bacterial and mycotic diseases of marine mammals. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 177, p. 831, 1980.

METCALF, H.E.; LUCHSINGER, D.W.; RAY, W.C. Brucellosis. BERAN GW, (Ed.). **Handbook of Zoonoses**, section A: bacterial, rickettsial, chlamydial and mycotic. Second edition, Boca Raton, Florida, USA: CRC Press, p. 9-39, 1994.

MILLER, W.G.; ADAMS, L.G.; FICHT, T.; CHEVILLE, N.; PAYEUR, J.; HARLEY, D.; RIDGWAY, S. First case report of *Brucella* abortion in a bottlenose dolphin *Tursiops truncatus*. **J. Zoo. Wildl. Med.**, v. 30, p. 100-110, 1999.

ODEGAARD, O. A.; KROGSRUD, J. R. Rabies in Svalbard: infection diagnosed in artic fox, reindeer and seal. **Vet. Rec.**, v. 109, p. 141-142, 1981.

RAND, M.S. **Zoonotic. Disease**. Disponível em: <<http://www.vin.com>>. Acesso em: 10 de setembro de 2003.

REIDARSON, T.H. Diagnosis and Treatment Infections in Marine Mammals. In: FOWLER, M.E.; MILLER, R.E. W. B. (Ed.). **Zoo & Wild Animal Medicine - Current Therapy 4**. Saunders Company, 1999.

SARGENT, E. Tetracycline for seal finger. **J. Am. Med. Assoc.**, v. 244, p. 436-437, 1980.

SASAKI, D.M.; MINETTE, H.P. Isolation of salmonellosis in a public marine aquarium. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 11, p. 1221-1222, 1985.

SCHROEDER, J.P.; WALLACE, J.G.; CATES, M.B.; GRECO, S.B.; MOORE, P.W.B. An infection by *Vibrio alginolyticus* in an Atlantic bottlenose dolphin housed in an open ocean pen. **J. Wildl. Dis.**, v. 21, p. 437-438, 1985.

SCHROEDER, R. J.; QUADRI, C.A.D.; MCINTYRE, R.W.; WALKER, W.A. Marine mammal disease surveillance program in Los Angeles County, **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 163, p. 580-581, 1973.

SEIBOLD, H.R.; NEAL, J.E. Erysipelothrix septicemia in the porpoise. **J. Am Vet Med. Assoc.**, v. 128, p. 537-539, 1956.

SHOTTS, I.B. Leptospirosis. In: DAVIS, KARSTAD, TRAINER, (Ed.). **Infectious Diseases of Wild Mammals**. Iowa State University Press, Ames, IA, 1981. 323p.

SICILIANO, S. Review of small cetaceans and fishery interactions in coastal waters of Brazil. In: PERRIN, W.E.; DONOVAN G.P.; BARLOW, J. (Ed.). Gillnets and Cetaceans. **Report of the Whaling Commission (Special issue)**, v. 15, p. 241-250, 1994.

SILVA, J. C. R.; MARVULO, M. F. V.; PICANÇO, M. C.; LIMA, R. P.; VERGARA-PARENTE, J. E.; MARCONDES, M. C. C.; FERREIRA, P. M.; MORAIS, Z. M.; OGASSAWARA, S.; VASCONCELLOS, S. A.; FERREIRA-NETO, J. S. Pesquisa de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, *Leptospira interrogans* e *Brucella abortus* em peixes-bois marinhos (*Trichechus manatus manatus*) mantidos em cativeiro. In: CONGRESSO DA ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE VETERINÁRIOS DE ANIMAIS SELVAGENS, 5. São Paulo. **Resumo...** p. 27. 2001.

SMITH, A.W.; BERRY, E.S.; SKILLING, D.E. Emergence of a marine virus, **Int. Congr. Virol.**, v. 7, p. 16, 1987.

SMITH, A.W.; VEDROS, N.A.; AKERS, T.G.; GILMARTIN, W.G. Hazards of disease transfer from marine mammals to land mammals: Review and recent findings. **J. Am. Vet. Med. Assoc.**, v. 173, p. 1131-1133, 1978.

SOULSBY, E.J.J. **Parasitic zoonoses, clinical and experimental studies**. New York: Academic Press, 1974. 402p.

ST. AUBIN, D. J.; GERACI, J. R.; LOUNSBURY, V. J. Rescue, rehabilitation and release of marine mammals: an analysis of current views and practice. Proceedings of a workshop held in Des Plaines, Illinois, 3-5 December 1991. **NOAA Technical Memorandum, NMFS-OPR-8**, 1996. 65p.

STADTLANDER, C.T.K.H.; MADOFF, S. Characterization of cytopathogenicity of aquarium seal mycoplasmas and seal finger mycoplasmas by light and scanning electron microscopy, *Int. J. Med. Microbiol., Virol., Parasitol. Infect. Dis.* (Germany), v. 280, p. 458-467, 1994.

STROUD, R.K.; ROFFE, T.J. Causes of death in marine mammals stranded along the Oregon Coast. *J. Wildl. Dis.*, v. 15, p. 91-97, 1979.

SULLIVAN, N.D. Leptospirosis in animals and man. *Aust. Vet. J.*, v. 50, p. 216-223, 1974.

SWEENEY, J. Marine Mammals (Cetacea, Pinnipedia, and Sirenia) -Infectious Diseases. In: FOWLER, M.E. W. B. (Ed.). *Zoo & Wild Animal Medicine*. Saunders Company, p. 785-789, 1986.

SYMMERS, W.S. Possible case of Lobo's disease acquired in Europe from a bottle-nosed dolphin (*Tursiops truncatus*). *Bull. Soc. Pathol.*, v. 36, p. 1902-1906, 1983.

TRYLAND, M. Zoonoses of arctic marine mammals. *Infect. Dis. Rev.*, v. 2, n. 2, p. 55-64, 2000.

VANDEBROEK, D.J.; DIERAUF, L.A.; ROLETTO, J.; KOSKI, M.A.; AMAYA, L.M.; GAGE, L.J. An epizootic of *Leptospira Pomona* in California sea lions (*Zalophus californianus*). *Proc. 16th Annu. Int. Assoc. Aquat. Anim. Med. Conf.*, v. 2, p. 122, 1985.

VEDROS, N. A.; QUINLIVAN, J.; CRANFORD, R. Bacterial and fungal flora of wild northern fur seals (*Callorhinus ursinus*). *J. Wildl. Dis.*, v. 18, p. 447-456, 1982.

VEDROS, N.A. **Melioidosis and Glanders**. Laboratory Diagnosis of Infection Disease. In: BALAWS, A. (Ed.). New York: Epringer-Verlag, 1988. 951p.

VEDROS, N.A. **Zoonoses in marine mammals**. In: ANNU. CONF. NORTH CA BRANCH AM. SOC. MICROBIAL., 1987. Monterey, California. 1987.

WEBSTER, R.G.; GERACI, J.; PETURSSON, G.; SKIRNISSON, K. Conjunctivitis in human beings caused by influenza A virus of seals. *N. Engl. J. Med.*, v. 304, p. 911, 1981.

WIEBE, W.; LISTON, J. Studies of the aerobic nonexacting, heterotrophic bacteria of the benthos. In: PRUTER A.T.; ALVERSON, D.L. (Ed.). **The Columbia River Estuary and Adjacent Ocean Waters**. Seattle, W A: University of Washington Press, 1972. 868p.

WOODS, G.L.; GUTIERREZ, Y. **Diagnostic Pathology of Infectious Disease**. Philadelphia: Lea & Febiger, 1993. 56p.

Parte II

Necropsia de Cetáceos e Sirênios

PREPARAÇÃO DOS ORIGINAIS

Misticetos – Milton César C. Marcondes

Odontocetos – Milton César C. Marcondes

Sirênios – Jociery Einhardt Vergara-Parente

As autorias estão apresentadas em ordem alfabética

COMPILAÇÃO DOS ORIGINAIS

Ana Carolina Oliveira de Meirelles

Jociery Einhardt Vergara-Parente

REVISÃO TÉCNICA

Fernando C. Weber Rosas

EDIÇÃO FINAL

Jociery Einhardt Vergara-Parente

AGRADECIMENTOS

Misticetos: Alan Cepille, Ana Carolina Meirelles, Claudia Brigagão Petta e Márcia H. Engel

Odontocetos: Márcia H. Engel

Sirênios: Cristiano Leite Parente

1. Avaliação da Carcaça

A base para aprender a lidar com a anatomia, a fisiologia e as doenças de espécies que não nos são familiares é conhecer como os misticetos são filogeneticamente relacionados com outras espécies que nos são mais familiares. Os cetáceos são mais relacionados com os artiodátilos, como, por exemplo, os bovinos (Britt Jr & Howard, 1983).

Poucos textos são encontrados sobre a anatomia interna dos mamíferos aquáticos. Não existem livros com a riqueza de detalhes como a dos livros de anatomia de animais domésticos (p.e. Getty, 1986) e, na maioria das vezes, o capítulo de anatomia se limita a ilustrar a localização dos órgãos. Isso é ainda mais difícil para os misticetos. Partes das informações são provenientes do período em que a caça era mais intensa. Por isso muitas das informações que serão colocadas neste e nos próximos capítulos devem ser avaliadas como um esforço para descrever os sistemas e dar um embasamento para a necropsia. Quando a informação sobre misticetos for pobre, utilizar-se-á uma aproximação, exemplificando com dados de odontocetos.

O tamanho desses animais é um fator que dificulta o estabelecimento de padrões para a realização da necropsia. Na maioria das vezes, não há como mover o animal, e a necropsia deve ser realizada no local do encalhe e na posição em que o animal encalhou.

Para uma melhor referência em relação à carcaça, devemos conhecer a anatomia básica de uma baleia. Dessa forma, podemos ver na figura 1 as principais estruturas anatômicas externas de uma baleia. Deve-se lembrar de que nem todas as baleias possuem nadadeira dorsal ou pregas ventrais.

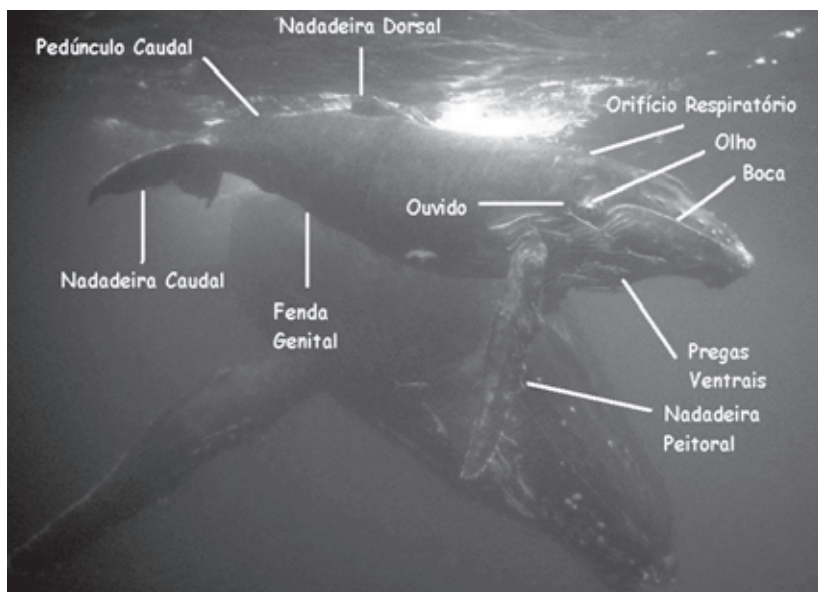


Figura 1. Anatomia Externa de uma baleia (Foto: Acervo IBJ).

1.1 Condição da carcaça

A avaliação do estado da carcaça servirá para se ter uma idéia do que será possível examinar e coletar. Neste primeiro momento, será avaliado o estado geral do animal, a presença de marcas ocasionadas pelo ser humano (ação antrópica) ou por predadores (mordidas, bicadas, etc), a presença de cicatrizes e outras marcas, a ausência de porções do corpo tais como cabeça e nadadeiras, se o animal está muito magro, etc. Em algumas situações nesse primeiro exame, já se pode classificar a carcaça (geralmente nos extremos ou seja, nos casos de carcaças muito frescas ou restos

mumificados), atribuindo-se um dos códigos (2-5), porém em outros casos só será possível definir o código após a abertura do animal. Deve-se fazer uma estimativa da porcentagem do corpo que se encontra com a pele intacta.

A presença de ectoparasitos tais como piolhos de baleia e cracas ao longo do corpo, bem como outros parasitos especialmente próximos às cavidades naturais (boca, fenda genital e orifício respiratório) devem ser pesquisados e registrados. Os parasitos encontrados devem ser coletados conforme especificado no respectivo protocolo.

Mordidas de tubarão são freqüentes. Quando as mordidas ocorrem nas partes mais salientes do corpo (nadadeiras peitorais e dorsal, nadadeira caudal e pedúnculo, mandíbula e maxila) é comum haver perda de tecido. As mordidas que ocorrem no restante do tronco são mais difíceis de ocasionar perda de tecido, porém fica a marca da arcada dentária do tubarão e, ocasionalmente, pode-se encontrar algum dente. A medida da largura e da altura das mordidas deve ser registrada. A presença de hemorragia ao redor do local da mordida irá indicar se ocorreu com o animal vivo (ou imediatamente após sua morte), caso contrário, se a mordida ocorreu horas após a morte do animal, não haverá sinal de hemorragia.

Dentre as causas de morte de cetáceos devido à ação antrópica, uma das principais é a captura em redes de pesca. Em um estudo no qual foi determinada a causa da morte em 320 cetáceos, 49% (158 animais) foram diagnosticados como sendo vítimas de emalhe em redes de pesca (Kirkwood et al., 1997). Pedacos de rede ou sua marca ficam, em geral, nos pontos mais salientes do corpo tais como nadadeira caudal, peitorais e cabeça.

Outra ação do homem, que pode ocasionar a morte de uma baleia, é a colisão com embarcações. As colisões podem ocasionar, ou não, lesões externas. Quando a hélice das embarcações atinge o

animal, pode ocasionar cortes seqüenciais devido ao giro das pás. No caso de animais vivos, o local mais provável de lesão pelas hélices é na região dorsal, pedúnculo e nadadeira caudal. No caso de uma embarcação colidir com a carcaça flutuante de uma baleia, o mais provável será o corte ocorrer na região ventral. Mesmo sem sinais externos, há a possibilidade de o animal ter sido vítima de colisão com embarcações. A presença de ossos fraturados, hemorragias internas e traumatismos (contusões) podem ser indicativos de colisões com embarcações (Laist et al., 2001).

Outros sinais de ação humana são cortes e perdas de tecido. Esses geralmente ocorrem após o encalhe, visando à obtenção de carne e gordura para serem usados como isca ou, menos freqüentemente, para consumo humano. Cortes em linha reta e ângulos de 90° são altamente sugestivos de ação antrópica.

O porte dos animais muitas vezes impossibilita o exame completo do corpo do animal, caso parte dele não esteja acessível para exame, este fato deve ser registrado na ficha de necropsia.

1.2 Identificação da espécie

O reconhecimento da espécie é fundamental para análise de taxa de mortalidade, freqüência de encalhes, etc. Mesmo que não seja possível identificar o animal num primeiro momento, esta identificação pode ser obtida posteriormente através de análise de DNA, medidas craniométricas, ou avaliação de particularidades anatômicas.

O uso de chaves de identificação ajuda no reconhecimento da espécie. O guia de identificação da FAO (Jefferson et al., 1993) é um dos melhores para esta tarefa. Baseado nele, para o hemisfério sul, a identificação dos mysticetos pode ser simplificada pelas seguintes características:

Ausência de sulcos ventrais (pregas ventrais) => **Baleia Franca** (*Eubalaena australis*) ou **Baleia Franca Pigmeia** (*Caparea marginata*) (ainda não registrada para o Brasil). Ir para n° 1

Presença de sulcos ventrais => **rorquais**. Ir para n° 2

1. Presença de calosidades na cabeça, nadadeira peitoral em forma de trapézio, ausência de nadadeira dorsal => **Baleia Franca**

Ausência de calosidades na cabeça, nadadeira peitoral alongada, nadadeira dorsal proeminente e falcada => **Baleia Franca Pigmeia**

2. Sulcos ventrais terminando antes do umbigo => **Baleia Minke** (*Balaenoptera acutorostrata*) ou **Baleia Sei** (*Balaenoptera borealis*). Ir para n° 3

Sulcos ventrais terminando no umbigo ou além => **Baleia Jubarte** (*Megaptera novaeangliae*), **Baleia de Bryde** (*Balaenoptera edeni*), **Baleia Azul** (*Balaenoptera musculus*) ou **Baleia Fin** (*Balaenoptera physalus*). Ir para n° 4

3. 30 a 70 sulcos ventrais, terminando antes do umbigo, freqüentemente entre as peitorais; 231 a 360 placas de barbatana de cada lado, com menos de 21 cm de comprimento, esbranquiçadas ou amarelo esbranquiçadas; freqüentemente apresenta mancha branca sobre a peitoral; cabeça pontiaguda; comprimento máximo 9 metros. => **Baleia Minke Anã** (*Balaenoptera acutorostrata*); sem mancha branca nas nadadeiras, comprimento de até 10 metros => **Baleia Minke Antártica** (*Balaenoptera bonaerensis*).

32 a 60 sulcos ventrais, terminando após as peitorais, mas antes do umbigo; 219 a 412 placas de barbatanas de cada lado, de coloração escura, com menos de 80 cm de comprimento; nadadeiras completamente escuras; comprimento máximo de 16 metros => **Baleia Sei**

4. Nadadeiras peitorais com 1/3 do comprimento do corpo, com nódulos em sua borda; nadadeira caudal com bordas irregulares; menos de 35 sulcos ventrais estendendo-se pelo menos até o umbigo; topo da cabeça coberto com nódulos; nódulos na face ventral da mandíbula; 270 a 400 placas de barbatana de cada lado, com coloração escura para marrom oliva, com menos de 80 cm de comprimento; nadadeira dorsal normalmente no topo de uma corcova; comprimento máximo 16 metros => **Baleia Jubarte**

Nadadeiras peitorais com menos de 1/3 do comprimento do corpo, com ausência de nódulos na borda; nadadeira caudal com bordas regulares; 40 a 100 placas de barbatanas de cada lado; cabeça sem nódulos; nadadeira dorsal não se encontra no topo de uma corcova => Ir para n° 5

5. Três sulcos no topo da cabeça, indo até o orifício respiratório; 40 a 70 sulcos ventrais estendendo-se até o umbigo; 250-370 placas de barbatana de cada lado, cinza ardósia, com franjas brancas ou cinza claro; cabeça com coloração assimétrica; comprimento máximo 16 metros => **Baleia de Bryde**

Somente um sulco no topo da cabeça; 55 a 100 sulcos ventrais => Ir para n° 6

6. Cabeça larga, com formato de letra U, vista de cima; nadadeira dorsal muito pequena (cerca de 1% do comprimento do corpo) e posicionada bastante caudalmente; 270 a 395 placas de barbatana de cada lado, com coloração escura; coloração da cabeça simétrica; corpo acinzentado, com coloração esbranquiçada na face ventral das peitorais; comprimento máximo 33 metros => **Baleia Azul**

Cabeça em formato de letra V, pontiaguda, vista de cima; nadadeira dorsal com cerca de 2,5% do comprimento do corpo; 260 a 480 placas de barbatana de cada lado, com coloração cinza e estrias brancas; coloração da cabeça assimétrica (lado esquerdo cinza e lado direito predominantemente branco); dorso escuro com estrias mais claras; ventre branco; comprimento máximo 24 metros => **Baleia Fin**

A taxonomia da baleia minke foi modificada e, hoje, aceitam-se duas espécies: Baleia-Minke-Anã (*Balaenoptera acutorostrata*) e Baleia-Minke-Antártica (*Balaenoptera bonaerensis*) (Zerbini & Simões-Lopes, 2000; IWC, 2001).

Mesmo um animal em adiantado estado de decomposição, em algumas situações, pode ser identificado. A escápula da baleia jubarte (Figuras 2 e 3), por exemplo, é a única entre todos os cetáceos que não possui o acrômio e apenas um vestígio do processo coracóide. Nos demais cetáceos, ambas as estruturas são bem desenvolvidas, especialmente o acrômio (Clapham & Mead, 1999).

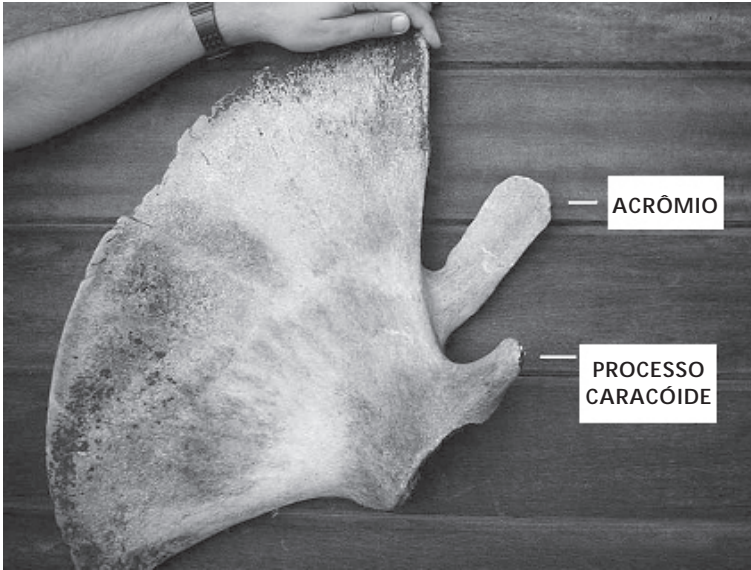


Figura 2. Escápula de Baleia Minke (Foto: Acervo IBJ)



Figura 3. Escápula de Baleia Jubarte (Foto: Acervo IBJ)

1.3 Identificação do sexo

O sexo nos mysticetos só pode ser reconhecido externamente através do exame da região genital. Se, ao lado da fenda genital, houver duas fendas paralelas menores, onde ficam abrigadas as glândulas mamárias, trata-se de uma fêmea. Além disso, a fenda genital da fêmea fica mais próxima do ânus que a fenda do macho.

Nos animais em decomposição, o pênis pode estar exteriorizado devido ao acúmulo de gás.

Outra forma de se determinar o sexo é através da análise de DNA. Através de uma pequena amostra de tecido coletada, pode-se chegar, em alguns casos, à determinação do sexo. Animais em decomposição avançada podem dificultar esta determinação. Deve-se recordar que, diferentemente da maioria dos odontocetos, nos mysticetos as fêmeas atingem os maiores tamanhos chegando a ser 5% maiores que os machos (Pabst et al., 1999).

1.4 Pesagem

A pesagem é inviável na maioria dos casos para os mysticetos. Uma estimativa do peso, no entanto, será útil especialmente quando forem utilizadas máquinas ou navios para mover a carcaça. Para os animais adultos, podemos considerar, em média, o peso de 1-3 toneladas/metro de comprimento (Needham, 1993). Para os filhotes recém nascidos, o peso pode variar de cerca de 350 kg para um filhote de baleia Minke até aproximadamente 2.500 kg para o filhote de uma baleia azul (Carwardine, 1995).

1.5 Biometria

A biometria de mysticetos deve seguir o protocolo de biometria, sendo obviamente realizada antes do início da necropsia. Algumas medidas poderão ser inacessíveis devido à impossibilidade

de mover o animal. Qualquer fator que possa interferir com as medidas, tais como posição do animal ou ausência de determinadas estruturas, deve ser anotado na ficha de biometria. Animais já em decomposição avançada, com acúmulo de gases, poderão ter algumas de suas medidas prejudicadas.

2. Incisão inicial

A necropsia de uma baleia não é trabalho para uma ou duas pessoas (Figura 5). É necessário uma equipe composta por especialistas e colaboradores (funcionários públicos; bombeiros; forças armadas) e também equipamentos adequados, veículos e apoio da prefeitura ou de empresas locais. Sem esse



Figura 5. Encalhe de *Megaptera novaengliae* de 14 metros.
(Foto: Acervo IBJ)

suporte, dificilmente será realizada uma necropsia adequada. Existe ainda a pressão por parte dos moradores locais, que querem se livrar do incômodo do mau cheiro, e da comunidade pesqueira que, muitas vezes, quer descarnar o animal. Como, na maioria dos casos, é impossível o transporte do animal, fica-se na dependência de trabalhar em função de fatores tais como maré, luminosidade, etc.

As baleias possuem uma espessa camada de gordura, o que auxilia na retenção de calor e pode acelerar a decomposição da carcaça. Além disso, das espécies que ocorrem em nossas águas, com exceção da baleia franca, todas tendem a afundar depois de mortas. Assim, muitas baleias que morrem no mar afundam e, somente após alguns dias ou semanas em decomposição, acumulam uma quantidade de gases possibilitando que sejam carregadas pelas correntes até as praias (Geraci & Lounsbury, 1993).

Baleias em decomposição podem acumular uma quantidade grande de gás e apresentam um sério risco ao serem abertas, pois a pressão acumulada no interior pode fazer as vísceras “explodirem” em direção ao exterior. Deve-se também evitar caminhar sobre a carcaça, pois já ocorreu de a musculatura se romper e a pessoa cair dentro da baleia (Dorea-Reis, *com. pess.*).

Os materiais mais adequados para abrir um animal de grande porte são facas de necropsia e, principalmente, foices com cabo. O uso desse último instrumento permite que a pessoa mantenha uma certa distância do animal enquanto este é aberto (Figura 6).

Em alguns casos, podem ser utilizadas motosserras para facilitar o trabalho de abertura, porém com o risco maior de lesionar órgãos e ossos (Figura 7).

A grosso modo, os filhotes costumam encalhar em melhores condições que as baleias adultas e propiciam melhores condições de necropsia. Geralmente a posição do animal é em decúbito dorsal, pois o acúmulo de gases no trato digestivo faz com que o animal flutue com o abdômen voltado para cima. Nesse caso, deve-se iniciar a abertura de

uma janela na região abdominal que permita o acesso aos órgãos internos. À medida que os órgãos forem sendo acessados, e dentro do possível, eles deverão ser retirados para facilitar o exame e permitir o acesso aos demais órgãos. Durante este processo, uma grande



Figura 6. Uso de foice para abertura da baleia (Foto: Acervo IBJ).



Figura 7. Uso de motosserra para abertura da baleia. (Foto: Acervo IBJ)

porção de tecido muscular será retirada e uma grande quantidade de óleo irá fluir do animal. Deve-se tomar cuidado, pois geralmente o local torna-se bastante escorregadio.

Devem-se manter sempre as facas e foices amoladas, não permitindo que elas percam o corte. Ao perceber que as lâminas estão perdendo o corte, elas devem ser entregues a um membro da equipe que irá amolá-las, enquanto isso, a necropsia pode prosseguir com outras lâminas.

3. Sistema digestivo

A cavidade oral dos mysticetos apresenta, como principal característica, barbatanas, que se projetam para baixo a partir da borda externa do palato. O número, a cor e o tamanho das barbatanas variam de espécie para espécie (ver item 1.2). Através das barbatanas, pode-se determinar a idade do animal ou aspectos de sua nutrição, portanto devendo-se, sempre que possível, coletar uma amostra destas, neste caso a barbatana deve ser coletada inteira.

A base das barbatanas encontra-se aprofundada no epitélio do palato. Elas crescem continuamente a partir da base, sofrendo desgaste pela movimentação da língua. A estratégia de alimentação irá influenciar não só na forma das barbatanas, mas também na conformação da boca.

Nos rorquais, o processo coronóide da mandíbula é bastante desenvolvido para a inserção de uma porção tendinosa do músculo temporal que permite um aumento no ângulo de abertura da boca durante a alimentação (Berta & Sumich, 1999). O osso hióide é bem desenvolvido. Nos odontocetos, o hióide é dividido em uma porção basal e uma porção suspensória. Na primeira, encontramos o basióide e um par de tireóide. Na porção suspensória, temos um par de

ceratoióide, epioide, estiloióide e timpanoióide. Os músculos esterno-hióideo e estiloglosso e hioglosso são desenvolvidos o que sugere uma importante função na sucção dos alimentos (Berta & Sumich, 1999).

O esôfago dos cetáceos consiste de um tubo alongado com paredes espessas. O comprimento depende do tamanho do animal, mas corresponde a $\frac{1}{4}$ do comprimento total em odontocetos (Berta & Sumich, 1999).

O estômago dos cetáceos é dividido em cavidades. Alguns autores consideram a existência de três (Direauf & Gage, 1990) e outros de quatro cavidades (Berta & Sumich, 1999). A primeira cavidade é chamada de "estômago anterior" que é uma extensão do esôfago, com coloração clara e parede espessa sendo formada por epitélio esquamoso estratificado queratinizado. O "estômago principal" ou porção fúndica do estômago, com coloração de rosa a avermelhado possui a parte glandular em sua mucosa. A terceira cavidade é um simples tubo, chamado "estômago conector", que conecta a segunda e a quarta cavidade. Essa última é a porção pilórica ou "estômago pilórico" com uma mucosa mais fina e pregueada, com glândulas mucosas e coloração amarelo esverdeado (Britt Jr. & Howard, 1983; Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999).

O estômago anterior é o análogo nos ruminantes ao rúmen, retículo e omaso. Não possui glândulas e é onde a digestão se inicia. Frequentemente se encontra nele pedras e seixos, que auxiliam na digestão. Já o estômago principal corresponde à porção fúndica dos monogástricos ou ao abomaso nos ruminantes. Em uma baleia azul o estômago anterior e o estômago principal podem comportar cerca de 1.000 kg de Krill (Berta & Sumich, 1999).

O estômago conector funciona como uma terceira câmara, separando o 2° do 4° estômagos através de esfíncteres. Sua mucosa possui glândulas mucosas que auxiliam na proteção do epitélio e no

transporte do alimento digerido para o quarto estômago. Neste último, a digestão gástrica continua antes do alimento seguir para o duodeno (Berta & Sumich, 1999). O acesso ao estômago nas grandes baleias é dificultado pelo gradil costal.

O intestino delgado é bastante longo. Na ampola duodenal, encontramos o ducto biliar e o ducto pancreático, por isso é comum encontrar um fluído amarelado nesta região (Britt Jr. & Howard, 1983). Os odontocetos não possuem ceco e a definição entre intestino delgado e grosso torna-se difícil de precisar. Já os misticetos apresentam ceco (Berta & Sumich, 1999).

A necropsia do sistema gastrointestinal de misticetos pode ser feita por amostragem, uma vez que seu comprimento total torna a pesquisa integral deste sistema extremamente trabalhoso. Deve-se dar atenção para a presença de conteúdo estomacal. A coleta de amostras de fezes pode servir para exame parasitológico bem como para análise de hormônios da reprodução, caso seja uma carcaça fresca.

4. Fígado, vesícula biliar, baço e pâncreas

O fígado possui dois lobos alongados e finos para acompanhar o formato alongado do corpo (Britt Jr. & Howard, 1983), sendo que um terceiro lobo pode estar presente (Berta & Sumich, 1999). Os cetáceos não possuem vesícula biliar (Britt Jr. & Howard, 1983; Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999).

O baço é escuro e arredondado (Direauf & Gage, 1990) em *Tursiops truncatus*, é encontrado na superfície serosa do estômago, entre o primeiro e o segundo estômagos (Stone, 1990). Esse órgão, nos cetáceos, é bem pequeno correspondendo a 0,02% do peso corporal (Berta & Sumich, 1999).

O pâncreas é firme, alongado e é maior em fêmeas adultas que em machos, sendo conectado ao intestino através de um duto. Enquanto nos mysticetos, existem dois dutos, nos odontocetos, há um único duto pancreático (Berta & Sumich, 1999).

5. Sistema reprodutivo

5.1 Masculino

As baleias francas possuem os maiores testículos conhecidos, tanto no tamanho absoluto, atingindo o peso de uma tonelada como na proporcionalidade. Já para as baleias azuis, os testículos podem ter 45 cm de comprimento e ganhar até 45 kg na época de reprodução (Berta & Sumich, 1999).

