

CETÁCEOS

INTRODUÇÃO À BIOLOGIA E A METODOLOGIA BÁSICA
PARA O DESENVOLVIMENTO
DE ESTUDOS

ANA PAULA MADEIRA DI BENEDITTO
SALVATORE SICILIANO
RENATA MARIA ARRUDA RAMOS

Copyright © 2010 by Ana Paula Madeira Di Benedetto, Salvatore Siciliano & Renata Maria Arruda Ramos.

Editora: Fundação Oswaldo Cruz, Escola Nacional de Saúde Pública.

Capa: José Renato Gomes de Souza.

Ilustrações: José Renato Gomes de Souza.

Impressão:

Projeto Gráfico: Milmar Gráfica e Papelaria Ltda.

Editoração Eletrônica: Milmar Gráfica e Papelaria Ltda.

Tiragem: xxxxx exemplares.

Patrocínio:



Di Benedetto, Ana Paula Madeira

Cetáceos: introdução à biologia e metodologia básica para o desenvolvimento de estudos / Ana Paula Madeira Di Benedetto, Salvatore Siciliano & Renata Maria Arruda Ramos – Rio de Janeiro : Fundação Oswaldo Cruz; Escola Nacional de Saúde Pública, 2010.

—p.: 100 il.

ISBN : 978-85-88026-48-3

I. Mamíferos aquáticos 2. Biologia 3. Metodologia I. Siciliano, Salvatore II. Ramos, Renata Maria Arruda III. Título

CDD 599.53

21 ed.

CIP-Brasil. Dados Internacionais de Catalogação na Publicação.

SUMÁRIO

| | |
|--|----|
| APRESENTAÇÃO DOS AUTORES | 05 |
| CAPÍTULO 1 - INTRODUÇÃO À BIOLOGIA DOS CETÁCEOS | 11 |
| Quem são os cetáceos? | 13 |
| Informações gerais sobre a biologia dos cetáceos | 14 |
| Evolução | 14 |
| Adaptações para a vida aquática | 17 |
| Biologia geral e ecologia | 20 |
| Conservação | 34 |
| Listagem das espécies viventes | 36 |
| CAPÍTULO 2 - METODOLOGIA DE ESTUDOS: MONITORAMENTO DA ATIVIDADE PESQUEIRA E DE ENCALHES | 39 |
| Monitoramento da atividade pesqueira | 41 |
| Monitoramento de encalhes | 48 |
| CAPÍTULO 3 - METODOLOGIA DE ESTUDOS: COLETA DE AMOSTRAS EM CARÇAÇAS | 49 |
| Material necessário às atividades | 52 |
| Avaliação da carcaça | 55 |
| Necropsia e extração de amostras | 57 |
| Relação de amostras e análises | 69 |
| Fórmulas de soluções e fixadores | 71 |
| CAPÍTULO 4 - METODOLOGIA DE ESTUDOS: ANÁLISE DE HÁBITO ALIMENTAR | 73 |
| Coleta, identificação e quantificação dos itens alimentares recuperados no conteúdo estomacal | 75 |
| Itens recuperados no conteúdo estomacal e estimativa do porte das presas | 79 |
| Interpretação da dieta através de outras abordagens | 81 |
| CAPÍTULO 5 - METODOLOGIA DE ESTUDOS: DETERMINAÇÃO DE IDADE EM ODONTOCETOS | 83 |
| Coleta de amostras e preparação dos dentes para a determinação de idade | 86 |
| Apêndice - INDICAÇÃO DE FONTE DE CONSULTA COMPLEMENTAR | 95 |

APRESENTAÇÃO DOS AUTORES

Ana Paula Madeira Di Benedetto

A autora, natural da cidade do Rio de Janeiro/RJ, cursou a graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Santa Úrsula entre os anos de 1986 e 1989. A sua pós-graduação em Biociências e Biotecnologia foi conduzida na Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, localizada na cidade de Campos dos Goytacazes/RJ. O mestrado foi realizado entre os anos de 1995 e 1997, e o doutorado entre 1997 e 2000. A sua trajetória de estudos com cetáceos teve início no ano de 1988, a partir de estágio realizado junto a um projeto de pesquisa no norte do estado do Rio de Janeiro. Logo no ano seguinte, em 1989, após o término da graduação, a autora integrou o grupo de pesquisadores deste projeto, desenvolvendo desde então diversos estudos com os cetáceos da região. Durante esse período houve a oportunidade de realizar os cursos de mestrado e doutorado e de, através de concurso público, ingressar no quadro docente permanente da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, do qual é professora desde o final de 2000. Nessa instituição houve a continuidade das pesquisas sobre esses mamíferos aquáticos, com o envolvimento de estudantes de graduação e pós-graduação. Desde 2005 a autora tem modificado o alvo preferencial de suas pesquisas, passando a investigar os recursos pesqueiros regionais e a dinâmica das pescarias artesanais. No entanto, a relação com os cetáceos ainda se mantém sólida por meio de inúmeras cooperações científicas e de oportunidades de divulgação do conhecimento adquirido ao longo desses anos, como expresso através da presente publicação.

Salvatore Siciliano

O autor, natural da cidade do Rio de Janeiro/RJ, se graduou em Ciências Biológicas pela Universidade do Estado do Rio de Janeiro em 1985. No ano de 1997 finalizou a sua formação de mestre em Biologia Animal pela Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, e em 2001 se doutorou em Ciências Biológicas (Zoologia) pela Universidade Federal do Rio de Janeiro/Museu Nacional. Desde novembro de 2002 é pesquisador do Departamento de Endemias da Escola Nacional de Saúde Pública/Fundação Oswaldo Cruz. O seu trabalho com os mamíferos aquáticos teve início ainda durante a graduação. Atualmente, a sua área de atuação é mais abrangente, e inclui ecologia e conservação de mamíferos, aves e quelônios nos biomas Mata Atlântica, Caatinga e Amazônia, com foco na utilização de espécies da fauna brasileira indicadoras de impacto ambiental; monitoramento e desenvolvimento de modelos relacionados a patógenos associados a doenças emergentes, reemergentes e negligenciadas; estudos sobre grupos sociais e comunidades tradicionais e suas relações entre saúde de ecossistemas e saúde ambiental; além de monitoramento e vigilância de ecossistemas terrestres e aquáticos sob impacto de atividades humanas. O autor é membro do conselho editorial dos periódicos *The Latin American Journal of Aquatic Mammals* e *Ciência Hoje das Crianças/Instituto Ciência Hoje & Sociedade Brasileira para o Progresso da Ciência*.

Renata Maria Arruda Ramos

A autora, natural da cidade do Rio de Janeiro/RJ, cursou a graduação em Ciências Biológicas pela Universidade Santa Úrsula entre os anos de 1985 e 1989. A sua pós-graduação em Biociências e Biotecnologia foi conduzida na Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, localizada na cidade de Campos dos Goytacazes/RJ. O mestrado foi realizado entre os anos de 1995 e 1997, e o doutorado entre 1997 e 2001. A sua trajetória de estudos com cetáceos também teve início no ano de 1988, como estagiária de um projeto de pesquisa no norte do estado do Rio de Janeiro. Integrou ao grupo de pesquisadores deste projeto em 1989, desenvolvendo desde então diversos estudos com os cetáceos da região, incluindo os cursos de mestrado e doutorado com determinação de idade, crescimento, reprodução e variação geográfica, permanecendo na região até 2001. A partir de 2002, a autora assumiu o cargo de gerente de meio ambiente da Empresa Everest Tecnologia em Serviços Ltda., participando no processo pré e pós-licenciamento ambiental para atividade de levantamento de dados sísmicos marítimos. A continuidade das pesquisas sobre mamíferos marinhos se desenvolveu através da coordenação do Programa de Monitoramento da Biota Marinha, que inclui a observação de cetáceos e tartarugas marinhas, estudos de comportamento e implementação de medidas de mitigação a bordo de navios de prospecção sísmica. A autora vem desenvolvendo a capacitação e orientação dos Observadores de Bordo durante os levantamentos de dados sísmicos, a elaboração de Estudos Ambientais de Sísmica/Relatórios de Impacto ambiental de Sísmica (EAS/RIAS), elaboração de Relatórios Ambientais referente ao Programa de Monitoramento da Biota Marinha e estudos de distribuição e ocorrência de cetáceos e seu comportamento em relação á fonte sísmica.

INTRODUÇÃO À BIOLOGIA DOS CETÁCEOS

Quem são os cetáceos?

Tradicionalmente, os cetáceos (golfinhos, botos e baleias) são considerados como mamíferos aquáticos, assim como os sirênios (peixes-boi, manatís e dugongos), os pinípedes (focas, morsas, lobos e leões-marinhos), os mustelídeos (lontras e ariranhas) e o urso polar. No entanto, há outros mamíferos que também podem ser considerados como aquáticos em função de sua estreita relação com esse ambiente. Dentre estes se incluem o ornitorrinco, a cuíca-d'água, o hipopótamo, a capivara, o búfalo e o morcego-pescador. Todos os animais considerados como mamíferos aquáticos têm em comum o fato de dependerem total ou principalmente da água para obtenção de alimento.

Os cetáceos são mamíferos placentários que desenvolveram modificações estruturais peculiares no corpo para incremento da eficiência hidrodinâmica, adaptando-se a uma existência totalmente aquática. Além da morfologia, esses animais apresentam uma série de adaptações fisiológicas e comportamentais para a vida na água.

A ordem Cetacea é dividida em três subordens, Archaeoceti, Mysticeti e Odontoceti, com a primeira representada apenas por formas fósseis. As outras duas subordens totalizam 86 espécies que apresentam padrões morfológicos, porte e coloração variáveis. Os odontocetos, ou cetáceos que possuem dentes, compõem a maior diversidade de espécies, dividindo-se em 10 famílias e 72 espécies. Dentre os cetáceos dentados se destacam os populares golfinhos e botos, as toninhas, a orca, a cachalote, a beluga e as baleias-bicudas. Alguns desses animais possuem hábitos marinhos costeiros, enquanto outros são caracteristicamente oceânicos. Além disso, quatro espécies de odontocetos ocorrem em sistemas fluviais da América do Sul e da Ásia. Os misticetos, cetáceos com cerdas bucais conhecidos como baleias verdadeiras, se dividem em 4 famílias e 14 espécies, todos com distribuição exclusiva no ambiente marinho. Entre os representantes das baleias com cerdas bucais estão a baleia-azul, maior animal vivente, as baleias-franca, a baleia-jubarte, entre outras. De modo geral, as espécies de misticetos são reconhecidas por seus clássicos padrões de migração anual, quando se deslocam entre as áreas de alimentação, em altas latitudes, e as áreas de reprodução, em baixas latitudes.

A seguir estão descritos os principais aspectos da evolução, adaptações para a vida aquática, generalidades sobre a biologia e a ecologia e problemas de conservação relacionados aos cetáceos. A diversidade do grupo está representada através da lista de espécies viventes, incluindo nome científico, nome comum e status de conservação atual.

Informações gerais sobre a biologia dos cetáceos

Evolução

Os aspectos da origem e evolução dos cetáceos ainda são fragmentados e controversos. A história evolutiva desses mamíferos exclusivamente aquáticos pode ser considerada provisória e as hipóteses explicativas se baseiam em escassos e incompletos registros fósseis. No entanto, a medida em que novos fósseis forem descobertos e que as técnicas de biologia molecular avançarem, muitos elos podem ser elucidados ou revistos. Atualmente, a teoria mais aceita é a de que os cetáceos evoluíram a partir de um grupo de mamíferos ungulados terrestres há cerca de 45-50 milhões de anos atrás.

Para melhor entendimento de como os cetáceos surgiram deve-se considerar as características do ambiente em que se encontravam seus ancestrais, uma vez que a evolução de muitas espécies está relacionada às grandes transformações biológicas e geológicas da Terra. Uma das transformações mais importantes foi a extinção dos grandes dinossauros no Paleoceno, há 65 milhões de anos atrás, permitindo que os pequenos e discretos mamíferos terrestres existentes se distribuíssem em novos habitats e nichos.

Considerando as transformações geológicas, após a deriva continental que levou a colisão da Índia com a Ásia, há aproximadamente 50 milhões de anos atrás, o Mar de Tétis deu origem ao Golfo Pérsico. Essa colisão resultou no levantamento de placas da crosta que formaram as montanhas do Himalaia, transformando o Tibete em um planalto. Dessa forma, o Mar de Tétis se tornou uma área rasa, salgada e rica em diversidade e abundância de espécies.

Este novo cenário levou um grupo de mesoniquídeos (*Pakicetus*), mamíferos ungulados terrestres, a explorar as águas costeiras e rasas do Mar de Tétis e seus cursos d'água adjacentes. Esses animais utilizavam as patas para atravessar a água e foram gradativamente mudando o seu hábito alimentar, passando de herbívoros a piscívoros. Os seus cascos, semelhantes aos dos artiodáctilos (camelos, porcos, girafas, vacas), não favoreciam a captura das presas. Durante o processo de seleção natural, seu focinho alongou-se e os dentes dianteiros tornaram-se mais pontiagudos, permitindo o aumento da eficiência alimentar. Outras transformações importantes se relacionaram a alterações morfológicas e metabólicas para suportar a perda de calor do corpo enquanto permaneciam na água.

O *Pakicetus* possuía o ouvido ligeiramente desligado do resto do crânio, assim como os cetáceos atuais, e apresentava uma cabeça pesada que necessitava de grandes projeções vertebrais para sua sustentação. Acredita-se que essa separação do ouvido os auxiliava a localizar uma presa se aproximando, quando encostavam a mandíbula ao chão.

O mar de Tétis tornava-se cada vez mais raso e rico em presas, levando a uma maior exploração dos seus recursos por parte dos mesoniquídeos. Novas adaptações foram surgindo e a seleção natural foi moldando seus descendentes a partir de novos estágios de exploração do ambiente aquático. Novas espécies, como *Ambulocetus*, se locomoviam em águas rasas utilizando-se da força de tração dos membros anteriores e posteriores. Membranas interdigitais e cauda longa e forte estavam presentes, e a coluna vertebral mostrava indícios de um animal mais adaptado a movimentos dorso-ventrais.

A evolução continuou no sentido da redução dos membros posteriores, migração do orifício respiratório para o topo da cabeça, maior independência da cintura pélvica em relação às vértebras e o desenvolvimento da musculatura da cauda, o que passou a caracterizar o *Rodhocetus*. Este grupo já se assemelhava aos cetáceos atuais, embora ainda possuísse membros posteriores, que na verdade eram pouco funcionais. Acreditava-se que o *Rodhocetus* raramente se aproximava da terra e dependia estritamente de sua impulsão caudal para mover-se na água.

Seguindo esta tendência, há aproximadamente 37 milhões de anos atrás, surge o *Basilosaurus*. Apesar de bastante semelhante, este mamífero parece não ser o provável ancestral dos cetáceos atuais. Medindo cerca de 15 m de comprimento, o *Basilosaurus* foi o primeiro mamífero marinho cosmopolita. Esses animais saíram do Mar de Tétis e se dispersaram em direção ao Oceano Atlântico Norte e a Costa do Marfim, dobraram o Cabo Horn e se deslocaram até a Baja Califórnia ou seguiram em direção a Nova Zelândia.

Na mesma época do *Basilosaurus* há registros da existência do *Dorudon*, com aproximadamente 4,5 m de comprimento. Este animal, que parece ser o parente mais próximo dos ancestrais dos cetáceos atuais, possuía vértebras que otimizavam a propulsão no ambiente aquático e indícios de lobos horizontais na extremidade da nadadeira caudal. Entretanto, o *Dorudon* ainda podia dobrar suas nadadeiras como membros articulados e flexíveis, não apresentava a habilidade de ecolocalização e sua natação não era tão hidrodinâmica como a dos cetáceos atuais.

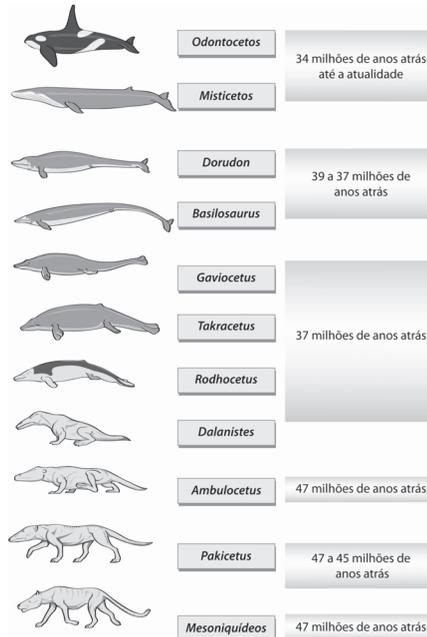
Dentre as adaptações que permitiram o sucesso desses mamíferos na colonização do novo hábitat se destaca o desenvolvimento da ecolocalização, ou localização pelo eco, verificada nos odontocetos. Os odontocetos produzem sons na cavidade nasal, emitindo-os no meio e recebendo os ecos produzidos. O mecanismo de ecolocalização permite que esses mamíferos tenham uma percepção tridimensional do meio, podendo localizar precisamente suas presas e perceber a distância e a característica física de objetos. A capacidade dos cetáceos de ecolocalizar surgiu a partir do desenvolvimento do melão, estrutura formada por um tecido adiposo localizada na parte frontal da cabeça, no alto do crânio. Esta estrutura funciona como uma lente acústica que pode alterar o curso das ondas sonoras (tom e direção) emitidas pelos

odontocetos. O tamanho do melão varia entre as diferentes espécies.

Durante a evolução dos mysticetos observa-se o progressivo desenvolvimento das cerdas bucais. Isso permitiu a exploração de novos recursos alimentares por parte desses animais através da dragagem e filtração de grandes volumes de água. Esta forma de alimentação possibilitou a ocupação de novos nichos e a especiação do grupo. Entretanto, este caminho evolutivo levou a atrofia do melão e a modificação do crânio por parte dos mysticetos, de modo a alojar as compridas e numerosas placas de filtragem.

Os cetáceos se originaram a partir de um ancestral com dentes e a ecolocalização é caráter ancestral dentro do grupo, com as barbatanas se desenvolvendo posteriormente. Outro aspecto importante na evolução dos cetáceos foi o progressivo aumento do quociente de encefalização. O aumento deste quociente resultou do aumento paralelo do cérebro e do corpo. O quociente de encefalização do homem moderno (*Homo sapiens*) é igual a 7,06, e isto significa que possuímos um cérebro cerca de sete vezes maior do que outro mamífero de mesmo porte físico. Vários cetáceos possuem quocientes de encefalização que são superiores a dois dos nossos ancestrais conhecidos: *Homo habilis*, que possuía grande habilidade com as mãos, e *Australoptecus afarensis*, cujo fóssil Lucy é a mais famosa representante.

A exploração de condições ambientais diferentes ao longo da história evolutiva dos cetáceos provavelmente os levou a se organizarem em sociedades e a aumentarem a percepção do que ocorria no seu entorno, maximizando as chances de sobrevivência. O aumento da encefalização deve ter sido uma das melhores formas de lidar com essas questões.