Das glândulas acessórias, os cetáceos possuem apenas a próstata, que se localizam ao redor do canal urogenital. Os cetáceos não possuem osso peniano. O pênis de mysticetos mede entre 2,5 a 3m de comprimento e cerca de 30 cm de largura. Em todos os cetáceos a ereção ocorre pela ação de fibras musculares e não por vasodilatação. O músculo retrator do pênis é responsável por recolher o pênis para dentro da fenda genital (Berta & Sumich, 1999).

5.2 Feminino

Nos cetáceos, os ovários encontram-se na cavidade abdominal, sendo que, para os odontocetos, eles são mantidos com uma bolsa ovariana bem desenvolvida, enquanto nos mysticetos eles são mais expostos. Os ovários dos mysticetos são ovais, alongados e convolutos, enquanto nos odontocetos são mais esféricos e lisos. Nas baleias maduras, os ovários assemelham-se a um cacho de uvas, sendo que as "uvas" seriam os folículos protundidos em diferentes estágios de desenvolvimento (Berta & Sumich, 1999).

Após a ovulação, o corpo lúteo se degenera em corpo *corpus albicans*. Os cetáceos, com algumas exceções, apresentam como característica a persistência dos *corpus albicans* por toda a vida, permitindo assim um acompanhamento da vida reprodutiva do animal. Os *corpus albicans* indicam quantas vezes a baleia ovulou, mas não necessariamente quantas gestações ela teve. Em mysticetos ambos os ovários são funcionais, não se observando a predominância de um deles (Berta & Sumich, 1999).

O útero é bicórnico como em outros mamíferos, com os cornos uterinos se juntando para formar um curto útero. A vagina é longa e separada do vestíbulo por uma prega himenal. Possui pregas longitudinais e transversas chamadas “pseudocervix”. Tanto o ânus como o vestíbulo se abrem em um orifício comum, cercado por tecido muscular que atua como esfíncter (Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999).

Ao se examinar o aparelho reprodutor feminino, além das observações do número de *corpus albicans*, devem-se procurar sinais de gestação tais como a presença de *corpus luteum* ou feto no útero.

6. Sistema urinário

Os rins dos cetáceos são alongados, multilobados, lembrando um cacho de uvas. Cada lóbulo é denominado renículo que pode variar de centenas a milhares por rim.

Uma vez que cada renículo é funcional e autônomo, possuindo sua própria córtex, medula e papila, cada unidade funciona como um pequeno rim e pode ser afetada por um processo infeccioso, sem que as demais sejam necessariamente atingidas. Essa adaptação é fundamental para um animal que vive em um ambiente com osmolaridade alta como o mar. Várias dessas unidades compartilham

um mesmo ducto urinário que conduz ao ureter (Britt Jr. & Howard, 1983; Berta & Sumich, 1999). A bexiga encontra-se geralmente contraída e vazia, possuindo parede espessa (Britt Jr. & Howard, 1983).

As glândulas Adrenais, embora não façam parte do sistema urinário, encontram-se acima dos rins. Elas devem ser examinadas em busca de sinais de estimulação crônica, que indicaria se o animal passou por um período de estresse crônico. Espécies como *Lagenorhynchus acutus*, *Phocoena phocoena*, *Delphinapterus leucas* e *Delphinus delphis* apresentaram cistos adrenocorticais no momento da necropsia (Geraci et al., 1978). As glândulas adrenais de 95% de 90 *Stenella longirostris* e 172 *Stenella attenuata* perseguidos durante a captura apresentaram a cortex da adrenal escurecida, o que foi interpretado como consequência de contínuo stress agudo e/ou choque vasogênico levando o animal à morte (Myrick & Perkins, 1995 *apud* St. Aubin & Direauf, 2001). Também podem ser encontradas hiperplasias tanto da zona cortical como da zona medular.

7. Sistema circulatório

A cavidade torácica é bastante larga nos cetáceos, ocupando aproximadamente 2/3 do comprimento do corpo (Direauf & Gage, 1990), talvez como uma adaptação para comportar os principais órgãos dos sistemas circulatório e respiratório, fundamentais para as adaptações destes animais ao mergulho. Como o esterno dos cetáceos é muito curto (ver item 9), um corte na linha média pode expor a cavidade torácica. Para acessar os órgãos em seu interior pode ser necessária à desarticulação de algumas costelas, o que deverá ser feito através do corte da musculatura intercostal, juntamente com a camada de gordura, até próximo à base da coluna.

O sistema circulatório dos mamíferos aquáticos é um dos mais modificados para atender as demandas fisiológicas do mergulho.

Entre estas mudanças algumas podem ser erroneamente atribuídas a processos patológicos. Um exemplo é o maior volume sanguíneo destes animais, podendo chegar até 25% do peso corporal no elefante marinho. Esse maior volume sanguíneo torna os órgãos internos bastante congestionados durante a necropsia, o que pode ser tomado como uma alteração patológica (Direauf & Gage, 1990). Deve-se, portanto conhecer a fundo estas adaptações.

O coração apresenta as paredes dos ventrículos espessas. A relação tamanho do coração/tamanho corporal apresenta, em algumas espécies de cetáceos, um valor elevado. As cordas tendíneas são bastante desenvolvidas. A artéria aorta é bulbosa e elástica (arco aórtico), isto pode ser uma modificação para se adaptar à pressão arterial e ajudar no mergulho e já foi descrito para *Balaenoptera physalus* e *Physeter macrocephalus*. O saco pericárdico em toninhas (*Pontoporia blainvillei*) apresenta-se normalmente aderido à linha média ventral através de tecido conectivo fibroso (Direauf & Gage, 1990.; Berta & Sumich, 1999).

A *rete mirabilis* é um sistema de anastomoses de vasos, que pode ser encontrada principalmente na subpleura da região torácica e na região lombar, e tem como função agir durante o mergulho no controle da pressão e redistribuição do volume sanguíneo, bem como na retenção de calor corporal (Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999.).

O sistema de contracorrente nos plexos arteriovenosos das nadadeiras caudal e dorsal permitem o controle da temperatura do corpo através da dissipação ou retenção do seu calor.

8. Sistema respiratório

Os misticetos possuem, no topo da cabeça, um duplo orifício respiratório (ou espiráculo) que é vedado por um sistema muscular bastante desenvolvido, capaz de resistir às altas pressões quando o animal mergulha (Payne, 2000). Enquanto o processo de abertura do orifício respiratório é controlado voluntariamente por musculatura esquelética, o processo de fechamento é passivo e é realizado por um denso tecido conectivo fibroso rico em depósitos de gordura (Berta & Sumich, 1999). Nos odontocetos a laringe é modificada em uma estrutura alongada que conecta a traquéia com a nasofaringe (Britt Jr. & Howard, 1983.), desta forma, a glote se projeta para dentro da passagem aérea permitindo que o animal abra a boca embaixo d'água sem risco de entrar água nos pulmões. Nos misticetos, essa adaptação não ocorre e supõe-se que isso tenha importância na produção dos sons.

A traquéia dos cetáceos é curta, composta por anéis cartilagosos que variam entre 5 a 7 em *Delphinapterus leucas* e *Physeter macrocephalus* e até 13-15 em *Balaenoptera physalus* (Berta & Sumich, 1999).

Em cetáceos, os pulmões não apresentam lobos. O pulmão esquerdo é usualmente menor, mais curto e menos pesado, devido à posição do coração. Os pulmões dos cetáceos são relativamente menores que o dos mamíferos terrestres (Berta & Sumich, 1999.). A presença de tecido cartilaginoso ao redor dos brônquios e bronquíolos, juntamente com glândulas mucosa impede que os pulmões se colapsem completamente durante o mergulho e permitem que retornem à forma original quando o animal retorna à superfície. Essa cartilagem dá uma maior consistência ao órgão.

Em diversas espécies, a presença de uma espessa pleura visceral translúcida pode ser confundida com exsudato fibrinoso. Adesões entre a pleura visceral e a parietal não são incomuns em

pequenos cetáceos. As adesões são maduras, sem sinais de processo inflamatório e podem ser focais ou multifocais, sendo provavelmente seqüela de pleurite (Britt Jr. & Howard, 1983).

Devido ao grande número de problemas respiratórios encontrados nos cetáceos, deve-se estar atento durante a necropsia para alterações nos pulmões tais como: infecções, hemorragias, enfisemas, congestões e presença de parasitas na luz dos alvéolos.

9. Sistema músculo-esquelético

Os músculos dos cetáceos possuem coloração vermelho-escura em função da grande quantidade de mioglobina presente (Britt Jr. & Howard, 1983), uma adaptação para o mergulho. As principais massas musculares encontram-se na região posterior do animal sendo responsáveis pela movimentação da nadadeira caudal.

O esqueleto dos misticetos é composto por um crânio bastante modificado em função de sua adaptação para a vida no ambiente aquático, um par de mandíbulas bastante arqueadas, uma coluna vertebral com a fórmula geral para cetáceos C7; T11-12; L9-24; C15-45, 12-14 pares de costelas e os ossos dos membros anteriores.

Das vértebras cervicais nas famílias Balaenidae e Neobalaenidae, duas ou mais estão fusionadas, enquanto que, nas famílias Balaenopteridae e Eschrichtiidae, as vértebras cervicais não são fusionadas. Há a presença de discos intervertebrais entre as vértebras cervicais da baleia azul.

Não é incomum a presença de costelas ligadas às vértebras cervicais, sendo comum em *Balaenoptera borealis*. Frequentemente elas se encontram fusionadas à primeira costela verdadeira (Berta & Sumich, 1999).

As vértebras torácicas são flanqueadas pelas costelas nem sempre sendo possível defini-las com facilidade, especialmente porque as últimas costelas podem ser flutuantes, sem uma faceta articular com a vértebra bem definida. Somente as quatro ou cinco primeiras vértebras torácicas possuem as facetas articulares bem desenvolvidas.

As vértebras lombares iniciam-se após o término das costelas e seguem até a primeira vértebra que apresenta um chevron, sendo esta definida como a primeira vértebra caudal. Não existem vértebras sacrais (Berta & Sumich, 1999).

O esterno dos misticetos é curto e se articula apenas com um par de costelas. Não existem cartilagens costais. O primeiro par de costelas dos misticetos (exceto em *Eschrichtius robustus*) não possui cabeça (Berta & Sumich, 1999).

Não existem ossos dos membros posteriores, mas em alguns casos podem ser encontrados ossos vestigiais do fêmur e tibia assim como da cintura pélvica.

Os membros anteriores possuem, além da escápula, o úmero, rádio e ulna relativamente curtos. Os cetáceos são os únicos, entre os mamíferos, a apresentarem hiperfalangia, ou seja, um número maior de falanges. O número máximo de falanges encontradas em baleia piloto é de 5, 15 e 11 falanges respectivamente no primeiro, segundo e terceiros dedos. As baleias da família Balaenidae possuem cinco dedos, enquanto todos os outros misticetos (com exceção de *Eschrichtius robustus*) possuem quatro dedos (Berta & Sumich, 1999).

Deve-se pesquisar indicadores de colisões com embarcações tais como fraturas nos ossos ou extensas áreas hemorrágicas. É importante procurar associar sinais externos que possam indicar o local de uma colisão com a área interna a ser pesquisada.

O conhecimento da anatomia da coluna vertebral é fundamental para permitir a desarticulação da carcaça em partes, de modo a facilitar a remoção da baleia da praia após a necropsia.

10. Sistema nervoso

Em cetáceos, o cérebro varia em tamanho de 840 gramas no golfinho comum até 7.820 gramas em *Physeter macrocephalus* (em *Balaenoptera physalus* já foi determinado um cérebro com 6.930 gramas). O cérebro dos cetáceos possui alto quociente de encefalização, ou seja, alto número de circunvoluções e sulcos (Berta & Sumich, 1999). Como para acessar o cérebro é necessário serrar o crânio, uma opção seria coletar uma amostra através do forame magno, apesar de não propiciar a observação total do cérebro *in locu* o que seria importante em caso de hemorragias e encefalites.

O maior tamanho do cerebelo de um mysticeto foi de 1.500 gramas, o que corresponde a 20% do tamanho do cérebro. Para efeito de comparação em *Tursiops truncatus*, essa relação é de 15% e no ser humano é de 11% (Berta & Sumich, 1999).

A medula vertebral nos cetáceos varia de acordo com o comprimento do corpo do animal, mas mantém uma relação comprimento do corpo/comprimento da medula de 4:1, o que corresponde à mesma relação presente no ser humano. Há um alargamento da medula na região dos membros anteriores e outro alargamento, bem menos expressivo, na região onde haveria os membros posteriores. Existem 40 a 44 pares de nervos espinhais.

A porção dorsal da medula, correspondente à parte sensorial é menos desenvolvida que a porção ventral (parte motora). Os componentes sensoriais são relativamente mais reduzidos em cetáceos que nos outros mamíferos, o que pode ser atribuído a uma menor

enervação sensorial periférica (Berta & Sumich, 1999). Normalmente não se examina a fundo a medula vertebral durante a necropsia.

11. Órgãos do sentido

11.1 Visão

Em cetáceos, os olhos são posicionados lateralmente na cabeça, mas voltados para frente. A esclera é bastante espessa e pode servir para manter o globo ocular num formato elíptico. Não há presença de glândulas lacrimais, mas existem as glândulas de Harderian e as glândulas na conjuntiva da pálpebra que molham a córnea com uma secreção viscosa de mucopolisacarídeos, o que protege os olhos da salinidade do mar e provavelmente ajudam a reduzir a força de atrito durante deslocamentos rápidos (Berta & Sumich, 1999).

A retina de alguns cetáceos apresenta tanto cones como bastonetes, embora estes não sejam um indicador seguro que tais animais tenham visão colorida. Células ganglionares foram descritas em golfinhos e toninhas, sendo distribuídas em dois grupos: na área temporal, estariam as células para visão frontal; enquanto que, na área rostral, seriam encontradas as células responsáveis pela visão lateral (Berta & Sumich, 1999).

Os cetáceos conseguem enxergar tanto dentro como fora d'água, o que é bastante evidente ora quando as baleias colocam a cabeça para cima da superfície e realizam o chamado *spy-hoop*, ora quando elas acompanham abaixo da superfície o deslocamento de um mergulhador. Embora a visão não seja seu principal modo de percepção do ambiente, ela possui uma função importante para estes animais. Foi sugerido, por exemplo, que a percepção de mudança do fotoperíodo seria um indicador para as baleias iniciarem sua

migração em direção às áreas de alimentação e destas para as áreas de reprodução (Madsen & Herman, 1988).

O exame dos olhos dos cetáceos encalhados pode dar indicação de tempo decorrido desde a morte do animal, estado de hidratação e ação de predadores.

11.2 Olfato

Odontocetos adultos não possuem bulbos ou nervos olfatórios desenvolvidos, embora no início do desenvolvimento de *Phocoena phocoena* haja evidências do desenvolvimento do bulbo olfatório. Já os mysticetos parecem possuir parte do senso olfatório, pois embora o bulbo e o nervo olfatório sejam bastante reduzidos ainda estão presentes neste grupo. Existe uma pequena invaginação na cavidade nasal recoberta com epitélio olfatório (Berta & Sumich, 1999).

11.3 Paladar

Os cetáceos possuem papilas gustativas na base da língua e alguns golfinhos em cativeiro têm demonstrado percepção de algumas substâncias (Berta & Sumich, 1999).

11.4 Audição

A emissão e recepção de sons são de importância vital para os cetáceos. Através delas esses animais conseguem não apenas estabelecer comunicação entre si, mas também perceber o ambiente em que se encontram e capturar seus alimentos. Algumas das maiores adaptações para a vida aquática são encontradas no mecanismo de emissão e recepção sonora.

Existem grandes diferenças nesse aspecto entre odontocetos e mysticetos. A maior parte do conhecimento dessa área foi obtida através dos estudos realizados com pequenos cetáceos em cativeiro,

que tiveram início em meados da década de 50.

O pavilhão auricular encontra-se ausente nos cetáceos e a abertura do ouvido externo é um meato de dimensões reduzidas, localizado pouco atrás dos olhos, que pode ser obstruído gerando dúvidas entre os cientistas se ele seria funcional ou não. Estudos realizados indicam que a sensibilidade aos sons, em odontocetos, seria seis vezes maior pela mandíbula do que pelo ouvido externo. Já em mysticetos, isso parece não ocorrer e o ouvido externo teria um papel importante na audição (Berta & Sumich, 1999).

Seguindo em direção ao interior do ouvido, a membrana timpânica, que separa o ouvido médio do ouvido externo, apresenta diferenças entre as duas subordens de cetáceos. Nos mysticetos, a membrana timpânica apresenta uma protusão, em direção ao canal auditivo, com formato de “dedo de luva”, a qual termina em um “plug” composto por células mortas da parede do canal, que pode ter até um metro de comprimento (Berta & Sumich, 1999). Esse “plug” é utilizado na determinação da idade das baleias.

Essa protusão não é encontrada nos odontocetos, nos quais a membrana timpânica encontra-se reduzida a um ligamento calcificado, sem conexão com os ossículos do ouvido médio (Berta & Sumich, 1999).

A bula timpânica é formada pelos ossos timpânico e “periótico” (correspondente à porção petrosa do temporal nos eqüinos). Esses ossos de alta densidade (paquiósticos) irão abrigar em seu interior as estruturas do ouvido interno, as quais são responsáveis pela percepção do som. A bula timpânica dos cetáceos é diferente na aparência e construção daquela dos outros mamíferos. Mesmo entre mysticetos e odontocetos elas apresentam diferenças em relação à forma e ao tamanho. A bula timpânica de mysticetos é duas a três vezes maior que a da maioria dos odontocetos (Berta & Sumich,

1999), apresentando um formato mais regular e harmonioso, como uma concha. A bula timpânica de uma jubarte adulta tem tamanho para ser contida na palma da mão.

Nos odontocetos, a bula é separada dos ossos adjacentes pelo seio paratimpânico preenchido com uma suspensão isolante de muco, ar e óleo. A bula é suspensa nessa emulsão por uma esparsa rede de tecido conectivo que liga o osso “periótico” ao crânio. Assim, nos odontocetos, os dois ouvidos médios encontram-se isolados do crânio, o que facilita a localização da origem do som. (Berta & Sumich, 1999).

Após o tímpano, entramos na região do ouvido médio, na qual encontramos uma câmara de ar com três ossículos (martelo, bigorna e estribo), que nos mamíferos terrestres, são responsáveis por transmitir e amplificar as vibrações produzidas pelas ondas sonoras na membrana timpânica para a cóclea. O martelo, a bigorna e o estribo dos odontocetos são enrijecidos com ligamentos, presumivelmente para aumentar a sensibilidade a altas frequências. Nos mysticetos, esses mesmos ossos são também maciços, mas não possuem a mesma adaptação para altas frequências como os dos odontocetos. O estribo encontra-se ligado à janela do vestíbulo.

Já no ouvido interno, a cóclea é um órgão em espiral, dividido em três canais tubulares paralelos que vão se estreitando à medida que chegam ao seu ápice: o canal vestibular, o canal timpânico e o duto coclear. A cóclea dos odontocetos possui uma estrutura similar à do ser humano, porém, embora apresente quase o mesmo número de células pilosas no duto coclear, a relação gânglios nervosos/células pilosas que nos humanos é de 2:1, em *Tursiops truncatus* é de 5:1. Esse alto número de células pode ser uma adaptação para um maior número de caminhos a fim de transmitir informações de sons de alta frequência até o cérebro. Além disso, a membrana basilar é mais espessa e rígida aparentemente para aumentar a sensibilidade aos sons de alta frequência (Berta & Sumich, 1999; Popper, 1988). Desta forma a vibração se propaga através dos três ossículos para o canal

timpânico e deste para o canal vestibular e duto coclear (todos cheios de endolinfa). A vibração ocasionará a movimentação do líquido e conseqüentemente dos filamentos no duto coclear. Essa movimentação dos pêlos será transformada em impulso nervoso nos neurônios do nervo auditivo e transmitida ao cérebro.

Além desta estrutura para detectar as ondas sonoras, encontramos no ouvido interno, dentro da bula timpânica, o vestibulo e os canais semicirculares, responsáveis pela percepção de movimentos e equilíbrio. Mudanças bruscas de direção movimentam o líquido nesses canais e a movimentação das células pilosas transforma-se em impulso nervoso que é interpretado pelo cérebro. Nos cetáceos, os canais semicirculares são bem menores que o canal coclear, o que pode explicar a capacidade de manobras realizadas por espécies como *Stenella longirostris* (Berta & Sumich, 1999).

Nos odontocetos, a percepção do som seria feita através da penetração das ondas sonoras pelas mandíbulas, as quais são cheias de tecido gorduroso de baixa densidade. As vibrações se propagariam através deste tecido diretamente até a bula timpânica (Thewissen, 2002).

Lesões no sistema auditivo podem ser causadas por explosões ou por sons de alta intensidade. Mesmo sons de menor intensidade podem ocasionar estresse aos animais e levar a uma diminuição da resposta imune. A redução ou perda da capacidade auditiva pode levar um cetáceo a encalhar, não conseguir se alimentar, não conseguir detectar obstáculos e, conseqüentemente, estar mais sujeito à captura em artes de pesca, a colisões com embarcações e mesmo à ação de predadores. Em zifideos, já foi comprovado que a utilização de sonares da Marinha dos Estados Unidos ocasionou a morte desses animais.

As lesões do sistema auditivo devem ser pesquisadas com cuidado. Sinais de sangramento no ouvido médio, e algumas vezes no ouvido externo, têm sido encontrados em animais afetados. Neste caso a dissecação desta região deve ser feita com bastante cautela.

Com o animal em decúbito dorsal, as bulas timpânicas serão melhor observadas, pois estão localizadas simetricamente em posição rostral e ventrolateral aos côndilos do occipital. Em seqüência, estendendo-se lateralmente encontramos o “plug” do ouvido médio. Para acessar essas estruturas, com o crânio posicionado sobre sua face dorsal, deve ser feita cuidadosamente a remoção das mandíbulas e de qualquer tecido mole da região ventral para expor a área timpânica. Para remover a bula timpânica, pode-se usar um formão ou cinzel a fim de soltar a borda caudal forçando-o entre a bula e o crânio. Com a bula solta, ela deve ser puxada e os tecidos moles (nervo auditório e vasos) podem ser seccionados. Esse material pode ser conservado em formol a 10%. (Ketten & Driscoll, 1995)

12. Anexos

12.1 Lista de material necessário

Material para corte e tração (quantidade adequada para toda a equipe e com possibilidade de amolar as facas sem interrupção do trabalho):

- Lâminas de foice, preferencialmente retas, com cabos.
- Facas de açougue
- Pedras de amolar
- Cabos de bisturi e lâminas
- Motosserra (opcional)
- Cabos de aço

Equipamento de Proteção Individual (EPI), em quantidade para atender toda equipe:

- Máscaras contra gases com filtro.
- Luvas de borracha
- Luvas de procedimento
- Botas plásticas
- Macacões

Material para coleta e preservação de amostras:

- Formol 10%
- Frascos de vidro
- Etiquetas
- Papel alumínio
- Sacos plásticos com vedação (ziplock)
- Gelo ou gelox
- Caixa isotérmica
- Swabs esterilizados
- Meio de transporte
- Tubos para coleta de sangue
- Álcool 70%.
- Lápis

Fichas:

- Ficha de biometria
- Ficha de necropsia

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BERTA, A.; SUMICH, J.L. **Marine mammals: evolutionary biology**. Academic Press, 1999. 494p.

BRITT JÚNIOR, J.O.; HOWARD, E.B. Anatomic Variants of Marine Mammals. In: **Pathobiology of marine mammal diseases**, vol. 1. Boca Raton, Fl.: CRC Press, 1983. 248p.

CARWARDINE, M. **Whales, dolphins and porpoises**. London: Eyewitness Handbooks, 1995. 256p.

CLAPHAM, P.J.; MEAD, J.G. *Megaptera novaeangliae*. **Mammalian Species**, v. 604, p. 1-9, 1999.

DIREAUF, L.A.; GAGE, L.J. Gross Necropsy of Cetaceans and Pinnipeds. In: DIREAUF, L.A. **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton, Fl.: CRC Press. p. 285-286, 1990. Cap. 17.

GERACI, J.R., M.D.DAILEY; ST. AUBIN, D.J. parasitic mastitis in the Atlantic white-sided dolphin, *Lagenorhynchus acutus*, as a probable factor in herd productivity. **Journal of the Fisheries Research Board of Canada** 35 p. 1350-1355. 1978

GERACI, J. R.; LOUNSBURY, V.J. **Marine mammals ashore: a field guide for strandings**. Texas: Texas A&M Sea Grant Publication, 1993, 305p.

GETTY, R. **Sisson/Grossman Anatomia dos animais domésticos**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1986, vols. 1-2.

IWC Annex. H Report of the Scientific Committee on the Comprehensive Assessment of Whales Stock - Other Stocks (OS). **Journal of Research and Management**, 2001.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine mammals of the world: FAO Species Identification Guide**. Rome: UNEP/FAO, 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

KETTEN, D.; DRISCOLL, C.P. **Ear extraction protocol**. In: BLAYLOCK, R.A.; MASE, B.G.;

DRISCOLL, C.P. (Ed.). FINAL REPORT ON THE WORKSHOP TO COORDINATE LARGE WHALE STRANDING RESPONSE IN THE SOUTHEAST U.S. CHARLESTON, South Carolina, September, p. 27-28, 1995.

KIRKWOOD, J.K.; BENNETT, P.M.; JEPSON, P.D.; KUIKEN, T.; SIMPSON, V.R.; BAKER, J.R. Entanglement in fishing gear and other causes of death in cetaceans stranded on the coasts of England and Wales. **Vet. Rec.**, v. 141, p. 94-98, 1997.

LAIST, D.W.; KNOWLTON, A.R.; MEAD, J.G.; COLLET, A.S.; PODESTA, M. Collisions between ships and whales. **Mar. Mam. Sci.**, v. 17, n. 1, p. 35-75, 2001.

MADSEN, C.J.; HERMAN, L.M. Social and ecological correlates of cetacean vision and visual appearance. In: HERMAN, L.M. (Ed.). **Cetacean Behaviour: mechanisms and functions**. Malabar, Florida, 1988. 463p.

NEEDHAM, D.J. Cetacean strandings. In: FOWLER, M.E. (Ed.). **Zoo and wild animal medicine: current Therapy 3**. Philadelphia. 1993.

PABST, D.A.; ROMMEL, S.A.; McLELLAN, W.A. The functional morphology of marine mammals. In: REYNOLDS III, JOHN E.; ROMMEL SENTIEL, A. **Biology of Marine Mammals**. Smithsonian Institute Press, 1999.

PAYNE, R. **Entre Ballenas**. Buenos Aires: Emecé Editores, 2000.

POPPER, A.N. Sound emission and detection by delphinids. In: HERMAN, L.M. (Ed.). **Cetacean Behaviour: mechanisms and functions**. Malabar, Florida: Wiley-Inter-science, p. 1-52, 1988.

STONE, L.R. Diagnostic ultrasound in marine mammals. In: **CRC Handbook of Marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton, FL.: CRC Press, p. 235-264, 1990. Cap. 14.

THEWISSEN, J.G.M. Hering. In: PERRIN W.F.; WURSIG, B.; THEWISSEN, J.G.M. (Ed.). **Encyclopedia of Marine Mammals**. San Diego, California: Perrin, W.F., Academic Press, p. 570-574, 2002.

ZERBINI, A.N.; SIMÕES-LOPES, P.C. **Morphology of the skull and taxonomy of Southern Hemisphere Minke Whales**. International Whaling Commission -52° Annual Meeting. Scientific Committee SC/52/OS10 Disponível em: <<http://www.iwcoffice.org/index.htm>>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

1. Avaliação da carcaça

Os odontocetos no Brasil compõem cerca de trinta e três espécies e sete famílias (ver lista completa no protocolo de resgate de odontocetos), variando em tamanho desde a franciscana (*Pontoporia blainville*), com 121 cm de comprimento (Crespo, 2002), até o cachalote (*Physeter macrocephalus*), que pode chegar a aproximadamente 16 metros de comprimento (Whitehead, 2002). Essa grande variação de tamanho e as diferenças entre as famílias aumentam o desafio para a padronização de técnicas de necropsia.

Uma vez que a maioria dos encalhes registrados é de cetáceos de pequeno porte, será dada ênfase neste texto para a necropsia de pequenos odontocetos. Para animais maiores, como o cachalote, podem-se utilizar técnicas e recursos descritos no capítulo sobre necropsia de mysticetos.

A anatomia externa básica de um odontoceto pode ser vista na figura 1.

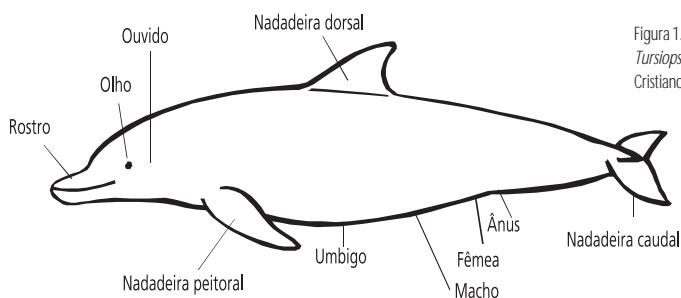


Figura 1. Anatomia externa de um *Tursiops truncatus*. (Ilustração: Cristiano Leite Parente)

1.1 Condição da carcaça

A avaliação do estado da carcaça (Figura 2) servirá para se ter uma idéia do que será possível examinar e coletar. Nesse primeiro momento, avaliar-se-á o estado geral do animal, a presença de marcas ocasionadas pelo ser humano (ação antrópica) ou por predadores (mordidas, bicadas, etc), a presença de cicatrizes e outras marcas, a ausência de porções do corpo tais como cabeça e nadadeiras, se o animal está muito magro etc. Deve-se fazer uma estimativa da porcentagem de pele intacta no corpo.



Figura 2: Exame externo de *Sotalia fluviatilis* (Foto: Acervo IBJ)

A presença de ectoparasitos, tais como cracas e outros parasitos especialmente próximos às cavidades naturais (boca, fenda genital e orifício respiratório) deve ser pesquisada e registrada. Os parasitos encontrados devem ser coletados conforme especificado no respectivo protocolo.

Mordidas de tubarão são comuns, podendo levar os pequenos odontocetos à morte. A medida da largura e altura das mordidas deve ser registrada, bem como a distância entre as marcas dos dentes (Figura 3). A presença de hemorragia ao redor do local da mordida irá indicar se ela ocorreu com o animal vivo, ou imediatamente após

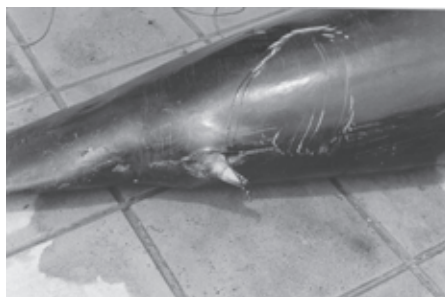


Figura 3. Mordida de tubarão em *Globicephala macrochynchus*. Notar pênis protendido. (Foto: Milton César C. Marcondes)

sua morte. Tubarões charuto (*Isistius brasiliensis*) podem atacar animais adultos, deixando cicatrizes no local da mordida, ou atacar filhotes, levando-os a encalhar (Marcondes et al., 2002).

Dentre as causas de morte de cetáceos devido à ação antrópica, uma das principais é a captura acidental em redes de pesca. Pedacos de rede ou sua marca ficam, em geral, nos pontos mais salientes do corpo tais como nadadeira caudal, peitorais e cabeça. Outros sinais de ação humana são cortes e perdas de tecido. Estes geralmente ocorrem após o encalhe, visando à obtenção de carne e gordura, por parte dos pescadores, para serem usados como isca ou, menos freqüentemente, para consumo humano. Cortes em linha reta e ângulos de 90° são altamente sugestivos de ação antrópica.