Representação da evolução dos cetáceos (adaptado de Zimmer, 1999).

Adaptações para a vida aquática

Os cetáceos têm uma existência exclusivamente aquática, e para tal apresentam diversas peculiaridades anatômicas e fisiológicas. Em relação à anatomia, destacam-se adaptações que aumentaram o hidrodinamismo desses animais no meio, tais como localização do orifício respiratório na parte superior da cabeça, corpo fusiforme, ausência ou redução drástica de pêlos recobrando o corpo, horizontalidade da nadadeira caudal e o posicionamento dos órgãos ligados ao sistema reprodutivo no interior da cavidade abdominal. Em termos fisiológicos verifica-se o desenvolvimento da grossa camada de gordura sob a pele, as várias adaptações dos sistemas muscular, circulatório e respiratório ao mergulho, o aumento na capacidade de filtração dos rins e o desenvolvimento do sistema de ecolocalização (odontocetos).

Adaptações anatômicas

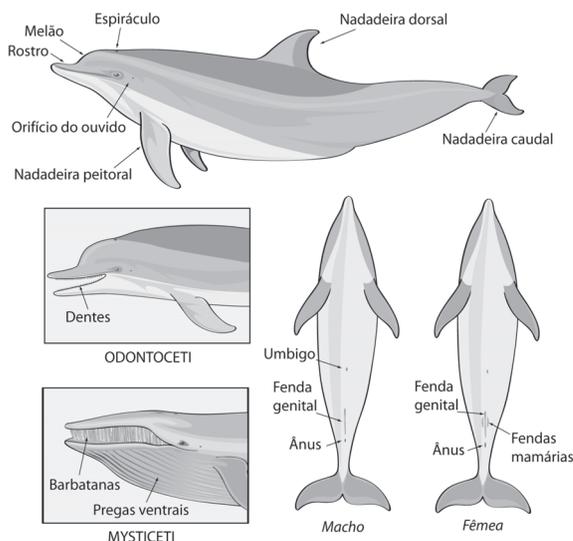
As adaptações anatômicas se referem especialmente a hidrodinâmica, possibilitando o deslocamento mais rápido no meio aquático e aumentando a eficiência na captura de presas e no escape de predadores:

a) Orifício respiratório (espiráculo) deslocado para a parte superior da cabeça com tampão nasal que se abre e fecha por contrações musculares, facilitando as trocas gasosas durante o deslocamento e o repouso em posição paralela à superfície da água, impedindo a entrada de água nas passagens nasais;

b) Corpo fusiforme a partir do encurtamento das vértebras cervicais e conseqüente desaparecimento do pescoço, da perda do pavilhão auditivo externo e dos membros posteriores, da modificação dos membros anteriores em nadadeiras peitorais e da horizontalização e desenvolvimento muscular da nadadeira caudal (permite que a movimentação seja rápida e acompanhe a flexibilidade da coluna vertebral). O corpo fusiforme também reduziu a área de superfície do corpo em contato com o meio aquático, minimizando a perda de calor;

c) Ausência ou escassez de pêlos recobrando a epiderme, reduzindo o atrito com a água durante o deslocamento, sendo que pêlos esparsos na região frontal da cabeça podem ser observados durante a fase embrionária dos cetáceos e permanecem como estruturas sensoriais em algumas baleias adultas;

d) Órgãos genitais masculinos (testículos e pênis) e as mamas das fêmeas são internalizados de modo a reduzir o atrito durante o deslocamento e evitar danos que poderiam ser causados por predadores ou co-específicos.



Esquema da anatomia externa dos cetáceos, incluindo a diferenciação entre machos e fêmeas.

Adaptações fisiológicas

As adaptações fisiológicas estão associadas principalmente à regulação da temperatura corporal (em torno de 36°C); ao mergulho; a osmorregulação e a percepção e sobrevivência no meio aquático. Provavelmente, as características relacionadas ao mergulho em profundidade, que pode chegar a mais de 3.000 m e com duração de 60-120 minutos no caso extremo do cachalote (*Physeter macrocephalus*), constituem o diferencial entre os cetáceos e os demais mamíferos aquáticos em termos adaptativos a esse ambiente:

- a) Desenvolvimento de uma espessa camada de gordura que atua como isolante térmico e evita a perda de calor para o meio aquático; que auxilia na flutuabilidade reduzindo o esforço do animal para se manter na superfície durante as trocas gasosas e o repouso; e que funciona como reserva de energia e de água doce (subproduto do metabolismo) quando há escassez de alimento;
- b) Músculos com grande concentração de miohemoglobina, funcionando como reserva adicional de oxigênio durante mergulhos prolongados;
- c) Grande volume de sangue circulante com o dobro da quantidade de hemácias registrada nos demais mamíferos, aumentando a concentração de oxigênio disponível para o metabolismo interno;
- d) Maior capacidade de tolerância ao gás carbônico presente nas células quando comparado aos demais mamíferos, o que aumenta o intervalo de tempo necessário para as trocas gasosas;

e) Sistema de circulação artério-venoso que permite ao animal regular a temperatura corporal. Nesse sistema, cada artéria da superfície do corpo, principalmente aquelas localizadas nas nadadeiras, é circundada por uma rede de veias. Quando é necessário reter o calor corpóreo, o sangue arterial flui para a superfície do corpo sob baixa pressão e retorna através das veias circundantes, as quais absorvem calor da artéria central. Dessa forma, o sangue de retorno não apresenta temperatura baixa, reduzindo o gasto energético do animal na manutenção da temperatura corporal. Por outro lado, como os cetáceos não possuem glândulas sudoríparas, quando é preciso dissipar o calor corpóreo o sangue flui sob alta pressão colapsando parte das veias circundantes e retornando através das veias superficiais localizadas próximo à epiderme, perdendo calor para o meio;

f) Redução dos batimentos cardíacos (bradicardia) durante mergulhos longos;

g) Redução do fluxo sanguíneo em órgãos e partes do corpo não vitais e seu redirecionamento para regiões vitais (p.ex. coração e cérebro). Nestes casos, determinadas partes do corpo podem usar o metabolismo anaeróbico onde as substâncias produzidas (p.ex. ácido láctico) são menos tóxicas que em outros mamíferos;

h) Pulmões mais vascularizados, com maior capacidade de distensão e maior número de alvéolos se comparados aos demais mamíferos, aumentando a superfície de trocas gasosas;

i) Pulmões com capacidade para entrar em colapso durante o mergulho, uma vez que os brônquios e os bronquíolos estão revestidos de tecido muscular que evita a entrada de ar em seu interior e funciona como proteção contra a doença descompressiva, causada pelo excesso de nitrogênio no sangue;

j) Pulmões apresentam cartilagem revestindo as passagens de ar, permitindo que se expanda rapidamente depois do mergulho sem danos ao tecido e as células.

A renovação do ar nos pulmões pode chegar a 90% em um evento de trocas gasosas devido, principalmente, as características do diafragma. Esse músculo é maior e situa-se em posição mais horizontal comparativamente aos demais mamíferos, que só conseguem renovar até 20% do ar dos pulmões;

k) Epiderme impermeável à penetração da água e produção de aldosterona pelas glândulas adrenais, mantendo a osmorregulação e a regulação iônica. Esses mecanismos são mais desenvolvidos nas espécies marinhas;

l) Rins multilobulares que permitem a filtração eficiente do sangue e a eliminação do excesso de sais acumulados durante o processo de alimentação, mantendo a regulação iônica corporal;

m) Olhos com musculatura desenvolvida e que torna a lente ocular maleável e permite a modificação da sua forma de acordo com o meio, possibilitando aos animais uma visão tanto aquática quanto aérea. Além disso, a pupila apresenta grande capacidade

de dilatação e contração, permitindo a visão em ambientes com fraca penetração de luz ou com luminosidade intensa, respectivamente;

n) Sistema de ecolocalização presente nos odontocetos e que os torna capazes de ampla percepção no meio aquático, incluindo a precisa localização de presas e a avaliação da distância e de características físicas de objetos, obstáculos ou outros organismos.

Biologia geral e ecologia

Os cetáceos são componentes vitais da biodiversidade aquática marinha e fluvial. Sua importância ecológica no ecossistema se relaciona, dentre outros aspectos, com a manutenção do equilíbrio da estrutura trófica, relação comensal que outros organismos mantêm com eles e atividade alimentar cooperativa desenvolvida com aves e algumas espécies de peixes. Além disso, esses animais apresentam elevado potencial como indicadores da qualidade ambiental dos ecossistemas aquáticos.

Esses mamíferos foram bem sucedidos ao longo de sua história evolutiva e atualmente ocupam habitats aquáticos variados, desde rios e lagoas até águas marinhas costeiras e oceânicas, com características térmicas e batimétricas muito diversas.

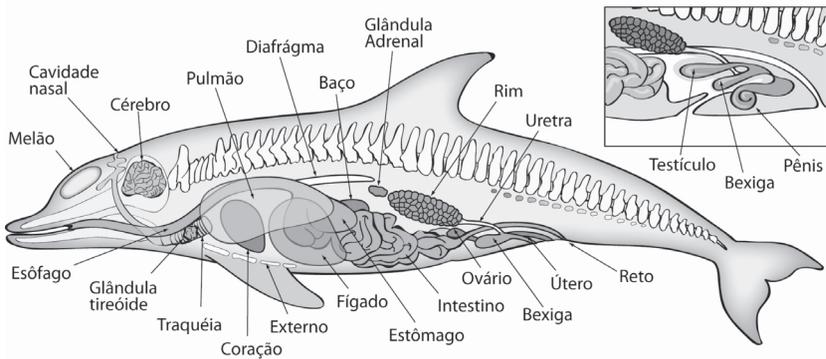
Os odontocetos demandam pela busca constante de alimento e, de modo geral, se distribuem e deslocam conforme a disponibilidade das presas preferenciais. No entanto, a amplitude dos padrões de ocorrência e deslocamento varia de modo interespecífico. No caso dos mysticetos, a distribuição e o deslocamento são mais previsíveis pelo fato de serem migrantes verdadeiros e apresentarem áreas de concentração alimentar e reprodutiva definidas.

Algumas espécies de odontocetos, como aquelas associadas a corpos hídricos, distribuem-se em áreas de uso restritas, enquanto outras, como a orca (*Orcinus orca*) ocupam todos os oceanos em variadas faixas latitudinais. Existem ainda espécies que ocorrem apenas em um determinado oceano e são endêmicas a esse ambiente, como no caso do golfinho-pintado-do-Atlântico (*Stenella frontalis*) restrito ao Oceano Atlântico, ou em uma certa faixa latitudinal, como o golfinho-pintado-pantropical (*S. attenuata*) que se distribui entre 40°N e 40°S. Os monodontídeos, beluga (*Delphinapterus leucas*) e narval (*Monodon monoceros*), por exemplo, são cetáceos restritos ao círculo polar Ártico.

A batimetria é fator associado a distribuição dos cetáceos como um todo. A toninha (*Pontoporia blainvillei*) e o boto-cinza (*Sotalia guianensis*) são essencialmente costeiros, com forte associação a regiões estuarinas, não ultrapassando as isóbatas entre 30 e 50 metros. Contrariamente, as baleias-bicudas (Ziphiidae) e o cachalote podem permanecer todo o ciclo de vida em regiões oceânicas profundas, só se aproximando da costa em locais onde a batimetria é pronunciada, como no entorno de ilhas oceânicas.

Considerando os mysticetos, espécies como a baleia-franca-do-sul (*Eubalaena australis*) e a baleia-juberte (*Megaptera novaeangliae*) permanecem em regiões próximas à costa quando na fase de reprodução e cria dos filhotes, e em águas com maior profundidade durante o movimento migratório.

Populações de uma mesma espécie que se distribuem em uma dada região também podem se apresentar segregadas quanto à área de uso preferencial e a distribuição batimétrica, levando-as a distinções dos padrões morfológicos, tamanhos de grupo, organização social e estratégias alimentares. Em relação ao primeiro caso (área de uso), pode-se considerar como exemplo as orcas residentes e transeútes que ocorrem na costa noroeste da América do Norte. As residentes formam grupos maiores e não se distanciam de sua área de concentração, alimentando-se principalmente dos peixes abundantes no local. Já as transeútes se organizam em grupos de até cinco indivíduos, deslocam-se por distâncias consideráveis e apresentam alimentação diversificada, incluindo outros mamíferos marinhos além dos peixes. No segundo caso (distribuição batimétrica) há o exemplo das populações costeiras e oceânicas do golfinho-nariz-de-garrafa comum (*Tursiops truncatus*) da costa leste dos Estados Unidos.



Esquema da anatomia interna dos cetáceos, incluindo a distinção entre machos e fêmeas.

História de vida: reprodução, maturidade e longevidade

A história de vida dos cetáceos inclui uma grande diversidade de padrões reprodutivos e de desenvolvimento que se relacionam com a diversidade de espécies e com as variações interpopulacionais. Como exemplo dessa variabilidade podem-se comparar os botos-do-porto, odontocetos do gênero *Phocoena* que alcançam até 1,7 m de comprimento, como o cachalote, que atinge cerca de 18 m de tamanho corporal. A longevidade do boto-do-porto chega a 15 anos, a maturidade sexual é alcançada entre 4-6 anos, o período de gestação está entre 10-12 meses e o de lactação é de cerca de

8 meses. O cachalote, por outro lado, pode viver por um período de 60 anos ou mais, atinge a maturidade sexual em torno de 15 anos e seu período de gestação e de lactação é de 14-16 meses e 24 meses, respectivamente. As características da história de vida também são fortemente influenciadas por fatores como a temperatura da água e a disponibilidade de alimento, condições estas que se relacionam diretamente com a sazonalidade e o sucesso reprodutivo das espécies e a ontogenia dos indivíduos.

Em geral, os cetáceos não apresentam dimorfismo sexual acentuado. No entanto, machos e fêmeas de algumas espécies podem ser distintos quanto às dimensões corporais, ao padrão de coloração da epiderme, a morfologia das nadadeiras e dos dentes. Nos cachalotes, por exemplo, os machos podem alcançar 18 m de comprimento, enquanto as fêmeas não ultrapassam 11 m. Já no caso das toninhas, as fêmeas são maiores do que os machos, com os animais medindo entre 1,5-1,8 m e 1,3-1,5 m, respectivamente. Outro dimorfismo é observado nas orcas, onde os machos apresentam a nadadeira dorsal consideravelmente alta e triangular, enquanto nas fêmeas ela é menor e mais falcada. Muitos representantes das baleias-bicudas do gênero *Mesoplodon* são dimórficos quanto à coloração do corpo e ao pronunciado par de dentes localizado nas mandíbulas.

Em todos os cetáceos, a diferenciação sexual externa está relacionada à distância da fenda genital em relação ao umbigo e ao ânus. Em termos comparativos, a fenda genital dos machos encontra-se mais próxima do umbigo e mais distante do ânus, enquanto nas fêmeas se dá o contrário. Além disso, as fêmeas apresentam duas pequenas aberturas em cada lado da fenda genital, que se referem às glândulas mamárias. Internamente, a distinção entre os sexos é feita através dos respectivos aparelhos reprodutivos.

O par de testículos do macho encontra-se internalizado na porção ventral posterior da cavidade do corpo, lateralmente aos rins, e a espermatogênese provavelmente ocorre ao longo do ano. O pênis, situado entre os testículos, apresenta duas ramificações na sua base que se fixam nos remanescentes dos ossos pélvicos, mantendo-se retraído em forma de 'S' quando está flácido a partir da ação de músculos retratores. O comprimento do pênis é cerca de 1/10 do comprimento total do animal. O órgão copulador é totalmente exteriorizado durante os comportamentos de pré-cópula e cópula, quando permanece ereto. Quando o animal urina, apenas a parte anterior do pênis é projetada ao meio externo, mas este se mantém flácido.

O aparelho reprodutor feminino é semelhante ao dos demais mamíferos, constituído de uma fenda genital alongada, de um canal vaginal que se comunica com o útero bicornado ligado as trompas, e de um par de ovários. No entanto, há algumas diferenças a serem ressaltadas. O canal vaginal dos cetáceos é mais curto e com musculatura mais desenvolvida quando comparado ao das fêmeas de mamíferos terrestres, facilitando a cópula e o parto no ambiente aquático. Em mamíferos terrestres, a regressão dos corpos lúteos em corpos albicans ocorre no momento da formação da placenta, enquanto em

cetáceos ocorre na segunda metade do período de lactação. Os corpos albicans não desaparecem por completo dos ovários das fêmeas de cetáceos, sendo indicativo do número de ovulações ao longo da vida.

As glândulas mamárias são chatas, planas e estendidas, localizadas internamente ao lado da fenda genital. Durante a lactação elas aumentam de tamanho e passam de um padrão de coloração rosado para marrom claro. Fortes músculos que se situam ao redor dessas glândulas expõem o leite na direção da boca do filhote durante a atividade de amamentação.

De modo geral, as espécies de odontocetos que se distribuem em águas tropicais com temperaturas relativamente constantes ao longo do ano e suprimento alimentar abundante podem se reproduzir durante todas as estações. Em contrapartida, os odontocetos que habitam áreas de baixas temperaturas apresentam uma sazonalidade reprodutiva definida. No caso dos mysticetos, as espécies se reproduzem durante o período de inverno-primavera, quando migram para as áreas de baixas latitudes.

Durante o evento reprodutivo, os cetáceos podem se comportar de forma monogâmica ou poligâmica (poliandria ou poliginia), de acordo com a espécie em questão. Os rituais de pré-cópula podem perdurar por várias horas e envolver diversos comportamentos característicos, incluindo saltos, emissão de sons, batidas de nadadeiras na água, contato físico entre os parceiros reprodutivos e interações agonísticas entre machos na disputa pelo acesso à fêmea. No entanto, a cópula propriamente dita dura cerca de 10-30 segundos. Em algumas espécies (p.ex. delfínídeos) observa-se a competição espermiática, onde o último macho a copular com a fêmea tem mais chances de fecundá-la. Em casos como estes, os testículos apresentam grande desenvolvimento em tamanho (comprimento e diâmetro) e peso durante o período reprodutivo, podendo aumentar em três vezes ou mais as suas dimensões.

Os cetáceos dão à luz apenas um filhote, mas há raros casos de dois. O período de gestação varia de 8-12 meses para mysticetos e de 8-16 meses para odontocetos. O intervalo entre partos pode variar de 1-3 anos, havendo registros de prenhez e lactação simultânea em algumas espécies. Em geral, nos últimos meses de gestação a fêmea prenhe passa a ser protegida por uma ou mais fêmeas do grupo, pois se encontra mais vulnerável. O cuidado parental envolve não apenas a mãe, mas outros indivíduos do grupo, se mantendo até o desmame do filhote.

No momento do parto pode haver risco de compressão do cordão umbilical a partir dos movimentos de contração, acarretando falta de oxigênio e excesso de gás carbônico para o feto. Para driblar esse risco, os cetáceos desenvolveram algumas adaptações: i) a cabeça do feto é a última parte do corpo a sair através do canal vaginal e entrar em contato com o meio; ii) as nadadeiras do feto são fechadas e a nadadeira caudal começa a se movimentar na água antes mesmo do nascimento se completar; e iii)

o cordão umbilical é curto, possibilitando seu rompimento natural durante o parto, ao mesmo tempo em que é rígido, minimizando as chances de ser comprimido.

O parto dura em média 15-20 minutos e, em geral, é acompanhado por outras fêmeas do grupo para prevenir a ação de potenciais predadores e/ ou outros fatores de risco. Poucas horas depois, a placenta é expelida através do canal vaginal. Após o nascimento, o filhote é levado pela mãe ou por outra fêmea do grupo à superfície para respirar o ar atmosférico pela primeira vez.

A amamentação ocorre debaixo d'água, se iniciando logo após o nascimento e perdurando por 7-12 meses. Nas primeiras semanas de vida o filhote pode mamar a cada 30 minutos, duplicando seu peso corporal logo na primeira semana. Isso se dá pela constituição do leite desses animais, que é composto por cerca de 40-50% de gordura e possibilita o crescimento acelerado e o rápido desenvolvimento do tecido adiposo sob a epiderme. Apenas como comparação, o leite materno de humanos é constituído de apenas 2-4% de gordura.

A determinação de idade é importante ferramenta para se compreender a história de vida das espécies, respondendo questões relacionadas às taxas de natalidade, mortalidade e distribuição das classes etárias dentro de suas populações e informando se estas se apresentam em crescimento ou declínio. Dessa forma, é possível inferir sobre a intensidade de reabastecimento dos grupos e a longevidade média dos indivíduos, identificando os fatores que determinam a dinâmica de populações. A proporção de indivíduos dentro de cada classe de idade reflete o estado reprodutivo das populações e permite o acompanhamento de suas flutuações.

Vários métodos são utilizados para se inferir sobre a idade e o estado de maturidade dos cetáceos, conforme descrição abaixo:

i) Idade cronológica em odontocetos: determinada a partir do número de camadas de crescimento (*Growth Layers Groups* - GLGs) depositadas nos dentes. O termo *Growth Layer Group* é amplamente utilizado por especialistas para definir as camadas de crescimento presentes na dentina e no cimento dos dentes de odontocetos, formadas por linhas paralelas distintas que contrastam entre si e podem ser reconhecidas pelo padrão de deposição cíclico. Em geral, uma GLG corresponde a quantidade de tecido acumulado durante um (1) ano de vida do indivíduo.

ii) Idade cronológica em mysticetos: determinada através da contagem das camadas de cera do ouvido que se depositam durante toda a vida do indivíduo e que não são excretadas para fora do corpo devido ao reduzido tamanho do orifício correspondente ao ouvido externo. Para isso é necessário recuperar o tampão de cera que se forma no canal auditivo e seccioná-lo longitudinalmente, contando-se então as faixas de coloração clara e escura que são depositadas alternadamente. Cada faixa corresponde a um padrão

de crescimento acelerado (meses de verão-outono - atividade alimentar) e de crescimento lento (meses de inverno-primavera - atividade reprodutiva), que somados caracterizam um (1) ano de vida.

iii) Maturidade sexual: indicada nas fêmeas através de prenhez, lactância (leite nas glândulas mamárias) e corpos albicans (cicatrizes de ovulação nos ovários); e nos machos a partir do estágio em que se encontra a espermatogênese (presença de esperma no epidídimo).

iv) Maturidade física: determinada a partir da relação entre o grau de calcificação óssea e o desenvolvimento físico do indivíduo, considerando o grau de fechamento da cavidade polpar e o desgaste da coroa dos dentes, grau de sutura do crânio, características das cavidades alveolares, do esterno, do hióide e dos discos epifisários.

A associação entre essas informações e o comprimento do corpo dos indivíduos de uma dada espécie permite calcular as taxas de crescimento corporal, assim como o tamanho e a idade em que os animais atingem a maturidade e sua longevidade média. Em linhas gerais, o crescimento pós-natal divide-se em três fases: (i) fase de crescimento acelerado que ocorre durante o primeiro ano de vida; (ii) fase de crescimento mais lento que ocorre a partir do primeiro ano de vida e vai até a maturidade física; e (iii) fase assintótica de crescimento, quando o comprimento do corpo se mantém constante. De modo geral, a maturidade física não acompanha a maturidade sexual, sendo atingida posteriormente.

Estima-se que um cetáceo já está sexualmente maturo quando alcança cerca de 85% do seu tamanho corporal. No entanto, a idade em que os animais estão aptos a se reproduzir é variável entre as espécies e, em geral, se relaciona com seu porte. Os mysticetos estão sexualmente maturos entre 5 e 10 anos de idade e, no caso dos odontocetos, onde a diferença de porte entre as espécies é maior, essa variação é mais expressiva. A toninha, por exemplo, já se reproduz com 2-3 anos de idade, enquanto o cachalote precisa esperar cerca de 15 anos.

A longevidade também varia entre as espécies. Em média, os pequenos odontocetos podem viver entre 20-40 anos, enquanto os cetáceos de porte maior chegam a 50-60 anos, com registros de mysticetos que alcançaram mais de 90 anos de idade.

Alimentação Misticetos

Os mysticetos, ou baleias verdadeiras, possuem um aparelho bucal modificado que apresenta cerdas bucais ao invés de dentes. Estas estruturas são lâminas córneas

formadas de quitina e queratina localizadas na maxila superior e que permitiu a esses animais à ocupação de um novo nicho alimentar, minimizando os efeitos da competição com outros cetáceos e demais carnívoros marinhos. O número de cerdas, bem como suas dimensões e coloração são caracteres específicos.

A outra característica dos mysticetos que apresenta relação direta com sua alimentação são os sulcos na parte ventral do corpo (ou sua ausência), denominados de pregas ventrais. Durante a atividade alimentar das espécies que possuem essa característica, as pregas se dilatam e permitem a expansão da região bucal.

De modo geral, os mysticetos se alimentam de organismos de porte pequeno, como peixes (p.ex. clupeídeos) e crustáceos (p.ex. eupausiáceos, anfípodas, copépodos), que ocorrem em grandes cardumes ou adensamentos na coluna d'água, próximo à superfície. A seleção do tamanho das presas capturadas está associada ao tamanho, densidade, flexibilidade e agrupamento das cerdas bucais e, nesse sentido, quanto mais cerdas estiverem presentes maior a capacidade do animal em capturar presas com tamanho corporal reduzido.

A maioria dos mysticetos passa cerca de seis meses do ano nas áreas de alta produtividade marinha localizadas em altas latitudes, onde há abundância de presas. Durante esse período, a alimentação é a atividade predominante. Calcula-se que um mysticeto adulto consuma por dia cerca de 30-40 g de alimento para cada quilograma de peso corporal, perfazendo um total de 1-5 toneladas de alimento ingerido diariamente, de acordo com a espécie.

Várias estratégias de captura são utilizadas pelas diferentes espécies. O forrageamento em grupo é observado com frequência entre esses animais, indicando um comportamento relacionado à otimização da captura de presas por parte dos indivíduos do grupo. Os Balaenopteridae (baleias-azul, fin, sei, Bryde's, minkes e jubarte) apresentam numerosas pregas ventrais e cerdas bucais curtas. Durante a atividade alimentar, a região bucal se expande a partir da dilatação das pregas e uma grande quantidade de água contendo as presas é apreendida. Em seguida, a água é expelida para o meio por entre as cerdas bucais através da pressão da língua sobre o palato, que depois recolhe as presas retidas para deglutição. A baleia-jubarte é exemplo de mysticeto que emprega uma estratégia alimentar elaborada, liberando ar através do seu orifício respiratório e produzindo uma rede de bolhas que 'aprisiona' os organismos a serem capturados, facilitando o forrageamento.

As baleias-franca (Balaenidae) não apresentam pregas ventrais, mas suas cerdas bucais são longas e delgadas. A obtenção do alimento se dá a partir do deslocamento lento (deslizamento) pela superfície da água e posterior recolhimento das presas que se retém nas cerdas bucais (*skimming*). Há casos em que o grupo de baleias-franca se

alimenta a partir de uma formação em 'V', maximizando a obtenção de alimento em uma dada área de forrageamento.

A baleia-cinzenta (*Eschrichtius robustus*) desenvolveu uma estratégia alimentar bem peculiar, buscando suas presas a partir do revolvimento do substrato lodoso. Os organismos preferencialmente predados são peixes e crustáceos, mas de hábitos bentônicos. Entretanto, a alimentação oportunista também é verificada nesta espécie. Após o revolvimento do substrato e conseqüente movimentação da água, o mecanismo alimentar se assemelha ao utilizado pelos balenopterídeos. Cerdas bucais curtas e finas e pregas ventrais estão presentes.

Odontocetos

Os odontocetos, com exceção do boto-vermelho (*Inia geoffrensis*), são homodontes e não tem capacidade de mastigação. Seus dentes não diferenciados são utilizados para capturar e, quando necessário, dilacerar o tecido das presas, que são deglutidas inteiras (ou por partes). O aparato bucal varia de acordo com a espécie e seus hábitos alimentares, sendo que o número, a forma, o tamanho e o posicionamento dos dentes são considerados caracteres taxonômicos.

Em geral, os odontocetos se alimentam de peixes e cefalópodes, mas outros organismos como crustáceos, aves e mamíferos podem ser predados. Estima-se que um animal adulto consome diariamente cerca de 5% de seu peso corporal em alimento. A seleção das presas é feita pelo porte e por sua disponibilidade em uma dada região, embora haja preferência alimentar relativamente definida em alguns grupos.

As estratégias empregadas para a captura do alimento são muito variáveis entre os odontocetos. A orca, por exemplo, é considerado um dos maiores predadores marinhos, podendo se alimentar de peixes, aves e mamíferos, incluindo mysticetos e outros odontocetos. No caso da predação sobre mysticetos, cujos alvos preferenciais são filhotes e animais debilitados, as orcas se organizam em pequenos grupos, cercando a presa e atacando-a em partes do corpo mais vulneráveis como nadadeiras e laterais da boca. Outra estratégia alimentar se refere a encalhe intencional, principalmente durante a predação sobre pinípedes. Orcas também são capazes de localizar e derrubar pingüins que estão sobre blocos de gelo flutuantes, para capturá-los em seguida.

O cachalote é, sem dúvida, a espécie que apresenta o hábito alimentar mais peculiar dentre os cetáceos, apresentando distinções anatômicas e fisiológicas diretamente relacionadas à captura de suas presas preferenciais: cefalópodes gigantes que habitam águas oceânicas profundas. O desenvolvimento do espermacete, estrutura formada por tecido adiposo de natureza específica e que se localiza na parte frontal da cabeça, é,

provavelmente, a mais importante adaptação ao mergulho em profundidade e aperfeiçoamento do sistema de ecolocalização, permitindo a captura desses cefalópodes e posicionando os cachalotes em um nicho alimentar particular e sem competidores.

A pesca cooperativa intra e interespecífica é uma estratégia comum entre os odontocetos e amplamente registrada entre delfínídeos. Um dos exemplos clássicos desse tipo de atividade alimentar se refere à realização de movimentos circulares por parte dos animais, deixando o cardume de presas mais coeso. A partir daí, investidas individuais ao centro do cardume são realizadas para a captura das presas, sem que este se disperse. A participação de aves marinhas e de peixes nesse tipo de atividade não é incomum, com benefícios para os envolvidos.

A relação entre odontocetos e humanos quanto às estratégias de pesca cooperativa também é conhecida. Como exemplo, há a interação entre os golfinhos-nariz-de-garrafa e os pescadores artesanais de Laguna, estado de Santa Catarina, sul do Brasil. Nesta área, os golfinhos conduzem os peixes em direção a terra, onde os pescadores os esperam para lançamento das redes de tarrafa. Por outro lado, o próprio lançamento das redes afugenta os peixes não emalhados, fazendo com que nadem em direção aos golfinhos e sejam, então, facilmente predados.

Aparelho digestivo

Com exceção do aparato bucal, o canal alimentar de odontocetos e mysticetos apresenta similaridades. O esôfago, geralmente curto, apresenta musculatura bem desenvolvida e limita o tamanho ou a quantidade de presas consumidas, podendo se dilatar e permitir a deglutição de uma presa ou de uma massa de presas inteira, ao mesmo tempo em que minimiza a entrada de água do meio. Os cetáceos absorvem a maior parte da água necessária para sua hidratação e funções metabólicas diretamente das presas ingeridas, o que é importante para a manutenção da osmorregulação, especialmente no caso das espécies marinhas. No entanto, ainda há controvérsia em relação à possibilidade de ingestão voluntária de água do meio por parte desses animais.

O estômago dos cetáceos é dividido em compartimentos ou câmaras, não havendo nenhum processo esfinterial entre elas. O número, a forma e o tamanho desses compartimentos estão diretamente relacionados com o tipo de alimentação. Na maioria dos cetáceos há três compartimentos estomacais, mas a presença de dois compartimentos ou a subdivisão dos compartimentos existentes é verificada em algumas espécies.

O primeiro compartimento, também denominado de estômago anterior ou mecânico, é um alargamento do esôfago revestido por epitélio estratificado e espesso, com grande capacidade de regeneração. Isso é importante para os animais susceptíveis

de abrasão no revestimento epitelial a partir do atrito decorrente da ingestão de presas inteiras. Neste compartimento, que também funciona como um saco de estocagem devido a sua capacidade de dilatação, a digestão se inicia a partir da ação mecânica da quebra do alimento. Não há produção de enzimas, porém certa quantidade pode estar presente a partir do refluxo proveniente do segundo compartimento, auxiliando o início do processo digestivo.

No segundo compartimento, conhecido como estômago principal ou glandular, a digestão química propriamente dita ocorre e a ação enzimática (pepsina, ácido hidroclorídrico, lipase) é intensa. Após esta fase, o bolo alimentar passa a um terceiro compartimento estreito e tubular, o estômago pilórico, onde o muco que o prepara para a digestão intestinal é liberado.

Ao deixar o terceiro compartimento, o bolo alimentar chega a ampola duodenal, por onde passa o ducto hepatopancreático que incorpora as secreções do fígado e do pâncreas ao bolo alimentar. Os cetáceos não possuem vesícula biliar. A digestão prossegue então no intestino, que pode medir entre 20-30 m de comprimento em odontocetos de porte pequeno, chegando a cerca de 150 m no cachalote. Nos odontocetos não há diferenciação entre o intestino grosso e delgado, enquanto nos mysticetos essa distinção é notada. As fezes, juntamente com a urina, são importantes mecanismos de liberação do excesso de sais do organismo desses animais.

Sentidos e ecolocalização

Os sentidos dos cetáceos estão adaptados à vida exclusivamente aquática e, por isso, apresentam distinções em relação aos mamíferos terrestres. O paladar e o olfato são sentidos reduzidos ou mesmo ausentes nesses animais, ao passo que a visão e o tato se apresentam importantes em algumas espécies e/ou relações sociais. Entretanto, é através da emissão e recepção de sons, que compõe o complexo e bem desenvolvido sentido da audição dos cetáceos, que eles se mostram muito bem adaptados à vida aquática. Importa ressaltar que a propagação do som na água é muito mais eficiente do que no ar.

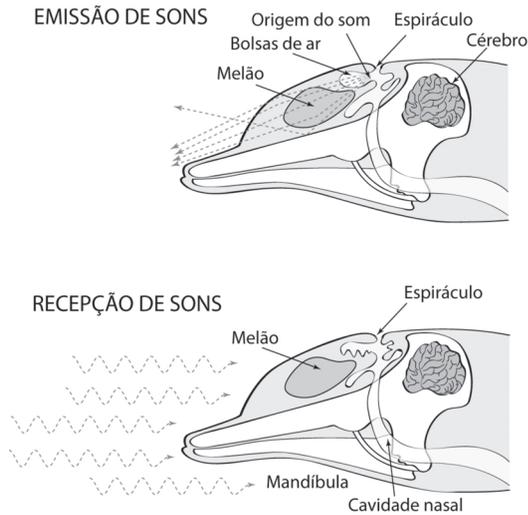
A visão é mais desenvolvida nas espécies que habitam águas claras. Seus olhos apresentam uma lente ocular maleável que possibilita a modificação da forma em função do meio, possibilitando aos animais visão eficiente tanto na água quanto fora dela. Aliado a isso, a pupila apresenta ampla capacidade de dilatação e contração, permitindo a visão quando a penetração de luz é fraca ou intensa, respectivamente. Por outro lado, os odontocetos associados às águas de elevada turbidez, como verificado em sistemas fluviais, possuem visão pouco desenvolvida ou praticamente nula, contando principalmente com a ecolocalização para sua orientação no meio.

O tato está relacionado principalmente ao contato intra-específico, e tem importante papel nos rituais de pré-cópula envolvendo os parceiros sexuais e no reconhecimento entre os indivíduos. Esse sentido também se aplica ao comportamento agonístico entre indivíduos durante a disputa sexual ou mesmo de hierarquia dentro dos grupos sociais.

Apesar de não possuir cordas vocais e nem pavilhão auditivo externo, todos os cetáceos são capazes de produzir e receber sons de frequências variadas, muitas das quais inaudíveis pelo ouvido humano. Os sons são gerados principalmente pela passagem de ar sob pressão dentro da cavidade nasal e/ ou por movimentos musculares da laringe, mas outros tipos de movimento muscular relacionado às passagens aéreas também podem estar envolvidos. Esse sentido permite aos cetáceos a comunicação intra e interespecífica e a percepção do meio, fornecendo informações sobre a identidade dos indivíduos, sua localização, seu estado reprodutivo, alerta quanto à presença de predadores ou presas, e também inclui a capacidade de ecolocalização dos odontocetos. O ouvido interno dos cetáceos pode identificar com precisão a direção de onde vem o som na água, pois apresenta um isolamento acústico formado por bolsas de ar e por uma 'espuma' produzida pelas secreções da rede de folículos e condutos mucosos, que separa o ouvido do restante do crânio.

Os sons produzidos pelos cetáceos se assemelham a estalos, cliques e assobios, com duração e intensidade variadas. Estudos revelam que em algumas espécies o indivíduo parece apresentar uma assinatura vocal característica, análoga ao tom da voz em humanos. Os mysticetos emitem sons de baixa frequência e longo alcance, geralmente entre 20 e 1.000 Hz (raramente ultrapassam 2 KHz). Já os odontocetos vocalizam em frequências mais altas e de alcance curto, entre 4 e 100 KHz.