1.2 Identificação da espécie

O reconhecimento da espécie é fundamental para análise de taxa de mortalidade, freqüência de encalhes, etc. Dependendo do grau de conhecimento da equipe de resgate, bem como das características físicas do animal e do estado de conservação da carcaça, a identificação da espécie pode ser feita imediatamente, ou pode depender de análises mais apuradas de biometria ou genética. O uso de chaves de identificação ajuda no reconhecimento da espécie. O guia de identificação da FAO (Jefferson et al., 1993) é um dos melhores para esta tarefa.

Devem-se registrar, através de fotos e/ou vídeo, detalhes como padrão de coloração, formato da cabeça, presença ou não e formato da nadadeira dorsal. As informações obtidas através da biometria tais como, número de dentes e comprimento total, podem ajudar na identificação da espécie.

1.3 Identificação do sexo

O sexo nos odontocetos só pode ser reconhecido externamente através do exame da região genital, pois a fenda genital da fêmea fica mais próxima do ânus que a fenda do macho. Uma exceção são as orcas (*Orcinus orca*): o macho possui sua nadadeira dorsal bem maior que a da fêmea.

Outra forma de se determinar o sexo é através da análise de DNA. Por meio de uma pequena amostra de tecido coletada pode-se chegar em alguns casos à determinação do sexo. Animais em decomposição avançada podem dificultar esta determinação. Na maioria das espécies de odontocetos o macho é maior que a fêmea. Nos animais em decomposição o pênis pode estar exteriorizado devido ao acúmulo de gás (Figura 3).

1.4 Pesagem

A pesagem do animal deve ser feita sempre que possível. O uso de uma maca e de um dinamômetro pode facilitar o trabalho em campo. Se houver perda de tecido por predação, ação de necrófagos ou ação antrópica, isso deve ser anotado, pois irá influenciar no peso final do animal.

1.5 Biometria

A biometria de odontocetos deve seguir o protocolo de biometria, sendo obviamente realizada antes do início da necropsia. Qualquer fator que possa interferir com as medidas, tais como posição do animal ou ausência de determinadas estruturas, deve ser anotado na ficha de biometria. Animais em decomposição avançada, com acúmulo de gases, poderão ter algumas de suas medidas prejudicadas.

2. Incisão inicial

A rotina de necropsia deve ser padronizada, pois, assim, reduz-se o risco de deixar passar algum detalhe (Jefferson et al., 1994). Uma vez estabelecido um padrão e este sendo utilizado durante algum tempo, o trabalho passa a fluir automaticamente.

O animal deve ser posicionado em decúbito lateral, com o lado direito voltado para baixo. Antes de se proceder à incisão inicial, deve-se avaliar se há acúmulo de gases, pois isso pode fazer com que as vísceras “saltem” para fora durante a abertura da cavidade abdominal.

Utilizando-se um bisturi ou uma faca de necropsia, será feita a abertura de uma janela no flanco esquerdo (Figura 4) por onde se terá acesso às vísceras da cavidade abdominal. Inicia-se a abertura desta janela com um corte na linha alba (1), iniciando-se na altura do umbigo e seguindo até o ânus. Outros dois cortes são feitos perpendicularmente do meio do flanco até o umbigo (2) e até o ânus (3) e um quarto corte é feito paralelo ao corpo (4), formando, assim, um quadrilátero.

Retirada esta seção, teremos acesso aos órgãos da cavidade abdominal, os quais deverão ser examinados inicialmente *in loco* e posteriormente encaminhados para exame mais detalhado.

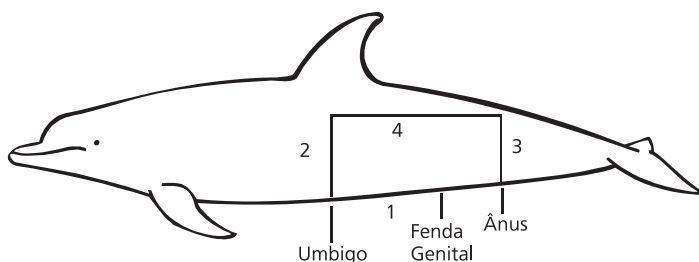


Figura 4. Abertura da Cavidade Abdominal (Ilustração: Acervo IBJ).

3. Sistema digestivo

A cavidade oral e o esôfago serão examinados à parte, quando a cavidade torácica for aberta. Os odontocetos em geral possuem homodontia, ou seja, todos os dentes apresentam o mesmo formato, não havendo especialização entre eles. Deve-se pesquisar, na cavidade oral, a presença de sinais de emese, tais como restos de peixe, a presença de corpos estranhos e de parasitos.

O esôfago dos cetáceos consiste de um tubo alongado e com paredes espessas. O seu comprimento depende do tamanho do animal, mas corresponde a $\frac{1}{4}$ do comprimento total em odontocetos (Berta & Sumich, 1999.). Deve-se pinçar a porção final do esôfago para permitir a separação deste do estômago.

O estômago dos cetáceos é dividido em cavidades. Para maiores detalhes de sua anatomia, ver item 3 do protocolo de mysticetos. Uma vez que este tenha sido separado do esôfago, deverá ser pinçada ou amarrada à porção final do reto e feita a separação do conjunto estômago-intestino.

A abertura do estômago se inicia a partir do meato esofágico. Deve-se pesquisar a presença de conteúdo estomacal, e coletar este material (peixes semidigeridos, bicos de lula, otólitos). Também é freqüente encontrar a presença de helmintos neste órgão, os quais deverão ser coletados de acordo com o respectivo protocolo. O ponto de eleição para a presença de corpos estranhos é o primeiro estômago. Verificar, na mucosa intestinal, a presença de úlceras ou áreas hemorrágicas.

O intestino delgado é bastante longo. Na ampola duodenal, encontramos o ducto biliar e o ducto pancreático, por isso é comum encontrar um fluido amarelado nesta região (Britt Jr & Howard, 1983). Os odontocetos não possuem ceco, portanto é difícil precisar a definição entre intestino delgado e grosso. Procurar por adesões

nas alças intestinais, parasitos e sinais de inflamação por toda a mucosa. Deve-se abrir todo o intestino, iniciando-se no duodeno e seguindo em direção ao reto.

Qualquer material que vá ser coletado para exame histopatológico deve seguir os princípios básicos, comuns à necropsia de qualquer animal, como tamanho da amostra, relação amostra/conservante, etc. Para maiores detalhes, ver o protocolo específico.

4. Fígado, vesícula biliar, baço e pâncreas

O fígado possui dois lobos alongados e finos para acompanhar o formato alongado do corpo (Britt Jr. & Howard, 1983), podendo estar presente um terceiro lobo (Berta & Sumich, 1999). Os cetáceos não possuem vesícula biliar (Direauf & Gage, 1990; Britt Jr. & Howard, 1983; Berta & Sumich, 1999).

O baço é escuro e arredondado (Direauf & Gage, 1990). Em *Tursiops truncatus*, ele é encontrado na superfície serosa do estômago, entre o primeiro e o segundo estômago (Stone, 1990). Esse órgão, nos cetáceos, é bem pequeno, correspondendo a 0,02% do peso corporal (Berta & Sumich, 1999).

O pâncreas é firme, alongado e é maior em fêmeas adultas que em machos. Ele se conecta ao intestino através de um ducto. Enquanto nos mysticetos existem dois ductos, nos odontocetos há um único ducto pancreático (Berta & Sumich, 1999).

5. Sistema reprodutivo

5.1 Masculino

Os testículos são intra-abdominais (endórquidas), localizados levemente abaixo e lateralmente aos rins. Possuem aspecto fusiformes e são bastante grandes em algumas espécies.

Em *Delphinus delphis*, os testículos são encontrados na região posterior da cavidade abdominal e possuem cerca de 30 cm de comprimento, chegando a $\frac{1}{5}$ ou $\frac{1}{4}$ da cavidade abdominal (Britt Jr. & Howard, 1983; Direauf & Gage, 1990).

Das glândulas acessórias, os cetáceos possuem apenas a próstata, que se localiza ao redor do canal urogenital. Os cetáceos não possuem osso peniano. Em todos os cetáceos a ereção ocorre pela ação de fibras musculares e não por vasodilatação (Berta & Sumich, 1999).

5.2 Feminino

Nos cetáceos, os ovários encontram-se na cavidade abdominal, já nas odontocetos, eles são mantidos com uma bolsa ovariana bem desenvolvida. Os ovários dos odontocetos são esféricos e lisos. Existe uma predominância de um dos ovários, Rosas & Monteiro-Filho (2002a) observaram que, em Botos cinza (*Sotalia fluviatilis*) da costa paranaense, há a predominância do ovário esquerdo (Berta & Sumich, 1990).

Após a ovulação, o corpo lúteo degenera-se em corpo *corpus albicans*. A maioria dos cetáceos apresenta como característica a persistência de *corpus albicans* por toda a vida, (Berta & Sumich, 1999). Rosas & Monteiro-Filho (2002b) constataram que, em *Pontoporia blainvillei*, os *corpus albicans* regrediram totalmente e

desapareceram da superfície do ovário sendo muito difíceis de serem observados, inclusive histologicamente.

O útero é bicórnico como em outros mamíferos, com os cornos uterinos juntando-se para formar um curto útero. A vagina é longa e separada do vestíbulo por uma prega himenal. Possui pregas longitudinais e transversas chamadas “pseudocervix”. Tanto o ânus como o vestíbulo, abrem-se em um orifício comum, cercado por tecido muscular, que atua como esfíncter (Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999).

Ao se examinar o aparelho reprodutor feminino, além das observações do número de *corpus albicans*, devem-se procurar sinais de gestação tais como a presença de *corpus luteum* ou feto no útero.

6. Sistema urinário

Os rins dos cetáceos são alongados, multilobados, lembrando um cacho de uvas. Cada lóbulo é denominado renículo. O número de renículos em um cetáceo pode variar de centenas a milhares por rim.

Uma vez que cada renículo é funcional e autônomo, possuindo seu próprio córtex, medula e papila, cada unidade funciona como um pequeno rim e pode ser afetada por um processo infeccioso, sem que as demais sejam necessariamente afetadas. Dover (*com. pess.*) relatou um caso de *Tursiops truncatus* que ficou por seis meses sem querer se alimentar, mantido com alimentação forçada e não reagindo a nenhuma medicação feita. Como as chances de sobrevivência deste animal eram pequenas, ele foi submetido a uma laparoendoscopia, sendo o primeiro cetáceo no qual esta técnica foi utilizada. Ao exame, constatou-se que este animal apresentava o comprometimento de parte de um dos rins devido à deposição de complexos antígeno-

anticorpos provenientes de um abscesso. O animal foi tratado com uma dose alta de antiinflamatório e sobreviveu.

Tumores podem ser encontrados neste sistema. Adenoma renal já foi descrito para *Tursiops truncatus* (Migaki et al., 1978). Também há nefrite ocasionada por *Staphylococcus aureus* (Ketterer & Rosenfeld, 1974).

A bexiga encontra-se geralmente contraída e vazia, possuindo parede espessa (Britt Jr. & Howard, 1983).

7. Sistema circulatório

A cavidade torácica é bastante larga nos cetáceos, ocupando aproximadamente 2/3 do comprimento do corpo (Direauf & Gage, 1990.). Para acessar os órgãos em seu interior é necessária a abertura de uma janela, a exemplo do que foi feito na região abdominal (Figura 5) sendo obrigatória a desarticulação de algumas costelas do esterno.

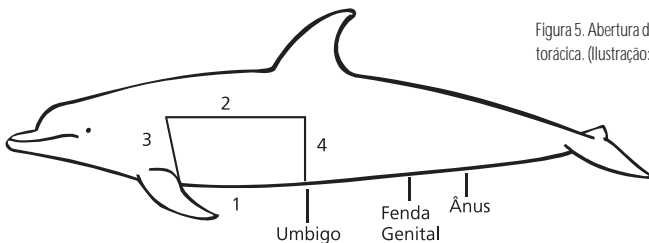


Figura 5. Abertura da cavidade torácica. (Ilustração: Acervo IBJ)

O sistema circulatório dos mamíferos aquáticos é um dos mais modificados para atender às demandas fisiológicas do mergulho.

O coração apresenta as paredes dos ventrículos espessas. A relação do tamanho corporal e do coração apresenta, em algumas espécies de cetáceos, um valor elevado. As cordas tendíneas são bastante desenvolvidas. A artéria aorta é bulbosa e elástica (arco

aórtico), isso pode ser uma modificação para se adaptar à pressão arterial e ajudar no mergulho e já foi descrito para *Physeter macrocephalus*. O saco pericárdico em toninhas apresenta-se normalmente aderido à linha média ventral através de tecido conectivo fibroso (Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999).

A *rete mirabilis* é um sistema de anastomoses de vasos que pode ser encontrado principalmente na subpleura da região torácica e na região lombar. Sua função é agir durante o mergulho no controle da pressão sanguínea e redistribuição do volume durante o mergulho, bem como na retenção de calor (Direauf & Gage, 1990; Berta & Sumich, 1999).

O sistema de contracorrente nos plexos arteriovenosos das nadadeiras caudal e dorsal permitem o controle da temperatura corporal através da dissipação ou retenção do calor corporal.

8. Sistema respiratório

Os odontocetos possuem um único orifício respiratório (ou espiráculo) localizado no topo da cabeça. A laringe é modificada em uma estrutura alongada, que conecta a traquéia com a nasofaringe (Britt Jr. & Howard, 1983), dessa forma, a glote projeta-se para dentro da passagem aérea, permitindo que o animal abra a boca embaixo d'água sem risco de entrada de água para os pulmões.

A traquéia dos cetáceos é curta, composta por anéis cartilagosos, que variam entre cinco a sete em *Delphinapterus leucas* e *Physeter macrocephalus* e até 13-15 em *Balaenoptera physalus* (Berta & Sumich, 1999).

Em cetáceos, os pulmões não apresentam lobos. O pulmão esquerdo é usualmente menor, mais curto e mais leve, devido à posição

do coração. Os pulmões dos cetáceos são relativamente menores que o dos mamíferos terrestres (Berta & Sumich, 1990). A presença de tecido cartilaginoso ao redor dos brônquios e bronquíolos, juntamente com glândulas mucosas, impede que os pulmões se colapsem completamente durante o mergulho e permitem que retornem à forma original quando o animal retorna à superfície. Esta cartilagem dá uma maior consistência ao órgão.

Em diversas espécies, a presença de uma espessa pleura visceral translúcida pode ser confundida com exsudato fibrinoso. Adesões entre a pleura visceral e a parietal não são incomuns em pequenos cetáceos. As adesões são maduras, sem sinais de processo inflamatório e podem ser focais ou multifocais, sendo, provavelmente, seqüela de pleurite (Britt Jr. & Howard, 1983).

Devido ao grande número de problemas respiratórios encontrados nos cetáceos, deve-se atentar durante a necropsia, para alterações nos pulmões tais como: infecções, hemorragias, enfisemas, congestões e presença de parasitas na luz dos alvéolos. A prevalência de parasitas pulmonares (*Halocercus brasiliensis* - Nematoda: Pseudalidae) em *Sotalia fluviatilis* foi de 83,3% dos animais estudados no litoral do estado do Paraná, num período de dois anos (Marigo et al., 2000).

9. Sistema músculo-esquelético

Os músculos dos cetáceos possuem coloração vermelho-escura em função da grande quantidade de mioglobina presente (Britt Jr. & Howard, 1983), uma adaptação para o mergulho. As principais massas musculares encontram-se na região posterior sendo responsáveis pela movimentação da nadadeira caudal. Já foi registrada miopatia associada ao transporte do animal (Colgrove, 1978).

A fórmula geral da coluna vertebral para cetáceos é C7; T11-12; L9-24; C15-45. Além disso, existem 12-14 pares de costelas e os ossos dos membros anteriores (Yablokov et al., 1972 *apud* Berta & Sumich, 1999).

As vértebras torácicas são flanqueadas pelas costelas, nem sempre sendo possível defini-las com facilidade, especialmente porque as últimas costelas podem ser flutuantes, sem uma faceta articular com a vértebra bem definida. Somente as quatro ou cinco primeiras vértebras torácicas possuem as facetas articulares bem desenvolvidas.

As vértebras lombares iniciam-se após o término das costelas e seguem até a primeira vértebra a apresentar um chevron, sendo esta definida como a primeira vértebra caudal. Não existem vértebras sacrais (Berta & Sumich, 1999).

Não existem ossos dos membros posteriores, mas, em alguns casos, podem ser encontrados ossos vestigiais do fêmur e tíbia, assim como da cintura pélvica aderidos à musculatura abdominal.

Os membros anteriores possuem, além da escápula, o úmero, o rádio e a ulna relativamente curtos. Os cetáceos são os únicos entre os mamíferos a apresentarem hiperfalangia, ou seja, um número maior de falanges. O número máximo de falanges encontradas em baleia piloto é de 5, 15 e 11 falanges respectivamente no primeiro, no segundo e no terceiro dedos (Berta & Sumich, 1999).

Deve-se pesquisar fraturas nos ossos ou extensas áreas hemorrágicas, estas podem ser ocasionadas por colisões ou ação antrópica ao se soltar o animal da rede. Osteomielite já foi descrita em odontocetos (Morton, 1978).

10. Sistema nervoso

Em cetáceos, o cérebro varia em tamanho de 840 gramas no golfinho comum até 7.820 gramas em *Physeter macrocephalus*. O cérebro dos cetáceos possui alto quociente de encefalização, ou seja, alto número de circunvoluções e sulcos (Berta & Sumich, 1999). Como, para acessar o cérebro, é necessário serrar o crânio, uma opção seria coletar uma amostra através do forame magno, isso tem a desvantagem de não propiciar a observação total do cérebro *in locu*, o que seria importante em caso de hemorragias e encefalites. Pode-se usar um canudo de refrigerante para se coletar uma amostra.

A relação entre o tamanho do cerebelo em relação ao tamanho do cérebro é de 15% em *T. truncatus*. Já no ser humano, essa relação é de 11% (Berta & Sumich, 1999). A medula vertebral nos cetáceos varia de acordo com o comprimento do corpo do animal, mas mantém uma relação comprimento do corpo/comprimento da medula de 4:1, o que corresponde à mesma relação presente no ser humano. Há um alargamento da medula na região dos membros anteriores e um outro alargamento, bem menos expressivo, na região onde haveria os membros posteriores. Existem 40 a 44 pares de nervos espinhais.

A porção dorsal da medula, correspondente à parte sensorial, é menos desenvolvida que a porção ventral (parte motora). Os componentes sensoriais são relativamente mais reduzidos em cetáceos que nos outros mamíferos, o que pode ser atribuído a uma menor enervação sensorial periférica (Berta & Sumich, 1999). Normalmente, não se examina a fundo a medula vertebral durante a necropsia.

11. Órgãos do sentido

11.1 Visão

Os cetáceos conseguem enxergar tanto dentro como fora d'água. Embora a visão não seja seu principal modo de percepção do ambiente, ela possui uma função importante para estes animais. O exame dos olhos dos cetáceos encalhados pode dar indicação do tempo decorrido desde a morte do animal, do estado de hidratação e da ação de predadores.

Para maiores detalhes da anatomia do olho dos cetáceos, ver item 11.1 no protocolo de misticetos.

11.2 Olfato

Odontocetos adultos não possuem bulbos ou nervos olfatórios desenvolvidos, embora, no início do desenvolvimento de *Phocoena phocoena*, haja evidências do desenvolvimento do bulbo olfatório (Berta & Sumich, 1999).

11.3 Paladar

Os cetáceos possuem papilas gustativas na base da língua e alguns golfinhos em cativeiro têm demonstrado percepção de algumas substâncias (Berta & Sumich, 1999).

11.4 Audição

A emissão e recepção de sons são de importância vital para os cetáceos. Para uma análise comparativa entre a anatomia de sistema auditivo de odontocetos e misticetos, ver item 11 do protocolo de misticetos.

Lesões no sistema auditivo podem ser causadas por explosões ou por sons de alta intensidade. Mesmo sons de menor intensidade podem ocasionar estresse aos animais e levar a uma diminuição da resposta imune. A redução ou perda da capacidade auditiva pode levar um cetáceo a encalhar, não conseguir se alimentar, não conseguir detectar obstáculos e, conseqüentemente, estar mais sujeito à captura em artes de pesca, colisões com embarcações e mesmo ação de predadores. Em zifídeos, já foi comprovado que a utilização de sonares da Marinha dos Estados Unidos ocasionaram a morte dos animais.

As lesões do sistema auditivo devem ser pesquisadas com cuidado. Sinais de sangramento no ouvido médio, e, algumas vezes, no ouvido externo, têm sido encontrados em animais afetados. Neste caso, a dissecação desta região deve ser feita com bastante cautela.

12. Anexos

12.1 Lista de material necessário

Material para corte e tração (quantidade adequada para toda a equipe e com possibilidade de amolar as facas sem interrupção do trabalho):

- Lâminas de foice, preferencialmente retas, com cabos.
- Facas de açougue
- Pedras de amolar
- Cabos de bisturi e lâminas
- Tesouras
- Pinças
- Cordas
- Cabos de aço

Equipamento de Proteção Individual (EPI), em quantidade para atender toda equipe:

- Máscaras contra gases com filtro.
- Luvas de borracha
- Luvas de procedimento
- Botas plásticas
- Macacões

Material para coleta e preservação de amostras:

- Formol 10%
- Frascos de vidro
- Etiquetas
- Papel alumínio
- Sacos plásticos com vedação (ziplock)
- Gelo ou gelox
- Caixa isotérmica
- Swabs esterilizados
- Meio de transporte
- Tubos para coleta de sangue
- Álcool 70%.
- Lápis

Fichas:

- Ficha de biometria
- Ficha de necropsia

Outros Materiais:

- Dinamômetro
- Maca

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BERTA, A.; SUMICH, J.L. **Marine mammals: evolutionary biology**. Academic Press, 1999. 494p.

BRITT JÚNIOR, J.O.; HOWARD, E.B. Anatomic Variants of Marine Mammals. In: **Pathobiology of marine mammal diseases**, vol.1. Boca Raton, Fl.: CRC Press, 1983. 248p.

CRESPO, E. A. Franciscana (*Pontoporia blainvillei*) In: PERRIN, W.F.; WRSIG, B.; THEWISSEN, J.G.M.; PERRIN, W.F. (Ed.). **Encyclopedia of marine mammals**. San Diego, California: Academic Press, p. 482-485, 2002.

COLGROVE, G.S. Suspected transportation-associated myopathy in a dolphin. **JAVMA**, v. 173, n. 9, p. 1121-1123, 1978.

DIREAUF, L.A.; GAGE, L.J. Gross Necropsy of Cetaceans and Pinnipeds. In: DIREAUF, L.A. **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. CRC Press. Boca Raton, Fl., p. 285-286, 1990. Cap. 17.

JEFFERSON, T.A.; LEATHERWOOD, S.; WEBBER, M.A. **Marine mammals of the world: FAO Species Identification Guide**. Rome: UNEP/FAO, 1993. 320p. Disponível em: <http://www.oceansatlas.org/unatlas_gifs>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

JEFFERSON, T.A.; MYRICK JÚNIOR, A.C.; CHIVERS, S. J. **Small Cetacean Dissection and Sampling: a field guide**. NOAA Technical Memorandum NMFS - SWFSC - 198. 1994.

KETTERER, P.J.; ROSENFELD, L.E. Septic embolic nephritis in a dolphin caused by *Staphylococcus aureus*. **Aust. Vet. J.**, n. 50, p. 123, 1974.

MARCONDES, M.C.C.; LUNA, F.O.; LIMA, R.P. Rescue and Care of a Neonate Dwarf Sperm Whale (*Kogia simus*) Predated by a Cookiecutter Shark (*Isistius brasiliensis*). In: PROCEEDINGS OF THE FLORIDA MARINE MAMMAL HEALTH CONFERENCE, Gainesville, Florida. April, 04-07, 2002. Disponível em: <<http://www.vetmed.ufl.edu/flmmhc/>>. Acesso em: 05 de Julho de 2004.

MARIGO, J.; ANDRADE, A.L.V.; ROSAS, F.C.W. Parasitos Pulmonares de cetáceos do litoral do estado do Paraná, Brasil. In: REUNIÃO DE TRABALHO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 9.; 2000, Buenos Aires. **Resumos...** 2000. p. 82-83.

MIGAKI, G.; WOODARD, J.C.; GOLDSTON, R.T. Renal adenoma in an Atlantic Bottlenosed Dolphin (*Tursiops truncatus*). **Am. J. of Vet. Res.**, v. 39, n. 12, p. 1920-1921, 1978.

MORTON, B. Osteomyelitis (*Pyogenic spondylitis*) of the spine in a dolphin. **JAVMA**, v. 173, n. 9, p. 1119-1120, 1978.

ROSAS, F.C.W.; MONTEIRO-FILHO, E.L.A. Reproduction of the Estuarine Dolphin (*Sotalia guianensis*) on the coast of Paraná, Southern Brazil. **Jour. Mamm.**, v. 83, n. 2, p. 507-55, 2002(a).

_____. Reproductive parameters of *Pontoporia blainvillei* (Cetacea, Pontoporiidae), on the coast of the S, o Paulo and Paraná States, Brasil, **Mammalia**, v. 66, n. 2, p. 231-245, 2002(b).

STONE, L.R. Diagnostic ultrasound in marine mammals. In: DIREAUF, L.A.; GULLAND, M. D. (Ed.). **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. CRC Press. Boca Raton, Fl., 1990, p. 235-264. Cap. 14.

WHITEHEAD, H. Sperm Whale (*Physeter macrocephalus*) In: PERRIN, W.F.; WÜRSIG, B.; THEWISSEN, J.G.M. (Ed.). **Encyclopedia of Marine Mammals**. San Diego, California: Perrin, W.F.; Academic Press, 2002, p. 1165-1172.

Este manual foi baseado no “Manual of Procedures for the Salvage and Necropsy of Carcasses of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus*) (Bonde et al., 1988)”, “Procedures for the Salvage and Necropsy of the Dugong (*Dugong dugon*)” (Eros et al., 2000) e nos 23 anos de experiência do Projeto Peixe-Boi/Ibama-FMA.

1. Avaliação da carcaça

1.1 Condição da carcaça

Inicialmente deve ser realizado um exame externo completo da carcaça, observando-se a presença ou ausência, localização e aparência de ferimentos, cicatrizes, abscessos, entre outros.

Observar se os arranhões, cortes ou outros achados são superficiais ou profundos, o grau de vermelhidão dos tecidos adjacentes e se o ferimento aparenta ter sido causado *ante* ou *post-mortem*.

A condição da carcaça, que deverá ser descrita no Relatório durante a avaliação inicial, refere-se ao estado de decomposição que é baseado em critérios qualitativos e subjetivos os quais são influenciados por fatores como temperatura do ambiente, intervalo *post-mortem* e tamanho do animal. É importante que a avaliação da carcaça seja realizada por uma pessoa qualificada, pois desta avaliação

depende a decisão de realizar-se ou não a necropsia e os tipos de amostras a serem coletadas e, subseqüentemente, os testes patológicos a serem realizados. Por exemplo: bacteriologia e virologia (para diagnóstico de doença) só podem ser feitos em carcaças frescas (Categorias 1–3), enquanto metais pesados, pesticidas e análises de DNA podem ser realizados em amostras coletadas de animais razoavelmente decompostos.

Uma carcaça pode ser classificada quanto ao seu grau de decomposição em cinco categorias (1, 2, 3, 4 e 5), conforme os códigos descritos na introdução deste Protocolo.

Exames externos devem ser realizados em todas as carcaças. Carcaças nas categorias 1, 2 e 3 podem ser necropsiadas em detalhes. Se possível, essas carcaças devem ser transportadas para facilitar uma necropsia satisfatória. Depois que a necropsia for concluída, a carcaça deve ser enterrada em local próprio. O local de enterro deve ser anotado no Relatório de Necropsia (anexo 11.2) facilitando a recuperação, quando necessário. Carcaças nas categorias 4 e 5 necessitam ser examinadas da melhor forma possível. Um exame interno sempre deve ser administrado em carcaças intactas ou não, porque carcaças que se apresentam decompostas externamente podem estar internamente em boas condições.

1.2 Transporte da carcaça

Se a carcaça tiver que ser transportada para facilitar a necropsia, isso deverá acontecer o mais rápido possível (preferivelmente dentro de 24 horas). É importante que a carcaça seja transportada abrigada da incidência solar, podendo ser esfriada durante o transporte, utilizando-se gelo, minimizando a decomposição dos tecidos. Deve-se ter o máximo de cuidado durante o manejo e transporte, pois qualquer dano provocado pode mascarar a *causa mortis*.

É importante registrar cuidadosamente qualquer marca ou

outro dano causado à carcaça durante o manejo e transporte, através de fotografias e documentado na planilha.

1.3 Identificação da espécie

É de grande importância que as características da espécie sejam anotadas em uma planilha. Os dados fundamentais de identificação da carcaça são: Animal (Nome Comum), Nome Científico, Registro, Identificação, Sexo, Idade, Peso, Data da Necropsia, Destino da Carcaça, Classificação da Carcaça.

1.4 Identificação do sexo

Para identificação do sexo em sirênios, faz-se necessário observar a região ventral do animal, onde, no macho, a abertura genital está localizada próxima à cicatriz umbilical e, na fêmea, a abertura fica próxima ao ânus.

1.5. Pesagem

Para se efetuar a pesagem, a carcaça deve ser colocada sobre uma maca, sendo esta devidamente amarrada e suspensa em um dinamômetro com o auxílio de uma talha, se necessário (Figura 1).



Figura 1. Pesagem de uma carcaça de peixe-boi marinho (*T. manatus*)
(Foto: Acervo CMA/Ibama).

1.6. Biometria

As medidas da carcaça devem ser tomadas de acordo com o padrão estabelecido pelo " *Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos do Brasil*", elaborado pelo Grupo de Trabalho Especial para os Mamíferos Aquáticos (GTEMA) Ibama, (2001).

2. Incisão inicial

Usando uma faca, inicia-se a primeira incisão (Incisão A, Figura 2), fazendo um corte na linha média através da pele, gordura e músculo (Figura 3) em direção ao ânus (remova para a direita a abertura genital), sem penetrar a cavidade abdominal. Neste manual, direita corresponde o lado direito do animal, o mesmo servindo para a esquerda. Quando incidir sobre a derme e as camadas de gordura, deve-se ter um cuidado extremo para prevenir uma liberação repentina (inesperada) de gases e fluidos da cavidade abdominal e trato gastrointestinal. A cavidade parietal pode ser cortada no sentido da incisão A (Figura 2), tendo o cuidado para não perfurar os órgãos que estão abaixo. Uma segunda incisão deve ser realizada (Incisão B, Figura 2), perpendicular à linha média, desde a lateral do esterno até um ponto ventro-lateral e então no sentido longitudinal até o ponto distal das costelas direitas. Acompanhar a linha das costelas caudalmente, retornando à incisão "A", cranialmente, à abertura genital. Remover a porção direita deslocando-a para o lado. Realiza-se o mesmo procedimento no lado esquerdo. A genitália permanece na carcaça. Verificar a presença de alguma hemorragia subcutânea coletando amostras, se necessário.

Descreva a quantidade, cor e textura da gordura, pois a aparência e a espessura da gordura podem ser um indicador da condição corporal e da saúde em geral. Observar o aspecto geral da cavidade abdominal, presença de fluidos (cor e consistência), gases, disposição dos órgãos, rupturas, adesões e/ou hemorragias. Examinar o mesentério gastrointestinal (descoloração ou hemorragia) e os linfonodos mesentéricos (cor e tamanho). Coletar amostras teciduais para histopatologia.

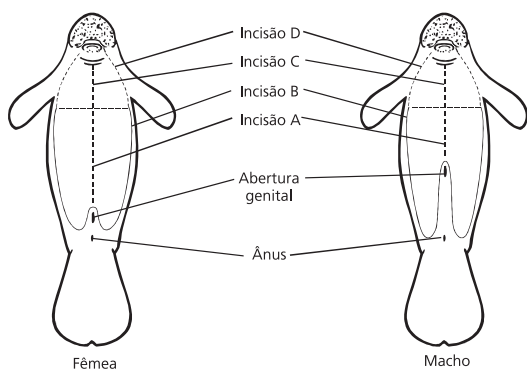


Figura 2: Incisões recomendadas para necropsia em peixe-boi (Ilustrado por Cristiano Leite Parente baseado em Bonde et al., 1983).

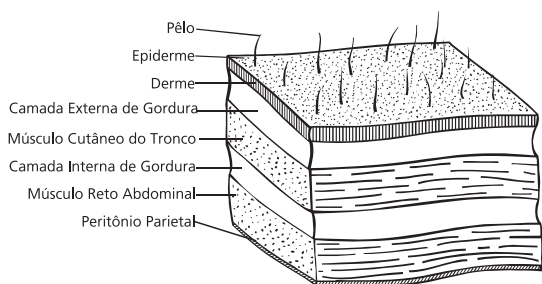


Figura 3. Corte transversal das camadas de tecidos próximo a linha média ventral (Ilustrado por Cristiano Leite Parente baseado em Bonde et al., 1983).

3. Sistema gastrointestinal/baço

O trato gastrointestinal e estruturas associadas do sistema digestivo são retirados, com exame seguido por uma inspeção *in situ* das superfícies serosas expostas e mesentérios observando-se a presença de hemorragias, cistos, rupturas, abscessos ou outras lesões. Examinam-se as diferentes partes do trato gastrointestinal e superfícies mucosas para a presença de anormalidades.

Inicia-se a remoção do trato gastrointestinal pela localização da junção do cólon descendente e o reto. Libera-se este segmento cortando o mesentério (mesocólon) e amarrando o reto com um fio em dois locais diferentes separados por poucos centímetros, dorsalmente, a vesícula urinária. Corta-se o cólon descendente entre os fios amarrados e inicia-se a cortar mesocólon cranialmente para a remoção do trato inteiro. O diafragma está em um plano quase horizontal, é subdividido e cada metade é denominada de hemidiafragma. O mesocólon descendente está preso à esquerda do hemidiafragma, próximo ao rim esquerdo. O cólon ascendendo encontra-se aderido ao peritônio parietal da coluna vertebral, continuando a dissecação, deve-se liberar o cólon ascendente.

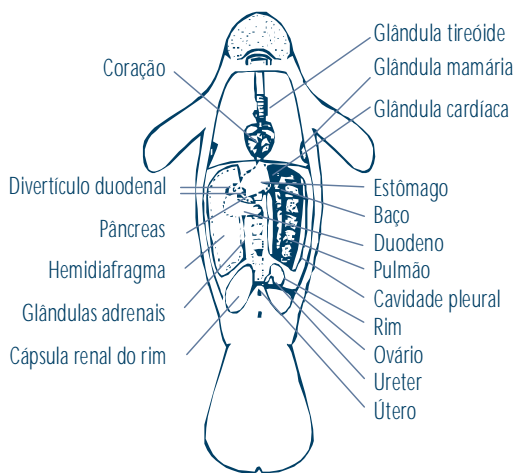


Figura 4. Cavidade pleural mostrando a localização dos principais órgãos internos após a remoção do fígado, estômago e intestinos (Ilustrado por Cristiano Leite Parente baseado em Bonde et al., 1988).

O ceco marca a junção dos intestinos grosso e delgado (Figura 5), estando localizado à esquerda da coluna vertebral. Corta-se o peritônio liberando o ceco, íleo e jejuno, completa-se a remoção do trato gastrointestinal cortando entre o duodeno e o diafragma até que o piloro do estômago seja alcançado. O hemidiafragma não deve ser cortado, deve-se mover cranialmente para se observar a junção do estômago e esôfago. Cortar o esôfago cerca de 5 cm cranial ao estômago e continuar cortando entre o estômago e o hemidiafragma, dissecando, através do omento menor, artéria hepática e ducto biliar.

Comprimir o ducto biliar com um pinça hemostática antes de cortar, incidindo o ducto biliar caudal à hemostática, o trato gastrointestinal pode ser removido da cavidade abdominal.

Após as devidas observações, localizar e remover as glândulas adrenais (Figura 4), as quais são pequenas glândulas localizadas, por palpação, ao longo de cada extremidade mediana da coluna vertebral cranial aos rins.

Coloca-se o trato gastrointestinal (Figura 5) em uma área de trabalho limpa, para então começar o exame. Inicia-se cortando o jejunum e o íleo liberando-os do mesentério, sendo cuidadosamente examinada toda a superfície serosa, o baço e o pâncreas podem ser retirados e o lúmen e a mucosa do estômago e então examinados. Observar se o baço é uma peça única ou uma peça fragmentada, neste caso se são baços acessórios ou rupturas.

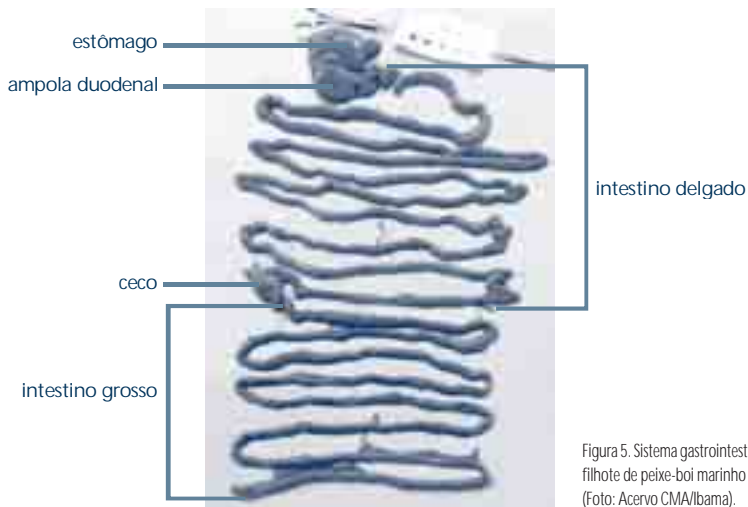


Figura 5. Sistema gastrointestinal de um filhote de peixe-boi marinho (*T. manatus*) (Foto: Acervo CMA/lbama).

Abrir o estômago fazendo uma incisão de cerca de 15 cm ao longo da superfície ventral. Observar conteúdo (como consistência, cor, quantidade e odor), presença de parasitos, coletando amostras. Remover o conteúdo e, se possível, pesá-lo.

Observar a mucosa superficial e parede muscular, para a presença de possíveis alterações. A glândula cárdica apresenta-se como uma massa glandular na submucosa da parede dorsal esquerda da câmara principal, cortar a glândula e observar anormalidades.

Examinar os intestinos (Figura 5), anotar alguma anormalidade, fazer uma incisão de 10 cm ao longo da superfície ventral do duodeno, verificando o conteúdo, tipicamente aquoso, presença de parasitos ou outras alterações, coletar amostras. Continuar cortando pelo jeuno e íleo, examinando superfície e conteúdo, observar os linfonodos nesta região. Fazer uma incisão ventralmente ao longo do comprimento do ceco. Ao encontrar o conteúdo geralmente mais firme que aquele encontrado no intestino delgado e melhor consistência que aquele encontrado no estômago, prosseguir o exame, abrindo o órgão ao longo do seu comprimento com uma tesoura. Em filhotes, é importante distinguir a ingestão de mecônio (um material mucilaginoso, verde escuro no trato intestinal de fetos a termo ou neonatos). Caso suspeitar-se de enterites, é importante coletar-se material para análises bacteriológicas.

4. Fígado/vesícula biliar

O fígado e a vesícula biliar estão localizados no quadrante cranial da cavidade abdominal. Quatro lóbulos podem ser distinguidos no fígado: direito, esquerdo, quadrado e caudal.

Para remover o fígado e a vesícula biliar, é necessário cortar a conexão situada cranialmente, entre o bordo cranial do fígado e o

diafragma, onde é fusionado com o pericárdio, cortando os ligamentos craniais do fígado, o mesmo deve ser feito com os ligamentos entre o fígado e o diafragma. Na borda caudal do fígado, cortar a veia porta.

Ao examinar a vesícula biliar, quanto à presença de alterações como obstrução do ducto biliar, cistos, pedras e parasitas, observar a quantidade, cor e consistência da bile.

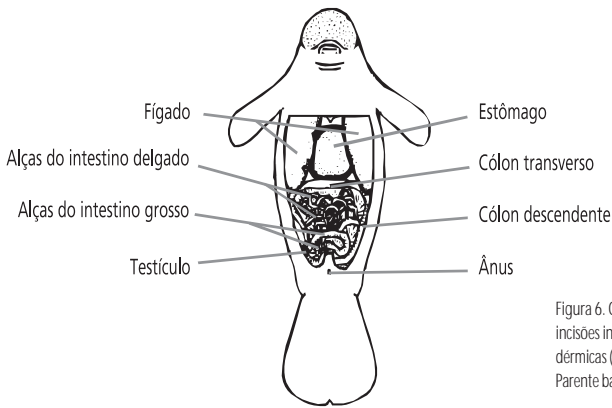


Figura 6. Órgãos expostos *in situ* após as incisões iniciais e a remoção das camadas dérmicas (Ilustrado por Cristiano Leite Parente baseado em Bonde et al., 1988).

Examinar a superfície do fígado quanto à coloração, grau de arredondamento das extremidades, presença ou ausência de pigmentação e alterações (descoloração, tubérculos, cistos, abscessos, nódulos fibroses). Fazer cortes transversais sobre os lobos para avaliar a estrutura externa.

5. Cavidade pericárdica, coração, vasos sangüíneos e glândulas mamárias

Na cavidade pericárdica, encontram-se o timo, o coração e os vasos associados. Para alcançar a cavidade pericárdica, incisões devem ser realizadas ao longo da linha média ventral do processo xifóide do

esterno para o queixo (Incisão C, Figura 2), do queixo postero-lateralmente para cada axila e de cada axila caudalmente para a abertura da cavidade abdominal (Incisão D, Figura 2), dessa forma, serão criadas duas porções de tecidos. Deve-se remover a pele de cada área e examinar a musculatura que está por baixo para sinais de trauma. Nas fêmeas, examinar o tecido glandular mamário (Figura 4), para verificar lactação, cistos, hemorragia, inflamação ou outras anormalidades.

Remover a musculatura superficial ventral do esterno, cortar o tecido cartilaginoso ao redor do esterno, liberando-o. Examinar o timo, localizado ao longo da parede cranial da cavidade pericárdica.

Examinar a ocorrência de lesões (hemorragia, deposição de fibrinas) nas membranas pericárdicas, determinar se o fluido está presente no saco pericárdico e qual a sua consistência, claridade e coloração. Observar possíveis alterações na posição e aparência do coração, incluindo as relacionadas ao tamanho dos ventrículos e ao perfil do bordo ventral.

Para remover o coração, inicia-se cortando o pericárdio até o diafragma e, então, cortando o hemidiafragma lateral direito para o ventrículo direito. Cortar a artéria e a veia pulmonar direita. No crânio, localiza-se o maior ramo do arco aórtico. Cortar as artérias carótida comum direita e subclava direita, aproximadamente 5 cm distal das suas junção comum com o tronco braquiocéfálico. Cortar a carótida comum esquerda aproximadamente 5 cm distal da junção com a aorta. Isolar a subcava esquerda do tecido conjuntivo e cortar. Uma vez que as principais artérias estão livres, cortar o hemidiafragma lateral esquerdo tão profundamente quanto possível, cortando a artéria e veia pulmonar esquerda. Cortar a do lado direito, entre a superfície dorsal do coração e a direita dos brônquios, cortando a aorta que passa dorsal à esquerda dos brônquios, tão distante quanto possível, removendo o coração.

Examinar o coração externamente e internamente, podendo ser evidenciadas anomalias congênitas, principalmente em animais jovens.

Os vasos maiores devem ser inspecionados habitualmente durante o exame dos sistemas de órgãos que eles provêm. Em filhotes, uma atenção especial deve ser dada aos vasos umbilicais para necroses ou abscessos.

6. Sistema respiratório

Cada pulmão (direito e esquerdo) é único, os lobos não são divididos e estão localizados na região dorsal da cavidade torácica. Os pulmões são separados da cavidade abdominal em cada lado da coluna vertebral pelos hemidiafragmas direito e esquerdo (Figura 4). A cavidade pleural estende-se da primeira à décima sexta vértebra torácica.

Examine cada hemidiafragma para presença de rupturas. Cuidadosamente, cortar e remover cada hemidiafragma, iniciando da extremidade cranial e lateral e terminando abaixo da linha média. Primeiro, deve-se assegurar se não há fluidos remanescentes da cavidade abdominal que possam penetrar na cavidade pleural. Observar a quantidade, cor e consistência do fluido em cada cavidade pericárdica. Notar se há presença de pus ou fibrina, coletando uma amostra.

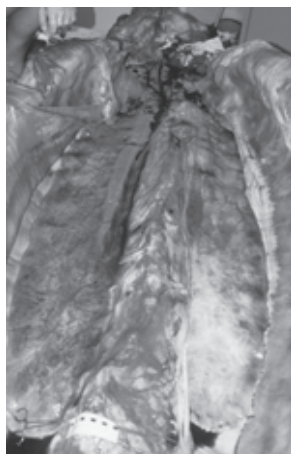


Figura 7: Cavidade torácica de *T. manatus* com os pulmões (Foto: Acervo CMA/lbama).

Os pulmões (Figura 7) devem ser examinados *in situ* para adesões ou perfurações, passando a mão em toda a extensão dos pulmões. Para

Examinar a aparência externa (cor, brilho, consistência e textura), observar a superfície pleural para possíveis anormalidades (inflamações fibrinosas, áreas decoradas, abscessos, adesões, cistos, etc.), ou outros achados. Comprimir o pulmão com um dedo e observar a resposta do tecido: se permanece deprimido ou retorna à forma, se está bem arredondo ou se está colapsado. Fazer um corte e observar como o órgão se apresenta.

Usando uma tesoura, abrir o brônquio pela superfície ventral dirigindo-se para extremidade caudal do pulmão. Cortar as ramificações dos bronquíolos observando a presença e quantidade de muco, sangue, espuma, ingesta (devido à aspiração), obstrução, fibrinas, vermelhidão ou pus. Ocasionalmente pode haver presença de parasitos.

Retornando à cavidade pleural, examinar a pleura parietal, as superfícies das costelas para fraturas ou exostoses (crescimento ósseo excessivo) e os espaços intercostais para hemorragias.

7. Sistema urinário

Os rins são lobulados (Figura 4) e estão localizados no quadrante caudal da cavidade abdominal, fixos à superfície de cada hemidiafragma.

Observar a relação de tamanho, formato e posição de cada rim. Fazer uma incisão ao longo do comprimento de cada cápsula renal, expondo a superfície interna do rim, avaliando a presença de gordura. Localizar cada ureter, pinçar com uma hemostática cortando cranialmente. Remover ambos os rins e retirar cada membrana capsular renal e os tecidos aderidos. Examinar cada rim internamente (cor, presença ou ausência de áreas necróticas, cistos ou abscessos), notar a definição entre o córtex e a medula.

Ao trabalhar com o sistema reprodutivo (item 8), seguir o ureter até a vesícula urinária e notar o seu grau de distensão (a dissecação do trato urinário necessita ser reservada, antes, durante ou depois da remoção e dissecação do trato reprodutivo). Cuidadosamente, puncionar a bexiga com uma seringa estéril, coletando uma amostra de urina. Medir a quantidade de urina presente e a consistência, coloração e aspecto. Examinar os ureteres, vesícula urinária e uretra para presença de anormalidades (obstrução, inflamação da mucosa, pedras, tumores, engrossamento, pregas ou hemorragias).

8. Sistema reprodutivo

8.1 Feminino

O sistema reprodutivo das fêmeas está localizado no quadrante caudal da cavidade abdominal. Para identificar os ovários, localizam-se os cornos uterinos na parede abdominal. Os ovários são presos ao peritônio parietal, ventro-lateral aos rins e ventro-lateral aos hemidiafragmas.

Observar o trato reprodutivo completo *in situ* para alguma anormalidade como hemorragias, inflamações ou abscessos. Cortar a membrana que encapsula os ovários e dissecar cada ovário completo liberado, mas deixar os cornos uterinos presos. Inspeccionar cada ovário e notar o tamanho, formato, cor, presença e quantidade de folículos ovarianos, corpo lúteo e corpo albicans. Os folículos ovarianos possuem cerca de 1 cm de diâmetro, formato de bolha com conteúdo claro e translúcido como gelatina. Os corpos lúteos são similares, mas cheios de tecido glandular sólido, os *corpus albicans* são menores, marrons e de formas irregulares e podem ser vistos e contados em ovários cortados.

Examinar os cornos uterinos e fâscias associadas para depósitos de gordura (quantidade, consistência e cor). Amarrar um fio ao redor do corno uterino direito, dissecar ambos os cornos uterinos livres até o corpo do útero. Cortar longitudinalmente cada corno até o lúmen e examinar o endométrio para ocorrência de hemorragias, cicatrizes placentárias e outras possíveis alterações. No caso de haver uma gestação, remover o embrião ou feto e preservar em formalina 10% ou congelar. Observar a presença de muco ou fluido seminal no útero e vagina.

Se todo o trato reprodutivo feminino completo for coletado, dissecar ao redor da abertura urogenital aprofundando no músculo constritor vulvar até a cavidade abdominal. Coletar os ossos pélvicos vestigiais de cada lado da abertura urogenital, cortando profundamente até o músculo cutâneo do tronco, dissecar e remover a vagina, vesícula urinária, útero, cornos uterinos e ovários.

8.2 Masculino

O sistema reprodutivo masculino (Figura 6) está localizado na seção caudal da cavidade abdominal. Os testículos estão presos ao peritônio sobreposto à superfície ventral do rim. Examinar os testículos. Localizar a cabeça do epidídimo e seguir as vesículas seminais através dos ductos deferentes. O epidídimo passa ao longo da borda lateral de cada testículo. As vesículas seminais são bilaterais e estão localizadas na região dorsal da vesícula urinária. Observar o trato reprodutivo completo *in situ* para a presença de qualquer anormalidade como hemorragias, inflamações ou abscessos. Notar a cor e quantidade de gordura depositada nos ductos deferentes.

Cortar as membranas que circundam o testículo direito e o esquerdo, dissecar cada testículo com o epidídimo e os ductos deferentes presos. Liberar os ductos deferentes da base da vesícula seminal. Remover o trato reprodutivo completo, cortando ventral a vesícula urinária. Separar os testículos do epidídimo com uma tesoura.

Examinar e preservar os órgãos de acordo com o objetivo dos estudos a serem realizados.

9. Região do pescoço e da cabeça

Remover a massa de pele ventral da área peitoral até o queixo. Observar alterações musculares como traumas, hemorragias, abscessos, cistos. Cortar e remover os músculos que passam paralelo ao longo do corpo do axis e ventral ao meio da traquéia. Observar as glândulas salivares parótidas laterais a cada músculo, cortando-as para examiná-las quanto ao tamanho, cor, formato e anormalidade. Examinar os linfonodos desta região, dissecar e remover os músculos do pescoço, evitando danos à tireóide subjacente. A tireóide é uma glândula bilobulada normalmente unida por um fino istmo, paralelamente, em cada lado da traquéia, posterior à laringe. Remova a tireóide para ser examinada, sua cor e tamanho podem variar.

Cortar a traquéia abrindo-a para examinar o lúmen quanto à presença de parasitas, obstruções, muco, espuma, sangue, corpo estranho etc.

Remover a traquéia e examinar o esôfago (dorsal à traquéia) internamente para anormalidades como irritação, inflamação, obstrução entre outros. Remover o osso hióide e examinar a base da cavidade oral. As câmaras do ouvido médio podem ser expostas cortando as membranas entre os ossos baseoccipital e timpanoperiótico. Examinar o ouvido quanto à presença de material sólido ou fluido.

A cabeça pode ser removida cortando entre os côndilos occipitais e o atlas (localizado ao nível da junção úmero-escapular).

Examinar o aspecto da cabeça e dos lábios. Fazer cortes sagitais nas narinas examinando as cavidades nasais para parasitas, fluídos e objetos estranhos.

Remover a pele da cabeça na região dorsal e lateral, examinando os tecidos subjacentes para sinais de trauma, hematomas, hemorragias ou lascas de ossos, comuns em animais mortos a pauladas (Figura 8). Abrir a boca e contar o número de dentes erupcionados em cada arcada dentária.



Figura 8. Superfície dorsal de um crânio de um filhote de peixe-boi marinho (*T. manatus*). Observar os hematomas causados. (Foto: Acervo CMA/Ibama)

O cérebro pode ser removido fazendo-se uma série de cortes na região dorsal e caudal do crânio, utilizando-se de uma serra manual ou elétrica. Uma técnica alternativa usada para a retirada do cérebro, em campo, compreende de um único corte transversal feito na cabeça com uma serra de osso. Embora esta técnica seja comumente utilizada em mamíferos terrestres, não tem sido identificada em mamíferos marinhos. Para retirar o cérebro, cortam-se os nervos craniais maiores erguendo-o. Cuidadosamente, remove-se a pequena glândula pituitária, localizada na superfície média ventral. Examinar o cérebro quanto à ausência ou presença de lesões na superfície ou edemas. Na cavidade craniana, observar hemorragias, descolorações ou fluidos.

10. O esqueleto

Para concluir o exame do esqueleto, é necessário remover as nadadeiras peitorais direita e esquerda, cortando entre a cabeça do úmero e a fossa glenóidea da escápula, remover o máximo possível de músculos e, cuidadosamente, retirar a pele do resto das nadadeiras. Remover a escápula, retirando o excesso de tecido aderido em ambos os lados, cuidadosamente, examinando possíveis traumas,

hemorragias, abscessos etc. Nos animais de grande porte, o esqueleto axial pode ser cortado em duas ou três partes visando facilitar o manejo.

Examinar atentamente os ossos para possíveis fraturas, exostoses entre outras possíveis alterações.

11. Anexo

11.1 Lista de material

Roupas e higiene

- Kit Primeiros socorros
- Botas de borracha
- Luvas estéreis
- Luvas de borracha grossa
- Macacões ou aventais de napa
- Sabonete
- Protetor solar
- Balde, vassoura
- Detergente/soluções desinfetantes, papel toalha
- Máscaras cirúrgicas
- Recipientes para descartar agulhas e lâminas
- Caixa de transporte para equipamentos
- Etiquetas

Registro

- Câmera fotográfica (lentes de 28mm e 50mm)
- Baterias extras para câmera, flash etc.
- Planilhas
- Prancheta

- Lápis
- Caneta nanquim
- Papel vegetal

Dissecação

- Régua de escala para fotos
- Pedra para afiar facas
- Faca grande
- Serra de osso
- Serra
- Fórceps
- Escalpelo
- Tesouras mistas (várias formas)
- Fio, barbante
- Pinças diversas (inclusive hemostática)
- Lâminas de bisturi
- Cabo de bisturi

Coleta das amostras

- Balanças/Escalas
- Recipientes plásticos
- Sacos plásticos
- Substâncias preservativas (formalina, álcool, DMSO, Bouin)
- Seringas
- Pipetas
- Recipientes com água (para diluição da formalina)
- Gelo reciclável
- Isopor

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BONDE, R. K.; O'SHEA, T. J.; BECK, C., A. Manual of Procedures for the Salvage and Necropsy of carcasses of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus*). Sirenia Project. **U.S. Fish and Wildlife Service**, NTIS, Document Number PB 83-255273, Springfield, EUA. 1983. 175 p.

EROS, E.; MARSH H.; BONDE, R.; BECK, C.; O'SHEA, T. RECCHIA C.; DOBBS, K. Procedures for the salvage and necropsy of the dugong (*Dugong dugon*). Great Barrier Reef Marine Park Authority. Austrálya, Research Publication No. 64, Great Barrier Reef Marine Park Authority. 2000. 74 p.

Anexo I – RELATÓRIO DE NECROPSIA

NOME DA INSTITUIÇÃO

RELATÓRIO DE NECROPSIA Nº: _____

Data da morte: _____ () Real () Estimada

Data da necropsia : _____

Animal: _____ Nome científico: _____

Identificação: _____ Registro: _____

Sexo: _____ Idade: _____

Peso: _____ Comprimento total: _____

Origem: _____ Destino: _____

Classificação da Carcaça:

1 () Animal vivo.

2 () Morte recente (poucas horas).

3 () Órgãos internos identificáveis e intactos

4 () Avançado estágio de decomposição

5 () Esqueleto exposto ou corpo mumificado

HISTÓRICO

EXAME EXTERNO

Estado Geral da Carcaça:

Fotos ()S ()N Amostra ()S ()N

Pele e Anexos:

Fotos ()S ()N Amostra ()S ()N

Olhos, Ouvidos, Narinas e Cavidade Oral:

Fotos ()S ()N Amostra ()S ()N

Membros/Nadadeiras:

Fotos ()S ()N Amostra ()S ()N

EXAME INTERNO

Cavidade Celomática e Mesentério:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Circulatório:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Gastrointestinal:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Respiratório:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Genito-Urinário:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Músculo-Esquelético:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Endócrino:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Linfático:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

Sistema Nervoso:

Fotos ()S ()N / Amostra ()S ()N

EXAMES SOLICITADOS / AMOSTRAS COLHIDAS:

DIAGNÓSTICO PRESUNTIVO E DEFINITIVO:

COMENTÁRIOS:

EQUIPE E RESPONSÁVEL PELA NECROPSIA:

Parte III

Coleta, Manipulação e
Acervo de Material Biológico

PREPARAÇÃO DOS ORIGINAIS

Curadoria – Cristiano Leite Parente e Jociery Einhardt Vergara-Parente

Interações Antrópicas – Ana Carolina Oliveira de Meirelles e Cristine Pereira Negrão Silva

Biometria – Cristine Pereira Negrão Silva

Histopatologia – Jociery Einhardt Vergara-Parente

Hematologia – José Flávio Vidal Coutinho e Ketteny Maria Jacqueline de Souza

Contaminantes – Suzana Más Rosa e Marcela Junin

Parasitologia – Ana L. V. Andrade e Juliana Marigo

Virologia – Andréa Maranhão

As autorias estão apresentadas em ordem alfabética.

COMPILAÇÃO DOS ORIGINAIS

Ana Carolina Oliveira de Meirelles

Jociery Einhardt Vergara-Parente

REVISÃO TÉCNICA

Fernando C. Weber Rosas

EDIÇÃO FINAL

Jociery Einhardt Vergara-Parente

AGRADECIMENTOS

Curadoria: Mario Cozzuol e Régis Pinto de Lima

Interações Antrópicas: Marcela Junin

Biometria: Cristiano Leite Parente

Hematologia: Milton César C. Marcondes

Contaminantes: Ana Emília Barboza de Alencar

CURADORIA

Cristiano Leite Parente

Engenheiro de Pesca

Programa de Pós-Graduação em Oceanografia

Universidade Federal de Pernambuco - UFPE

Jocley Einhardt Vergara-Parente

Médica Veterinária

Fundação Mamíferos Aquáticos

1. Introdução

No Brasil, com seu imenso litoral e seu conhecido potencial de águas continentais, há a ocorrência de grande variedade de espécies de mamíferos aquáticos. Em decorrência desta grande variedade, o interesse na exploração comercial dos diversos grupos sempre se fez presente no país, o que levou algumas espécies à ameaça de extinção.

Com a criação de inúmeras legislações que visam à conservação das espécies e seus habitats, este interesse comercial tem mudado os seus rumos para a valorização das espécies como seres vivos no ambiente através do ecoturismo e turismo de observação. Porém as capturas que continuam ocorrendo, ainda que geralmente acidentais e outros fatores, têm levado diversas espécies de mamíferos aquáticos a encalharem nas praias fluviais e costeiras.

Preocupados com os inúmeros encalhes ocorridos a cada ano, muitos pesquisadores têm dedicado o seu tempo no estudo destes eventos e na busca das causas.

Como fruto dessa dedicação, foram formando-se nas diversas universidades brasileiras, centros de pesquisa e organizações não-governamentais as coleções de material biológico destes animais. Contudo muitas pesquisas deixam de ser realizadas ou são realizadas

de forma incipiente pelo simples fato de estudiosos desconhecerem as fontes de material biológico existentes.

Neste capítulo, pretende-se descrever a maneira padronizada de arquivar e catalogar todo o material biológico existente nas diversas instituições participantes da Remane, dando as direções para melhor acessibilidade ao material, objetivando o fortalecimento do conhecimento científico das espécies registradas no Nordeste. Utilizou-se como base os documentos do Ibama (1999a; 1999b; 1999c; 2001).

2. Metodologia

Para o funcionamento desta metodologia serão considerados materiais biológicos todos os animais vivos em cativeiro ou mortos, provenientes de encalhes ou resgate de carcaças, além de partes dos animais mortos como órgãos ou estruturas ósseas.

Cada material biológico receberá um código, que corresponderá ao seu registro no local de guarda, esse registro estará fixado no próprio material para identificá-lo em fichas, planilhas e no banco de dados da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste - Remane.

Esse código terá como base o **Local de Guarda**, o **Grupo** conforme classificação utilizada no Plano de Ação para Mamíferos Aquáticos do Brasil: Cetáceos (golfinhos e baleias), Pinípedes (Leão-marinho, Elefante-marinho, Lobos-marinhos e Focas), Sirênios (Peixe-Boi) e Mustelídeos aquáticos (Lontra e Ariranha); o **Gênero e Espécie** que são a taxonomia específica do animal; o **Sexo** e o **Número do Caso**, obedecendo, para isso a seguinte legenda:

a) Local de guarda

01	Centro Mamíferos Aquáticos/Ibama
02	Associação de Pesquisa e Preservação de Ecossistemas Aquáticos-Aquasis
03	Centro Golfinho Rotador
04	Reserva Biológica Atol das Rocas/Ibama
05	Instituto Baleia Jubarte
06	Sociedade de Pesquisa e Conservação dos Mamíferos Aquáticos
07	Universidade Federal do Rio Grande do Norte/Laboratório de Fisiologia
08	Universidade do Estado do Rio Grande do Norte

b) Grupo

C	Cetáceos	P	Pinípedes
S	Sirênios	M	Mustelídeos

c) Gênero

00	Indeterminado	0	indeterminado
C- CETÁCEOS			
01	<i>Balaenoptera</i>	1	<i>musculus</i>
		2	<i>physalus</i>
		3	<i>borealis</i>
		4	<i>edeni</i>
		5	<i>acutorostrata</i>
		6	<i>bonaerensis</i>
02	<i>Megaptera</i>	1	<i>novaeangliae</i>
03	<i>Eubalaena</i>	1	<i>australis</i>
04	<i>Physeter</i>	1	<i>macrocephalus</i>
05	<i>Kogia</i>	1	<i>simus</i>
		2	<i>breviceps</i>

06	<i>Hiperoodon</i>	1	<i>planifrons</i>
07	<i>Mesoplodon</i>	1	<i>grayi</i>
		2	<i>hectori</i>
		3	<i>densirostris</i>
08	<i>Ziphius</i>	1	<i>cavirostris</i>
09	<i>Berardius</i>	1	<i>arnouxii</i>
10	<i>Delphinus</i>	1	<i>delphis</i>
		2	<i>capensis</i>
11	<i>Stenella</i>	1	<i>attenuata</i>
		2	<i>frontalis</i>
		3	<i>longirostris</i>
		4	<i>coeruleoalba</i>
		5	<i>clymene</i>
12	<i>Steno</i>	1	<i>bredanensis</i>
13	<i>Tursiops</i>	1	<i>truncatus</i>
14	<i>Sotalia</i>	1	<i>fluviatilis</i>
15	<i>Peponocephala</i>	1	<i>electra</i>
16	<i>Pseudorca</i>	1	<i>crassidens</i>
17	<i>Orcinus</i>	1	<i>orca</i>
18	<i>Grampus</i>	1	<i>griseus</i>
19	<i>Globicephala</i>	1	<i>melas</i>
		2	<i>macrorhynchus</i>
20	<i>Feresa</i>	1	<i>attenuata</i>
21	<i>Lissodelphis</i>	1	<i>peronii</i>
22	<i>Inia</i>	1	<i>geoffrensis</i>
23	<i>Pontoporia</i>	1	<i>blainvillei</i>
24	<i>Phocoena</i>	1	<i>spinipinnis</i>
25	<i>Lagenodelphis</i>	1	<i>hosei</i>

N - PINÍPEDES			
01	<i>Otaria</i>	1	<i>flavescens</i>
02	<i>Arctocephalus</i>	1	<i>australis</i>
		2	<i>tropicalis</i>
		3	<i>gazella</i>
03	<i>Mirounga</i>	1	<i>leonina</i>
04	<i>Hydrurga</i>	1	<i>leptonyx</i>
05	<i>Lobodon</i>	1	<i>carcinophagus</i>

S - SIRÊNIOS			
01	<i>Trichechus</i>	1	<i>manatus</i>
		2	<i>inunguis</i>

M - MUSTELÍDEOS			
01	<i>Pteronura</i>	1	<i>brasiliensis</i>
02	<i>Lontra</i>	1	<i>longicaudis</i>

d) Sexo

0	Indeterminado
1	Macho
2	Fêmea

e) Número do caso

Cada inclusão no acervo biológico da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste - Remane seja resgate de animal vivo, seja de carcaça ou ossos, será registrada com um número, sempre precedido de uma barra (/) e do código de identificação do local de guarda, grupo, gênero, espécie e sexo, acima mencionado.