Na habilidade de ecolocalização, comum apenas aos odontocetos, a produção de sons também deve estar relacionada à passagem de ar sob pressão dentro da cavidade nasal e/ou por movimentos musculares da laringe. Pulsos curtos de alta frequência (vibrações ultrassônicas) são transmitidos ao meio através da camada de gordura presente no melão, porção frontal superior da cabeça, que pode ser modificado por ação muscular voluntária e direcionar os pulsos. Estes, quando refletem em algum obstáculo ou organismo, retornam em forma de eco para o animal, sendo direcionados ao ouvido interno através das mandíbulas revestidas de gordura. A partir da ecolocalização, os odontocetos identificam a natureza, a forma, o tamanho e a distância do obstáculo ou organismo em questão, sendo capazes de localizar presas com menos de 2,0 cm de comprimento enterradas no substrato, por exemplo.



Esquema da ecolocalização em odontocetos.

Sistema esquelético

O sistema esquelético dos cetáceos consiste de um crânio, coluna vertebral, cintura peitoral, membros anteriores e cintura pélvica vestigial, onde apenas poucos ossos dos membros posteriores permanecem. Os ossos dos cetáceos são cerca de três vezes mais leves em comparação aos mamíferos terrestres, representando entre 15-17% e mais de 50% do peso corporal total, respectivamente. Além disso, o seu interior possui uma quantidade considerável de medula formada por gordura, conferindo maior fluabilidade a esses organismos. Apenas como ilustrativo da representatividade dos ossos em relação a proporção total de gordura corporal, sabe-se que durante o período mais intenso de exploração comercial dos mysticetos cerca de 5% do óleo produzido era obtido a partir dos ossos.

Uma peculiaridade dos cetáceos odontocetos se refere à assimetria do crânio, cujo vértice está desviado para o lado esquerdo. Esses são os únicos mamíferos vivos nos quais a assimetria craniana é vista como condição normal. O orifício respiratório está posicionado na parte dorsal da cabeça, a caixa craniana é arredondada e o conjunto das maxilas e pré-maxilas forma um rostró (ou bico) alongado. O crânio dos mysticetos, por sua vez, não possui divisão distinta entre o crânio e o rostró.

A região auditiva é altamente modificada. O osso pretoso e a ampola timpânica são fusionados e totalmente desarticulados do restante do crânio. Expansões na cavidade do ouvido formam sacos pneumáticos debaixo do crânio que isola o som e equilibra as variações de pressão que ocorrem no meio aquático.

A coluna vertebral é dividida em cervical, torácica, lombar e caudal, sendo que apenas o número de vértebras cervicais é constante entre todas as espécies. As apófises neurais e transversas são bem desenvolvidas, possibilitando maior inserção muscular e permitindo a movimentação dorso-ventral eficiente durante a natação. Esse movimento é realizado principalmente pela propulsão da nadadeira caudal, sendo promovido por fortes tendões que ligam os músculos associados às vértebras lombares e caudais. As nadadeiras peitorais e a dorsal servem para estabilizar e direcionar o movimento.

A coluna cervical dos cetáceos, como na maioria dos mamíferos, é formada por sete vértebras, porém bem mais encurtadas. Não há articulação entre a primeira (atlas) e a segunda (axis) vértebras e elas se encontram sempre fusionadas. As demais vértebras cervicais podem ser totalmente ou parcialmente fundidas, formando uma haste rígida na porção equivalente ao pescoço. A formação desse bloco rígido de vértebras permite melhor desempenho hidrodinâmico e minimiza a rotação da cabeça, evitando o deslocamento do pescoço durante mergulhos rápidos. As vértebras torácicas e lombares, além de amplas áreas de inserção muscular, apresentam considerável percentagem de cartilagem entre os discos epifisários (ou intervertebrais), maximizando a flexibilidade da coluna vertebral para os movimentos natatórios.

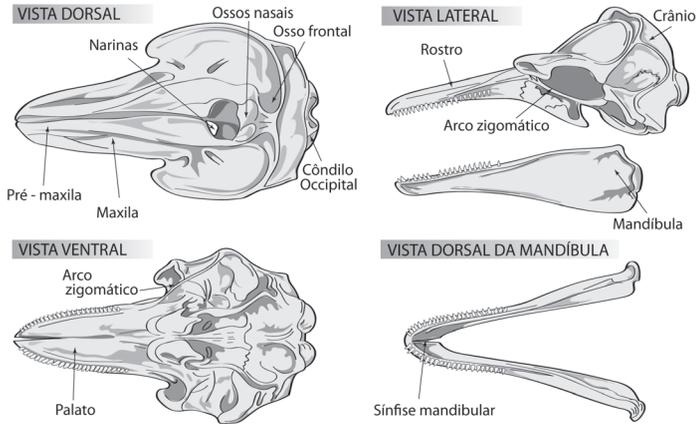
As vértebras caudais possuem apófises menores que as demais e são diferenciadas das lombares por apresentar pequenos ossos em forma de 'Y' na região ventral, denominados chevrons. Os chevrons são importantes na proteção de vasos sanguíneos e possuem inserções musculares que auxiliam na elevação dos lobos da cauda.

As longas, finas e móveis costelas se ligam às vértebras torácicas e apresentam papel importante nas trocas gasosas, pois o diafragma dos cetáceos é pouco musculoso. A ligação entre as costelas e o esterno é feita através das costelas esternais, menores do que as chamadas costelas verdadeiras. O esterno dos misticetos é pequeno, composto geralmente por um único osso que se articula apenas ao primeiro par de costelas. Já nos odontocetos essa articulação é feita por no mínimo três pares de costelas e o esterno é formado por dois, três ou mais elementos ósseos.

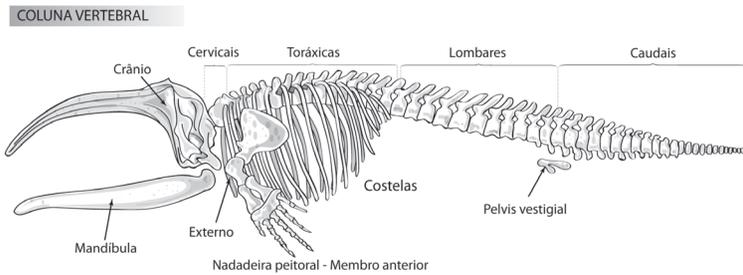
Os membros anteriores dos cetáceos foram funcionalmente modificados em nadadeiras, embora a sua organização estrutural interna siga o padrão geral verificado em mamíferos. Considerando essa organização, os cetáceos possuem escápula achatada e em forma de leque, que se liga ao úmero do qual partem o rádio e a ulna. Esses três últimos ossos são bem mais curtos e achatados em comparação aos mamíferos terrestres. Os carpos suportam os típicos cinco dedos, embora o primeiro seja reduzido ou ausente. Os dígitos são longos e caracterizam a hiperfalangia dos cetáceos. Em geral, o alongamento do segundo dígito está associado ao comprimento total da nadadeira peitoral.

A cintura pélvica abriga apenas alguns ossos vestigiais rudimentares, que são mais evidentes em misticetos do que em odontocetos, embora esses últimos também os

apresentem. Na maioria das espécies há vestígios da pélvis, enquanto em outras também há rudimentos do fêmur e da tíbia.



Esquema do crânio e das mandíbulas de odontoceto.



Esquema do esqueleto de mistoceto.

Migração e deslocamentos

A migração animal geralmente está associada a condições climáticas e disponibilidade de alimento, essenciais a reprodução das espécies. Dentre os cetáceos, apenas os mistocetos são considerados migrantes verdadeiros e seus extensos movimentos anuais entre as áreas de alimentação, em altas latitudes, e áreas de reprodução, em baixas latitudes, são regidos principalmente pelo foto-período.

As regiões polares possuem foto-período longo no verão, cujos meses correspondentes variam de acordo com o hemisfério (norte ou sul), possibilitando uma elevada produtividade fitoplancônica e consequente aumento da biomassa de zooplâncton e de outros organismos marinhos. Com isso, os mistocetos tem à disposição uma expressiva quantidade de matéria alimentar. No inverno, entretanto, o foto-período se

reduz e há o congelamento de parte da massa d'água superficial, reduzindo essa produtividade. Soma-se a isso a necessidade das fêmeas darem à luz em águas com temperaturas mais elevadas, pois ao nascer a camada de tecido adiposo do filhote ainda não está desenvolvida o suficiente para minimizar a sua perda de calor para o meio.

Os padrões migratórios de algumas espécies de misticetos já são bem compreendidos, como no caso das baleias-jubarte. Durante muito tempo acreditou-se que os animais que se concentram nos Bancos de Abrolhos, estado da Bahia, nordeste brasileiro, originavam-se da Península Antártica. Porém, estudos comprovaram que esta população de baleias-jubarte migra em direção à costa da Colômbia, seguindo a margem oeste da América do Sul. Por outro lado, verificou-se que os animais concentrados na costa brasileira migram a partir dos arredores das Ilhas Geórgia do Sul.

Ainda sobre essa espécie, a composição e a ordem dos grupos que chegam à área de reprodução parece seguir um determinado padrão. Os primeiros a chegar são as fêmeas em final de lactação e os indivíduos imaturos, a seguir os machos e as fêmeas maduras e, finalmente, as fêmeas em fase final de prenhez. No retorno para as áreas de alimentação ocorre o contrário, retornando as fêmeas fecundadas, seguidas pelos animais imaturos e, depois, pelos machos e fêmeas com suas crias recém-nascidas.

Os odontocetos não realizam migrações verdadeiras, mas apenas deslocamentos que podem variar desde movimentos perpendiculares de aproximação e distanciamento da linha de costa, até a movimentação ao longo de vastas regiões oceânicas. Os tipos de deslocamento são peculiares entre as espécies e também variam de acordo com a área de ocorrência e o grupo populacional em questão. Esses animais podem apresentar locais de concentração sazonal ou diuturna, como baías, enseadas, desembocaduras de rios e complexos estuarinos, ou não apresentar região definida que concentre seus grupos populacionais. De modo geral, os movimentos dos odontocetos estão diretamente relacionados à presença e movimentação de suas presas.

O cachalote é um exemplo atípico do padrão verificado em odontocetos, onde os machos realizam migrações sazonais. Enquanto as fêmeas e os indivíduos imaturos desta espécie permanecem em áreas tropicais e subtropicais, os machos adultos se deslocam para altas latitudes, reencontrando as fêmeas apenas na estação reprodutiva.

Conservação

Os misticetos foram intensamente explorados pela captura comercial ao longo de várias décadas. O acentuado declínio de suas populações, aliado ao longo ciclo de vida das espécies, fazem com que o reabastecimento dos estoques afetados seja lento. A

maioria dos países proibiu a caça comercial desses animais, embora ainda ocorra em determinados locais e de modo menos expressivo.

No Brasil, a Lei Federal número 7.643 de 18/12/1987 proíbe a pesca ou qualquer forma de molestamento intencional de todas as espécies de cetáceos nas águas jurisdicionais brasileiras, incluindo a faixa de 200 milhas náuticas do mar territorial. No entanto, projetos de pesquisa envolvendo cetáceos e outros mamíferos aquáticos podem ser desenvolvidos em águas nacionais, desde que legalizados junto ao Ministério do Meio Ambiente/MMA. Cabe ressaltar que as pesquisas que versam sobre o acesso ao patrimônio genético são regidas por legislação própria e necessitam de autorização especial. Informações adicionais sobre aspectos relacionados a fauna e flora brasileiras podem ser obtidos no endereço eletrônico <http://www.ibama.gov.br>.

Atualmente, a captura acidental em atividades pesqueiras representa uma séria ameaça às populações de cetáceos, especialmente de odontocetos de pequeno porte. Estima-se que mais de 100.000 espécimes se prendam acidentalmente em aparelhos de pesca no mundo a cada ano, sendo que grande parte dos enredamentos resulta na morte dos animais envolvidos.

Além dos eventos de captura, a degradação de áreas marinhas costeiras e oceânicas, de estuários e de corpos hídricos vem afetando diversas espécies. Dentre as perturbações ambientais destacam-se: i) aterro de manguezais, que reduz a área de reprodução e cria de vários organismos que compõem a cadeia trófica marinha; ii) poluição química por esgotos orgânicos, óleo, produtos tóxicos, organopersistentes e metais-traço (p.ex. Hg, Cd, Cr, Pb, As, Zn) que podem levar à contaminação direta ou indireta dos cetáceos através de processos de bioacumulação e biomagnificação; iii) poluição por lixo flutuante, que, quando em contato com os animais ou ingeridos de forma acidental podem afetar a sua sobrevivência; iv) tráfego de embarcações e atividades sísmicas, que causam poluição sonora no ambiente aquático e podem representar risco de injúria temporária ou permanente aos animais; e v) sobrepesca dos recursos pesqueiros, levando à competição direta ou indireta pelos recursos tróficos.

A susceptibilidade a doenças emergentes é outro aspecto relacionado à conservação desses animais que tem sido cada vez mais investigado e, nesse caso, os agentes mais comuns são bactérias e vírus. Por definição, doenças emergentes são infecções novas ou mesmo àquelas que já existiam anteriormente e que estão expandindo sua distribuição geográfica rapidamente com um correspondente aumento de detecção, prevalência, mortalidade ou morbidade entre os organismos.

Uma doença infecciosa pode emergir em uma população devido a mudanças nas propriedades do agente ou na resistência do hospedeiro. As condições ambientais também podem facilitar a disseminação de um agente patogênico intra e interespecificamente. A contaminação do ecossistema aquático por químicos e toxinas pode aumentar a

mortalidade durante o surto de uma doença. Especula-se que mamíferos aquáticos vivendo em áreas costeiras poluídas acumulam altos níveis de poluentes através da cadeia trófica e se tornam mais suscetíveis a doenças.

Listagem das espécies viventes

Mysticeti

Balaenidae

Baleia-franca-do-norte - *Eubalaena glacialis*

Baleia-franca-austral - *Eubalaena australis*

Baleia-franca-do-Pacífico-Norte - *Eubalaena japonica*

Baleia-da-Groenlândia - *Balaena mysticetus*

Neobalaenidade

Baleia-franca-pigméia - *Caperea marginata*

Balaenopteridae

Baleia-azul - *Balaenoptera musculus*

Baleia-fin - *Balaenoptera physalus*

Baleia-sei - *Balaenoptera borealis*

Baleia-de-Omura - *Balaenoptera omurai*

Baleia-de-Bryde - *Balaenoptera edeni*

Baleia-minke-anã - *Balaenoptera acutorostrata*

Baleia-minke-antártica - *Balaenoptera bonaerensis*

Baleia-jubarte - *Megaptera novaeangliae*

Eschrichtiidae

Baleia-cinza - *Eschrichtius robustus*

Odontoceti

Monodontidae

Beluga - *Delphinapterus leucas*

Narval - *Monodon monoceros*

Physeteridae

Cachalote - *Physeter macrocephalus*

Kogiidae

Cachalote-pigmeu - *Kogia breviceps*

Cachalote-anão - *Kogia simus*

Ziphiidae

- Baleia-bicuda-de-Baird - *Berardius bairdii*
Baleia-bocuda-de-Arnoux - *Berardius arnuxii*
Baleia-bicuda-de-Cuvier - *Ziphius cavirostris*
Baleia-nariz-de-garrafa-do-norte - *Hyperoodon ampullatus*
Baleia-nariz-de-garrafa-do-sul - *Hyperoodon planifrons*
Baleia-bicuda-de-Shepherd - *Tasmacetus shepherdi*
Baleia-bicuda-de-Blainvillei - *Mesoplodon densirostris*
Baleia-bicuda-Gray - *Mesoplodon grayi*
Baleia-bicuda-de-Ginkgo - *Mesoplodon ginkgodens*
Baleia-bicuda-de-Hector - *Mesoplodon hectori*
Baleia-bicuda-de-Hubbs - *Mesoplodon carlhubbsi*
Baleia-bicuda-pigméia - *Mesoplodon peruvianus*
Baleia-bicuda-de-Sowerby - *Mesoplodon bidens*
Baleia-bicuda-de-Gervais - *Mesoplodon europaeus*
Baleia-bicuda-de-True - *Mesoplodon mirus*
Baleia-bicuda-de-Layard - *Mesoplodon layardii*
Baleia-bicuda-de-Andrews - *Mesoplodon bowdoini*
Baleia-bicuda-de-Stejneger - *Mesoplodon stejnegeri*
Baleia-bicuda-de-Travers - *Mesoplodon traversii*
Baleia-bicuda-de-Perrin - *Mesoplodon perrini*
Baleia-bicuda-de-Longman - *Indopacetus pacificus*

Delphinidae

- Golfinho-de-irrawaddy - *Orcaella brevirostris*
Golfinho-da-Austrália - *Orcaella heinsohni*

Orca - *Orcinus orca*

- Baleia-piloto-de-peitorais-longas - *Globicephala melas*
Baleia-piloto-de-peitorais-curtas - *Globicephala macrorhynchus*
Falsa-orca - *Pseudorca crassidens*
Orca-pigméia - *Feresa attenuata*
Golfinho-cabeça-de-melão - *Peponocephala electra*
Tucuxi - *Sotalia fluviatilis*
Boto-cinza - *Sotalia guianensis*
Golfinho-corcunda-do-Indopacífico - *Sousa chinensis*
Golfinho-corcunda-do-Atlântico - *Sousa teuszii*
Golfinho-de-dentes-rugosos - *Steno bredanensis*
Golfinho-de-lateral-branca-do-Pacífico - *Lagenorhynchus obliquidens*
Golfinho-escuro - *Lagenorhynchus obscurus*

Golfinho-de-bico-branco - *Lagenorhynchus albirostris*
Golfinho-de-lateral-branca-do-Atlântico - *Lagenorhynchus acutus*
Golfinho-cruzado - *Lagenorhynchus cruciger*
Golfinho-de-Peale - *Lagenorhynchus australis*
Golfinho-de-Risso - *Grampus griseus*
Golfinho-nariz-de-garrafa-comum - *Tursiops truncatus*
Golfinho-nariz-de-garrafa-do-Indopacífico - *Tursiops aduncus*
Golfinho-pintado-pantropical - *Stenella attenuata*
Golfinho-pintado-do-Atlântico - *Stenella frontalis*
Golfinho-rotator - *Stenella longirostris*
Golfinho-de-Clymene - *Stenella clymene*
Golfinho-listrado - *Stenella coeruleoalba*
Golfinho-comum-de-bico-curto - *Delphinus delphis*
Golfinho-comum-de-bico-longo - *Delphinus capensis*
Golfinho-de-Fraser - *Lagenodelphis hosei*
Golfinho-liso-do-norte - *Lissodelphis borealis*
Golfinho-liso-austral - *Lissodelphis peronii*
Golfinho-de-Commerson - *Cephalorhynchus commersonii*
Golfinho-de-Heaviside - *Cephalorhynchus heavisidii*
Golfinho-de-Hector - *Cephalorhynchus hectori*
Golfinho-chileno - *Cephalorhynchus eutropia*

Phocoenidae

Boto-de-Dall - *Phocoenoides dalli*
Boto-de-óculos - *Phocoena dioptrica*
Boto-do-porto - *Phocoena phocoena*
Boto-de-dorsal-espinhosa - *Phocoena spinipinnis*
Vaquita - *Phocoena sinus*
Boto-liso - *Neophocoena phocaenoides*

Platanistidae

Golfinho-do-rio-Ganges - *Platanista gangetica*

Iniidae

Boto, Boto-vermelho, Boto-malhado ou Costa-quadrada - *Inia geoffrensis*

Pontoporiidae

Baiji ou Golfinho-do-rio-Yangtze - *Lipotes vexillifer*
Franciscana ou toninha - *Pontoporia blainvillei*

**METODOLOGIA DE ESTUDOS: MONITORAMENTO
DA ATIVIDADE PESQUEIRA E DE ENCALHES**

Monitoramento da atividade pesqueira

As interações entre cetáceos e atividades pesqueiras podem ser verificadas em todas as regiões onde ambos estão presentes. No entanto, a natureza dessas interações é variável, podendo causar prejuízos ou benefícios para ambos, para uma das partes envolvidas ou mesmo se caracterizar por uma neutralidade.