Exemplos:

01C1311/25 -

01 Centro Mamíferos
Aquáticos/Ibama

C cetáceo

13 *Tursiops*

1 *truncatus*

1 macho

25º registro de cetáceo

07S0112/12 -

07 Univ. Federal do Rio Grande
do Norte

S sirênio

01 *Trichechus*

1 *manatus*

2 fêmea

12º registro de sirênio

Novas ocorrências não especificadas na classificação acima citada devem seguir o modelo, como no caso de um material osteológico de *Trichechus senegalensis*. A espécie receberá o número 3 ou o da inclusão de uma nova Instituição na Remane: o número 08.

2.1 Banco de dados

Os registros dos casos serão arquivados no banco de dados da Instituição-Membro do Comitê Gestor da Remane, em pastas específicas para cada grupo, nas quais constarão as seguintes informações:

- Registro Atual
- Nome Científico
- Nome Comum da espécie
- Nome do Animal ou Apelido
- Origem
- Data de Chegada
- Situação
- Destino
- Referências Antigas
- Observações

Esses dados serão também encaminhados através de Sistema de Rede para o Banco de Dados Informatizado na Coordenação da Remane, devendo ser atualizado sempre que houver necessidade.

2.2 Planilha do acervo biológico

Os materiais serão também registrados em uma planilha, na qual constará os dados de encalhe, necropsia, limpeza, descrição e quantificação do material, conforme a natureza do material, seguindo as planilhas apresentadas neste protocolo.

2.3 Identificação do material

Os materiais serão identificados um a um, recebendo a mesma numeração em todas as suas peças, de acordo com o seu registro. No caso de material úmido, o código de identificação deverá constar em todos os frascos, com etiquetas no interior do frasco e do lado de fora, com identificação do material contido nele. O material osteológico receberá o código de identificação em todas as suas peças, sendo os ossos menores colocados em recipientes plásticos ou de vidro, que também receberão o código de identificação, evitando, assim, a perda de material.

2.4 Armazenamento do material identificado

O material será armazenado em caixas de papelão, plástico ou de madeira, utilizando-se, no seu interior, para evitar o desenvolvimento de fungos, pastilhas de formol, gel sílica ou naftalina.

Estas caixas deverão ficar devidamente acondicionadas em prateleiras de uma sala específica, com ar condicionado, controlando, assim, a umidade relativa do ambiente como forma de preservação do material.

2.5 Processamento do material fixado

As amostras de materiais biológicos podem ser preservadas de várias formas, conservadas em fixadores específicos, mantendo as estruturas morfológicas e químicas das células e tecidos, permitindo,

posteriormente, o processamento histológico e ampliando o conhecimento de sua constituição íntima.

2.6 Forma de atualização

Os materiais que forem sendo acrescentados ao acervo irão recebendo a numeração subsequente, seguindo os mesmos critérios utilizados nos já cadastrados, podendo sempre ser adicionados novos registros.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

IBAMA. Protocolo para Identificação do Acervo do Centro Mamíferos Aquáticos/ Centro Mamíferos Aquáticos, Jociery Einhardt Vergara. Doc. Téc. IBAMA, n. 005/99, 7p. 1999(a).

_____. Proposta de Criação da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Brasil, Centro Mamíferos Aquáticos, Cristiano Leite Parente. Ilha de Itamaracá/PE, 11p. 1999(b).

_____. Relatório do 1º Workshop sobre Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste - REMANE, Centro Mamíferos Aquáticos, Cristiano Leite Parente. Doc. Téc. IBAMA/CMA n. 007/99, 34p. 1999(c).

_____. Mamíferos aquáticos do Brasil: plano de ação, versão II. 2. ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

Anexo I - FICHA DE REGISTRO DO ACERVO BIOLÓGICO

REGISTRO Nº _____

INSTITUIÇÃO: _____

IDENTIFICAÇÃO

Grupo: _____ Família: _____

Gênero: _____ Espécie: _____

Nome Comum da Espécie: _____

Nome do Animal ou Apelido: _____

Sexo: _____ Idade: _____

Compr. Total: _____ Peso: _____

DADOS DO ENCALHE

Local: _____ Data: _____

Coletor: _____

FICHA DE ESQUELETO

Registro Anterior: _____ Completa () Sim () Não

Localidade: _____ Rel. Necropsia: _____

Coletor: _____

LIMPEZA DO ESQUELETO

Local: _____ Data: _____

Responsável: _____

() Enterrado () Macerado () Outros _____

Tratamento: () Sabão em pó () Xilol () H₂O₂ () Timol () Cola

() Outros: _____

CRÂNIO

Caixa Craniana: () Completa () Incompleta

Bula Auditiva: () Direita () Esquerda

Ossos do Arco Hióide: _____

Dentes	Nº de Alvéolos	Nº de Dentes	Nº Dentes não eclodidos
Maxila direita			
Maxila esquerda			
Mandíbula direita			
Mandíbula esquerda			
Total			

Ossos que faltam: _____

COLUNA VERTEBRAL

Vértebras Cervicais: _____ Vértebras Torácicas: _____

Vértebras Lombo-Caudais: _____ Pares de Chévrons: _____

Cintura Pélvica: _____

CAIXA TORÁCICA

Pares de Costelas: _____

Externo: _____

MEMBROS ANTERIORES

Ossos	Direito	Esquerdo
Escápula		
Úmero		
Rádio		
Ulna		
Metacarpiano		
Dedo 1		
Dedo 2		
Dedo 3		
Dedo 4		
Dedo 5		
Total		

Número Total de Ossos: _____

MEMBROS POSTERIORES

Osso	Direito	Esquerdo
Fêmur		
Rótula		
Tíbia		
Fíbula		
Tarsianos		
Metatarsianos		
Falanges 1		
Falanges 2		
Falanges 3		
Falanges 4		
Falanges 5		
Total		

Número Total de Ossos: _____

DADOS DA NECROPSIA

Data: _____ Executor: _____

Causa mortis: _____

Material em Melo Úmido:

Amostra: _____

Fixador: _____

Local de Armazenamento: _____

Instituição Mantenedora: _____

Amostra: _____

Fixador: _____

Local de Armazenamento: _____

Instituição Mantenedora: _____

Amostra: _____
Fixador: _____
Local de Armazenamento: _____
Instituição Mantenedora: _____

Amostra: _____
Fixador: _____
Local de Armazenamento: _____
Instituição Mantenedora: _____

Amostra: _____
Fixador: _____
Local de Armazenamento: _____
Instituição Mantenedora: _____

Amostra: _____
Fixador: _____
Local de Armazenamento: _____
Instituição Mantenedora: _____

Amostra: _____
Fixador: _____
Local de Armazenamento: _____
Instituição Mantenedora: _____

Observações:

INTERAÇÕES ANTRÓPICAS

Ana Carolina Oliveira de Meirelles

Bióloga

Associação de Pesquisa e Preservação de
Ecossistemas Aquáticos – Aquasis

Cristine Pereira Negrão Silva

Bióloga

Associação de Pesquisa e Preservação de
Ecossistemas Aquáticos – Aquasis

1. Introdução

1.1 Atividade pesqueira

A atividade pesqueira caracteriza-se por apresentar, ao longo do tempo, uma evolução progressiva, de acordo com a necessidade de obtenção de proteína animal de alta qualidade em função do aumento populacional. Nos últimos anos, essa atividade apresentou verdadeiros saltos tecnológicos, deixando de ser uma atividade extrativista para a sobrevivência, para se transformar em uma técnica que envolve do mais simples artefato, como um arpão ou anzol, aos mais sofisticados métodos, como a utilização de poderosas embarcações e equipamentos, e com a atuação ilimitada em todos os oceanos do planeta (Gamba, 1994).

Paralelo ao incremento da pesca, observa-se também o aumento nos relatos de capturas acidentais dos mais variados animais, desde mamíferos aquáticos até tartarugas, peixes e aves marinhas, não somente provocado pela pesca industrial, mas também pela pesca artesanal (Northridge, 1991; Lien et al., 1994; Lien, 1994).

As interações com a pesca podem ser divididas em “**Interações Operacionais**” e “**Interações Biológicas**” (IUCN, 1981; Beverton,

1985). Na primeira, os animais interagem diretamente com o aparelho de pesca (e.g. removendo o peixe das redes, danificando o equipamento ou vindo a se emalhar nele). As interações biológicas são menos diretas. Elas incluem competição entre os mamíferos aquáticos e pescadores pelos mesmos tipos de presas, além da transmissão de parasitos entre mamíferos aquáticos e os recursos pesqueiros comerciais. Tais interações devem ser consideradas mais em nível de população do que em nível de indivíduo (Northridge & Hofman, 1999).

No caso de pequenos cetáceos, a pesca intencional e a acidental são responsáveis pela atual condição de ameaça às populações de algumas espécies. Segundo a International Whaling Commission – IWC (1994), cerca de 100.000 espécimes de cetáceos se prendem, anualmente, acidentalmente, em aparelhos de pesca no mundo inteiro, e grande parte dos enredamentos resulta em morte dos animais. A IWC já registrou o envolvimento de 63 espécies em operações de pesca, representando 80% do total existente.

É importante reforçar que nem todas as mortes de mamíferos aquáticos relacionadas a aparelhos de pesca são imediatas. Fragmentos de aparelho que permanecem presos ao animal podem fazer com que este se torne mais susceptível à morte, acarretada por infecções, fome ou outras causas. Em algumas espécies, ferimentos acarretados por equipamentos de pesca podem, ainda, representar uma importante fonte de informação sobre como os animais são capturados.

No Brasil, as pescarias costeiras com rede de espera são muito expressivas em termos de captura acidental de pequenos cetáceos, envolvendo principalmente espécies de hábitos costeiros como o boto-cinza (*Sotalia fluviatilis*), a toninha (*Pontoporia blainvillei*) e o golfinho-de-dentes-rugosos (*Steno bredanensis*) (Di Benedito & Ramos, 2001; Siciliano, 1994; Monteiro-Neto *et al.*, 2000; Rosas *et al.*, 2002).

O Plano de Ação para os Mamíferos Aquáticos do Brasil (Ibama, 2001) recomenda que seja efetuado um monitoramento sistemático da mortalidade por pesca, com vista a avaliar o impacto das interações com a frota pesqueira e identificar medidas para minimizá-lo.

1.2 Lixo marinho

Os perigos, para mamíferos e aves marinhas, causados pela ingestão de resíduos produzidos pelo homem e o emalhe neles são bem documentados em todo o mundo (Ryan & Jackson, 1987; Fowler, 1987; Bjorndal et al., 1994; Robards et al., 1995). A poluição na forma de resíduos plásticos tem sido reconhecida como uma das maiores ameaças para a vida marinha (Shomura & Godfrey, 1990). Apesar de resíduos terem sido encontrados no estômago de cetáceos (Barros et al., 1990; Laist, 1996; Tarpley & Marwitz, 1993; Walker & Coe, 1990; Gorzelany, 1998, sirênios (Beck & Barros, 1991), e de outros vertebrados marinhos em todo o mundo (Ryan, 1990; Shomura & Godfrey, 1990), essa interação tem sido pouco registrada em águas brasileiras. Os poucos casos descritos referem-se, principalmente, às espécies costeiras como: o boto cinza, *Sotalia fluviatilis* (Geise & Gomes, 1992); a franciscana, *Pontoporia blainvillei* (Pinedo, 1982); e o golfinho de dentes rugosos, *Steno bredanensis* (Barros et al., 2002). Secchi & Zarzur (1999) fizeram o registro desse tipo de interação em uma baleia bicuda de Blainville, *Mesoplodon densirostris*, no sul do país.

A ingestão de resíduos plásticos pode bloquear o trato digestivo, irritá-lo ou perfurá-lo. A presença do material no estômago pode gerar uma falsa sensação de satisfação no animal, capaz de reduzir o apetite, diminuindo a quantidade de alimento ingerido. Isso pode comprometer o consumo de energia e a saúde do indivíduo, podendo levá-lo à morte. Além disso, esses resíduos podem causar peritonite e intussuscepção no animal (Beck & Barros, 1991).

Para cetáceos e pinípedes, dados de registros de encalhes sugerem que a ingestão de lixo não é comum, diferente do observado em peixes-bois na Flórida, onde, de 1978 a 1985, 14,4% das carcaças recolhidas indicavam ingestão de algum resíduo. Dezesesseis das 940 (1,7%) carcaças recuperadas entre os anos de 1974 a 1985 também apresentavam ferimentos causados por lixo preso ao corpo (Beck & Barros, 1991).

Um animal emalhado em lixo marinho pode se afogar, perder sua habilidade na obtenção de alimento e evitar predadores, e ficar sujeito a ferimentos e infecções causadas pela abrasão do lixo em sua pele. Além disso, a presença de um objeto estranho preso em seu corpo pode fazê-lo adotar um comportamento diferenciado que o coloque em desvantagem competitiva (Laist et al., 1999).

O emalhe em resíduos plásticos tem sido observado freqüentemente em peixes-bois na Flórida. Muitos registros de animais com nadadeiras peitorais rodeadas por monofilamento nylon ou corda, ou com cicatrizes ou partes amputadas devido a um emalhe anterior têm sido feitos (Buesse Jr. et al., 1981).

O emalhe parece matar mais do que a ingestão e, teoricamente, todos os animais que não forem capazes de se libertar de um emalhe rapidamente, provavelmente morrerão devido aos seus efeitos (Laist, 1996). A maioria dos emalhes envolve redes de pesca abandonadas, nylon monofilamento e emaranhados de corda, enquanto a maioria dos materiais ingeridos trata-se de sacolas de plástico e de pequenos pedaços de plástico duro.

1.3 Embarcações

Colisões com embarcações podem deixar marcas características de cortes causados por hélices ou causar traumas devido ao impacto com a estrutura da embarcação. Essa interação é mais comumente

registrada em peixes-bois e em grandes baleias. Há poucas ocorrências para pequenos cetáceos e pinípedes. Aproximadamente 35 a 50 peixes-bois morrem anualmente na Flórida devido à colisão com embarcações, seja pelos ferimentos causados pelas hélices, seja pelo impacto da colisão. Isto é, aproximadamente 25% do total anual de morte dessa população (O'Sheal et al., 1985; Ackerman et al., 1995).

Essa interação pode ser verificada na população de baleias franca do norte (*Eubalaena glacialis*). Como essa baleia é um dos mysticetos mais ameaçados de extinção, juntamente com a baleia azul (*Balaenoptera musculus*), os poucos indivíduos mortos na travessia de navios mercantes ao longo da costa atlântica dos E.U.A. podem ser suficientes para pôr em risco a recuperação do estoque (Krauss, 1990). Como observado na maioria dos grandes mamíferos que têm baixa taxa reprodutiva, a persistência dessa população depende de uma alta taxa de sobrevivência de adultos (Eberhardt & Siniff, 1977), e, assim, tais perdas são significantes (Eberhardt & O'Shea, 1995).

Outras baleias como a baleia franca do sul (*E. australis*) e a jubarte (*Megaptera novaeangliae*) também vêm sofrendo com o aumento do tráfego de embarcações.

1.4 Armas de fogo

Ferimentos provocados por armas de fogo são comumente registrados, mas pouco documentados ou confirmados pela remoção do projétil (Hare & Mead, 1987). É difícil identificar se o projétil foi atirado antes ou após a morte do animal. Além disso, a decomposição do corpo e a atuação de animais carniceiros podem encobrir a área do ferimento.

Em cetáceos, esse tipo de ferimento não é comum e parece não ser fatal em grandes baleias, pois a bala penetra somente no tecido muscular. Porém, em pinípedes verifica-se uma grande

incidência de mortes causadas por ferimentos produzidos por armas de fogo, como verificado por Stroud & Roffe (1979) em Oregon, nos E.U.A. Em peixes-bois, balas já foram encontradas em carcaças filetadas, sugerindo a atividade de caçadores.

2. Metodologia

2.1 Atividade pesqueira

Inicialmente, deve-se examinar o indivíduo externamente à procura de marcas que evidenciem interação com aparelhos de pesca. Sua quantidade e localização devem ser anotadas na planilha (Anexo I) e, se possível, fotos devem ser feitas. Na maioria das vezes, é necessária uma necropsia para determinar, com exatidão, a *causa mortis* do animal.

Dependendo do local onde a carcaça foi encontrada, marcas *pós mortem* podem mascarar ou alterar aquelas provocadas por aparelhos de pesca. Carcaças que encalham em praias rochosas apresentam diversas marcas e arranhões provocados pelo impacto e fricção com as pedras e conchas (Figura 1), devendo ser cuidadosamente estudadas antes de tecer qualquer diagnóstico quanto a sua origem.

Cetáceos que emalham em redes de pesca geralmente apresentam finos cortes ao longo da borda das nadadeiras peitorais e das nadadeiras dorsal e caudal (Figuras 3, 4, 5 e 6). Também podem ocorrer marcas na superfície dorsal do rostró e nas gengivas, decorrentes do enrolamento nos fios da rede.

Aparelhos de pesca também provocam marcas em pinípedes e sirênios. Nos primeiros, as marcas são encontradas com frequência ao redor do pescoço, e nadadeiras anteriores e posteriores. Em sirênios, são encontradas nas nadadeiras peitorais (região axilar) e ao redor do pedúnculo caudal (Bonde et al., 1983).

Marcas feitas por instrumentos perfuro-cortantes podem possuir formato elipsóide (Figuras 2 e 3), o mesmo acontecendo com os arpões.

Nas colisões com embarcações, as hélices deixam marcas profundas, contínuas e seriadas, ao longo do dorso e flancos do animal. Muitas vezes, fragmentos de ossos podem ser encontrados no tecido, dependendo da profundidade da lesão (Geraci & Lounsbury, 1993).



Figura 1. Marcas *pós mortem* causadas pela fricção do corpo do animal (*Sotalia fluviatilis*) na areia da praia (Foto: Acervo Aquasis).

Figuras 2 e 3. Marcas causadas por objetos perfuro-cortantes em *Sotalia fluviatilis* (Foto: Acervo Aquasis).



Figura 4. Finos cortes na borda da nadadeira peitoral de um exemplar de *Sotalia fluviatilis*, causados por fios de nylon de rede de pesca (Foto: Acervo Aquasis).

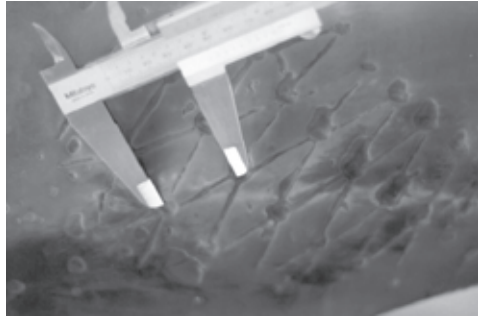


Figura 5. Marcas de rede de pesca na superfície dorsal de um *Steno bredanensis* (Foto: Acervo Aquasis).



Figura 6. Marcas de corda (tralha) causadas durante o emalhe de um exemplar de *S. bredanensis* (Foto: Acervo Aquasis).

O segundo passo visa à coleta de dados a respeito do tipo de aparelho de pesca, espécie-alvo e tipo de embarcação envolvidos no evento. Para tanto, deve-se efetuar entrevistas com pescadores da região, utilizando a planilha em anexo como guia.

2.2 Lixo marinho

Para verificar se houve ingestão de lixo marinho pelo animal, uma inspeção minuciosa deve ser realizada no trato digestivo durante a necropsia. O conteúdo estomacal deve ser colocado em uma peneira de malha fina, lavado e analisado cuidadosamente, pois pequenos pedaços plásticos transparentes podem passar despercebidos. Além disso, toda a mucosa, tanto estomacal quanto intestinal, deve ser observada, pois pode haver perfurações causadas

por algum objeto pontiagudo ingerido. Deve-se também verificar a presença de ulcerações e, se possível, fazer o registro fotográfico do material (Hare & Mead, 1987; Geraci & Lounsbury, 1993).

2.3 Colisão com embarcações

Ferimentos típicos causados pela colisão com embarcações são cortes feitos pelas hélices. Esses cortes variam na aparência de acordo com a velocidade do barco, com o tamanho da hélice e com a posição do animal na hora da colisão. Entretanto, geralmente apresentam-se como vários cortes paralelos, com a mesma distância entre um corte e outro (Hare & Mead, 1987).

Para identificar se os cortes foram feitos antes ou após a morte do animal, deve-se examinar cuidadosamente a ferida. Se o ferimento for cortado com uma faca e verificar-se aparência avermelhada nas bordas, fibrose a infiltração de pus, ou de tecido cicatrizado, a colisão ocorreu antes da morte do animal. A localização do ferimento também pode fornecer pistas. Animais mortos sempre flutuam com a superfície ventral exposta e cortes ocorridos antes da morte do indivíduo nesta região são raros (Bonde et al., 1983).

Outro trauma produzido por essa interação deve-se à colisão do animal com a proa da embarcação, que pode dar origem a lesões externas e/ou internas. Em peixes-bois, geralmente, a camada superficial de músculo, principalmente do topo da cabeça e das costas, mostra sinais de trauma, com a presença de hematomas e hemorragia. Ossos quebrados, particularmente, fraturas recentes em costelas e escápula, são freqüentemente encontrados. Trauma massivo dos órgãos internos também pode ser visto, e grande quantidade de sangue coagulado é, às vezes, encontrado nas cavidades do corpo se grandes vasos forem rompidos. Ossos quebrados podem perfurar pulmões, o coração pode se romper, e os rins podem parecer pálidos, macios e maiores. Correlatos de colisões também incluem anúria,

lesões em forma de petéquias no mesentério e fluido sanguinolento no saco pericárdico (Bonde et al., 1983).

2.4 Armas de fogo

Ferimentos causados por armas de fogo deixam pequenos buracos na superfície externa, que devem ser examinados cuidadosamente durante a necropsia. Se possível, uma radiografia da área suspeita deve ser feita para determinar a localização da bala. Se forem encontradas, as balas devem ser guardadas para que o caso possa ser investigado pelas autoridades responsáveis.

Verificar a presença de buracos causados por balas em animais em decomposição pode ser difícil, principalmente pela atuação de animais carniceiros, como urubus (Hare & Mead, 1987). Caso haja suspeita e a radiografia não possa ser realizada, um exame minucioso deve ser feito durante a necropsia (Bonde et al., 1983). Em pinípedes, a presença de pêlos pode dificultar a observação desse tipo de ferimento.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ACKERMAN, B.B.; WRIGHT, S.D.; BONDE, R.K.; ODELL, D.K.; BANOWETZ, D.J. Trends and patterns in mortality of manatees in Florida, 1974-1992. In: O'SHEA, T.J.; B.B. ACKERMAN; H.F. PERCIVAL (Ed.). **Population Biology of the Florida Manatee**. Department of the Interior, National Biological Service, information and Technology Report 1. U.S 1995, p. 223-258.

BARROS, N.B.; ODELL, D.K.; PATTON, G.W. Ingestion of plastic debris by stranded marine mammals from Florida. In: PROCEEDINGS OF THE SECOND INTERNATIONAL CONFERENCE ON MARINE DEBRIS. 2-7 April 1989, Honolulu, Hawaii. **Abstract...** vol. I., U.S. Dept. of Commer. NOAA Tech Memo. NMFS. NOAA-Tm-NMFS-SWFSC-154, p. 746, 1990.

BARROS, H.M.D.R.; MEIRELLES, A.C.O.; VERGARA-PARENTE, J.E.; SILVA, C.P.N.; ALVES, M.D.O. Ingestão de Lixo Plástico por um Golfinho de Dentes Rugosos, *Steno bredanensis*, no Litoral do Ceará. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ZOOLOGIA, 24., 2002, Itajaí, SC. **Resumo...** UNIVALI. Itajaí, 2002.

BECK, C.A.; BARROS, N.B. The Impact of debris on the Florida Manatee. **Marine Pollution Bulletin**, v. 22, n. 10, p. 508-510, 1991.

BEVERTON, R.J.H. Analysis of marine mammal fishery interactions. In: BEDDINGTON, J.R.; BEVERTON R.J.H.; LAVIGNE D.M. (Ed.). **Marine Mammals and Fisheries**. London: George Allen and Unwin, p. 3-33, 1985.

BJORNDAL, K.A.; BOLTEN, A.B.; LAGUEUX, C.J. Ingestion of marine debris by juvenile sea turtles in coastal Florida habitats. **Marine Pollution Bulletin**, v. 30, p. 157-158, 1994.

BONDE, R. K.; O'SHEA, T. J.; BECK, C. A. Manual of Procedures for the Salvage and Necropsy of carcasses of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus*). Sirenia Project. **U.S. Fish and Wildlife Service**, NTIS, Document Number PB 83-255273, Springfield, EUA, 1983. 175p.

BUESSE JÚNIOR, D.O.; ASPER, E.D.; SEARLES, S.W. Diagnosis and treatment of manatees at Sea World of Florida. In: BROWNELL, R.L.; RALLS, K. (Ed.). **The West Indian Manatee in Florida**. PROCEEDINGS OF A WORKSHOP HELD IN ORLANDO, Florida, 237-29 March 1978, p. 111-120. Florida Dept. Nat. Res. Talahassee, FL. 1981.

DI BENEDETO, A.P.M. RAMOS, R. M. **A. Biologia e conservação de pequenos cetáceos no norte do estado do Rio de Janeiro.** Série Ciências Ambientais, vol. 1, Fundação Estadual do Norte Fluminense - FENORTE, 2001. 94p.

EBERHARDT, L.L.; SINIFF, D.B. **Population dynamics and marine mammal management policies.** Journal of the Fisheries Research Board of Canada, v. 34, p.183-190, 1977.

EBERHARDT, L.L.; O'SHEA, T.J. Integration of manatee life-history data and population modeling. In: O'SHEA, T.J.; ACKERMAN, B.B.; PERCIVAL, H.F. (Eds.). **Population Biology of the Florida Manatee.** U.S. Department of the Interior, National Biological Service, Information and Technology Report 1. p. 269-279. 1995.

FOWLER, C.W. Marine debris and northern fur seals: a case study. **Marine Pollution Bulletin**, v. 18, p. 692-695, 1987.

GAMBA, M. R. **Guia prático de tecnologia da pesca.** 1.ed. Itajaí: MMA/IBAMA, 1994. 94p.

GEISE, L.; GOMES, N. Ocorrência de Plástico no estômago de um golfinho, *Sotalia guianensis* (Cet-acea, Delphinidae). In: REUNIÃO DE TRABALHOS DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS AQUÁTICOS DA AMÉRICA DO SUL, 3., **Resumos...** 1988, Montevideo, p. 26-28. 1992.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V. **Marine mammals ashore:** a field guide for strandings. Texas: Texas A&M Sea Grant Publications, 305p. 1993.

GORZENALY, J.F. Unusual death of two free-ranging Atlantic bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) related to ingestion of recreational fishing. **Marine Mammal Science**, v. 14, n. 3, p. 614-617, 1998.

HARE, M.P.; MEAD, J.G. Handbook for determination of adverse human-marine mammal interactions from necropsies. **Report under NMFS contract#OABNR5 3224**, 35p. 1987.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil:** plano de ação, versão II. 2.ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

IUCN. **Report of the IUCN workshop on marine mammal/fishery interactions, La Jolla, California, 30 march-2 April 1981.** International Union for the Conservation of Nature and Natural Resources, Gland, Switzerland. 1981.

IWC. Report of the Workshop on Mortality of Cetaceans in Passive Fishing Nets and Traps. **Reports of the International Whaling Commission**, (Special Issue 15) p. 6-57, 1994.

KRAUS, S.D. Rates and potential causes of mortality in North Atlantic right whales (*Eubalena glacialis*). **Marine Mammal Science**, v. 6, p. 278-291, 1990.

LAIST, D.W. Impacts of marine debris: Entanglement of marine life in marine debris including a comprehensive list of species with entanglement and ingestion records. In: COE, J.M.; ROGERS, D.R. (Ed.). **Marine Debris: sources, impacts, and solutions**. New York, NY: Springers-Verlag, p. 99-139, 1996.

LAIST, W.D.; COE, J.M.; O'HARA, K.J. Marine Debris Pollution. In: JOHN R. T. JR.; RANDALL R. R. (Ed.). **Conservation and management of marine mammals**, 1999. p. 342.

LIEN, J. Entrapments of Large Cetaceans in Passive Inshore Fishing Gear in Newfoundland and Labrador (1979-1990). **Rep. Int. Whal. Commn.**, (Special Issue 15), p. 149-157, 1994.

LIEN, J.; STENSON, G. B.; CARVER, S.; CHARDINE, J. How Many Did You Catch? The Effect of Methodology on Bycatch Reports Obtained from Fishermen. **Rep. Int. Whal. Commn.**, (Special Issue 15), p. 535-540, 1994.

MONTEIRO-NETO, C.; ALVES-JUNIOR, T.T.; CAPIBARIBE-AVILA, F.J.; CAMPOS, A.A.; FERNANDES-COSTA, A.; NEGRAO-SILVA, C.P.; FURTADO-NETO, M.A.A. Impact of Fisheries on the Tucuxi (*Sotalia fluviatilis*) and Rought-Toothed Dolphin (*Steno bredanensis*) Populations off Ceara State, Northeastern Brazil, **Aquat. Mammals**, v. 26, p. 49-56, 2000.

NORTHRIDGE, S. An a Updated World Review of Interactions Between Marine Mammals and Fisheries. **FAO Fisheries Technical Paper**, n. 251, Suplem. 1, 58 p. Rome: FAO, 1991.

NORTHRIDGE, S.; HOFMAN, R.J. Marine Mammal Interactions with Fisheries. In: JOHN R. T. JR.; RANDALL R. R. (Ed.). **Conservation and management of marine mammals**. 1999, p. 99.

O'SHEA, T.J.; RATHBUM, G.B.; BONDE, R.K.; KOCHMAN, W.I.; ODELL, D.K. Ana analysis of manatee mortality patterns in Florida, 1976-81. **Jour. of Wildl. Manag.**, v. 49, p. 1-11, 1985.

PERRIN, W.F., G.P. DONOVAN. J. BARLOW (Ed.) **Gillnets and Cetaceans**. Reports of the International Whaling Commission, Special Issue 15. International Whaling Commission, Cambridge, UK. 1994

PINEDO, M.C. **Análises dos conteúdos estomacais de *Pontoporia blainvillei* (Gervais & D'Orbigny, 1844) e *Tursiops gephyreus* (Lahille, 1908) (Cetacea, Platanistidae e Delphinidae) na zona estuariana e costeira de Rio Grande, RS, Brazil**. 1982. 95f. Dissertação (Mestrado) - Universidade do Rio Grande, Brasil.

ROBARDS, M.D.; PIATT, J.F. ; WOHL, K.D. Increasing frequency of plastic particles ingested by seabirds in the subarctic North Pacific, **Mar. Pollut. Bull.**, v. 30, p. 151-157, 1995.