O entendimento dos aspectos associados a essas interações inclui o conhecimento sobre as características da prática pesqueira da região, o modo pelo qual influencia os animais e vice-versa, as espécies envolvidas e a avaliação quantitativa das interações. Importa ressaltar que o conhecimento tradicional das comunidades pesqueiras deve ser sempre considerado e valorizado como fonte de informação, e que os pescadores podem se tornar importantes aliados nos trabalhos de campo.

O levantamento das atividades de pesca pode ser conduzido através de entrevistas com pescadores, profissionais e instituições ligadas ao setor pesqueiro (questionários, anotações livres e/ ou gravações) e de observação direta nos portos de pesca. As informações a serem levantadas se referem aos aspectos gerais da pesca e a descrição dos artefatos utilizados, conforme indicado abaixo:

1) Aspectos gerais da pesca: i) embarcações (número total em operação, material do casco; dimensões - comprimento total, largura da boca e calado (m), capacidade de carga (t), potência do motor (hp), autonomia de mar (dias), estrutura a bordo (material de salvatagem, equipamentos de navegação, etc.) e valor comercial; ii) pescadores (número total, faixa etária, escolaridade média e tipos de contrato de trabalho); iii) espécies-alvo (principais grupos e espécies comercializadas, incluindo nome comum na região e nomenclatura científica, e volume de captura por espécie); iv) entrepostos de pesca (número total, recursos e pessoal envolvido); v) conservação do pescado (câmaras frigoríficas, fábricas de gelo, salga, defumação e produtos químicos utilizados); vi) comercialização do pescado (como é feita, se inteiro, eviscerado, congelado, resfriado e/ ou salgado; onde é feita, se em mercados locais, regionais, nacionais e/ou internacionais; e valor comercial das espécies); vii) construção e manutenção das embarcações (número de estaleiros, capacidade de produção e modo de reparo das embarcações); e viii) comércio de produtos relacionados à pesca (número estabelecimentos comerciais e tipo de material comercializado).

2) Descrição dos artefatos de pesca: i) caracterização (nome regional, classificação técnica, estrutura básica, dimensões, estimativa do esforço de pesca, modo de operação, espécies-alvo e valor comercial); ii) embarcações em operação (número de embarcações por artefato, dimensões, capacidade de carga (t), potência do motor (hp), autonomia de

mar (dias) e tripulação); iii) campo(s) de pesca preferencial(ais) (limites geográficos, distância da linha de costa, profundidade e coordenadas geográficas); e iv) condições ambientais da operação de pesca (meses em que o artefato é utilizado, ventos e correntes marinhas preferenciais para utilização).

Existem dois métodos para a caracterização da atividade total de uma frota pesqueira, medida através de suas variáveis, tais como dimensões das embarcações e dos artefatos de pesca, volume de captura, esforço de pesca e captura por unidade de esforço (CPUE). Quando há condições logísticas e de pessoal, é possível avaliar a atividade de pesca amostrando a população de embarcações em sua totalidade. Caso a avaliação total seja inviável, pode-se realizar a amostragem da frota. A partir desta amostra, é possível calcular a média da variável considerada e uma extrapolação para o total da frota pode ser realizada, conforme indicado no endereço <http://www.fao.org/docrep/005/X8923E/X8923E00.htm#TOC>. Isso se aplica a variáveis quantitativas, tais como volume de captura, esforço de pesca e captura por unidade de esforço (CPUE), onde: atividade total = n° de embarcações × atividade média.

A definição da proporção da frota pesqueira que será amostrada depende de uma série de fatores como o conhecimento do tamanho real da frota pesqueira, variância associada à variável medida, nível de confiança utilizado (em geral é 95%), e magnitude do erro máximo aceitável. Para a determinação da variância é necessária a realização de um estudo piloto, onde uma amostra aleatória será utilizada para verificação da variabilidade encontrada, que é feita através do cálculo da média dos valores e do desvio padrão associado. Quanto maior a variabilidade entre as embarcações e suas respectivas variáveis, maior deverá ser a proporção da amostra estudada em relação ao tamanho total da frota.

A estratificação da amostra é uma alternativa para a redução da variabilidade, conforme sugerido abaixo. Por estratificação entende-se a divisão da frota pesqueira total em grupos equivalentes de dimensões, potência de motor, artefatos de pesca utilizados ou outros critérios. Geralmente, o uso dessa estratégia metodológica permite uma redução na variabilidade entre grupos diferentes de embarcações, além de estimativas da atividade média com menos erro associado. Isso, conseqüentemente, permite a redução do tamanho amostral necessário para caracterizar a atividade de pesca num dado porto.

Outro fator que deve ser determinado *a priori* é a magnitude do erro aceitável na determinação da atividade média. Quanto menor o erro exigido, maior deverá ser a amostra e, para que o erro seja igual a zero, toda frota pesqueira deve ser avaliada. Para melhor entendimento do que representa o erro aceitável, segue o seguinte exemplo: um erro de 20% em uma estimativa de captura de 25 t de pescado corresponde a 5 t para mais ou para menos, de modo que a média real deve se encontrar entre 20 e 30 t de pescado. Não se pode desconsiderar também que o erro aceitado para a média deve

ser multiplicado pela totalidade das embarcações que compõem a frota pesqueira, para que seja estimado o erro da atividade total. Nesse caso, se a frota for composta por 100 barcos, a estimativa será de 2.500 t de pescado e o valor real se encontrará entre 2.000 e 3.000 t, o que pode representar uma imprecisão inaceitável, de acordo com o objetivo do estudo. O erro pode ser arbitrado, mas o procedimento mais adequado é calculá-lo de acordo com os intervalos de confiança. Para mais detalhes, sugere-se consulta a literatura sobre métodos estatísticos.

O tamanho da amostra considerado dependerá basicamente da variabilidade entre as embarcações, do tamanho total da frota pesqueira e da precisão necessária ao desenvolvimento do estudo. Para calcular o tamanho ideal da amostra, após a realização do estudo piloto, pode-se recorrer à calculadora de tamanho amostral 'Sample size with acceptable absolute precision for finite populations', disponível em <http://www.ubmail.ubalt.edu/~harsham/Business-stat/therapplets/SampleSize.htm#rabsol>. Outras fontes de consulta eletrônica com exemplos de determinação do tamanho amostral nos mais variados desenhos experimentais são <http://fire.fws.gov/ifcc/monitor/RefGuide/ssequations.htm> e <http://www.fao.org/docrep/005/X8923E/X8923E00.htm#TOC>.

As características gerais da pesca podem ser obtidas em Colônias e Associações de Pescadores ou em agências governamentais, como o Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA) e Secretarias Estaduais e Municipais de Pesca. Informações técnicas sobre as embarcações que estão em operação em uma dada região podem ser solicitadas junto à Capitânia dos Portos. Para entendimento da classificação técnica dos artefatos de pesca, incluindo sua descrição, sugere-se consulta aos endereços <http://www.ibama.gov.br> e <http://www.cemares.org.br>.

De acordo com a variabilidade da frota pesqueira, estratifique as embarcações em categorias para facilitar a sua caracterização e minimizar as chances de erro, gerando informações que melhor representam o cenário da atividade de pesca em um determinado porto. Por exemplo: canoas a remo, embarcações a motor de 7-10 m de comprimento e embarcações a motor de 11-15 m de comprimento; ou embarcações de rede de espera, embarcações de rede de arrasto e embarcações de linha-de-mão; ou outros critérios de categorias que forem adequados à realidade de cada local.

Segue exemplo de como pode ser feita a caracterização de uma rede de espera, considerando que este artefato é responsável pelos maiores índices de captura acidental de cetáceos no Brasil:

Caracterização da rede de espera

Comprimento do pano/fardo de rede (m)
Número de panos/fardos de rede por embarcação
Comprimento total da rede (= frota de rede) (m ou km)
Altura (m ou número de malhas)
Malha - comprimento retilíneo entre nós opostos (cm ou mm)
Material de confecção do fio da rede (ex. náilon, polipropileno, etc.)
Tipo de linha (ex. monofilamento, multifilamento, etc.)
Espessura do fio da rede (mm)
Número de flutuadores por pano/fardo na linha flutuante (corda superior)
Material do flutuador (ex. isopor, etc.)
Diâmetro do flutuador (cm ou mm)
Número de pesos por pano/fardo na linha mestra (corda inferior)
Material do peso (ex. chumbo, etc.)
Peso (g)
Bóias ou bandeiras de sinalização para manter a rede próxima à superfície e/ou identificá-la no mar (número, dimensões, disposição)
Âncoras, garatéias, poitas ou pedras para manter a rede próxima ao fundo (número, dimensões, disposição)
Período de imersão da rede por dia de
Dias de pesca por semana e meses de pesca por ano
Esforço de pesca - comprimento da rede (m ou km) X período de imersão da rede por dia de pesca (horas) X dias de pesca (semana, mês ou ano)
Esquema do artefato e do modo de operação

O conhecimento de algumas medidas relacionadas à atividade de pesca também é útil na compreensão de sua dinâmica e na descrição dos artefatos, tais como: 1 braça= 1,83 m; 1 milha náutica= 1.852 m; 1 amarra= 185 m; 1 palmo= 7,6 cm e 1 polegada= 25,4 mm. As caixas plásticas de 60x40x20 cm, que normalmente são utilizadas em embarcações e entrepostos de pesca comportam cerca de 20 kg de gelo em escamas. Um (1) fardo de rede de espera industrial possui 100 m de comprimento (Equipisca®). De modo geral, cada dois fardos formam um (1) pano de rede, que quando unidos e aparelhados com bóias e chumbos tem sua extensão total reduzida em cerca de 20-25%. No entanto, pode haver variação ao longo dos portos de pesca.

Outro entendimento importante é a relação entre a potência do motor e a velocidade empreendida pela embarcação, permitindo que se converta a distância da linha de costa em horas, como muitas vezes é referida pelos pescadores, em milhas náuticas. Isso permite a localização aproximada dos campos de pesca através de cartas náuticas, por exemplo:

| Potência do motor (hp) | Velocidade |
|------------------------|--------------|
| 15,5 | 10 Km / hora |
| 20 | 12 Km/ hora |
| 30 | 13 Km / hora |
| 45 | 14 Km/ hora |
| 60 | 15 Km / hora |

Os estudos que envolvem as interações entre os cetáceos e as atividades pesqueiras incluem entrevistas com pescadores através de questionários, gravações ou conversas informais para levantamento da presença desses animais e de outros grupos não-alvo das pescarias (aves, quelônios, etc) no campo de pesca das embarcações de uma determinada região, devendo considerar cada tipo de artefato em particular. Caso seja possível, observações diretas também devem ser conduzidas ao longo desses campos de pesca.

O reconhecimento da relação entre os pescadores e esses animais deve ser compreendido, investigando-se a utilização das carcaças (p.ex.. isca, consumo direto, amuleto, medicina popular) ou seu descarte sem nenhum tipo de aproveitamento. É importante avaliar a percepção da comunidade pesqueira quanto a esses animais, principalmente se as interações em questão causam prejuízos à pesca. Esse tipo de informação pode subsidiar ações em educação e conservação, e nortear o planejamento de estudos futuros.

A identificação dos tipos de interação que ocorrem ao longo dos portos envolvendo cetáceos e pescarias também é essencial ao planejamento de potenciais estudos e elaboração de estratégias de ação a serem aplicadas. Abaixo estão descritas algumas dessas interações, mas variações podem ocorrer entre as diversas regiões pesqueiras e as várias espécies:

| Tipos de Interação | Descrição |
|---------------------------|--|
| Emalhe | Animal ou grupo de animais colide com a rede de pesca e fica preso nas malhas do artefato. Ocorre comumente em redes de espera, mas também pode estar associado a outros tipos de rede. |
| Colisão | Animal ou grupo de animais colide com a rede de pesca e consegue rompê-la, libertando-se. Esse tipo de interação também pode estar relacionado ao abalroamento dos animais nas embarcações, que pode ou não estar seguido de injúrias ou ferimentos. |
| Emaranhamento | Animal ou grupo de animais se emaranha nas linhas do espinhel, ou de outro tipo de linha de pesca. |
| Arpoamento | Animal ou grupo de animais é arpoado ao se aproximar da embarcação para ser utilizado como isca em práticas pesqueiras ou com outra finalidade. |
| Roubo | Animal ou grupo de animais se aproxima do artefato de pesca, retirando o pescado que está emalhado ou fígado. |
| Tocaia | Animal ou grupo de animais acompanha a operação de pesca, perseguindo e capturando (ou tentando capturar) o pescado que escapa do artefato. |
| Cooperação | Animal ou grupo de animais direciona ou encurrala o pescado para próximo do artefato de pesca. |

O monitoramento das capturas acidentais de cetáceos em pescarias que fazem uso de redes de espera será aqui enfatizado, tendo em vista ser este o tipo de interação mais comum ao longo do litoral brasileiro e o que causa maior impacto sobre os animais. O acompanhamento diário ou semanal das embarcações que compõem a totalidade da frota que opera com redes de espera, ou um percentual representativo desta, é a primeira etapa desse monitoramento. A periodicidade do acompanhamento (diário ou semanal) depende da dinâmica da atividade de pesca em cada porto.

O acompanhamento das embarcações pode ser realizado a partir de várias metodologias e a escolha dependerá dos recursos logísticos e de pessoal disponíveis, da realidade do porto de pesca e do grau de confiabilidade das informações obtidas. As embarcações monitoradas podem ser selecionadas aleatoriamente ou a partir de escolha prévia, sendo que as seguintes estratégias podem ser adotadas: i) embarque de observadores nas embarcações de pesca; ii) distribuição de caderno de bordo para ser preenchido pelos pescadores durante a prática pesqueira, com recolhimento posterior; iii) entrevistas realizadas durante as operações de pesca através de sistema de rádio-comunicação ou outro meio; e iv) entrevistas realizadas no porto pesqueiro logo após o desembarque.

As informações a serem levantadas estão relacionadas aos aspectos da operação de pesca de cada embarcação monitorada, incluindo período da pescaria (início e término), dimensão da rede, período aproximado de imersão da rede em cada lançamento e número de lançamentos efetuados, campos de pesca, ocorrência de captura acidental de espécies não-alvo, como cetáceos, e características dessa captura.

As informações indicadas acima permitiram o cálculo do esforço de pesca semanal, mensal e/ ou anual para cada embarcação e para o conjunto de embarcações monitoradas. Em geral, considera-se como unidade de esforço: km lineares de rede imersos x dias efetivos de pesca. A partir daí, é possível se calcular a CPUE semanal, mensal e/ ou anual para essas mesmas embarcações, representado aqui como o número absoluto de cetáceos capturados dividido pelo esforço de pesca empreendido (= número de cetáceos capturados X (km de rede X dias de pesca)⁻¹). O acompanhamento de uma amostra da frota pesqueira e extrapolações subsequentes dos valores de esforço de pesca e CPUE para a sua totalidade podem ser feitas, desde que os critérios indicados anteriormente sejam atendidos.

Os valores de CPUE podem ser considerados como indicadores relativos do impacto que as pescarias estão causando sobre uma determinada população de cetáceos. No entanto, a interpretação e conseqüente comparação entre portos de pesca e/ ou diferentes espécies devem ser consideradas com cautela, uma vez que os valores de CPUE refletem o tamanho de uma dada população, a dinâmica das frotas pesqueiras, as dimensões dos artefatos de pesca e suas características operacionais, as metodologias

de amostragem muitas vezes distinta entre os estudos ou a combinação desses fatores.

Abaixo está apresentado um modelo de questionário para monitoramento das atividades pesqueiras e do envolvimento acidental de mamíferos aquáticos. Adaptações podem ser efetuadas diante da realidade do porto de pesca:

| Monitoramento da atividade pesqueira e das capturas acidentais | |
|--|------------------------------------|
| Nome da embarcação e/ou do informante: | |
| Data da entrevista: | |
| Data do início da pescaria: | Data do final da pescaria: |
| Tipo de rede: | Comprimento total da rede: |
| Altura da rede: | Malha da rede: |
| Informações sobre o lançamento da rede de pesca: | |
| Local / referência em terra: | Distância da costa: |
| Profundidade: | Coordenadas: |
| Número total de lançamentos: | Período de imersão por lançamento: |
| Informações sobre a captura acidental: | |
| Espécie: | Número de animais: |
| Data: | Local / referência em terra: |
| Distância da costa: | Coordenadas: |
| Profundidade: | Descartou a carcaça no mar () |
| Trouxe a carcaça para terra - firme () | |
| Observações: | |

A identificação das espécies de cetáceos que interagem com as atividades pesqueiras leva em consideração a coloração do corpo e os caracteres morfológicos, métricos e merísticos. A análise dessas características deve ser conduzida a partir de literatura específica sobre a taxonomia do grupo. A observação direta da carcaça, ou de parte dela, no próprio local de captura acidental ou após seu desembarque, é o meio mais confiável de identificação da espécie em questão. Tomadas de fotografias e anotações detalhadas sobre as características observadas são muito úteis em casos de dúvidas a serem esclarecidas *a posteriori*. No entanto, descrições fornecidas pelos pescadores envolvidos também podem ser consideradas. No caso de utilizar essas descrições, não se deve fazer referência, em nenhum momento da entrevista, às características distintivas das espécies, de forma a não induzir respostas. Esse tipo de informação deve ser considerado segundo sua consistência, *i.e.*, de acordo com o grau de confiabilidade que se pode ser atribuir a ela.

Monitoramento de encalhes

O encalhe individual ou massivo (dois ou mais animais) de cetáceos já foi reportado em diversas espécies. A aproximação dos animais de locais de pouca profundidade a tal ponto que fiquem encalhados pode estar associada a vários aspectos que não são considerados mutuamente excludentes, tais como: topografia complexa e condições oceanográficas atípicas, poluição ambiental, condições meteorológicas adversas, escape de predadores ou perseguição de presas, presença de toxinas naturais no meio, distúrbios geomagnéticos e erros de navegação, doenças ou outros estados de debilidade física (p.ex. ferimentos), desorientação ou encalhe do líder em grupos de espécies com forte coesão social e acidentes decorrentes de atividades antrópicas (p.ex. captura acidental em pescarias e abalroamento em embarcações). Em outros casos, os animais morrem distantes da linha de costa ou da margem de corpos hídricos a partir de causas naturais, acidentais ou intencionais (p.ex. arpoamento), e sua carcaça deriva pela movimentação das correntes e marés, podendo vir a encalhar.