ROSAS, F.C.W.; MONTEIRO-FILHO, E.L.A.; De OLIVEIRA, M.R. Incidental catches of Franciscana (*Pontoporia blainvillei*) on the southern coast of São Paulo state and the coast of Paraná state, Brazil. **LAJAM**, v. 1, n. 1, p. 161-167, Special Issue I, 2002.

RYAN, P.G.; JACKSON, S. The lifespan of ingested plastic particles in seabirds and their effect on digestive efficiency. **Marine Pollution Bulletin**, v. 18, p. 217-219, 1987.

RYAN, P.G. The impact of marine debris. Working Group report of the Third International Conference on Marine Debris, 2-7 April 1989, Honolulu, Hawaii. Volume I. U.S. Dept. of Commer. NOAA Tech Memo. NMFS. **NOAA-Tm-NMFS-SWFSC-154**. 774 p. 1990.

SECCHI, E.R.; ZARZUR, S. Plastic debris ingested by a Blainville's beaked whale, *Mesoplodon densirostris*, washed ashore in Brazil. **Aquatic Mammals**, v. 25, n. 1, p. 21-24, 1999.

SHOMURA, R.S.; GODFREY, M.L. *Proceedings of the Second International Conference on Marine Debris*. 2-7 April 1989, Honolulu, Hawaii. vol. I. U.S. Dept. of Commer. NOAA Tech Memo. NMFS. **NOAA-Tm-NMFS-SWFSC-154**, 1990. 744p.

SICILIANO, S. Review of Small Cetaceans and Fishery Interactions in Coastal Waters of Brazil. **Rep. Int. Whal. Commn.**, (Special Issue 15), Cambridge, United Kingdom, p. 241-250. 1994.

STROUD, R.K.; ROFFE, T.J. Causes of death in marine mammals stranded along the Oregon coast. **Jour. Wildl. Dis.**, v. 15, p. 91-97, 1979.

TARPLEY, R.J.; MARWITZ, S. Plastic debris ingestion by cetaceans along the Texas coast: two case reports. **Aquatic Mammals**, v. 19, n. 2, p. 93-98, 1993.

WALKER, W.A.; COE, J.M. Survey of marine debris ingestion by odontocete cetaceans. In: PROCEEDINGS OF THE SECOND INTERNATIONAL CONFERENCE ON MARINE DEBRIS, 2-7 April 1989, Honolulu, Hawaii. Vol. I. U.S. Dept. of Commer. NOAA Tech Memo. NMFS. **NOAA-Tm-NMFS-SWFSC-154**, p. 747-774. 1990.

Anexo I - FICHA DE DADOS SOBRE INTERAÇÕES ANTRÓPICAS

Remane # _____

INSTITUIÇÃO:

Ordem: () Cetacea () Sirenia () Carnívora Subordem: _____

Família: _____ Gênero: _____

Espécie: _____ Nome Comum: _____

Nome Vulgar ou Apelido: _____

Sexo: () M () F () I Idade: _____

Comp. Total (mm): _____ Peso (kg): _____

Local: _____

Coordenadas Geográficas: _____

Data do Encalhe: ___/___/___ Data da Coleta: ___/___/___

Coletor(es): _____

Região do Corpo	Tipo de Marca e Quantidade									
	Linha	Rede	Corda	Arpão/ Bicheira	Faca	Anzol	Projétil	Hélice	Outra	Não Identif.
Cabeça										
Rostro/focinho										
Pescoço										
Nad. dorsal										
Nad. ant. dir.										
Nad. ant. esq.										
Nad. post. dir.										
Nad. post. esq.										
Cauda										
Dorso										
Ventre										
Flanco dir.										
Flanco esq.										
Pedúnculo caudal										

Legenda: Nad. (nadadeira); Ant. (anterior); Post. (posterior); Dir. (direita); Esq. (esquerda).

Tipo de Arte de Pesca

Linha

() Long-line

() Espinhel fixo

() Pargueira

Rede de Espera

() Superfície

() Mela-água

() Fundo

() de Deriva

() Caçoeira

() Outro _____

() Rede de arrasto de camarão

() Curral

Espécie-alvo: _____

Espécies capturadas eventualmente: _____

Características do Aparelho de Pesca (Adaptado de Perrin, Donovan & Barlow, 1994)

Comprimento total da rede de pesca (em metros)¹

Altura da rede de pesca (em metros)¹

Tamanho da malha (em centímetros)²

Tipo de linha • Monofilamento • Multifilamento • Multimonofilamento

Tamanho da linha (diâmetro)³

Diâmetro (d) e comprimento (c) das linhas de sustentação da rede⁴

Linha flutuante (superior)

Linha mestra (inferior)

Linhas laterais (lateral)

d: _____/c: _____

d: _____/c: _____

d: _____/c: _____

d: _____/c: _____

Material de confecção do fio () Nylon (PA) () Polietileno (PE) () Polipropileno (PP)

() Poliéster (PES) () Outro: _____

Flutuação

Material de flutuação: _____

Dimensões principais do flutuador: _____

Nº de flutuadores (por metro ou por comprimento total da rede): _____

Distância da Costa

Número de redes utilizadas pela embarcação

Número de anzóis/linha

Número de espinheis/embarcação

Tempo de pesca (especificar em dias ou horas)

Tempo de permanência do aparelho de pesca na água (em horas)

Profundidade média onde é efetuada a pesca (em metros)

Tipo de embarcação utilizada

Comprimento da embarcação (especificar em pés ou metros)

(1) Medido com as malhas esticadas ou determinando o número de malhas, na horizontal para comprimento, e na vertical para altura. Especificar qual das metodologias foi utilizada.

(2) Deve ser realizada medindo a distância entre dois nós opostos (não adjacentes) de uma malha estirada.

(3) Para multifilamento e monofilamento, indicar o diâmetro. Para multimonofilamento, indicar o número de monofilamentos e o diâmetro de um deles.

(4) Indicar material (PA), (PP), (PE), (PES) ou outro.

Observações: _____

1. Introdução

A morfometria de animais é de extremo interesse para pesquisadores da vida silvestre. A correlação entre esses dados e a história natural levantam valiosas informações acerca do tamanho de recém-nascidos e da taxa de desenvolvimento corporal ao longo da vida do animal. Alguns dados morfométricos externos, como o comprimento total, podem ainda ser correlacionados com dados craniométricos, tornando-se uma valiosa ferramenta para a taxonomia de determinadas espécies.

Diferentes metodologias são utilizadas na morfometria de mamíferos aquáticos. Enquanto alguns autores não consideram a circunferência do corpo, outros acham este dado de extrema importância para determinar a saúde do animal. Muitas vezes, pesquisadores podem se sentir confusos devido às diferentes metodologias empregadas.

Este protocolo tem como objetivo orientar as instituições pertencentes à Rede de Enalhes de Mamíferos Aquáticos do Nordeste – Remane, no sentido de padronizar a coleta de dados morfométricos referente às Ordens Cetacea e Sirenia, a Suborden Pinnipedia e a Família Mustelidae (ambas da Ordem Carnívora).

2. Metodologia

Para efetuar a morfometria de mamíferos aquáticos, utiliza-se uma trena flexível, com medida padrão em metros. Ao transferir as medidas para planilha, essas devem ser convertidas em milímetros. O peso deve ser tomado com o máximo de precisão possível, devendo ser utilizada a medida padrão em quilogramas.

As medidas referentes à circunferência do animal devem ser efetuadas apenas naqueles que se encontram vivos ou recentemente mortos (classe 2 – para maiores informações, vide protocolo de histopatologia). A decomposição da carcaça produz gases que dilatam a parede abdominal, causando alterações significativas nessas medidas.

É importante padronizar o lado, cujas medidas laterais são feitas, como sendo o lado esquerdo do animal. Caso esse lado esteja muito danificado, impedindo que seja efetuada a medida, esta deve ser conduzida no lado direito do animal fazendo-se uma observação na planilha. A mesma regra é válida para animais grandes, que não podem ser movidos.

2.1 Cetáceos

Todas as medidas devem ser efetuadas em linha reta, e não sobre a curvatura do corpo. Todas as medidas que são tomadas a partir da ponta da maxila deverão ser efetuadas paralelo ao eixo longitudinal do corpo do animal. Uma maneira prática de efetuar as medidas de maneira correta é utilizando duas varetas retas, de tamanhos iguais, atadas uma a outra por um barbante à mesma altura. Desse modo, as medidas poderão ser efetuadas apenas movendo as varetas ao longo do plano longitudinal do animal.

Em espécies nas quais o rostro é pouco distinto da cabeça (Famílias *Physeteridae*, e *Kogiidae*, e espécimes do gênero *Globicephala*) as medidas deverão ser efetuadas tomando-se como

ponto inicial a porção mais anterior da cabeça. Para espécies cuja cauda não apresenta reentrância caudal, deve-se efetuar a medida tomando-se como base a distância média entre as duas pontas da cauda (Anexo I, Figura 1).

2.2 Pinípedes

As medidas descritas no modelo para biometria de pinípedes (Anexo II) podem ser utilizadas para as Famílias Phocidae e Otariidae. Todas as medidas devem ser efetuadas em linha reta, como anteriormente descrito para biometria de cetáceos.

O comprimento total (nº 1) deve ser efetuado com o animal de barriga para cima, e com a cabeça e coluna vertebral o mais alinhadas possível.

A curvatura do corpo (nº 2) é tomada quando o pinípede não pode ser esticado com a barriga para cima, ou quando este encontra-se deitado entre as pedras, sendo muito pesado para movê-lo. A curvatura do corpo é a menor medida entre a ponta do focinho e a ponta da cauda, ao longo das costas, barriga ou flanco (Committee on Marine Mammals, 1967).

O comprimento da nadadeira anterior é efetuado segurando-se esta em ângulo reto com o corpo do animal, medindo-se desde a sua inserção anterior até a ponta da primeira unha ou extremidade.

2.3 Sirênios

A morfometria de peixes-bois deve ser efetuada com o animal o mais alinhado possível e descansando sobre o ventre (com exceção das medidas tomadas na região ventral). As medidas em linha reta seguem o mesmo procedimento adotado para cetáceos.

2.4 Mustelídeos

A morfometria de mustelídeos é bastante simples e auto-explicativa, não sendo necessárias maiores informações quanto a ela. Deve-se salientar apenas que as medidas devem ser efetuadas com o animal deitado com a barriga para cima.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BONDE, R. K.; O'SHEA, T. J.; BECK, C. A. Manual of Procedures for the Salvage and Necropsy of carcasses of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus*). Sirenia Project. **U.S. Fish and Wildlife Service**, NTIS, Document Number PB 83-255273, Springfield, EUA.1983. 175 p.

COMMITTEE ON MARINE MAMMALS. Standard measurements of seals. **Journal of Mammalogy**, v. 48, n. 3, p. 459-462. 1963.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V. **Marine Mammals Ashore**: a field guide for strandings. Texas: Texas A&M Sea Grant Publications, 1993. 305p.

IBAMA. **Mamíferos aquáticos do Brasil**: plano de ação, versão II 2ª ed. Brasília: Ibama, 2001. 102p.

NORRIS, K. S. Standartized methods for measuring and recording data on the smaller cetaceans. **Journal of Mammalogy**, v. 42, n, 4, p. 471-476. 1961.

Anexo I

NOME DA INSTITUIÇÃO

FICHA BIOMÉTRICA PARA CETÁCEOS (Adaptado de NORRIS, 1961)

Espécie: _____ Registro: _____

Comp. Total: _____ Peso: _____

Sexo: () M () F () I Data do Encalhe: / / Data da Coleta: / /

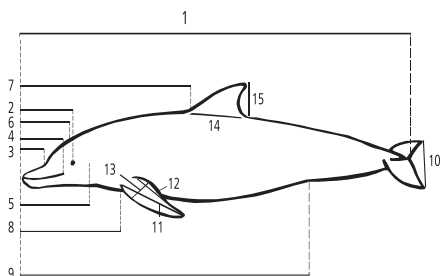
Local do Encalhe: _____

Coletor(es): _____

Medidas	cm
1. Comprimento total, desde o extremo da maxila até a reentrância central da cauda.	
2. Extremo da maxila até o meio do olho.	
3. Comprimento da maxila, desde o extremo até a base do melão.	
4. Comprimento da boca, desde o extremo da maxila até a comissura bucal.	
5. Extremo da maxila ao meato auditivo.	
6. Extremo da maxila até o centro do respiradouro.	
7. Extremo da maxila até a base da nadadeira dorsal.	
8. Extremo da maxila até a base da nadadeira peitoral.	
9. Extremo da maxila até o centro do orifício anal.	
10. Largura máxima da cauda.	
11. Comprimento da nadadeira peitoral, desde a inserção anterior até o extremo.	
12. Comprimento da nadadeira peitoral, desde a inserção posterior até o extremo.	
13. Largura máxima da nadadeira peitoral.	
14. Base da nadadeira dorsal.	
15. Altura da nadadeira dorsal.	

Contagens

Número de dentes da maxila direita/esquerda	
Número de dentes da mandíbula direita/esquerda	
Número de barbatanas da maxila direita/esquerda	
Número de sulcos ventrais	



(Ilustração Cristiano Leite Parente adaptado de Ibama, 2001).

Observações: _____

Anexo II

NOME DA INSTITUIÇÃO

FICHA BIOMÉTRICA PARA PINÍPEDES

(Fonte: COMMITTEE ON MARINE MAMMALS, 1967)

Espécie: _____ Registro: _____

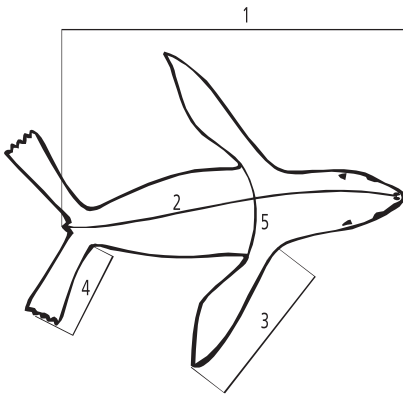
Comp. Total: _____ Peso: _____

Sexo: () M () F () I Data do Encalhe: __/__/__. Data da Coleta: __/__/__.

Local do Encalhe: _____

Coletor(es): _____

Medidas	cm
1. Comprimento total, desde a ponta do focinho até o extremo da cauda.	
2. Comprimento curvilíneo (acompanhando a curvatura do corpo).	
3. Comprimento anterior da nadadeira anterior, desde o ponto de inserção no corpo até seu extremo.	
4. Comprimento anterior da nadadeira posterior, desde o ponto de inserção no corpo até seu extremo.	
5. Circunferência corporal a nível axilar (região posterior das nadadeiras anteriores).	



Observações: _____

(Ilustração Cristiano Leite Parente adaptado de Ibama, 2001).

Anexo III

NOME DA INSTITUIÇÃO

FICHA BIOMÉTRICA PARA SIRENIOS (Adaptado de Bonde et al., 1983)

NOME COMUM:

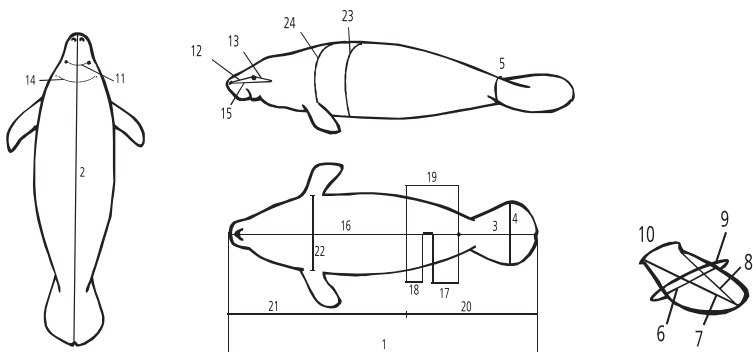
REGISTRO:

DATA ANTERIOR:

DATA ATUAL:

OBSERVADORES:

N ^o	MEDIDAS	VAL. ANT.	VAL. ATUAL	01
	Comprimento total			
02	Envergadura dorsal			
03	Comprimento máximo da nadadeira caudal			
04	Largura máxima da nadadeira caudal			
05	Circunferência da base da nadadeira caudal			
06	Largura máxima da nadadeira peitoral			
07	Comprimento máximo da nadadeira peitoral (inserção anterior)			
08	Comprimento máximo da nadadeira peitoral (axila)			
09	Circunferência máxima da nadadeira peitoral			
10	Circunferência da base da nadadeira peitoral			
11	Distância olho-olho			
12	Distância olho-narina			
13	Distância olho-ouvido			
14	Distância ouvido-ouvido			
15	Distância narina-ouvido			
16	Envergadura ventral			
17	Distância ânus-fim do genital			
18	Distância umbigo-início do genital			
19	Distância ânus-umbigo			
20	Distância caudal-umbigo			
21	Distância focinho-umbigo			
22	Distância das bases das nadadeiras			
23	Circunferência máxima do tórax			
24	Circunferência do tórax abaixo das nadadeiras			
25	Peso			



Anexo IV

NOME DA INSTITUIÇÃO

FICHA BIOMÉTRICA PARA MUSTELÍDEOS (Fonte: Geraci & Lounsbury, 1993)

Espécie: _____ Registro: _____

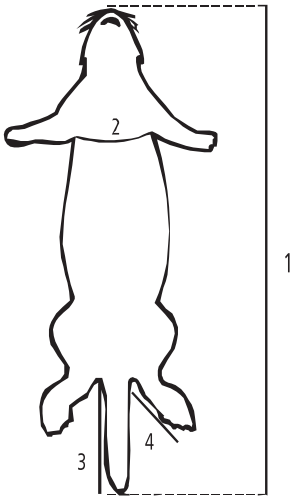
Comp. Total: _____ Peso: _____

Sexo: () M () F () I Data do Encalhe: / / . Data da Coleta: / / .

Local do Encalhe: _____

Coletor(es): _____

Medidas	cm
1. Comprimento total, desde o extremo do focinho à ponta da cauda.	
2. Circunferência à altura da axila.	
3. Comprimento da cauda.	
4. Comprimento da pata.	



Observações:

1. Introdução

Os exames microscópicos de corte de tecidos de animais doentes, desde que adequadamente preparados, servem como um grande auxílio ao diagnóstico das enfermidades. As alterações celulares, presentes em tecidos lesados, podem caracterizar uma doença específica ou grupo de doenças e podem ser identificadas por um patologista experiente (Fraser, 1991). Esses exames podem ser realizados em materiais oriundos de biopsias (exame realizado em amostras colhidas de organismo vivo) ou de necropsias (exame realizado após a constatação da morte).

As amostras de material biológico podem ser preservadas de várias formas, conservadas em fixadores específicos, mantendo as estruturas morfológicas e químicas das células e tecidos, permitindo posteriormente os processos de coloração e identificação que facilitam o completo conhecimento de sua constituição íntima.

O uso do exame histopatológico, técnica relativamente rápida e barata, resulta num substancial ganho de tempo, dinheiro e sobrevida do animal. Todo clínico deve investigar a existência, a localização e as facilidades de um laboratório de histopatologia e fazer uso de seus serviços (Fraser, 1991).

2. Metodologia

2.1. Coleta

Para a obtenção de um material adequado para a realização de exames histopatológicos, Geraci & Lounsbury (1993) sugerem uma classificação dos estados das carcaças que pode ser seguida:

Classe 1 – Animal vivo. Histopatologia externa completa.

Classe 2 – Exemplar com morte recente (poucas horas). Histopatologia completa.

Classe 3 – Órgãos internos identificáveis e intactos. Histopatologia da pele, gordura, musculatura, pulmões e possivelmente de lesões firmes.

Classe 4 – Avançado estágio de decomposição. Não é indicada coleta para histopatologia.

Classe 5 – Esqueleto exposto ou corpo mumificado. Não é possível realizar histopatologia.

As amostras para exames histopatológicos podem ser coletadas de todos os órgãos se a carcaça estiver fresca. Atenção especial deve ser dada para as áreas com lesões macroscópicas colhendo-se amostras representativas da lesão e, se possível, incluir partes aparentemente normais de tecidos circunvizinhos (Bonde et al., 1983; Fraser, 1991).

Amostras de todos os órgãos devem ser enviadas e, se o animal apresentar sinais de alterações no Sistema Nervoso Central, é imperativo que se incluam áreas do cérebro e porções da medula espinhal. Como as alterações de autólise ocorrem rapidamente na mucosa do tubo gastrointestinal, é importante assegurar que o tecido

se encontre apropriadamente exposto ao fixador. Os tecidos que estejam autolisados à necropsia não são indicados para exames histopatológicos (Fraser, 1991).

2.2. Fixação

Existem vários métodos de preservação de materiais biológicos, entretanto, para a realização de exames histopatológicos, o mais indicado é a fixação.

A prática de fixação envolve várias etapas, como: obtenção de material, escolha de fixador, proporção entre tamanho das peças e volume de fixador e duração da fixação. O formol é o fixador mais utilizado em histopatologia, principalmente por ser barato e de uso simples. É preciso, porém, saber que está longe de ser o melhor. A maioria dos autores é unânime em aceitar a observação de que o formol isotônico e tamponado dá resultados muito melhores do que o formol simples diluído em água, de modo que é recomendada a dissolução de formol em tampão fosfatado (formalina), preparada da seguinte maneira (Bonde et al., 1983; Geraci & Lounsbury, 1993):

Fórmula

Formaldeído (37 - 40%)	100 ml
Água destilada	900 ml
Fosfato de Sódio dibásico	6,5 g
Fosfato de Sódio monobásico	4,0 g

As amostras para histopatologia nunca devem ser congeladas antes da fixação, devendo ser colocadas imediatamente após a coleta em solução de formalina a 10% tamponada, com um volume pelo menos dez vezes maior. Cortes finos e cúbicos (1 x 1 x 0,5 cm),

garantirão que o fixador penetre proporcionalmente e adequadamente (Bonde et al., 1983; Fraser, 1991; Geraci & Lounsbury, 1993).

Grandes amostras ou órgãos inteiros podem ser fixados em formalina, mas estes requerem ser cortados adequadamente ou infundidos com formalina, usando-se de uma seringa para garantir máxima penetração.

A fixação pelo formol poderá ser realizada, de acordo com o tamanho do fragmento, entre 6 e 24 horas. No caso de estocagem das amostras, estas deverão ser checadas rotineiramente, para verificar a perda do fluido.

Para amostras de cérebro, quando for necessário o envio do órgão inteiro, é recomendado o seguinte procedimento: o cérebro é colocado em formalina (formaldeído a 40% - no qual flutuará); adicionar água lentamente, misturando até que o órgão flutue logo abaixo da linha de superfície do líquido. Para permitir uma fixação rápida, um corte longitudinal é feito a fim de expor os ventrículos laterais. Deve permanecer nessa solução por 24 h, sendo depois retirado e colocado em um recipiente contendo formalina a 10% até o processamento da amostra ou até ser enviado ao laboratório (Geraci e Lounsbury, 1993). Com frequência, o cérebro é cortado longitudinalmente e a metade é enviada não fixada (a fresco), devidamente refrigerada, para análise microbiológica (Fraser, 1991). Para amostras de pulmão, sugere-se que seja colocado um pouco de algodão sobre a amostra, garantindo que ela permaneça submersa no formol. Já amostras de órgãos como fígado e baço, pode-se colocar o algodão sob a amostra evitando que ela se prenda no fundo do recipiente.

2.2. Embalagem e identificação

As amostras deverão ser acondicionadas em frascos inquebráveis e de maneira a não derramar o conteúdo durante o envio ao laboratório (Fraser, 1991). Esses frascos deverão conter uma etiqueta no seu interior e outra fixada externamente. A etiqueta colocada do lado interno do frasco deverá ser em papel vegetal e escrita a lápis em ambos os lados, já a utilizada no lado externo do frasco poderá ser adesiva e também escrita a lápis, nelas deverão conter informações que identifiquem o animal e a amostra propriamente dita, como: Espécie, Sexo, Registro, Idade (se conhecida), Conteúdo, Data, Instituição etc. (Geraci & Lounsbury, 1993).

2.3. Relatório

O Relatório de Necropsia contendo a descrição da anamnese detalhada do caso clínico deve acompanhar a amostra para auxiliar o patologista a chegar a um diagnóstico. Esse relatório deve identificar a espécie, morbidade e mortalidade da doença, sexo, idade (se conhecida) e instituição. É importante descrever o quadro clínico, a aparência macroscópica, tamanho e localização da lesão ou lesões; indicar se o animal foi previamente tratado, e, em caso positivo, mencionar qual o tipo de tratamento ministrado e tempo de recorrência (Fraser, 1991).

3. Anexo

3.1 Lista de equipamentos básicos para coleta e armazenamento do material.

- Frascos inquebráveis de 100 ml, 500ml e 1000ml, de boca larga e com tampa.
- Cabo de bisturi nº 4
- Lâminas de bisturi nº 20
- Pinças cirúrgicas
- Luvas de látex descartáveis
- Luvas de borracha
- Papel vegetal
- Grafite
- Etiquetas adesivas
- Água destilada
- Álcool a 70%
- Formaldeído (37 – 40%)
- Fosfato de Sódio dibásico
- Fosfato de Sódio monobásico

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BONDE, R. K.; O'SHEA, T. J.; BECK, C. A. Manual of Procedures for the Salvage and Necropsy of carcasses of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus*). Sirenia Project. **U.S. Fish and Wildlife Service**, NTIS, Document Number PB 83-255273, Springfield, EUA.1983. 175 p.

FRASER, C. M. **Manual Merck de Veterinária**. 6.ed. São Paulo: Roca, 1991.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V. Marine mammals ashore: a field guide for strandings. Texas: Texas A&M Sea Grant Publications, 305p. 1993.

HEMATOLOGIA

José Flávio Vidal Coutinho
Médico Veterinário
Universidade Federal do Rio Grande
do Norte

Ketteny Jacqueline de Souza
Médica Veterinária

1. Introdução

O valor imediato da coleta de sangue pode ser questionado pelo fato da análise dessa amostra biológica demandar um certo tempo. Contudo o exame de amostras sangüíneas pode ser de valor inestimável no diagnóstico retrospectivo e como uma ferramenta para aperfeiçoar avaliações futuras. Poderá ser útil também na verificação do progresso clínico de animais sob tratamento e na montagem de bancos de soro para investigações sorológicas posteriores.

2. Metodologia

2.1. Coleta

A coleta de sangue é um pequeno procedimento cirúrgico, devendo, portanto, ser realizada com o uso da técnica adequada e por uma pessoa qualificada. É recomendada utilização de " *vacuumtainers*" para minimizar alterações na amostra (hemólise) devido às falhas no procedimento de coleta, ou, na falta destes, seringas descartáveis e agulhas e catéteres de número 18 ou 20. O sangue colhido deve ser acondicionado em tubos plásticos

descartáveis, específicos para esse fim, ou tubos de ensaio esterilizados e completamente secos, que devem permanecer sempre à mão, em suportes adequados e bem identificados.

2.1.1 Cetáceos

Nos cetáceos, o sangue obtido geralmente é uma mistura de sangue venoso e arterial, colhido na nadadeira caudal, pedúnculo caudal, faces laterais da nadadeira dorsal ou nadadeiras peitorais, onde a temperatura do corpo é regulada através de uma série de plexos arterio-venosos. Em todos esses casos, são recomendadas as veias



Figura 1. Coleta de sangue da nadadeira em *Stenella longirostris*
(Foto: Acervo Aquasis)

principais do sistema vascular das nadadeiras, pois estas oferecem um maior fluxo sanguíneo (Figura 1). O melhor ponto para a punção venosa é geralmente a linha mediana da superfície ventral da nadadeira caudal, onde um claro sulco pode ser palpado. Contudo esta opção pode não ser segura se o animal encontrar-se agitado. Nessa situação, as nadadeiras peitorais e dorsais são as melhores escolhas.

2.1.2 Pinípedes

A escolha do local para a coleta de sangue nos pinípedes é guiada pelo tamanho do animal, facilidade na contenção, volume de sangue a ser colhido e idade (Gulland et al., 2001).

Nos otarídeos a veia glútea caudal é comumente utilizada e facilmente localizada enquanto o animal é contido fisicamente. O

vaso está localizado lateralmente às vértebras sacrais, a um terço da distância entre os trocânteres femorais e a base da cauda (Figura 3). Uma agulha de 25x8 (21 G1) é suficiente para lobos-marinhos magros e filhotes de leões-marinhos. Agulhas de 40x8 (21 G1 ½) são suficientes para animais até 150 kg, e para animais maiores são necessárias agulhas espinhais de 7 a 15 cm de comprimento (Gulland et al., 2001).

De acordo com esses mesmos autores, para a coleta de sangue de focídeos utilizando a veia epidural intravertebral, o animal deve ser contido em decúbito ventral (com a barriga para baixo), localizando os processos espinhosos da 3ª e 4ª vértebras lombares, através da palpação da crista ilíaca em direção cranial (Figuras 4 e 5). Inserir a agulha perpendicularmente entre os dois corpos vertebrais até que o sangue apareça no corpo da agulha. O tamanho da agulha dependerá do tamanho e da condição corpórea do focídeo. Uma agulha de 25x9 (20 G1) é suficiente para filhotes foca-do-porto, enquanto uma agulha espinhal (Spinal BD, 18 G3) é necessária para a coleta em uma foca-do-porto (*Phoca vitulina*) adulta. Deve-se ter cautela na utilização da veia epidural intravertebral para a coleta de sangue em focídeos jovens, pois a amostra pode sofrer contaminação com células da medula óssea (Goldstein et al., 1998).

2.1.3 Sirênios

Em sirênios, a coleta de sangue é realizada na região palmar da nadadeira peitoral (Figura 2), no espaço interósseo do rádio e da ulna. O local deve ser muito bem lavado, minimizando a contaminação (Walsh & Bossart, 1999).



Figura 2. Local onde é realizado a coleta de sangue em sirênios (Foto: Acervo CMA/lbama)

2.1.3 Mustelídeos

Em lontras e ariranhas, a coleta de sangue pode ser feita em dois locais: na veia popliteal, aproximadamente 1 cm abaixo dos côndilos femurais; e no terço proximal da veia femural (ou da jugular se o animal estiver anestesiado) (Geraci & Lounsbury, 1993).

2.2 Quantidades de sangue e processamento das amostras

2.2.1 Hemograma

Como os eritrócitos dos cetáceos são muito mais frágeis do que os de outras espécies animais, a coleta e manipulação das amostras de sangue desses animais devem ser realizadas com bastante cuidado.

Deve-se colher de três a cinco mililitros de sangue total, que é o sangue colhido em frasco com anticoagulante (EDTA). Depois de fechado e identificado, o recipiente contendo o sangue deve ser invertido várias vezes para perfeita homogeneização com o anticoagulante. O exame deve ser realizado preferencialmente no mesmo dia, caso contrário, torna-se necessária a refrigeração da amostra.

As amostras de sangue dos pinípedes apresentam um grande poder de coagulação, sendo, desta forma, indicada a utilização de um pouco mais de anticoagulante (em média 30%) aos tubos de coleta.

2.2.2 Bioquímica sérica

As dosagens bioquímicas são ferramentas úteis e bastante empregadas no diagnóstico de patologias em seres humanos e animais domésticos. No entanto essa prática diagnóstica em mamíferos

aquáticos ainda não é amplamente utilizada. Isso porque o conhecimento dos valores base de certas substâncias (enzimas, proteínas, pigmentos e íons) de valor diagnóstico não é bem descrito.

Como os níveis bioquímicos normais não estão ainda bem estabelecidos, o significado das alterações é pouco claro. Sabe-se ainda que diferenças são constatadas entre os valores normais de animais selvagens e de cativeiro, e que diversas condições como tipo de alimentação, temperatura e estresse podem influenciar nos valores obtidos, não significando alteração patológica.

Os exames bioquímicos são geralmente feitos a partir do soro, embora o plasma possa ser usado em vários testes. Para se obter o soro, o sangue deve ser colhido sem anticoagulante. Geralmente, a quantidade de soro varia entre 1/3 e 1/2 do volume total do sangue colhido. O volume de sangue colhido depende, em última análise, do número de testes e de quanto soro cada teste necessita.