A identificação da(s) causa(s) do encalhe é, na maioria das vezes, imprecisa, não só pelo estado de decomposição em que se encontra a carcaça, mas também pelos fatores causais extrínsecos nem sempre evidentes nos eventos de mortalidade. De qualquer forma, o monitoramento de praias e da margem de corpos hídricos dentro da área de distribuição dos cetáceos representa mais uma oportunidade para o registro desses animais, para extração de amostras que podem subsidiar diversos estudos e para o entendimento dos fatores de risco relacionados à sua conservação e a qualidade do hábitat.

O monitoramento sistematizado de encalhes consiste na realização de percursos regulares e pré-estabelecidos através de determinadas regiões para registro e, se possível, recolhimento de carcaças. A topografia do percurso é importante na condução do monitoramento, tendo em vista que áreas planas ou pouco acidentadas são mais favoráveis ao deslocamento e a manipulação das carcaças. Esse deslocamento pode ser realizado a pé ou através de veículo próprio para terrenos móveis, como o substrato arenoso de praias. A segunda opção é mais eficiente, permitindo que percursos mais longos sejam efetuados em um menor intervalo de tempo e o recolhimento das carcaças ou de amostras seja de fato viável.

As informações referentes a cada percurso devem ser anotadas em fichas ou planilhas próprias, incluindo data, extensão do percurso, tempo gasto, condições meteorológicas, oceanográficas e do ambiente em geral, conforme o local em questão, além da ocorrência de carcaças. O registro das carcaças e a extração de amostras devem ser feitos da mesma forma como descrito no Capítulo 3.

**METODOLOGIA DE ESTUDOS: COLETA DE
AMOSTRAS EM CARÇAÇAS**

Eventos de mortalidade de cetáceos representam oportunidades únicas para incrementar o conhecimento sobre sua história de vida e subsidiar a implantação de medidas de conservação eficientes e adequadas à realidade de cada região. Para tanto, a padronização dos métodos de investigação é essencial, permitindo que as informações e amostras relevantes não sejam desconsideradas ou perdidas, os dados gerados sejam confiáveis, a comparação entre dados advindos de diversas fontes seja viável e o potencial de intercâmbio entre os pesquisadores seja ampliado.

A qualidade das informações obtidas sobre uma ou mais carcaças coletadas a partir de encalhe ou captura acidental em pescarias e, conseqüentemente, o seu valor científico, depende da acuidade com que as atividades de campo e laboratório são conduzidas. Isso inclui a estruturação prévia da metodologia de trabalho que será adotada, que compreende desde a organização do material que será usado e as anotações tomadas durante a coleta até a armazenagem das amostras extraídas para estudos subseqüentes.

Independente do estado de saúde de um animal, logo após a morte ele passa a abrigar uma variedade de organismos com potencial patogênico para o homem em função do próprio processo de decomposição. O risco de doenças é baixo para pessoas saudáveis e/ou que não estejam sob a ação de medicamentos imunossupressores, mas os cuidados não podem ser deixados de lado como forma de minimizar as chances de complicações patológicas em decorrência desse tipo de trabalho.

As medidas de prevenção de acidentes durante a manipulação da carcaça se referem à integridade física e psicológica das pessoas envolvidas, de modo que a fadiga, o mal-estar, a hipertermia ou hipotermia, as probabilidades de contaminação por agentes patogênicos e outros tipos de acidentes sejam minimizados, se não evitados por completo. Quando as atividades forem desenvolvidas na praia ou em local onde a comunidade tenha acesso, procure isolar a área, pois isso resguarda a população do contato direto com a carcaça e objetos cortantes usados na extração das amostras. O isolamento pode ser feito com pedaços de madeira que eventualmente estejam disponíveis no local onde a atividade será realizada e com uma fita plástica que pode ser improvisada ou adquirida em lojas especializadas.

Dentre as demais medidas a serem tomadas, pode-se destacar: i) comunicar previamente a execução da atividade a outras pessoas ou instituições, como Defesa Civil, universidades e familiares, especialmente no caso de ações no campo; ii) durante as atividades de campo portar telefone móvel, radioamador portátil ou similar, no caso de haver necessidade de comunicação; iii) manter um *kit* de primeiros socorros e material para assepsia, curativo e analgésico, interrompendo imediatamente a atividade em caso de acidente para efetuar curativos ou entrar em contato com auxílio médico, se for o caso; iv) dispor sempre de água potável fresca e alimentos leves, evitando as frutas cítricas devido ao seu potencial de provocar queimaduras quando consumidas sob o sol;

v) utilizar sempre roupas e calçados adequados às condições climáticas de cada região de estudo e a dinâmica do trabalho desenvolvido; vi) se for realizar atividades ao ar livre, utilize protetor contra os efeitos do sol, vento ou frio sobre as partes expostas do corpo; chapéu ou boné e óculos escuros e, se for possível, providencie uma barraca ou tenda para evitar a exposição prolongada sob o sol; vii) em caso de já apresentar ferimentos nas partes expostas do corpo, proteja-os de forma adequada antes de iniciar as atividades, evitando que entrem em contato direto com a carcaça e as amostras coletadas; viii) utilizar sempre luvas de látex descartáveis durante a manipulação da carcaça e das amostras, substituindo-as sempre que forem danificadas; ix) logo após o término das atividades lavar todo o material usado, incluindo as roupas e os calçados, além das partes do corpo que ficaram expostas.

Caso seja necessário remeter amostras para outras instituições ou laboratórios, procure acondicioná-las adequadamente, respeitando seus requerimentos de preservação (temperatura durante o transporte, volume adequado de solução, etc.) e adotando medidas de higiene e prevenção de acidentes (embalagens seguras, identificação apropriada, etc.). Algumas empresas de remessa de documentos e transportadoras já disponibilizam serviços especiais para o envio de amostras biológicas.

Material necessário às atividades

A condução de atividades de campo e laboratório exige organização para que as etapas sejam cumpridas de forma eficiente e em um menor intervalo de tempo. Em laboratório, as condições de trabalho podem ser mais previsíveis, entretanto, isso nem sempre acontece no campo.

Tenha sempre à mão o material necessário para analisar a carcaça e coletar as amostras. Esse material pode ser acondicionado em uma mala de campo ou de outra forma apropriada. A dimensão desta mala dependerá do material a ser transportado. A disponibilidade e a quantidade do material necessário à realização das atividades serão determinadas pelo pesquisador e dependerão da demanda do trabalho a ser executado e/ou de condições para sua aquisição e transporte até o campo, de acordo com a situação. Na impossibilidade de levar alguns dos itens relacionados ao campo, sua utilização fica restrita ao transporte da carcaça ou das amostras para o laboratório.

Abaixo está relacionado o material necessário ao registro da carcaça e coleta de amostras (* itens indispensáveis):

I - Material para registro e documentação:

- Máquina fotográfica,
- Ficha própria ou papel para anotações *;

- Lápis, borracha, apontador e caneta *,
- Papel vegetal,
- Fita métrica, trena e paquímetro,
- Fita crepe e fita durex,
- Tesoura de papel,
- Marcador à prova d'água (caneta de retroprojektor, por exemplo),
- Balança manual de até 5 kg ou mais.

2 - Material de proteção (indumentária):

- Luva de látex *,
- Avental e capa de chuva,
- Máscara facial,
- Óculos de proteção,
- Boné ou chapéu,
- Protetor contra efeitos do sol, vento ou frio sobre as partes expostas do corpo, conforme o caso.

3 - Material para necropsia e coleta de amostras biológicas:

- Cabo de bisturi e lâminas *,
- Tesoura ponta reta e ponta romba,
- Pinça de dissecação,
- Pinça dente-de-rato,
- Boticão,
- Serra manual,
- Bandeja plástica,
- Tábua de cortar carne de plástico,
- Faca reta ponta fina e tradicional *,
- Foice (útil para a necropsia de baleias),
- Amolador de faca ou chaira.

4 - Material mínimo para acondicionamento e transporte de amostras:

- Saco plástico transparente de vários tamanhos *
(capacidade 1 L / 5 L / 10 L),
- Frasco coletor de boca larga
(capacidade 50 mL / 100 mL / 250 mL / 500 mL),
- Rolo de barbante,
- Papel vegetal,
- Etiqueta auto-adesiva,
- Marcador a prova d'água,

- Fita crepe e fita durex,
- Algodão e gaze,
- Seringa com e sem agulha (3 mL / 5 mL / 10 mL / 20 mL),
- Proveta e/ou becker plástico graduado (500 mL / 1.000 mL),
- Caixa de isopor com gelo (5 ou 10 L) ou bolsa térmica,
- Suabe com e sem meio de cultura,
- Tubo com e sem EDTA para coleta de sangue e outros líquidos corporais, e estante para acondicionamento,
- Lâmina para realização de esfregaços e/ou *prints* e frasco acondicionador de lâmina com álcool 70%,
- Peneira (malha 200mm / 400mm),
- Balde e/ou contêiner (5 L / 10 L),
- Frasco transparente com tampa e boca larga,
- Solução fixadora de formol - 5 L (fórmula em anexo),
- Solução de AFA - 1 L (fórmula em anexo),
- Álcool absoluto e a 70% - 1 L de cada,
- Fio de náilon e agulha proporcional a sua espessura,
- Tela de náilon do tipo mosquiteiro,
- Filme de PVC e papel alumínio.

5 - Material necessário para finalizar a atividade de coleta de amostras:

- Enxada e/ou pá de pedreiro para enterrar os restos biológicos e o material biodegradável,
- Sacos de lixo para recolher o material não degradável, como luvas e plásticos,
- Produtos de limpeza (escovas, detergente e desinfetante) para assepsia dos instrumentos utilizados e das partes do corpo expostas.

Na falta de parte do material indicado acima, alguns utensílios podem ser improvisados para que a oportunidade da coleta não seja perdida. Objetos de dimensão conhecida, como pedaços de barbante, chinelo de borracha, etc., podem substituir a fita métrica ou a trena para tomada do comprimento total da carcaça ou de outras dimensões. Outros objetos que, infelizmente, são encontrados com frequência ao longo de praias e nas margens de rios, como garrafas, copos e embalagens de plástico, podem ser improvisados para o recolhimento e transporte das amostras, devendo ser substituídos por acondicionamentos apropriados o mais rápido possível. Os vidros e tubos que serão usados na armazenagem das amostras devem estar limpos e, dependendo do material a ser armazenado, esterilizados antes do uso.

Avaliação da carcaça

As fichas utilizadas nas atividades de campo e de laboratório são o espaço onde se deve 'exceder' quanto às anotações sobre a carcaça e as condições de coleta. Quanto mais detalhes forem registrados, menor será a chance de desconsiderar informações importantes. As fichas não precisam ser necessariamente extensas, mas o maior número de informações possível deve ser contemplado. As anotações devem ser feitas com letra legível e de forma ordenada, preferindo um lápis de boa qualidade ao invés de caneta esferográfica.

Cada evento de mortalidade é único quanto às suas peculiaridades, e muitas só podem ser observadas e registradas no momento do recolhimento e/ou processamento da carcaça. Nesse sentido, é preciso estar atento aos registros iniciais, que devem ser efetuados conforme se segue:

- Número de coleção ou registro: cada carcaça deverá ter um registro único e este deverá acompanhar todas as amostras;
- Fotos da carcaça, sempre que possível: inteira, partes ou detalhes do corpo (nadadeiras, abertura genital, etc.) e/ou peculiaridades (ferimentos, alterações externas e/ou internas, etc.). As fotografias, esquemas e anotações das características peculiares podem auxiliar na identificação taxonômica, principalmente quando se trata de uma espécie incomum para o pesquisador;
- Origem da carcaça: proveniente de encalhe, de captura acidental, animal encontrado ainda vivo, etc.;
- Dados de coleta: data, local, coletores, dados relacionados à interação com atividades de pesca, se for o caso;
- Identificação da espécie: coloração, caracteres morfológicos, métricos e merísticos, utilizando literatura específica;
- Sexagem: características morfológicas externas ou, de acordo com o estado de decomposição da carcaça, observação do aparelho reprodutor.

Em relação às marcas na superfície do corpo e a presença de epizóicos e ectoparasitas, abaixo estão inseridos esclarecimentos adicionais.

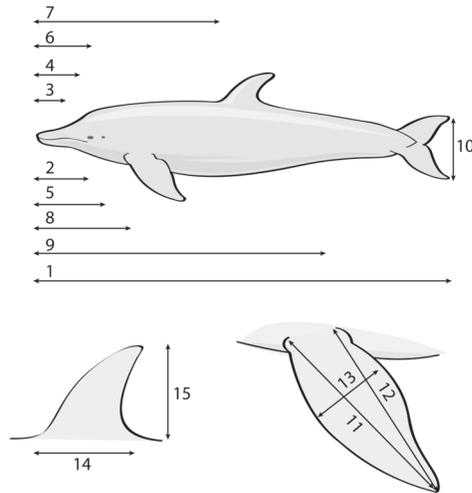
Para avaliação do estado de decomposição das carcaças pode-se adotar a classificação proposta por Geraci & Lounsbury (1993): a) bom estado (fresca), b) estado satisfatório (em decomposição, mas com órgãos intactos), c) estado deteriorado (decomposição avançada) e d) mumificada ou restos do esqueleto.

Antes de iniciar a biometria, pese a carcaça sempre que for possível. Dependendo do local onde as atividades estão sendo conduzidas e do porte do espécime, as balanças dos entrepostos de pesca podem ser uma alternativa para a tomada do peso. Abaixo estão indicados o esquema da biometria externa e as medidas que devem ser registradas em projeção retilínea, de acordo com a adaptação que o IBAMA (2001) propôs ao trabalho de Norris (1961). No caso da impossibilidade de efetuar toda a biometria, registre ao menos o comprimento total do corpo:

- 1 - Comprimento total do corpo, medido da extremidade da maxila inferior até o entalhe da nadadeira caudal.
- 2 - Extremidade da maxila inferior até o meio do olho.
- 3 - Comprimento da maxila, medida desde a extremidade da maxila inferior até a base do melão.
- 4 - Comprimento da boca, medida desde a extremidade da maxila inferior até a comissura bucal.
- 5 - Extremidade da maxila inferior até o meato auditivo.
- 6 - Extremidade da maxila inferior até o centro do orifício respiratório.
- 7 - Extremidade da maxila inferior até a base da nadadeira dorsal.
- 8 - Extremidade da maxila inferior até a base da nadadeira peitoral.
- 9 - Extremidade da maxila inferior até o centro da fenda anal.
- 10 - Largura máxima da nadadeira caudal.
- 11 - Comprimento da nadadeira peitoral, medida desde a sua inserção até a extremidade.
- 12 - Comprimento da nadadeira peitoral, medida desde a axila até a extremidade.
- 13 - Largura máxima da nadadeira peitoral.
- 14 - Comprimento da base da nadadeira dorsal.
- 15 - Altura da nadadeira dorsal.

O número de dentes e o de cerdas bucais e sulcos ventrais são importantes características merísticas na identificação de cetáceos odontocetos e misticetos, respectivamente. Nesse sentido, ao analisar uma carcaça efetue as seguintes contagens:

i) odontocetos: número de dentes na maxila inferior direita e esquerda e número de dentes na maxila superior direita e esquerda; e ii) misticetos: número de cerdas bucais na maxila superior direita e esquerda e número de sulcos ventrais.



Esquema da biometria externa dos cetáceos (adaptado de IBAMA, 2001).

Necropsia e extração de amostras

O conhecimento básico sobre anatomia externa e interna dos cetáceos é importante para que a necropsia e a extração de amostras sejam eficientes. Se não for possível ter acesso a publicações específicas, como Geraci & Lounsbury (1993) ou Dierauf & Gulland (2001), para melhor entendimento sobre anatomia interna dos cetáceos, pode-se recorrer a publicações na área de medicina veterinária que tratam de mamíferos em geral.

Os procedimentos associados ao exame de uma carcaça e à extração de amostras dependem não somente do seu estado de decomposição, mas também do porte do espécime, das condições do local, do tempo disponível para o seu processamento, da equipe envolvida e dos recursos para as diversas amostragens. A disponibilidade de um freezer é importante para a armazenagem de uma série de amostras. Mesmo que não seja possível recolher amostras para todas as análises, deve-se aproveitar ao máximo o que cada carcaça tem a oferecer dentro da realidade do trabalho que está sendo desenvolvido. Ao coletar a carcaça de uma fêmea grávida pode-se tratar o feto em separado, extraindo as mesmas amostras relacionadas à fêmea.

A seguir estão indicadas as amostras que podem ser obtidas e as respectivas análises associadas. No entanto, a gama de investigações científicas relacionadas aos cetáceos tem se ampliado dia-a-dia e o potencial de estudo pode ser ainda maior do que o aqui descrito.

A correta identificação das amostras obtidas a partir de uma carcaça é imprescindível para que tenham valor científico. A etiqueta de identificação deve conter

os seguintes dados: número de registro da carcaça, espécie, sexo e comprimento total; data e local de coleta; nome dos responsáveis pela coleta e tipo de amostra. Em caso de frascos ou embalagens pequenas pode-se fazer referência apenas ao número de registro da carcaça, sendo que as demais informações deverão constar em ficha própria.

A identificação de amostras em fixadores pode requerer etiquetas na parte externa e interna do recipiente. No entanto, amostras destinadas à cultura para identificação de agentes biológicos (fungos, bactérias, vírus e outros), assim como aquelas que subsidiarão análise sorológica, hematológica, clínica, bioquímica e genética, todas sujeitas à contaminação, devem ser identificadas apenas na parte externa do recipiente ou da embalagem, com etiqueta ou marcador à prova d'água. O mesmo procedimento deve ser adotado para amostras destinadas a toxicologia. Para as amostras preservadas em soluções contendo álcool não é aconselhável a identificação com marcador à prova d'água, pois a tinta é, em geral, solúvel em álcool. Nesses casos, prefira um lápis de boa qualidade e com grafite escuro (HB número 2, por exemplo).

A fita crepe usada para lacrar as embalagens contendo determinadas amostras também pode servir como etiqueta na sua identificação. Esse material é especialmente durável na identificação de amostras que são preservadas sob congelamento. Para conservar melhor as etiquetas auto-adesivas colocadas na parte externa dos recipientes, recubra-as com fita durex transparente e larga.

Se uma amostra líquida for mantida congelada não preencha todo o volume do recipiente, pois após congelamento haverá aumento em torno de 10% do seu volume total. Ao armazenar uma amostra em meio líquido procure respeitar a proporção de 10 partes de solução fixadora para uma (1) parte de tecido, garantindo a preservação adequada da amostra.

Para identificação do crânio e do esqueleto pós-craniano durante o seu processamento, tanto em tanque de maceração quanto mediante o enterro da carcaça, podem ser utilizadas etiquetas confeccionadas de pedaços de PVC adquirido em lojas de material de construção. O PVC pode ser marcado com um objeto cortante ou perfurante, com o número de registro da carcaça em questão. Em relação a identificação do crânio e do esqueleto pós-craniano, após o seu processamento, escreva a lápis o número de registro da carcaça em todos os ossos quando já estiverem secos e acondicione cada animal isoladamente. Isso evita que o material se perca ou se misture com outros posteriormente.

O banco de amostras deve ser verificado periodicamente, conferindo o estado de preservação e identificação das mesmas. Isso se aplica a todas as amostras: preservadas em meio líquido, mantidas sob congelamento ou a seco. A seguir estão descritas análises referentes aos cetáceos e o modo de extração e armazenagem das amostras relacionadas:

a) Marcas na epiderme:

Este tipo de análise pode servir de subsídio para estudos que tratam da conservação dos cetáceos e de suas relações ecológicas, de aspectos comportamentais e epidemiológicos. As várias marcas verificadas na epiderme dos cetáceos podem estar relacionadas a processos de cicatrização natural; ferimentos por cortes ou mordidas; interações com atividades de pesca e ectoparasitas; marcas de dentes provocadas por co-específicos; ação de patógenos e processos inflamatórios. A presença de vibrissas no rosto e o estado do umbigo podem ser considerados 'marcas' que caracterizam um neonato. Para tal avaliação é necessária a observação criteriosa da parte externa da carcaça, com registro em ficha apropriada e tomada de fotos, sempre que possível. De acordo com a natureza da marca verificada na epiderme deve-se coletar o material para outras análises, como será descrito adiante.

b) Epizóicos e ectoparasitas:

A análise da ocorrência de epizóicos e ectoparasitas em cetáceos possibilita a condução de estudos epidemiológicos e comportamentais, além de ampliar o entendimento em relação à distribuição e áreas de uso preferenciais. A presença destes organismos é verificada através do exame da superfície do corpo e também dos dentes, no caso de odontocetos. Dentre os organismos encontrados com maior frequência e mais facilmente identificados destacam-se os crustáceos cirripédios, anfípodos e copépodos, e os elasmobrânquios *Isistius brasiliensis* e *I. plutodus*. Os epizóicos e ectoparasitas podem ser preservados em álcool 70% e deve-se registrar o número de indivíduos por espécie e as partes do corpo afetadas.

c) Biometria e pesagem:

O estudo das características biométricas dos cetáceos promove entendimento sobre seu padrão de crescimento corporal e ontogenia, permitindo comparações intraespecíficas e interespecíficas. Anomalias nas partes externas e internas do corpo também podem ser detectadas através deste tipo de análise. Aspectos da biometria externa e do peso da carcaça já foram abordados anteriormente. Para medir a espessura da camada de gordura devem-se realizar cortes nas partes dorsal, lateral e ventral da carcaça, de forma a deixar o tecido exposto. Os cortes devem ser feitos na região imediatamente anterior a nadadeira dorsal.

A biometria interna é efetuada após a retirada dos órgãos da cavidade abdominal. Medidas de comprimento, largura e/ou diâmetro e o peso total podem ser tomadas, de

acordo com o órgão em questão. No caso do estômago, o peso é tomado com o órgão repleto e após a retirada do conteúdo estomacal.

d) Microbiologia:

Exames microbiológicos em amostras obtidas a partir de carcaças de cetáceos são importantes subsídios para estudos epidemiológicos e conservacionistas, revelando o estado de saúde dos animais e de suas populações, e a qualidade do ambiente em que habitam. Os procedimentos de coleta de amostras para microbiologia devem ser supervisionados ou acompanhados por especialista na área. Para este tipo de análise é imprescindível que o protocolo de coleta seja respeitado, uma vez que se trata de amostras que podem ser facilmente contaminadas pelo ambiente.

Os esfregaços e/ou *prints* em lâminas a partir de fluidos corporais ou tecidos podem ser utilizados para estudos citológicos, devendo ser fixados imediatamente após a coleta em álcool 70%. Entretanto, de acordo com o estado de decomposição da carcaça esta técnica pode não ser indicada. Para a identificação de agentes biológicos as amostras devem ser acondicionadas em suabes estéreis, que geralmente já possuem o meio de transporte específico para cada tipo de análise. Utilize um suabe para cada esfregaço, que deve ser feito a partir de movimentos giratórios sobre o tecido lesionado, no interior das cavidades ou aberturas corporais (nasal, oral, genital e anal), sobre os olhos e sobre as glândulas mamárias. Caso o suabe seja contaminado antes ou durante a coleta da amostra (caiu no chão ou encostou-se à luva do pesquisador, por exemplo), tem que ser descartado e um novo suabe deve ser utilizado. A coleta de fragmento de tecido com alteração patológica deve ser feita com lâmina de bisturi nova ou esterilizada. É aconselhável flambar a superfície do tecido para então cortá-lo na porção mediana da lesão, extraindo-se o fragmento localizado logo abaixo da camada de tecido que foi 'queimada'. Este procedimento é mais viável quando as atividades em questão são conduzidas em laboratório, mas mesmo que não haja possibilidade de flambar o tecido os demais procedimentos descritos devem ser adotados. O fragmento deve ser rapidamente colocado em tubo estéril, com o meio de cultura apropriado. No caso de vários tecidos com alteração patológica, cada fragmento deve ser acondicionado em tubo separado. Fluidos corporais podem ser coletados a partir de punção feita com seringa descartável estéril e transferidos imediatamente para tubos com meio de cultura.

Tanto os suabes quanto os tubos devem ser abertos apenas no momento da coleta e fechados em um curto intervalo de tempo, minimizando a possibilidade de contaminação da amostra. A forma de acondicionamento dos suabes e dos tubos que já contém amostras varia de acordo com a análise que será conduzida. Em determinadas avaliações bacteriológicas, por exemplo, o suabe não pode ser refrigerado e nem tão pouco congelado, e o material em questão deve ser analisado imediatamente após a

coleta. Em outras avaliações, quando o período de tempo entre a coleta da amostra e sua análise não excede 24 horas, os suabes e tubos podem ser mantidos sob refrigeração. Se a análise só for realizada após este período, o material deve ser congelado a -20°C , que é a temperatura do freezer comercial. De modo geral, as análises microbiológicas efetuadas em uma dada amostra não devem exceder 15 dias da data de coleta. Tubos contendo meio de cultura devem ser mantidos sob refrigeração mesmo antes da coleta de amostras, e só devem ser retirados para esse fim. No caso dos suabes isso não é necessário. Para transportar as amostras utilize caixa de isopor ou térmica com gelo químico ou convencional, dependendo da situação.

e) Análises sorológicas, hematológicas, clínicas e bioquímicas:

As análises em questão atendem aos mesmos objetivos dos exames microbiológicos. As abordagens podem ser consideradas complementares, ampliando o entendimento sobre o estado de saúde dos cetáceos e da qualidade ambiental. Análises sorológicas são possíveis de ser conduzidas mesmo em espécimes mortos há vários dias. A partir dessa abordagem pode-se detectar a presença de anticorpos e realizar estudos imunológicos.

O procedimento mais adequado para coleta de sangue é a sua extração do ventrículo direito do coração mediante punção realizada com seringa descartável. Cerca de 5 mL de sangue, ou mesmo um volume menor, é suficiente para sorologia. Caso não seja possível coletar o sangue diretamente do coração, tente extrair amostras dos maiores vasos sanguíneos durante a necropsia (p.ex. carótida, jugular e/ou aorta). Apesar de não ser o procedimento mais adequado, essa pode ser uma alternativa para que a amostra não se perca. Estudos sorológicos, bioquímicos e toxicológicos ainda podem ser conduzidos a partir daí.

Logo após a coleta, a amostra é acondicionada em tubo de plástico estéril (ou limpo), e deve ser levada ao laboratório para centrifugação, separando-se o plasma das células vermelhas (hemácias). A centrifugação também pode ser feita no campo a partir do uso de um equipamento portátil. O plasma, mantido sob refrigeração, pode ser analisado até 24 horas após a coleta. Caso não seja possível analisá-lo neste período de tempo, pode-se congelar a amostra a -20°C para investigações futuras. De modo geral, o procedimento descrito não representa a prática comumente exercida nas atividades de campo conduzidas no Brasil, mas estratégias alternativas podem ser empregadas. Se não for possível centrifugar o sangue logo após a coleta, a amostra pode ser congelada a -20°C para que a sorologia seja realizada posteriormente. Apesar de o congelamento provocar a ruptura das células vermelhas, é possível ainda separá-las do plasma através da adição de agentes químicos. O tratamento químico pode ser aplicado à amostra de sangue apenas quando as análises sorológicas forem realizadas.

Para a condução de análises hematológicas e clínicas é necessário que a amostra de sangue seja obtida em poucos minutos após a morte do espécime. O sangue pode ser extraído da mesma forma descrita anteriormente, e cerca de 5 mL para cada análise são suficientes. No entanto, há necessidade de acondicionamento específico. Por exemplo, estudos hematológicos requerem amostra preservada em EDTA; avaliação de catecolaminas em EGTA; de glicose e coagulação em citrato de sódio; etc. Em geral, o período entre a coleta da amostra e as análises em questão não devem exceder 24 horas. Coágulos também se prestam para exames hematológicos caso não seja possível analisar a amostra do sangue dentro de 24 horas. Infelizmente, as condições em que as carcaças de cetáceos são normalmente registradas no Brasil não permitem que as análises hematológicas e clínicas sejam conduzidas adequadamente. O clima tropical e, conseqüentemente, as elevadas temperaturas registradas na maior parte do país aceleram o processo de decomposição das carcaças.

Estudos relacionados a diversos aspectos bioquímicos dos cetáceos podem ser realizados a partir de amostras de plasma, leite e gordura mantidas sob congelamento a -20°C . A amostra de plasma considerada pode ser uma subamostra daquela usada na sorologia. O leite, coletado através de estimulação manual das glândulas mamárias de carcaças de fêmeas lactantes, pode ser armazenado em tubo plástico estéril ou limpo. O fragmento de gordura para esse fim pode ter cerca de 3 a 5 cm^2 , e deve ser extraído preferencialmente da parte dorsal da carcaça, logo abaixo da nadadeira, e embalado em saco plástico transparente ou filme de PVC.

Para transportar essas amostras utilize caixa de isopor ou térmica com gelo químico ou convencional, de acordo com a situação.

f) Anátomo-patologia:

A análise anatomopatológica dos tecidos começa através do exame macroscópico detalhado das partes externa e interna da carcaça para verificar o seu estado geral e a presença de alterações. Nessa etapa é aconselhável anotar e/ou fotografar as alterações observadas. Esta abordagem permite inferência sobre a ocorrência de processos patológicos nos cetáceos, os quais serão confirmados através de estudos histológicos posteriores. A anátomo-patologia pode complementar exames microbiológicos e sorológicos, atendendo a objetivos similares.

Fragmentos de tecido normal e lesionado, medindo cerca de 1 a 2 cm^2 ou cm^3 cada, devem ser extraídos e preservados preferencialmente em formol tamponado neutro 10%, ou formol aquoso 10%. Deve-se tomar o cuidado em coletar amostras representativas do tecido, incluindo todos os seus estratos. As amostras referentes a uma única carcaça podem ser acondicionadas no mesmo recipiente, desde que se respeite

a proporção mínima de 10 partes de solução fixadora para uma (1) parte de tecido. O frasco coletor deve ser de boca larga, contendo algodão ou gaze no fundo para evitar a deposição da amostra e promover boa fixação. Tecidos aerados ou pouco densos, como pulmões e gordura, flutuam em meio aquoso, devendo-se colocar uma manta de algodão ou gaze sobre os mesmos para permitir a ação da solução fixadora em toda superfície da amostra. Não congele as amostras que serão usadas para histopatologia e evite injetar a solução de preservação no tecido, pois ambos os casos provocam deformações nas suas estruturas (vasos, células, etc.).

Em relação à cabeça do animal, as condições e/ou objetivos da pesquisa vão definir qual tipo de amostra será recolhida: encéfalo ou crânio. A extração de amostras do encéfalo pode ser realizada serrando-se a caixa craniana em posição sagital, ou seja, ao longo da linha média da abóbada craniana. A partir dessa técnica se obtém o encéfalo e a caixa craniana em duas metades, e é possível viabilizar ambos os tecidos (nervoso e ósseo) para estudos posteriores. Quando a caixa craniana é quebrada para obtenção do encéfalo, o aproveitamento do crânio pode ser inviabilizado e o próprio tecido nervoso pode ser traumatizado. O tecido nervoso recuperado deve ser fixado em solução mais concentrada (formol tamponado neutro 20% ou formol aquoso 20%): *in totum* (para anatomia) ou em fatias (para histopatologia).

Em relação à fixação das gônadas, esclarecimentos adicionais serão fornecidos na parte que trata do 'Estado reprodutivo e estimativa de maturidade'.

g) Helmintologia:

Os helmintos parasitas de cetáceos incluem nematódeos, trematódeos, cestódeos e acantocéfalos. Esses organismos podem indicar o estado de saúde dos animais, atendendo a estudos epidemiológicos, mas também têm sido utilizados como marcadores biológicos para diversas populações de cetáceos, definindo áreas de uso e limites de distribuição das espécies.

A presença dos helmintos é verificada através de exame criterioso das partes do corpo que podem ser infectadas. No caso da cavidade nasal, depois de desarticular a cabeça do restante do corpo através de incisão feita entre a primeira vértebra cervical e o crânio, deve-se jogar água no espiráculo e virar a cabeça para baixo, sacudindo-a vigorosamente. Repetir a operação por mais uma ou duas vezes, sempre passando a água em uma peneira. Em relação aos órgãos internos, cortes transversais e longitudinais devem ser realizados para investigar o seu interior e os maiores vasos sanguíneos. A presença de nódulos característicos da presença de helmintos nos tecidos deve ser verificada. Para o exame do ouvido médio e da cavidade do pterigóide há necessidade de virar a cabeça para baixo e realizar necropsia através na maxila inferior, para que essas

partes fiquem expostas. Depois da necropsia, a cabeça deve ser apoiada sobre uma bandeja, ou outro recipiente, e joga-se água nas partes expostas para facilitar o desprendimento dos eventuais parasitas. Essa água é posteriormente passada por uma peneira.

Os parasitas devem ser removidos com cuidado, pois em geral a parede do seu corpo se rompe com facilidade. Parasitas recuperados ainda vivos devem ser colocados em um recipiente com água e mantidos sob refrigeração, permanecendo aí até morrerem. Esse procedimento evita os artefatos da fixação, tais como a contração do corpo e de estruturas taxonômicas importantes. A preservação dos helmintos deve ser feita em AFA ou, se não for possível, em álcool aquoso 70%. Em último caso, o formol tamponado neutro 10% pode ser usado como solução fixadora. Deve-se registrar o número de indivíduos por espécie e as partes do corpo infestadas.

h) Toxicologia:

Estudos toxicológicos em cetáceos podem revelar a situação de conservação do seu hábitat e permitir o entendimento dos processos de bioacumulação e biomagnificação dos poluentes ao longo da cadeia trófica na qual estão inseridos. Essas abordagens são importantes para estudos conservacionistas.

Para a determinação da concentração total de contaminantes inorgânicos, como metais-traço (p.ex. Hg, Pb, Cd, etc.), ou orgânicos, como DDT (dicloro difenil tricloreto), PCB (policloreto de bifenila) e hidrocarbonetos, deve-se extrair fragmento dos tecidos (3 a 5 cm² ou cm³) com lâmina de bisturi nova ou limpa, certificando-se que as amostras estão livres de impurezas do meio como areia, fragmentos de outros tecidos, etc. As amostras devem ser acondicionadas separadamente e mantidas congeladas a -20°C para análise posterior. As amostras submetidas à determinação de espécies inorgânicas devem ser embaladas em saco plástico transparente limpo ou filme de PVC. O uso de sacos coloridos deve ser evitado, uma vez que o pigmento utilizado possui elementos que podem ser incorporados a amostra. Já para avaliação da contaminação orgânica, as amostras devem ser embaladas em papel alumínio. Esse procedimento impede a eventual exposição à luz, que pode interferir na concentração de alguns compostos, além de evitar uma eventual contaminação da amostra no caso de estudos que envolvem a determinação de hidrocarbonetos. No caso do sangue, 5 mL da amostra podem ser coletados e acondicionados da mesma forma como é feito para sorologia. Entretanto, a determinação de contaminantes orgânicos não permite que a amostra seja armazenada em tubos plásticos. Neste caso, um recipiente de vidro pode ser a opção desde que não possua tampa de plástico.

Para transportar as amostras utilize caixa de isopor ou térmica com gelo químico ou convencional, dependendo da situação.

i) Genética:

A genética tem sido utilizada como importante ferramenta em estudos sobre conservação de cetáceos, permitindo a identificação de estoques populacionais e avaliando os níveis de variabilidade entre as populações.

As análises genéticas podem ser conduzidas através de amostras da epiderme, tecido muscular ou fígado. Fragmentos de tecido de 2 cm², ou ainda menores, são suficientes e devem ser preservados em álcool absoluto ou mantidos sob congelamento em sacos plásticos ou outro recipiente. Ao extrair amostras de tecido muscular devem-se evitar porções muito próximas a camada de gordura e utilizar uma lâmina de bisturi que não tenha entrado em contato com o tecido adiposo. Pode-se optar por extrair uma amostra da musculatura localizada na região imediatamente anterior a nadadeira dorsal.

j) Estado reprodutivo e estimativa de maturidade:

Essas análises podem ser aplicadas em estudos sobre o ciclo de vida das espécies de cetáceos e, aliadas a outras informações, podem ser importantes para o entendimento do estado de conservação das populações.

O estado reprodutivo da carcaça analisada pode ser determinado por características macro e microscópicas das gônadas e por peculiaridades do aparelho reprodutor. Em relação às gônadas pode-se verificar macroscopicamente se há presença de esperma no epidídimo, no caso dos testículos, ou de cicatrizes de ovulação nos ovários. A biometria e a pesagem destes órgãos também devem ser consideradas nesta análise. A investigação microscópica requer o uso de técnicas específicas. Para tanto, as gônadas devem ser identificadas em direita e esquerda e preservadas em formol tamponado neutro 10% ou, se não for possível, em formol aquoso 10%.

A injeção de solução fixadora no interior do tecido deve ser evitada, pois estruturas podem ser danificadas. Cortes transversais de 0,5 a 1 cm de espessura devem ser feitos ao longo das gônadas para que a preservação do tecido seja feita de forma eficiente. No caso dos ovários com cicatrizes de ovulação a realização de cortes sobre essas áreas deve ser evitada. Nas gônadas com menos de 1 cm de comprimento pode-se fazer apenas uma pequena incisão na cápsula. A proporção mínima de 1:10 (tecido:solução fixadora) deve ser mantida para a boa preservação do tecido. No caso do aparelho reprodutor feminino, observações sobre o estado do útero, das trompas e das glândulas mamárias devem ser feitas e as respectivas amostras coletadas. Se a carcaça em questão se referir a uma fêmea prenhe e/ou lactante as amostras relacionadas a essas condições devem ser obtidas.