Após a coleta, o sangue deverá ser deixado coagular à temperatura ambiente – nunca na geladeira – e posteriormente centrifugado em baixa rotação (entre 1000 e 1500 RPM) por cinco minutos. A centrifugação deverá ser feita dentro de, no máximo, uma hora após a coleta, pois os valores para atividade enzimática do soro e o conteúdo eletrolítico geralmente sofrem alterações quando o soro permanece muito tempo sobre as células sanguíneas. Quando o intervalo de tempo entre a coleta e a análise e/ou conservação do soro for maior que uma hora, é preferível que a amostra seja coletada em tubos a vácuo contendo ativador de coágulo e gel separador, e posteriormente ser centrifugado a 3000-3500 RPM.

Depois de separado, o soro deve ser transferido (através de pipeta) para um tubo limpo e desinfetado, livre de contaminação microbiana e/ou química. O tubo contendo o soro deve ser rotulado com nome (científico, vulgar e comum) do animal, sexo, data e hora da coleta.

Se for usado plasma, separá-lo imediatamente, também por centrifugação. O soro ou o plasma deve ser mantido congelado no freezer até o momento do uso.

2.3 Diagnóstico

2.3.1 Hemograma

Dados hematológicos podem oferecer importantes informações sobre o estado de um animal. Particularmente, através de um hemograma, pode-se definir um quadro de anemia e determinar o estado de hidratação do animal. É importante lembrar que os cetáceos possuem um hematócrito elevado, grande tamanho de eritrócitos e um número total pequeno de hemácias quando comparada às espécies domésticas. Essas diferenças podem ser fortemente associadas com a adaptação destes animais ao mergulho (Bossart & Dierauf, 1990). Um hematócrito > 55% é considerado anormal e indicativo de hemoconcentração (Gage, 1990). Um aumento no hematócrito fora dos padrões de referência denomina-se POLICITEMIA, a qual se classifica em: absoluta, caracterizada pelo aumento na eritrogenese podendo ser primária (idiopática) ou secundária (aumento da eritropoese, quando exposto a um estímulo, como a hipoxia, por exemplo, é fisiológica.); e relativa, ocorrendo devido à perda de líquido, levando a um aumento relativo na quantidade de eritrócitos (neste caso a eritrogenese é normal, e o hematócrito está aumentado) (Coles, 1984; Meyer et al., 1995).

Os níveis normais para cetáceos de vida livre, entretanto, não estão ainda bem estabelecidos e extrapolações a partir de animais de cativeiro podem ser enganosas, visto que diferenças nesses valores têm sido descritas entre animais de cativeiro e selvagens. Diferenças entre espécies também são observadas (Bossart & Dierauf, 1990), e somente os valores específicos para cada espécie deverão ser utilizados na avaliação do significado dos achados hematológicos.

O índice de sedimentação eritrocitária pode ser bastante útil como indicador de prognóstico no estresse (Dierauf, 1990), embora este dado seja muito pouco utilizado.

Um alto número total de leucócitos indica uma leucocitose, que pode ser: fisiológica, quando relacionada a um aumento no número de neutrófilos maduros e, em menor grau, linfócitos maduros; e induzida por corticóides endógenos ou exógenos, que, quando apresentam sua secreção aumentada, causam alteração no leucograma. A leucocitose está relacionada a processos infecciosos, necrose tecidual e doenças imunomediadas.

Um número reduzido encontrado na contagem global de leucócitos é chamado de Leucopenia. Esta pode ser causada pela depressão medular, levando à queda da produção de leucócitos ou até mesmo da hematopoese, pela destruição dos precursores hematopoéticos por agentes químicos ou físicos, ou por um processo momentâneo de redução de neutrófilos no sangue, devido à migração desses a um foco infeccioso ou de destruição tecidual.

A Tabela 1 traz os índices hematológicos para algumas espécies de mamíferos aquáticos.

2.3.2 Bioquímica sérica

A bioquímica do sangue pode ser um valioso auxílio no diagnóstico e prognóstico. A Tabela 2 traz informações sobre as alterações na bioquímica do sangue e suas possíveis causas. Contudo, como na hematologia, os níveis normais não estão ainda bem estabelecidos e o significado das alterações é pouco claro. Diferenças são constatadas entre os valores normais de animais selvagens e de cativeiro.

Os números mostrados na Tabela 2 deverão ser utilizados somente como guia, visto que os valores da bioquímica sanguínea

podem ser influenciados por inúmeras condições, como temperatura, estresse e tipo de alimentação.

A elevação nos níveis de cortisol plasmático pode ter associação com condições de estresse em cetáceos (Bossart & Dierauf, 1990).

Os níveis de aspartato amino transferase (AST), alanina aminotransferase (ALT) e lactato desidrogenase (LDH) podem ser usados para indicar o estado de saúde de animais em processo de reabilitação (Bull & Worthy, 1995). O aumento da AST é observado nas lesões hepáticas e da musculatura esquelética e nas doenças cardíacas. Elevação nos níveis de ALT é também reflexo de doenças hepáticas e LDH está aumentada nas lesões celulares e necrose tecidual.

A fosfatase alcalina é outro elemento sérico que pode ser usado como indicador do estado de saúde de golfinhos (Fothergill et al., 1991). Ela está aumentada nas doenças hepáticas, doenças biliares, uremia, inflamações intestinais, fase de crescimento ósseo em animais jovens e gestação adiantada. Decréscimo nos níveis da fosfatase alcalina é observado no hipotireoidismo, anemia perniciosa e em animais geriátricos.

A creatinina quinase é uma enzima relacionada com o miocárdio e a musculatura esquelética, a qual é liberada após lesões destes tecidos, sendo, portanto, usada na avaliação. Elevações nos níveis dessa enzima foram reportadas em animais que realizaram grande esforço após encalhe e durante transporte subsequente. Animais com elevação nos níveis de creatinina precisarão de maiores cuidados do que aqueles sem esse tipo de alteração, visto que eles provavelmente apresentarão rigidez e inflamação muscular e, em casos mais sérios, comprometimento renal secundário a esse processo muscular.

Pouco ainda se sabe sobre o significado de algumas alterações na bioquímica do sangue de cetáceos e muitas informações

representam extrapolações de outras espécies. No entanto, muitas informações estão aparecendo nos últimos anos e poderão ser bastante importantes na interpretação destas alterações.

Tabela 1. Parâmetros hematológicos de algumas espécies de mamíferos aquáticos (Bossart et al., 2001).

Espécie	<i>Delphinus delphis</i> ¹ (cativeiro, após reabilitação)	<i>Globicephala macrorhynchus</i> ¹ (cativeiro)
Parâmetro	n= 2; 44 amostras	n= 2; 74 amostras
Hemáceas (106/mm ³)	4,6 - 4,9	3,3 - 3,7
Hb (g/dl)	16,1 - 19,4	15,1 - 16,0
Htc.(%)	46 - 55	43 - 45
VCM (fl)	100 - 114	123 - 129
HCM (pg)	35 - 40	43 - 46
CHCM (g/dl)	34 - 36	34 - 36
Plaquetas (10 ³ /mm ³)	55 - 100	70 - 90
Reticulócitos (%)	0,8 - 1,4	0,7 - 1,2
Taxa de sedimentação de Eritrócitos (em 60 min)	0	16 - 52
Leucocitos/l	4570 - 4900	4720 - 6500
Neutrófilos (band)	0	0
Neutrófilos (maduros)	2590 - 4150	2930 - 4360
Linfócitos	380 - 850	660 - 2080
Monócitos	120 - 350	190 - 460
Eosinófilos	620 - 1280	240 - 870
Basófilos	0	0
Proteínas séricas (g/dl)	6,3 - 7,3	5,3 - 6,0
Albumina (g/dl)	3,9 - 4,7	2,9 - 3,3
Globulina (g/dl)	1,8 - 3,0	2,2 - 3,0
Glucose (mg/dl)	91 - 119	98 - 106
Uréia (mg/dl)	22 - 46	46 - 55
Creatinina	0,9 - 1,3	2,0 - 2,4
Bilirrubina T/D (mg/dl)	0,1 - 0,9 / ND	0,1 / ND
Colesterol (mg/dl)	130 - 200	187 - 288
Fosfatase Alcalina (U/l)	202 - 580	143 - 243
TGP (ALT) (U/l)	49 - 84	26 - 69
TGO (AST) (U/l)	191 - 236	170 - 317
GGT (U/l) gama glutamil transferase	37 - 44	39 - 41
Creatinina Kinase (U/l)	ND	55 - 80
Lactato Desidrogenase (U/l)	354 - 568	425 - 505
Calcio (mg/dl)	8,8 - 9,6	7,8 - 8,4
Fósforo (mg/dl)	2,8 - 5,3	4,3 - 4,8
Sódio (mEq/l)	152 - 159	153 - 154
Potássio (mEq/l)	4	3,7 - 4,2
Cloro (mEq/l)	120 - 121	118 - 119
Ferro (mEq/l)	184 - 270	108 - 179
Fibrinogênio (mg/dl)	ND	280 - 445

¹ SeaWorld Clinical Laboratories

Espécie	<i>Lagenorhynchus obliquidens</i> ¹ (cativeiro)	<i>Orcinus orca</i> ¹ (cativeiro)
Parâmetro	n= 9; 373 amostras	n= 19; 1761 amostras
Hemáceas (106/mm ³)	4,5 - 5,3	3,5 - 4,3
Hb (g/dl)	17 - 20	13,5 - 15,5
Htc.(%)	47 - 57	40 - 46
VCM (fl)	90 - 98	105 - 115
HCM (pg)	32 - 36	35 - 40
CHCM (g/dl)	35 - 37	34 - 36
Plaquetas (10 ⁹ /mm ³)	100 - 150	120 - 230
Reticulócitos (%)	0,8 - 2,5	0,7 - 2,5
Taxa de sedimentação de Eritrócitos (em 60 min)	0	0 - 2
Leucocitos/l	3000 - 7000	4000 - 8000
Neutrófilos (band)	0	0
Neutrófilos (maduros)	1250 - 3730	2380 - 8080
Linfócitos	390 - 1390	520 - 1850
Monócitos	80 - 240	140 - 420
Eosinófilos	720 - 1910	10 - 160
Basófilos	0	0
Proteínas séricas (g/dl)	5,8 - 6,8	5,5 - 7,5
Albumina (g/dl)	3,0 - 3,8	3,0 - 3,7
Globulina (g/dl)	2,4 - 3,0	2,0 - 3,4
Glucose (mg/dl)	90 - 130	110 - 135
Uréia (mg/dl)	30 - 43	30 - 50
Creatinina	0,7 - 1,1	0,8 - 2,0
Bilirrubina T/D (mg/dl)	0,1 - 0,2 / ND	0,1 - 0,2 / ND
Colesterol (mg/dl)	100 - 175	140 - 280
Fosfatase Alcalina (U/l)	200 - 570	100 - 700
TGP (ALT) (U/l)	30 - 90	10,0 - 40
TGO (AST) (U/l)	180 - 270	35 - 60
GGT (U/l) gama glutamil transferase	25 - 70	8,0 - 25
Creatinina Kinase (U/l)	80 - 150	60 - 230
Lactato Desidrogenase (U/l)	350 - 550	280 - 400
Cálcio (mg/dl)	7,8 - 8,8	8,0 - 9,5
Fósforo (mg/dl)	3,0 - 6,0	5,0 - 7,0
Sódio (mEq/l)	153 - 158	154 - 158
Potássio (mEq/l)	3,3 - 3,8	3,5 - 4,5
Cloreto (mEq/l)	112 - 120	115 - 125
Ferro (mEq/l)	120 - 240	50 - 130
Fibrinogênio (mg/dl)	163 - 240	170 - 330

¹ SeaWorld Clinical Laboratories

Espécie	<i>Pseudorca crassidens</i> ¹ (cativeiro)	<i>Tursiops truncatus</i> ¹ (cativeiro)
Parâmetro	n= 5; 81 amostras	n= 38; 1150 amostras
Hemáceas (10 ⁶ /mm ³)	3,4 - 4,6	3,0 - 3,7
Hb (g/dl)	13,7 - 17,6	13,5 - 15,5
Htc.(%)	39 - 51	38 - 44
VCM (fl)	112 - 119	115 - 135
HCM (pg)	40 - 42	38 - 48
CHCM (g/dl)	34 - 36	34 - 36
Plaquetas (10 ³ /mm ³)	78 - 150	80 - 150
Reticulócitos (%)	0,5 - 0,8	1,0 - 2,3
NRBC	0 - 1	1,0 - 4
Taxa de sedimentação de Eritrócitos (em 60 min)	3,0 - 29	4,0 - 17
Leucocitos/ℓ	5000 - 9000	5000 - 9000
Neutrófilos (band)	0	0
Neutrófilos (maduros)	2280 - 5040	3230 - 4850
Linfócitos	990 - 2490	840 - 1660
Monócitos	120 - 400	140 - 350
Eosinófilos	410 - 1540	530 - 1020
Basófilos	0	0
Proteínas séricas (g/dl)	5,6 - 6,6	6,0 - 7,8
Albumina (g/dl)	3,5 - 3,9	4,3 - 5,3
Globulina (g/dl)	2,2 - 2,8	1,3 - 2,5
Glucose (mg/dl)	94 - 134	90 - 170
Uréia (mg/dl)	32 - 43	42 - 58
Creatinina (mg/dl)	1,0 - 2,1	1,0 - 2,0
Bilirrubina T/D (mg/dl)	0,1 / ND	0,1 - 0,2 / ND
Colesterol (mg/dl)	170 - 400	150 - 260
Fosfatase Alcalina (U/l)	380 - 700	300 - 1300
TGP (ALT) (U/l)	6,0 - 16	28 - 60
TGO (AST) (U/l)	130 - 230	190 - 300
GGT (U/l) gama glutamil transferase	25 - 46	30 - 50
Creatinina Kinase (U/l)	59 - 143	100 - 250
Lactato Desidrogenase (U/l)	260 - 370	350 - 500
Calcio (mg/dl)	7,6 - 8,8	8,5 - 10,0
Fósforo (mg/dl)	4,4 - 6,4	4,0 - 6,0
Sódio (mEq/l)	152 - 157	153 - 158
Potássio (mEq/l)	3,7 - 4,4	3,2 - 4,2
Cloro (mEq/l)	120 - 124	113 - 125
Ferro (mEq/l)	100 - 200	120 - 340
Fibrinogênio (mg/dl)	230 - 320	170 - 280

Espécie	<i>Tursiops truncatus</i> ² (vida livre)	<i>Trichechus manatus manatus</i> ³ (cativoiro)
Parâmetro	36 amostras	
Hemáceas (106/mm ³)	3,1 - 4,0	2,47 - 4,04
Hb (g/dl)	12,7 - 15,5	10,4 - 16,2
Htc.(%)	37 - 47	34 - 51
VCM (fl)	111 - 127	126 - 138
HCM (pg)	36 - 43	40-45
CHCM (g/dl)	32 - 35	30 - 33
Plaquetas (10 ³ /mm ³)	92 - 217	
Reticulócitos (%)	ND	
Taxa de sedimentação de Eritrócitos (em 60 min)	ND	
Leucocitos/l	5600 - 12400	4400 -9900
Neutrófilos (band)	0	
Neutrófilos (maduros)	2540 - 6140	
Linfócitos	520 - 2420	7 - 44%
Monócitos	80 - 610	1 - 8%
Eosinófilos	740 - 4350	0 - 3%
Basófilos	0 - 30	0
Proteínas séricas (g/dl)	6,4 - 8,8	
Albumina (g/dl)	2,9 - 3,7	3,8 - 5,7
Globulina (g/dl)	3,1 - 5,5	
Glucose (mg/dl)	62 - 139	64 - 102
Ureia (mg/dl)	45 - 72	1,0 - 7,0
Creatinina	1,0 - 2,1	0,8 - 1,5
Bilirrubina T/D (mg/dl)	0,1 - 0,4 / ND	0,1 -0,4 / ND
Colesterol (mg/dl)	137 - 235	77 -396*
Fosfatase Alcalina (U/l)	51 - 610	34 - 93
TGP (ALT) (U/l)	9,0 - 33	27 - 65**
TGO (AST) (U/l)	133 - 318	12,0 - 31,0
GGT (U/l) gama glutamil transferase	17 - 31	
Creatinina Kinase (U/l)	ND	
Lactato Desidrogenase (U/l)	324 - 538	
Cálcio (mg/dl)	8,2 - 9,4	9,7 - 11,1
Fósforo (mg/dl)	3,2 - 7,2	3,5 - 5,7
Sódio (mEq/l)	151 - 158	
Potássio (mEq/l)	3,2 - 4,4	
Cloreto (mEq/l)	108 - 118	83 - 104
Ferro (mEq/l)	74 - 176	50 -160**
Fibrinogênio (mg/dl)	ND	

* Dados para *T. manatus*

** Dados para *T. manatus latirostris*

2 R. Wells and H. Rhinehart, Sarasota Dolphin Research Program, Chicago Zoological Society

3 Converse et al., 1994; Medway & Geraci, 1986; Medway et al., 1982; Bossart & Dierauf, 1990

Tabela 2.

Alterações na bioquímica do sangue de cetáceos e suas possíveis causas. As informações foram obtidas de Bossart & Dierauf (1990) e de outras fontes para comparação como indicado na Tabela

PARÂMETROS	POSSÍVEIS CAUSAS RELACIONADAS		COMENTÁRIOS
	AUMENTO	DIMINUIÇÃO	
AST (TGO) Aspartato Aminotransferase	Lesões hepáticas Doenças cardíacas Lesões na musculatura esquelética		Normal em pequenos cetáceos (Bull & Worthy, 1995): < 300U/L. Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> de vida livre (Asper et al., 1990): 139 U/L
ALT (TGP) Alanina Aminotransferase	Doenças hepáticas Traumas Infecções Parasitismo Neoplasia		Pode ser hepato específica em <i>Tursiops</i> e <i>Lagenorhynchus</i> spp. Normal em pequenos cetáceos (Bull & Worthy, 1995): <40 U/L. Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> de vida livre (Asper et al., 1990) : 31 U/L.
Bilirrubina Direta	Doenças hepáticas Obstrução dos ductos biliares Problemas hepáticos ou pós-hepáticos Cirrose Icterícia neonatal		
Bilirrubina Indireta	Hemólise Hemorragia Doenças pré-hepáticas Icterícia neonatal Jejum		
CK (CPK) Creatinina Quinase	Lesões na musculatura cardíaca ou esquelética Doenças do SNC Estresse de cativeiro		Normal para <i>Globicephala</i> sp.: 110-260 U/L.
GGT (Gama GT) Gamaglutamil Transpeptidase	Doenças hepáticas Obstrução hepática primária Coléstase Patologias musculares		
Nitrogênio Derivado da Uréia	Desidratação Doenças renais Obstrução uretral Dieta com alto teor de proteína	Falência hepática Inanição	Dietas com alto teor de proteínas para cetáceos resulta em maiores elevações dos níveis de Uréia do que em animais terrestres. Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 61 mg/dl.
Creatinina	Doenças renais Estresse		Aumentado durante o manejo de <i>Phocaena phocaena</i> (Koopman et al., 1995). Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 1,4 mg/dl.

PARÂMETROS	POSSÍVEIS CAUSAS RELACIONADAS		COMENTÁRIOS
	AUMENTO	DIMINUIÇÃO	
Fosfatase alcalina	Doenças hepáticas Obstrução hepática primária ou doenças biliares Uremia Inflamação intestinal Crescimento ósseo Gestação avançada	Hipotireoidismo Anemia perniciosa Mamíferos marinhos idosos	Elevada em animais jovens associada com o crescimento ósseo. Níveis médios em golfinhos-nariz-de-garrafa (Asper et al., 1990): Adultos - 203 U/L; Juvenis - 404 U/L. Diminuição súbita associada a doenças e aumento com a melhora clínica também pode ser usada em prognósticos
LDH Lactato desidrogenase	Lesões e necrose celular		Amplas alterações são observadas em mamíferos marinhos quando o LDH é liberado dos músculos associados com o mergulho. Níveis normais nos pequenos cetáceos: <600 U/L (Bull & Worthy, 1995).
Glicose	Estresse Excitação Anoxia Diabetes mellitus	Doença sistêmica grave Neoplasias Inanição	Elevação dos níveis mais rápida que nos animais domésticos. Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 125 mg/dl.
Coolesterol	Hipotireoidismo Diabetes mellitus Obstrução dos ductos biliares	Hipertireoidismo Desnutrição Má absorção	Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 190 U/L.
Amilase	Pancreatite aguda Inflamação intestinal Falência renal primária		Pode não ser específica para pancreatite em cetáceos. Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 221 U/L.
Lipase	Pancreatite crônica Necrose pancreática Falência renal		Pode não ser específica para pancreatite em cetáceos.
Proteína total	Desidratação Choque	Redução na albumina Má absorção Inanição Doenças renais Parasitismo	Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 7.6 g/dl.
Albumina	Desidratação Choque	Inanição Doenças hepáticas Doenças renais Parasitismo	Níveis médios em <i>Tursiops truncatus</i> (Asper et al., 1990): 3.9 g/dl.
Globulina	Doenças hepáticas Estimulação imunológica		Níveis médios nos golfinhos-nariz-de-garrafa (Asper et al., 1990): 3.7 g/dl.
Sódio	Desidratação Doenças cardíacas	Diarréia Vômitos	
Cloro	Desidratação Doenças cardíacas	Diarréia Vômitos	Níveis médios nos golfinhos-nariz-de-garrafa (Asper et al., 1990): 113 mEq/L.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ASPER, E.D.; CORNELL, L.H.; DUFFIELD, D.A.; ODELL, D.K.; JOSEPH, B.E.; STARK, B.I.; PERRI, C.A. Hematology and serum chemistry values in bottlenose dolphins. In: LEATHERWOOD, S.; REEVES, R.R. (Ed.). **The Bottlenose Dolphin**. San Diego: Academic Press, p. 479-485, 1990.

BOSSART, G.D.; DIERAUF, L.A. Marine Mammal Clinical Laboratory Medicine. In: DIERAUF, L. A. (Ed.). **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton: CRC Press, 1990, p. 1-52. Cap. 1.

BOSSART, G.D., T.H. REIDARSON, L.A. DIERAUF; D.A. DUFFIELD. 2001. Clinical pathology. Pages 383-436 in D.A. Duffield and F.M.D. Gulland, eds. **Marine Mammal Medicine** Second edition. CRC Press, Boca Raton, FL.

BULL, A.E.; WORTHY, G.A.J. Food intake and blood chemistry response to antibiotic regimes in successfully rehabilitated stranded cetaceans. In: ELEVENTH BIENNIAL CONFERENCE ON THE BIOLOGY OF MARINE MAMMALS. **Abstracts...** 14-18 December 1995, Orlando, Florida. p.18. 1995.

COLES, E.H. **Patologia clínica veterinária**. 3.ed. Kansas: Manole, p.72-86, 1984.

CONVERSE, L.; FERNANDES, P.; MACWILLIAMS, P.; BOSSART, G. Hematology, Serum Chemistry, and Morphometric Reference Values for Antillean Manatees. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 25, p. 423-431, 1994.

DIERAUF, L. A. Stress in Marine Mammals. In: DIERAUF L A (Ed.). **CRC Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton: CRC Press, p. 295-301, 1990. Cap. 20.

FOTHERGILL, M.B.; SCHWEGMAN, C.A.; GARRAT, P.A.; GOVENDER, A.; ROBERTSON, W.D. Serum alkaline phosphatase - changes in relation to state of health and age of dolphins. **Aquatic Mammals**, v. 17, p. 71-75, 1991.

GAGE, L.J. Rescue and Rehabilitation of Cetaceans. In: DIERAUF, L. A. (Ed.). **CRC Handbook of Marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation**. Boca Raton: CRC Press, p. 685-692, 1990. Cap. 40.

GERACI, J. R.; LOUNSBURRY, V.J. **Marine Mammals Ashore**: A field guide for strandings. Texas A&M Sea Grant Publication. 305 p. 1993

GOLDSTEIN, T.; JOHNSON, S.P.; WERNER, L.J.; NOLAN, S.; HILLIARD, B.A. Causes of erroneous white blood cell counts and differentials in clinically healthy young northern elephant seals, *Mirounga angustirostris*. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 29, p. 408-412, 1998.

GULLAND, F.M.D.; HAULENA, M.; DIERAUF, L.A. Seals and sea lions In: DIERAUF, L.A.; GULLAND, F.M.D. (Ed.). **Handbook of marine mammal medicine**. 2nd ed. Florida: CRC Press, p. 907-926, 2001.

KOOPMAN, H.N., WESTGATE, A.J., READ, A.J. AND GASKIN, D.E. Blood chemistry of wild harbor porpoises (*Phocoena phocoena*). **Marine Mammal Science** 11:123-135. 1995.

MEDWAY, W.; BRUSS, M.L.; BENGTON, J.L.; BLACK, D.J. Blood chemistry of the West Indian Manatee (*Trichechus manatus*). **Journal of Wildlife Diseases**, v. 18, n. 2, p. 229-234, 1982.

MEDWAY, W.; GERACI, J. R. Clinical Pathology of Marine Mammals. In: FOWLER, M.E; MURRAY. **Zoo & Wild Animal Medicine**. 2.ed. Denver: WB Saunders Company, p. 791-795, 1986.

MEYER, D.J.; COLES, E.H.; RICH, L.J. **Medicina de Laboratório Veterinária**: interpretação e diagnóstico. São Paulo: Roca, p. 3-36, 1985.

WALSH, M. T.; BOSSART, G. D. Manatee Medicine. In: FOWLER, M.E; MILLER E.R. (Ed.). **Zoo & Wild Animal Medicine**. 4.ed. Denver: WB Saunders Company, p. 507-516, 1999.

CONTAMINANTES

Suzana Más Rosa
Médica Veterinária
Instituto Baleia Jubarte

Marcela Junín
Médica
Museo Argentino de Ciencias Naturales

1. Introdução

Desde as três últimas décadas, há consenso científico e aumento do interesse de pesquisadores sobre o extenso impacto da contaminação dos oceanos por agentes químicos de origem antrópica. Esse impacto é bastante concentrado e mais evidente nas áreas costeiras onde há grandes concentrações urbanas e industriais.

Mamíferos aquáticos são bons bioindicadores de níveis de poluentes despejados no ambiente marinho por ocuparem alto nível trófico, acumulando contaminantes como metais pesados, organoclorados e hidrocarbonetos em seus tecidos (André et al., 1991; Bouqueneau & Joiris, 1988; 1992; Dietz et al., 1998, Tanabe et al., 1994).

A determinação dos efeitos tóxicos causados na saúde desses animais requer muito mais do que dados sobre a concentração de qualquer poluente em seus tecidos, pois vários fatores como localização geográfica, idade, sexo, hábitos alimentares, espécie, tecidos analisados, taxas metabólicas, etc; influenciam na contaminação (Das et al., 2000).

Devido à escassez de dados relacionados à contaminação química do ambiente marinho, torna-se cada vez mais necessária a realização de pesquisas sobre tais ecossistemas e as relações ecológicas entre os organismos para que prejuízos financeiros, sociais e,

principalmente, ecológicos possam ser minimizados e evitados.

Os metais, traços encontrados no ambiente natural, são componentes essenciais tanto no ciclo vital de animais como no de plantas, por isso a maioria dos organismos tem a capacidade de concentrá-los. Essa capacidade se dá através de certos processos metabólicos que podem levar a fatores altíssimos de concentração se os metais estiverem biodisponíveis no ambiente.

Os principais efeitos causados pela contaminação de metais pesados são: imunossupressão, distúrbios neurológicos, queda na taxa reprodutiva, distúrbios hepáticos e renais, e neoplasias.

Resíduos de organoclorados como DDT e PCB'S têm sido freqüentemente detectados em tecidos de mamíferos aquáticos. Esses poluentes são utilizados em larga escala na agricultura e indústrias, chegando ao ambiente marinho através de descargas industriais diretas ou indiretas, escoamento de águas contaminadas de áreas agrícolas para cursos d'água e deposição atmosférica. Sua estabilidade química resulta na persistência, no ambiente, e sua natureza lipofílica contribui para a tendência à biomagnificação na fração lipídica dos tecidos (Ballschmiter et al., 1989).

Segundo Vos et al. (1998), os organoclorados são os prováveis agentes etiológicos de uma grande variedade de doenças, incluindo câncer, alteração da fisiologia endócrina, deficiência na eficiência reprodutiva, desordens no desenvolvimento e imunossupressão, podendo resultar no aumento da susceptibilidade a doenças infecciosas.

Os hidrocarbonetos são compostos químicos constituídos por hidrogênio e carbono que são classificados de acordo com a sua cadeia carbônica (alifática, alicíclica ou aromática). A maioria dos produtos refinados do petróleo são misturas de vários tipos de substâncias compostas por hidrocarbonetos. Cada tipo de óleo bruto e produto

refinado possuem diferentes propriedades químicas e físicas. Essas propriedades afetam o modo como o óleo irá se espalhar e atingir o ambiente, e o risco que poderá causar à vida humana e marinha.

Os efeitos da exposição ao petróleo em mamíferos aquáticos têm sido estudados, entretanto muito pouco tem sido publicado sobre as concentrações de hidrocarbonetos encontrados naturalmente em tecidos de animais ou em indivíduos expostos ao óleo (Engelhardt, 1985). Esses compostos estão sendo amplamente estudados, devido às suas características altamente tóxicas, mutagênicas e carcinogênicas (Neff, 1979; McElroy et al., 1989).

Ao contrário de outros animais, mamíferos aquáticos possuem um sistema enzimático capaz de metabolizar e excretar certas quantidades de hidrocarbonetos (Addison et al., 1986), entretanto mais estudos são necessários a fim de se descobrir a resistência desses animais a tais compostos e os efeitos da contaminação em longo prazo.

2. Metodologia

2.1 Metais Pesados

Os metais pesados tendem a se acumular no sistema nervoso, músculos, ossos e, principalmente, nos rins e fígado, portanto os órgãos de eleição para coleta serão os dois últimos.

Caso a coleta de músculo seja realizada, deve-se fazê-la na massa muscular epiaxial. Sangue também pode ser utilizado para análise de metais pesados, devendo ser coletado de um grande vaso, colocado em um vidro com heparina (não usar EDTA) e centrifugado o mais rápido possível. Após esse procedimento, as células devem ser congeladas separadamente para determinação de poluentes. O soro

pode ser congelado a uma temperatura de -22°C , para um banco de dados de vírus. O osso coletado deve ser plano, como o esterno, ossos do crânio e a escápula.

Os tecidos devem ser cortados com facas de polietileno (plástico), sendo armazenados em sacos ou recipientes plásticos devidamente etiquetados e imediatamente congelados a -20°C , até a análise laboratorial. Recomenda-se que cerca de 100 a 400g de tecido sejam coletados.

A técnica mais utilizada para a detecção de metais pesados em tecidos de mamíferos aquáticos é a de Espectrofotometria de Emissão Atômica com Plasma Indutivamente Acoplado (ICP-AES).

2.2 Organoclorados

Devido à tendência de se acumularem no tecido adiposo, recomenda-se coletar amostras de aproximadamente 100 a 400g de gordura. A gordura deve ser coletada dos seguintes locais: do dorso posterior à nadadeira dorsal, do abdômen adjacente à abertura genital em machos e glândula mamária em fêmeas. Se o estado de conservação do animal for bom, a gordura poderá ser obtida de toda sua espessura em golfinhos e pinípedes; se o animal estiver exposto ao sol ou sem a epiderme, a coleta deverá ser mais profunda, extraíndo a gordura em contato com o músculo, para evitar as possíveis trocas por evaporação de clorados (Borrell & Aguilar, 1990). Em grandes cetáceos, a coleta também será obtida em contato com o músculo. Em peixes-bois, se obter-se-á a gordura dorsal e abdominal e glândulas mamárias em fêmeas.

Pode-se fazer também a coleta de fígado, músculo (massa epiaxial) e cérebro e medula em animais com menos de seis horas de morte (Hare & Mead, 1987).

Todas as amostras devem ser coletadas utilizando-se luvas descartáveis. O instrumento cortante a ser utilizado deve ser preferencialmente lâmina de bisturi estéril e descartada após coleta de material de cada indivíduo. Em caso de utilização de faca, esta deve ser destinada apenas à coleta de poluentes. No campo, deve ser lavada apenas com água do mar e não deve ter contato com água sanitária, sabão ou detergentes. No laboratório, deve-se limpar com acetona industrial (não utilizar toalha de papel, apenas gaze estéril), enxaguar com água destilada e guardar em folha de alumínio.

Após a coleta, as amostras devem ser embaladas em papel alumínio, etiquetadas utilizando-se apenas grafite e não canetas e similares, colocadas em sacos plásticos estéreis e ser imediatamente congeladas a -20°C até a análise. Se a temperatura de armazenamento for mantida constante, as amostras poderão permanecer durante anos armazenadas antes de sua análise (Junín, 1999).

A técnica recomendada para análise de detecção de organoclorados em tecidos de mamíferos aquáticos é chamada de Cromatografia de Gás e/ou Cromatografia de Gás Acoplada à Espectrometria de Massa (GC/MS).

2.3 Hidrocarbonetos

Órgãos como rins, fígado, músculos e cérebro podem ser coletados para determinação de hidrocarbonetos em mamíferos aquáticos, mas, devido ao fato de esses poluentes serem metabolizados no fígado e terem a tendência de se acumular na camada de gordura, os tecidos de eleição para coleta são fígado e gordura.

Recomenda-se coletar amostras de, aproximadamente, 300 a 400g, que devem ser embaladas em papel alumínio, etiquetadas utilizando-se apenas grafite e não canetas e similares, colocadas em sacos plásticos estéreis, e imediatamente congeladas a -20°C até a análise. O mesmo procedimento, citado no tópico anterior com relação ao material utilizado na extração da amostra e o armazenamento dela, também é válido para este.

A técnica recomendada para análise de detecção de hidrocarbonetos em tecidos de mamíferos aquáticos é chamada de Cromatografia de Gás e/ou Cromatografia de Gás Acoplada à Espectrometria de Massa (GC/MS).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADDISON, R.F.P.F.; BRODI, A.; EDWARDS; M.C. SADLER. Mixed function oxidase activity in the Harbour Seal from Sable Is., N.S. **Comparative Biochemistry and Physiology**, 85C, p.121-124, 1986.

ANDRÉ, J.M.; BOUDOU, A.; RIBEYRE, F. Mercury accumulation in Delphinidae. **Water, Air and Soil Pollution**, v. 56, p. 187-201, 1991.

BALLSCHMITER, K.; RAPPE, C.; BUSER, H. R. Chemical properties, analytical methods and environmental levels of PCBs, PCTs, PCNs and PBBs. In: KIMBROUGH, R. D.; JENSEN, A.A. (Ed.). **Halogenated Biphenyls, Terphenyls, Naphthalenes, Dibenzodioxins and Related Products**. 2nd ed. Amsterdam: Elsevier, p. 47-69, 1989.

BORREL, A.; AGUILAR, A. Loss of organochlorine compounds in the tissues of a decomposing stranded dolphin. **Bull. Environ. Contamm. Toxicol.**, v. 45, p. 46-53, 1990.

BOUQUEGNEAU, J.M.; JOIRIS, C. The fate of stable pollutants - heavy metals and organochlorines in marine organisms. **Advances in comparative and environmental physiology**. Berlin-Heidelberg: Springer-Verlag, v. 2, p. 219-247, 1988.

BOUQUEGNEAU, J.M.; JOIRIS, C. Ecotoxicology of stable pollutants in cetaceans: organochlorines and heavy metals. In: SYMOENS J.J. (Ed.). **WHALES: BIOLOGY - THREATS CONSERVATION SYMPOSIUM**. Brussels, 1991. **Proceedings...** Brussels. Royal Academy of Overseas Sciences, p. 247-250, 1992.

DAS, K.; DEBACKER, V.; PILLET, S.; BOUQUEGNEAU, J.M. **Toxicology of marine Mammals**. Taylor and Francis Publishers. Washington D.C., Sous Presse, 2000.

DIETZ, R.; NORGAARD, J.; HANSEN, J. C. Have arctic mammals adapted to high cadmium levels? **Marine Pollution Bulletin**, v. 36, n. 6, p. 490-492, 1998.

ENGELHARDT, F.R. Effects of petroleum on marine mammals. **Petroleum effects in the Arctic environment**. London; New York: Elsevier Applied Science Publishers, 1985.

HARE, M.P.; MEAD, J.G. **Handbook for determination of adverse human-marine mammal interactions from necropsies**. Northwest and Alaska Fisheries Center Processed Report 87-06. US Department of Commerce. Smithsonian Institution, Washington, D.C., 1987. 35p.

JUNÍN, M. **Evaluación del riesgo de contaminación ambiental en áreas costeras urbanas utilizando mamíferos marinos como bioindicadores**. Argentina, 1999. 241f. Tesis (Doctorado) - Facultad de Medicina Universidad de Buenos Aires.

McELROY, A. E., FARRINGTON, J.W.; TEAL, J.M. Bioavailability of polycyclic aromatic hydrocarbons in the aquatic environment. In: VARANASI, U. (Ed.). **Metabolism of Polycyclic Aromatic Hydrocarbons in the Aquatic Environment**, Boca Raton, F.L.: CRC Press, p. 1-40, 1989.

NEFF, J.M. Polycyclic aromatic hydrocarbons in the aquatic environment. sources, fates and biological effects. Essex, UK: **Applied Science Publishers**, p. 1-262, 1979.

TANABE S.; IWATA H.; TATSUKAWA R. Global contamination by persistent organochlorines and their ecotoxicological impact on marine mammals. **Science Total Environment.**, v. 154, p. 163-177, 1994.

VOS, J. G.; VAN LOVEREN, H.; WESTER, P. W.; VETHAAK, A.D. The effects of environmental pollutants on the immune system: experimental evidence and field observations. **Eur. Envir. Rev.**, v. 2, n. 3, p. 2-7, 1988.

1. Introdução

Parasitos de mamíferos marinhos têm sido tema de vários trabalhos, relacionados à taxonomia, à distribuição e à ecologia, tanto dos parasitos como de seus hospedeiros. Descrições das lesões patológicas associadas ao parasitismo também têm sido fornecidas em alguns casos, procurando associar a severidade das infecções à morbidade e à mortalidade de indivíduos e (ou) populações (Dailey, 2001; Dailey & Stroud, 1978; Geraci & St Aubin, 1987; Measures, 2001; Migaki et al., 1971; Morimitsu et al., 1992; Stroud & Dailey, 1978).

Listas de parasitos de mamíferos marinhos são encontradas em Dailey & Brownell Jr. (1972), Delyamure (1955), Dierauf (1990) e Howard et al. (1983).

A maioria dos ciclos de vida dos helmintos ainda é desconhecida, mas, de um modo geral, eles costumam ser indiretos, isto é, o parasito necessita passar por hospedeiros intermediários antes de infectar os mamíferos marinhos, nos quais atinge a forma adulta completando o ciclo (Howard et al., 1983; Raga et al., 2001).

Nos últimos quarenta anos, o estudo das parasitoses tem sido uma importante ferramenta de pesquisa, pois utilizam-se os parasitos

como marcadores biológicos, e sua presença ou ausência pode proporcionar informações sobre a filogenia, distribuição, hábitos alimentares e estoques populacionais de mamíferos marinhos (Andrade, 1996; Balbuena et al., 1995; Dailey, 1979; Dailey & Vogelbein, 1991; Mackenzie, 1987; Moser, 1991).

Em relação à localização, os parasitos estão divididos em:

- Ectoparasitos: localizam-se na superfície externa do hospedeiro, como pele e cavidades naturais (principalmente artrópodes, crustáceos);

- Endoparasitos: localizam-se nos sistemas circulatório, respiratório, digestivo, urinário, genital, nervoso e musculatura (são principalmente helmintos).

Os helmintos são divididos em:

- Nematóides: vermes cilíndricos, mais ou menos afilados nas duas extremidades;

- Platelmintos ou "Vermes Chatos": Incluem os trematóides com corpo não segmentado, com aspecto de folha, e os cestóides que apresentam corpo com aspecto de fita e segmentado.

- Acantocéfalos: corpo alongado, cilíndrico, às vezes achatado ou em forma de "pêra" e com extremidade anterior apresentando uma probóscide revestida por ganchos que permitem a sua fixação no hospedeiro.

2. Metodologia

2.1 Colheita de material

- Uma necropsia parasitológica é simples, porém trabalhosa. Quando possível, deverá ser acompanhada por uma análise histopatológica dos tecidos infectados;

- Anotar informações básicas sobre o animal encontrado (espécie, local, sexo, data, etc...);

- Ao se iniciar a necropsia, deverá ser considerado o grau de decomposição do animal, pois a análise histopatológica bem como a própria coleta de parasitos muito frágeis poderão ser comprometidas devido ao processo de decomposição.

Recomenda-se classificar o estado de decomposição do animal (Geraci & Lounsbury, 1998), em que:

Estágio 1: Exemplar vivo. Usado para monitoramento de praia, aplicável principalmente na coleta de ectoparasitos.

Estágio 2: Exemplar com morte recente (poucas horas), carne com aparência de “comestível”. Estágio ideal para a coleta dos parasitos e realização de exames histopatológicos.

Estágio 3: Os órgãos internos estão identificáveis e intactos, mas a carne já não tem mais o aspecto de “comestível”. Parasitos podem ser coletados, mas alguns já poderão apresentar dificuldades durante a preparação e identificação.

Estágio 4: Corpo intacto, mas os órgãos internos já não são facilmente identificados, possui aspecto “macilento”. Não é indicado coletar parasitos para uma análise parasitológica detalhada. Caso os

parasitos sejam visíveis, interessante coletá-los para fazer o registro e somente análise qualitativa.

Estágio 5: Esqueleto exposto ou corpo mumificado, pele seca. A análise parasitológica fica comprometida.

2.2 Avaliação externa

- Observá-lo externamente com cuidado, buscando na pele eventuais parasitos (ectoparasitos e epizóicos). Cetáceos podem tê-los fixados nas nadadeiras dorsal ou caudal e regiões anteriores do corpo. Inspeccionar também as aberturas genital e anal;

- Ácaros e alguns protozoários podem estar associados a lesões cutâneas e podem ser isolados em raspado profundo de animais com menos de 24 horas de óbito;

- Alguns animais podem apresentar crustáceos presos à sua superfície externa, é comum nas baleias a presença de cracas, algas diatomáceas. Anotar a presença ou não delas, distribuição no corpo, e, se possível, a quantidade e a superfície atingida;

- Piolhos (Arthropoda: Anoplura) são encontrados em pinípedes. Em cetáceos, alguns anfípodas (Arthropoda: Amphipoda) são erroneamente chamados de "piolhos-de-baleia" ;

- Outros organismos que também podem ser encontrados sobre a superfície do corpo incluem: crustáceos como *Conchoderma* sp. (Thoracica: Lepadidae) na cavidade oral dos odontocetos, copépodes, lampréias e rêmoras;

- Sempre fazer anotações e/ou desenhos sobre a localização exata, forma, tamanho e número estimado dos parasitos encontrados no animal;

- Fazer também observações e descrições sobre possíveis lesões associadas aos parasitos e colher amostras em formol 10%.

2.3 Avaliação interna

- Através de incisão ventral ao longo do plano longitudinal mediano, abrir a cavidade torácica e a abdominal. Retirar o esterno e rebater as paredes laterais do abdome;

- Remover e abrir os órgãos separadamente em um recipiente, como, por exemplo, uma bandeja de plástico ou cuba de aço inox;

- Observar, com cuidado, cada órgão retirado durante a necropsia. Em órgãos parenquimatosos (ex. fígado), fazer diversos cortes em sua superfície;

- Sempre que possível, passar o conteúdo de cada órgão por uma peneira de malha fina, de preferência de 150 µm. Nos animais que apresentam maior volume de conteúdo estomacal, uma passagem sucessiva sobre peneiras, com malhas cada vez menores, até atingir a de 150 µm poderá auxiliar na triagem do material. Colocar o material recolhido na(s) peneira(s) em uma placa de Petri e observar, na lupa, para separar os parasitos. Na dúvida, coletar tudo que possa ser um parasito;

- Todos os parasitos devem ser removidos com cuidado, usar pincel ou agulha histológica encurvada. Não usar pinças, pois essas normalmente danificam o parasito;

- Coletar o máximo de parasitos possível, porque, no momento da identificação, normalmente só uma parcela da amostra é que realmente estará em boas condições para avaliar as estruturas internas;

- Cestóides precisam possuir a cabeça (escólex) para

identificação;

- Alguns parasitos - como os encontrados em tecido mamário, por exemplo - são difíceis de serem removidos intactos, portanto devem ser retirados com uma parte do tecido e colocados em formol 10% para identificação posterior;

- Os acantocéfalos costumam ser mais difíceis de coletar por estarem firmemente presos na mucosa através de seus ganchos. Nesse caso, uma alternativa é coletar o parasito junto com o tecido adjacente para que ele seja removido sob lupa. Nos casos de pequenos acantocéfalos encontrados soltos, recomenda-se colocá-los em água destilada num refrigerador durante 24h. Isso causará a extroversão da probóscide, o que é essencial para a identificação taxonômica. É importante, para a identificação, que os parasitos possuam os ganchos intactos os quais serão contados e medidos;

- Para remover o muco aderido nos lábios, abertura anal e cutícula dos nematóides, é preciso colocá-los em um frasco com solução salina fisiológica (pode ser substituído por água destilada ou de torneira) e agitá-lo fortemente;

- Para nematóides coletados ainda vivos, indica-se que, após a limpeza, sejam fixados em AFA (AFA: 93 partes de etanol a 70° + 5 partes de formalina a 40% + 2 partes de ácido acético glacial) aquecido a 65° C, o que proporcionará um relaxamento do parasito, evitando que ele fique enrolado;

- Manter os parasitos coletados em água de torneira, água destilada ou solução fisiológica por algum tempo (de preferência, algumas horas) é importante para limpá-los e relaxar suas estruturas, facilitando a identificação posterior;

- Acondicioná-los em frascos vedados contendo álcool 70%.

Outras opções para fixar os endoparasitos seriam AFA e formol 10%;

- Para conservar nematóides, o melhor é álcool a 70% glicerinado a 5-10%;

- Piolhos e outros ectoparasitos podem ser fixados e conservados em formol a 10% ou álcool a 70% glicerinado;

- Crustáceos e copépodes, fixar em etanol a 70% e conservar em etanol a 70% glicerinado a 10%;

- Colocar nos frascos etiquetas de papel vegetal, escritas a lápis, ou alguma outra identificação que contenha: hospedeiro (animal onde foi encontrado), localização/órgão, local, número de parasitos, data, etc... Colocar também uma identificação externa no frasco.

3. Particularidades associadas a cada órgão

3.1 Esôfago e estômago:

No caso dos cetáceos, avaliar cada compartimento do estômago separadamente.

- Fazer anotações precisas sobre o local e a quantidade de parasitos encontrados (exemplo – “ 15 acantocéfalos presos na mucosa do estômago principal”);

- Podem ser encontrados nódulos contendo parasitos, removê-los junto com a mucosa adjacente e fixar em formol a 10%;

- Parasitos estomacais são móveis e podem ser encontrados no esôfago, boca e intestino delgado de indivíduos mortos, principalmente de pinípedes.

3.2 Intestino:

- Liberar o mesentério (tecido que liga as alças intestinais) para obter a medida do comprimento total do intestino;
- Preconiza-se que ele seja aberto por inteiro;
- Facilita dividi-lo em partes, para que estas sejam abertas em separado e os parasitos coletados por seções. Padronizar o número de partes, utilizando preferencialmente medidas proporcionais ao comprimento total do intestino, por exemplo, cada parte equivalente a 1/5 do CT do intestino;
- Abrir o intestino todo, ou uma parte por vez, em um recipiente, lavar com um pouco d'água corrente sempre mantendo todo o conteúdo dentro do recipiente. Passar todo o material do recipiente por uma peneira. Coletar o material retido na peneira em uma placa de Petri e observar na lupa para separar os parasitos;
- Não é necessário raspar a mucosa, mas sim observá-la após a lavagem para busca de parasitos presos a ela;
- Muitos parasitos se concentram principalmente nas porções iniciais do intestino, portanto essas merecem atenção especial, isto é, se não for possível avaliar todo o intestino, procurar abrir ao menos os primeiros metros do intestino delgado.

3.3 Gordura e musculatura da região urogenital:

- É a região onde freqüentemente se encontram cistos de cestóides (estágios larvais). Fazer vários cortes com intervalo médio de 2cm na gordura da região próxima aos genitais;

- Esses cistos também podem estar presentes no mesentério, soltos na cavidade abdominal e em outros locais, como epidídimo e ligamentos ovarianos.

3.4 Glândulas mamárias:

- Fazer corte na abertura de cada glândula com aproximadamente 2 cm de profundidade;

- Esfregaço de tecido mamário pode mostrar a presença de ovos. Colocar uma amostra com solução salina entre lâmina e lamínula e observar ao microscópio.

3.5 Traquéia e pulmões:

- Abrir os dois pulmões, separadamente, dentro de um recipiente. Cortar com a tesoura desde a traquéia e ir abrindo todos os brônquios até chegar aos bronquíolos terminais. Fazer uma lavagem, recolhendo o líquido num recipiente e depois passando o conteúdo por uma peneira;

- Algumas espécies de parasitos podem ser encontradas soltas na luz dos brônquios (Marigo et al., 2000);

- Outras podem estar em forma de nódulos ou granulomas no parênquima pulmonar, nesse caso, coletar e colocá-los em formol a 10%;

- Inspeccionar também cavidade nasal, nasofaringe e laringe.

3.6 Coração:

- Inspeccionar veias, artérias e cavidades internas do coração.

3.7 Fígado, pâncreas, ductos biliares e pancreáticos:

- Efetuar secções seriadas do parênquima hepático;
- É interessante coletar fragmentos (em formol a 10%) para confecção de lâminas histológicas onde podem ser encontrados parasitos e/ou ovos.

3.8 Encéfalo, sacos ou seios aéreos nasais, região adjacente ao ouvido interno:

- Parasitos podem estar associados ou não a um exsudato e lesões macroscópicas (exemplo – necrose);
- Ovos podem ser encontrados no exame microscópico de *swab* no orifício respiratório ou num esfregaço de encéfalo, colocar uma pequena amostra com solução salina entre lâmina e lamínula e observar ao microscópio;
- Quando for possível a retirada de parte do crânio para visualização do encéfalo, os parasitos, no caso dos cetáceos, costumam se concentrar nas meninges e superfícies dorsais do cérebro e do cerebelo;
- Parasitos podem ser encontrados nas áreas adjacentes ao ouvido interno e seios aéreos paranasais (incluindo o seio pterigóide).

3.9 Rins e trato urogenital:

- Nematóides podem ser encontrados nos rins, veias renais e uretra de mysticetos;

- Porém, como é muito difícil a dissecação dos parasitos inteiros, quando houver suspeita, é melhor coletar o fragmento de tecido com o parasito em formol a 10%.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRADE, A.L.V. **Comunidade componente de helmintos gastrointestinais da Franciscana (Cetacea; Pontoporiidae) no Rio Grande do Sul, Brasil, e sua utilização como marcador biológico na identificação de estoques.** 1996. 98f. Dissertação (Mestrado em Oceanografia Biológica) - Departamento de Oceanografia, Universidade do Rio Grande, Rio Grande, 1996.

BALBUENA, J. A.; AZNAR, F. J.; FERNANDEZ, M.; RAGA, J. A. Parasites as indicators of social structure and stock identity of marine mammals. In: BLIX, L. WALLOE; ULTANG, O. (Ed.). **Whales, Seals, Fish and Man.** Developments in Marine Biology. A.S. Elsevier, p. 133-139, 1995.

DAILEY, M. Parasites as an aid to understanding marine mammal populations. In: J.R. GERACI, E.D.J.; ST. AUBIN (Eds.). **Biology of marine mammals: Insights through strandings,** National Technical Information Service (PB-239_890), Springfield, Virginia, p. 243-244, 1979.

_____. Parasitic diseases. In: DIERAUF, L.A.; GULLAND, F.M.D. (Ed.). **Handbook of marine mammal medicine.** 2.ed. Boca Raton: CRC Press, p. 357-379, 2001.

DAILEY, M. D.; BROWNELL JÚNIOR, R. L. A checklist of marine mammals parasites. In: RIGDWAY, S. R. (Ed.). **Mammals of the sea, biology and medicine.** Springfield, Illinois: Charles C. Thomas, p. 528-589, 1972.

DAILEY, M.; STROUD, R. Parasites and associated pathology observed in cetaceans stranded along the Oregon coast. **Journal of Wildlife Diseases,** v. 14, p. 503-511, 1978.

DAILEY, M. D.; VOGELBEIN, W. K. Parasite fauna of three species of antarctic whales with reference to their use as potencial stock indicators. **Fishery Bulletin,** v. 89, n. 3, p. 355-365, 1991.

DELYAMURE, S.F. Helminthofauna of Marine Mammals. In: SKRJABIN, K.I. (Ed.). **Academy of Science of the U.S.S.R., Moscow U.S.S.R. Translated by M. Raveh.** Israel Scienetific Translations, Jerusalem, Israel 1968. 1955. 522 p.

DIERAUF, L. A. Marine mammal parasitology. In: DIERAUF, L.A. (Ed.) **Handbook of marine mammal medicine: health, disease and rehabilitation.** Boca Raton, FL: CRC Press, p. 89-96, 1990. Cap. 4.

GERACI, J. R.; LOUNSBURY, V. J. **Marine mammals ashore: a field guide for Strandings**. Galveston, TE: Texas A & M, 1998. CD Room.

GERACI, J. H.; ST AUBIN, D. J. Effects of parasites on marine mammals. **International Journal for Parasitology**, v. 17, n. 2, p.407-414, 1987.

HOWARD, E. B.; BRITT, J. O.; MATSUMOTO, G. K.; ITAHARA, R.; NAGANO, C. N. Parasitic diseases. In: HOWARD, E. B. (Ed.). **Pathobiology of marine mammal diseases**. Boca Raton, FL: CRC Press, p. 119-239, 1983. vol. 1.

MACKENZIE, K. Parasites as indicators of host populations. **International Journal of Parasitology**, v. 17, p. 345-352, 1987.

MARIGO, J.; ANDRADE, A.L.V.; ROSAS, F.C.W. Parasitos pulmonares de cetáceos do litoral do estado do Paraná, Brasil. REUNIÓN DE TRABAJO DE ESPECIALISTAS EM MAMÍFEROS ACUÁTICOS DE AMÉRICA DEL SUR, 9. 2000, Buenos Aires. **Anais...** Buenos Aires. p. 82-83. 2000.

MEASURES, L. N. Lungworms of marine mammals. In: SAMUEL, W.M.; PYBUS, M. J. KOCAN A. A. (Ed.). **Parasitic diseases of wild animals**. 2nd. ed. Iowa: Iowa State Press, 2001. p. 279-300.

MIGAKI, G.; DYKE, D. V.; HUBBARD, R. C. Some histopathological lesions caused by helminths in marine mammals. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 7, p. 281-289, 1971.

MORIMITSU, T.; KAWANO, H.; TORIHARA, K.; KATO, E.; KOONO, M. Histopathology of eighth cranial nerve mass stranded dolphins at Goto Islands, Japan. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 28, n. 4, p. 656-658, 1992.

MOSER, M. Parasites as biological tags. **Parasitology Today**, v. 7, n. 7, p. 182-185, 1991.

RAGA, J.A.; FERNANDEZ, M.; BALBUENA, J.A.; AZNAR, F.J. Parasites. In: **Encyclopedia of Marine Mammals**. In: PERRIN, W.F.; WORSIG, B.; THEWISSEN, H.G.M. (Ed.). Academic Press, San Diego, p. 867-876, 2001.

STROUD, R. K.; DAILEY, M. D. Parasites and associated pathology observed in pinnipeds stranded along the Oregon Coast. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 4, p. 292-298, 1978.

Anexo I - FICHA PARA NECROPSIA PARASITOLÓGICA

NOME DA INSTITUIÇÃO

Espécie: _____

Número de campo: _____ Data de Coleta: _____

Sexo: _____ Local: _____ Peso: _____

Comprimento total: _____ Estágio de decomposição: _____

Material congelado: Sim Não Tempo de congelamento: _____

Data da coleta do parasitos: _____ Fixador usado: _____

Meio conservante: _____

Análise externa (ectoparasitos)

Localização: _____ Número: _____

Observações: _____

Análise interna (endoparasitos)

	Número de parasitos													Obs. Tipos diferentes
	Nematóides			Cestóides			Acantocéfalos			Trematódeos				
Órgãos	N1	N2	N3	C1	C2	C3	A1	A2	A3	T1	T2	T3		
Esófago														
Estômago*														
Intestinos*														
Fígado e ductos biliares														
Pâncreas														
Rins e sistema urogenital														
Traquéia														
Pulmão direito														
Pulmão esquerdo														
Coração														
Glândulas mamárias														
Gordura														
Músculos														
Encéfalo														
Seios nasais/ouvido interno														

Obs.: (*) Sempre que possível diferenciar os compartimentos gástricos e o intestino delgado e grosso.

Nome do coletor _____

Instituição e Data _____

1. Introdução

Para o exame o técnico de campo deve ter a colaboração de um laboratório virológico a fim de determinar a melhor estratégia para a amostragem, levando em conta os sinais clínicos e patológicos encontrados em animais encalhados e do estado de decomposição da carcaça. A coleta deve incluir órgãos, ou sistemas afetados ou de eleição, incluindo os linfonodos periféricos para favorecer a detecção do vírus suspeito de causar a doença.

Entre as famílias de vírus que afetam mamíferos marinhos estão o Adenoviridae (vírus da hepatite viral do leão-marinho), Herpesviridae/Alphaherpesvirinae (herpesvirus focino), Poxviridae (poxvírus da foca, parapoxvirus e orthopoxvirus), Picornaviridae (picornavirus), Caliciviridae (vírus São Miguel dos leões-marinhos), Orthomyxoviridae (influenzavirinae/influenza A), Paramyxoviridae (cinomose canina, cinomose focina, morbilivirose dos cetáceos), Coronaviridae (coronavirus), rhabdoviridae (raiva), e Retroviridae (spumavirus) (Visser et al., 1991).

2. Metodologia

2.1. Coleta

As técnicas para diagnóstico virológico podem ser para demonstração da presença do vírus como partículas infectantes, partículas físicas ou seus componentes (proteínas específicas e ácidos nucléicos) e na identificação de anticorpos específicos. As vantagens e desvantagens estão relacionadas com o tempo, disponibilidade, sensibilidade e especificidade da técnica.

Quando há suspeita de viremia, deve-se coletar o sangue em heparina com o animal vivo ou morto recentemente. A chance de identificar uma infecção viral depende diretamente da qualidade das amostras colhidas e do nível de especialização do laboratório virológico envolvido. O sucesso da investigação também depende da anamnese e dos dados clínicos.

- Animais mortos (Geraci & Lounsbury, 1993):

Coleta de líquidos cavitários;

Fragmentos de órgãos: baço, linfonodos, rim, pulmão, fígado, intestino proximal e distal, cérebro e material de vesículas cutâneas, placenta e tecidos fetais.

Sangue hemolisado (< 24 horas do óbito)

- Animais vivos (Geraci & Lounsbury, 1993):

Coleta de sangue (soro, sangue total e papa de hemácias)

Fezes/ urina

Swab retal

Swab orifício respiratório/nasal

Secreções de vesículas cutâneas

2.2. Processamento

Para caracterização do vírus, utilizamos o isolamento do vírus em cultura celular e identificação por microscopia eletrônica (Doane & Anderson, 1987). Amostras de órgãos relevantes medindo 2X2cm devem ser colhidas assepticamente e armazenadas em frascos estéreis. Se forem enviadas a um laboratório até 24 horas, elas devem ser mantidas a 0-4°C, caso contrário congelar as amostras a -70°C até serem analisadas. Amostras congeladas podem ser transportadas em gelo seco (CO₂).

2.3. Armazenamento

Para diagnósticos moleculares, pequenos fragmentos de tecidos 3x3mm podem ser colhidos em criotubos ou frascos *ependorfs* contendo líquidos conservantes para DNA ou RNA (ex. DMSO e ácido guanidino-tiocianato-fenol-cloroformio) (Chomczynski & Sachi 1987; Sambrook et al., 1989), ou, como última alternativa, a conservação de fragmentos de 0,5x0,5cm em álcool 70°GL (Smith et al. 1987). Podem ser colhidos fragmentos maiores sem conservantes, em frascos estéreis, desde que congelados a -70°C ou em nitrogênio líquido.

Amostras para isolamento de vírus nunca devem ser fixadas em formol ou outros fixadores. No entanto alguns procedimentos para detecção de antígenos específicos (ELISA, IFA e IPA) ou detecção de seqüências de ácidos nucleicos (reação de polimerização em cadeia, hibridização *in situ*) permitem estudos retroativos em material fixado em formol 4% até cinco anos e emblocados em parafina somente

para vírus DNA (Goelz et al. 1985). Preferencialmente coletar amostras frescas.

Para estudos sorológicos, as provas sorológicas podem ser efetuadas em soro não hemolisado, sangue ou plasma, para isso uma amostra de sangue de pelo menos 1ml deve ser colhida para obtenção do soro. Para separar o soro das células vermelhas, a amostra de sangue deve ser centrifugada por não mais de 2200 rpm por 10 min e o sobrenadante colhido). Até a análise, o soro deve ser estocado congelado a -20°C .

Eventualmente, essas técnicas podem ser aplicadas em soro hemolisado, fluidos corporais ou fragmentos de tecidos. Como os monoclonais (IgM) específicos para mamíferos aquáticos não são disponíveis, somente a presença de anticorpos produzidos muito antes do momento da colheita serão demonstrados.

Conservação do material (Kuiken & Hartmann, 1991):

Frascos estéreis;

Meio de transporte (trizol, DMSO);

Alcool 70°GL;

Armazenar a -4°C (refrigerador), até 24 horas;

Caso a amostra não possa ser processada nesse tempo, preservar em -70°C

Transportar em gelo ou nitrogênio líquido - 196°C .

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

CHOMCZYNSKI, P.; SACCHI, N. Single-step method of RNA isolation by acid guanidinium thiocyanate-phenol-chloroform extraction. **Anal. Biochem.**, v. 162, p. 156-159, 1987.

DOANE, F.W.; ANDERSON, N. **Electron Microscopy in diagnostic Virology**: a practical guide and atlas. Cambridge: Cambridge Univ. Press, 1987.

GERACI, J. R.; LOUNSBURRY, V.J. **Marine mammals ashore**: a field guide for strandings. Texas: Texas A&M Sea Grant Publication, 1993. 305p.

GOELZ, S.E.; HAMILTON, S. R.; VOGELSTEIN, B. Purification of DNA from formaldehyde fixed and paraffin embedded human tissue. **Bioch. Biophys. Res. Comm.**, v. 130, n. 1, p. 118-126, 1985.

KUIKEN, T.; HARTMANN, M. G. Cetacean Pathology: Dissection Techniques and Tissue Sampling: PROCEEDINGS OF THE FIRST EUROPEAN CETACEAN SOCIETY WORKSHOP NEWSLETTER, n° 17, special issue, Leiden, The Netherlands, September. 1991.

SAMBROOK, J.; MANIATIS, T.; FRITSCH, E. **Molecular Cloning**: a laboratory manual. 2nd ed. Cold Spring Harbor Laboratory Press, 1989.

SMITH, L. J.; BRAYLAN, R. C.; NUTKIS, J. E.; EDMUNDSON, K. B.; DOWNING, J. R.; WAKELAND, E. K. Extraction of cellular DNA from human cells and tissues fixed in ethanol. **Anal. Biochem.**, v.160, p. 135-138, 1987.

VISSER, I. K. G.; TEPPERMA, J. S.; OSTERHAUS, A. Virus infections of seals and other pinnipeds. **Rev. Med. Microb.**, v. 2, p. 105-114, 1991.