Em geral, a estimativa de maturidade é um recurso que permite inferência sobre o estado reprodutivo do animal, quando não for possível a avaliação microscópica das gônadas. Essa estimativa pode levar em conta a combinação de uma série de características, como dimensões do corpo, biometria e peso das gônadas, avaliação macroscópica do aparelho reprodutor e das glândulas mamárias, o grau de fusão dos ossos do crânio e do esqueleto pós-craniano e a idade. Quanto mais características forem consideradas, maior será a acuidade desta inferência.

k) Hábito alimentar:

Através do conhecimento do hábito alimentar dos cetáceos podem-se compreender as suas relações tróficas no ecossistema, as necessidades energéticas ao longo da sua ontogenia, os padrões de movimentação e distribuição ao longo de uma determinada região, entre outros aspectos.

Em geral, estudos sobre o hábito alimentar de cetáceos são desenvolvidos a partir de itens recuperados no seu estômago, após a morte. Depois que os órgãos são retirados da cavidade abdominal deve-se amarrar a porção inicial do estômago, próxima ao esôfago, e a sua porção terminal, próxima ao intestino, com fio de náilon ou barbante, separando-o dos demais órgãos através de incisões nestas regiões. O estômago deve ser pesado com o seu conteúdo e depois esvaziá-lo. Caso não seja possível continuar a necropsia para abertura do estômago, mantenha-o congelado em saco plástico para investigação posterior.

Durante a necropsia, a parede dos compartimentos do estômago é seccionada, iniciando-se pela porção próxima ao esôfago e seguindo até a porção terminal através da curvatura maior. O conteúdo estomacal é retirado com auxílio de água corrente, sobre uma peneira cuja malha deve ser pequena o suficiente para reter os itens alimentares. A peneira, por sua vez, deve estar apoiada sobre uma bandeja ou outro recipiente. Estes cuidados minimizam a perda dos itens presentes no conteúdo estomacal. Na recuperação dos itens alimentares deve-se tomar cuidado com o manuseio de pinças e outros objetos, pois podem danificar estruturas frágeis como os otólitos de peixes e bicos de cefalópodes. Os itens recuperados podem ser acondicionados em saco plástico e congelados, ou preservados em álcool aquoso 70%. Não preserve o conteúdo estomacal em solução contendo formol, pois muitas estruturas das presas podem ser danificadas. A análise do conteúdo estomacal também pode implicar no registro e coleta de muitos parasitas, completando os estudos helmintológicos. Nesse caso, a preservação dos parasitas estomacais segue o mesmo protocolo descrito na parte que trata da 'Helmintologia'.

l) Determinação de idade:

A determinação de idade em cetáceos incrementa o entendimento sobre o seu ciclo de vida e pode ser útil em estudos sobre dinâmica de populações.

Em odontocetos, a determinação de idade é feita pela leitura das camadas de crescimento presentes nos dentes. Para a realização deste tipo de análise deve-se extrair de três a seis dentes da porção mediana da maxila inferior direita ou esquerda, com cuidado para não provocar danos extensos ao tecido da coroa do dente. Caso não consiga extrair os dentes, o que pode ocorrer em animais maduros, opte por serrar uma das maxilas inferiores em sua porção mediana e acondicionar a amostra com os dentes em recipiente com água até que eles se desprendam do alvéolo dentário. Este recipiente deve ser mantido fechado e a água trocada diariamente. Se os dentes não forem extraídos durante o processamento da carcaça, podem ser recuperados após a limpeza do crânio. Isso se dá através de imersão em tanque de maceração ou enterro e é importante que a peça óssea esteja envolvida em tela de náilon ou similar para que os dentes não se percam. Os dentes usados para a determinação de idade devem ser mantidos em solução de álcool com glicerina (1:1) até que os cortes histológicos sejam realizados.

No caso de mysticetos, a idade é determinada através da contagem das camadas de deposição de cera no ouvido. Para isso é necessária a recuperação do tampão de cera localizado na porção terminal do canal auditivo. A necropsia da cabeça para a coleta desta amostra requer prática e equipamento especializado, uma vez que esses animais apresentam, em geral, grandes dimensões, o que dificulta seu processamento. O tampão de cera extraído deve ser preservado em formol tamponado neutro 10% ou, se não for possível, em formol aquoso 10%, para depois ser realizada a contagem das camadas de deposição de cera.

m) Osteologia e ontogenia:

As peças ósseas que compõem o esqueleto dos cetáceos permitem a realização de vários estudos. As informações fornecidas por esta amostra podem ser conjugadas aos dados de dimensões do corpo, estado reprodutivo e idade, possibilitando estudos ontogenéticos e evolutivos. Esse material também permite investigações sobre a ocorrência de patologias ou deformações associadas ao tecido ósseo.

A abordagem osteológica em relação a uma carcaça é feita de forma completa mediante a recuperação do crânio e do esqueleto pós-craniano. Para obtenção dessas amostras é aconselhável que a necropsia reduza ao máximo a quantidade de tecido aderido aos ossos, de forma que a sua recuperação em condições de análise se dê em um espaço de tempo relativamente curto. Este período também tem relação direta com

o porte do espécime. De acordo com a dinâmica da atividade de pesquisa e os recursos disponíveis, pode-se optar por imersão da carcaça em tanque de maceração ou enterrá-la. É importante que todo o esqueleto seja envolto em tela de náilon, ou material similar, para que os ossos menores não se percam. O esqueleto pode ser desarticulado em várias partes para facilitar a sua manipulação. Ao se optar pelo tanque é preciso checar se o local onde está situado possui boa ventilação e se o sistema de circulação e escoamento de água são adequados, mantendo assim condições mínimas de higiene. No caso de enterrar a carcaça, deve-se verificar se a profundidade é condizente com o seu porte e localizar a área através de marcações (marcos de referência em terra, pedaços de madeira, cercado, etc.) ou de coordenadas geográficas. No caso de animais de grande porte, como baleias, cachalote e orca, o esqueleto pode ser enterrado sem envoltório de náilon, no entanto, a marcação da área deve ser feita a partir de um quadrante para facilitar a posterior recuperação dos ossos.

Após a recuperação dos ossos, deixar que sequem bem e evitar exposição ao sol forte. O uso de estufa de secagem pode ser uma alternativa para locais úmidos, mas deve-se ter muito cuidado para não danificar as peças ósseas. No caso de espécimes de porte pequeno podem-se envolver as maxilas superiores com fita crepe ou durex para minimizar o processo de deformação que pode ocorrer durante a secagem. Os ossos podem ser acondicionados em caixas (arquivo morto ou similar) com naftalina, sílica ou outros agentes que reduzam a ação da umidade e a proliferação de fungos, insetos ou outros organismos.

O procedimento mais adequado em relação às partes da carcaça que não são utilizadas para estudos é enterrá-las em uma profundidade condizente com o seu volume, de modo que o mau cheiro exalado durante o processo de decomposição seja evitado ou minimizado. As partes da carcaça podem ser subdivididas em pedaços, facilitando sua manipulação. Quando possível, evite enterrar a carcaça, ou parte dela, em local próximo da linha d'água, da margem de rios e lagos, e de áreas urbanas e residenciais, o que pode vir a causar transtornos. Outra opção, embora não seja a mais adequada, é rebocar a carcaça e descartá-la em alto-mar, assim como as partes que não foram utilizadas para estudos. Nesse caso, deve-se liberar o material bem distante da linha de costa e ficar atento se retornará à praia. Quando a carcaça a ser rebocada estiver com a cavidade abdominal fechada é conveniente realizar um profundo corte longitudinal em toda sua extensão, tomando cuidado para não atingir diretamente os órgãos internos que já estiverem enfisematosos. Caso a carcaça esteja em local afastado, onde a população não tenha acesso, pode-se deixá-la lá mesmo para que o processo de decomposição ocorra normalmente a céu aberto.

É sempre bom manter contato e/ou fornecer instruções de procedimento para as prefeituras locais ou outros órgãos responsáveis pela limpeza pública, pois essas

ações podem ser facilitadas. Isso é especialmente importante no caso de carcaças de grande porte, como de baleias, cuja manipulação requer maquinário apropriado, como escavadores, tratores, guinchos, etc. Promover parcerias científicas com instituições que mantêm coleções zoológicas devidamente tombadas também é importante, possibilitando condições adequadas de preservação do material biológico coletado. Isso é especialmente útil no caso dos esqueletos de cetáceos, que requerem espaço físico considerável para serem armazenados.

Relação de amostras e análises

- 1 - Marcas na epiderme;
- 2 - Epizoicos e ectoparasitas;
- 3 - Biometria;
- 4 - Pesagem;
- 5 - Microbiologia *;
- 6 - Análises sorológicas, hematológicas, clínicas e bioquímicas;
- 7 - Histopatologia **;
- 8 - Helmintologia;
- 9 - Toxicologia - inorgânicos;
- 10 - Toxicologia - orgânicos;
- 11 - Genética;
- 12 - Estado reprodutivo e estimativa de maturidade;
- 13 - Hábito alimentar;
- 14 - Determinação de idade;
- 15 - Osteologia e ontogenia.

* No caso dos tecidos, amostrar apenas os que tem evidência de alteração patológica.

** Amostrar os tecidos com e sem evidência de alteração patológica.

| ANÁLISES | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 6 | 7 | 8 | 9 | 10 | 11 | 12 | 13 | 14 | 15 |
|---|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Dimensões do corpo | | | x | | | | | | | | | x | | | x |
| Epiderme | x | x | | | x | | x | | | | x | | | | |
| Olhos | | | | | x | | | | | | | | | | |
| Cavidade nasal | | | | | x | | | x | | | | | | | |
| Cavidade oral, laringe e/ou língua | | | | | x | | x | | | | | | | | |
| Gordura | | | x | | | x | x | x | | x | | | | | |
| Sangue | | | | | x | x | | | x | x | | | | | |
| Músculo | | | | | x | | x | x | | | x | | | | |
| Coração | | | x | x | x | | x | x | | | | | | | |
| Traquéia | | | | | x | | x | x | | | | | | | |
| Pulmões | | | x | x | x | | x | x | | | | | | | |
| Diafragma e mesentério | | | | | x | | x | x | | | | | | | |
| Fígado | | | x | x | x | | x | x | x | x | x | | | | |
| Pâncreas | | | | | x | | x | x | | | | | | | |
| Esôfago | | | | | x | | x | | | | | | | | |
| Estômago | | | | x | x | | x | x | | | | | x | | |
| Intestino | | | x | x | x | | x | x | | | | | | | |
| Abertura anal | | | | | x | | | | | | | | | | |
| Baço | | | x | x | x | | x | | | | | | | | |
| Rins | | | x | x | x | | x | x | x | | | | | | |
| Bexiga | | | | | x | | x | | | | | | | | |
| Urina | | | | | x | | | | | | | | | | |
| Abertura genital | | | | | x | | | | | | | | | | |
| Aparelho reprodutor | | | x | x | x | | x | x | | | | x | | | x |
| Placenta | | | | | x | | x | | | | | x | | | x |
| Feto | | | | | | | | | x | x | | x | | | x |
| Glândulas mamárias e/ou leite | | | | | x | x | x | x | | | | x | | | x |
| Outras glândulas e nod. linfáticos | | | | | x | | x | | | | | | | | |
| Outros fluidos (pleural, abscessos, etc.) | | | | | x | | | | | | | | | | |
| Cérebro | | | x | x | x | | x | x | | | | | | | |
| Ouvido médio | | | | | | | | x | | | | | | | |
| Dentes e tampão de cera | | x | x | | | | | | | | | x | | x | x |
| Crânio e esqueleto pós -craniano | | | x | | | | | | | | | x | | | x |

Fórmula de soluções e fixadores

Álcool absoluto:

Pode-se usar álcool etílico comercial vendido em farmácias e supermercados.

Álcool aquoso 70%:

Para preparar 1 l de solução misturar 700 mL de álcool etílico comercial com 300 mL de água.

Formol neutro tamponado 10%:

Para fazer 5 l de solução utilizar 4,5 l de água destilada, 500 mL de formol, 20 g de fosfato monobásico de sódio e 32,5 g de fosfato dibásico de sódio. Dissolver os fosfatos separadamente na água e depois adicionar o formol.

Formol aquoso 10%:

Para preparar 1 l de solução misturar 100 mL de formol com 900 mL de água.

Álcool com glicerina (1:1):

Para preparar 1 l de solução misturar 500 mL de álcool etílico comercial com 500 mL de glicerina, que também é vendida em farmácias.

AFA (Álcool-Formalina-Ácido acético):

Para preparar cerca de 1 l de solução misturar 100 mL de formol aquoso 40%, 400 mL de água destilada, 500 mL de álcool etílico e 20 mL de ácido acético glacial.

Meio de cultura para análise microbiológica:

Recorrer a um técnico em microbiologia ou profissional da área para preparação dos meios de cultura adequados as análises que serão realizadas.

Outras soluções:

Dependendo do tipo de análise que se pretende desenvolver, outras soluções como DMSO, EDTA, EGTA, heparina, etc. podem ser necessárias. Muitas destas soluções, no entanto, têm ação limitada como meio de preservação das amostras e devem ser preparadas por ocasião do uso. Por outro lado, amostras preservadas em muitas destas soluções requerem análises em curto espaço de tempo após a coleta. Cada pesquisador deve, de acordo com suas perspectivas de estudo, organizar protocolos específicos para as análises que pretende e pode realizar a partir dos meios de que dispõe.

**METODOLOGIA DE ESTUDOS: ANÁLISE DE
HÁBITO ALIMENTAR**

O maior problema na interpretação do hábito alimentar de cetáceos através da análise do seu conteúdo estomacal está relacionado ao fato de que a maior parte das espécies de presas é identificada através de partes desarticuladas de seu corpo. Os otólitos dos peixes ósseos e as mandíbulas (ou bicos) dos cefalópodes são exemplos de estruturas comumente recuperadas no trato digestivo desses animais, apresentando importância taxonômica e correlação com as dimensões originais das presas.

Ainda tomando como exemplo essas estruturas, há diferenças quanto ao desgaste durante a digestão e ao tempo de permanência no trato digestivo. Em geral, os otólitos podem permanecer no trato digestivo dos cetáceos por um período de um a dois dias antes de serem excretados ou desgastados pelo processo de digestão. Já os bicos de cefalópodes podem permanecer por cerca de três a sete dias, ou talvez mais. A morfologia dos bicos possibilita aderência à parede do trato digestivo do predador, o que pode maximizar o seu tempo de permanência. Além disso, as diferenças em relação à constituição estrutural dos otólitos (carbonato de cálcio) e dos bicos (quitina) tornam o primeiro mais susceptível ao desgaste pela digestão.

A interpretação da dieta através de estimativas de porte, número de indivíduos e biomassa das presas consumidas a partir de estruturas recuperadas no trato digestivo pode ser tendenciosa, não fornecendo as reais proporções ingeridas pelos animais durante os episódios de alimentação. Nesse sentido, a interpretação da dieta a partir dessa metodologia deve ser feita com cautela, considerando-se os valores estimados para as presas como representativos das quantidades mínimas consumidas. Apesar das limitações, a investigação do hábito alimentar de cetáceos a partir dessa metodologia ainda é uma ferramenta eficiente e de baixo custo na avaliação qualitativa e quantitativa da sua alimentação. Inclusive, é essa ferramenta que embasa e subsidia a aplicação de outras abordagens na interpretação da dieta desses mamíferos aquáticos, tais como: análise da contribuição energética e nutricional das presas em relação aos requerimentos dos predadores e análise da composição isotópica e de ácidos graxos considerando os tecidos dos predadores e de suas presas.

Coleta, identificação e quantificação dos itens alimentares recuperados no conteúdo estomacal

A maior parte dos estudos qualitativos e quantitativos sobre o hábito alimentar de cetáceos são desenvolvidos a partir de itens recuperados no seu estômago, após a morte. Depois que os órgãos internos são retirados da cavidade abdominal deve-se amarrar a porção inicial do estômago, próxima ao esôfago, e a sua porção terminal, próxima ao intestino, com fio de náilon, barbante ou similar, separando-o dos demais

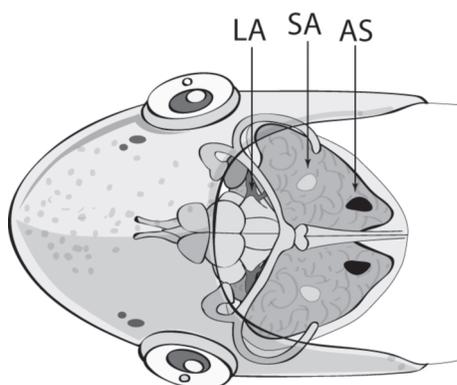
órgãos através de incisões nestas regiões. Sempre que possível deve-se pesar o estômago com seu conteúdo e depois de esvaziá-lo. Caso não seja possível continuar a necropsia para recuperação dos itens alimentares, o estômago pode ser mantido sob congelamento, em saco plástico, ou preservado em álcool aquoso 70% para investigação posterior.

Durante a necropsia, a parede dos compartimentos do estômago é seccionada, iniciando-se pela porção próxima ao esôfago e seguindo até a porção terminal através da curvatura maior. O conteúdo estomacal pode ser retirado com auxílio de água corrente ou de um pisete contendo água, sobre uma peneira cuja malha deve ser pequena o suficiente para reter os itens alimentares e os eventuais parasitas presentes (p.ex. 200µm). A peneira, por sua vez, deve estar apoiada sobre uma bandeja ou outro recipiente. Na recuperação dos itens alimentares deve-se tomar cuidado com o manuseio de pinças, pois podem danificar estruturas frágeis como os otólitos. Essa etapa pode ser realizada a olho nu e os itens recuperados devem ser acondicionados em sacos ou recipientes plásticos e preservados em álcool aquoso 70% (bicos e penas de cefalópodes, carapaça de crustáceos, presas parcialmente digeridas) ou armazenados a seco (otólitos e ossos de peixes). Não utilize solução contendo formol, pois muitas estruturas podem ser danificadas.

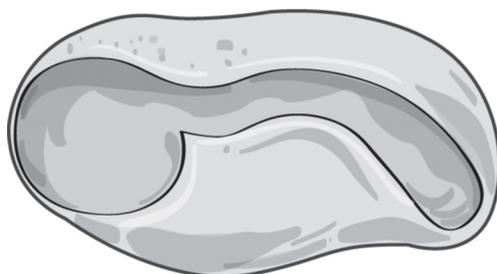
A investigação de hábito alimentar dos cetáceos deve obrigatoriamente passar pela montagem de coleções de referência das espécies de presas potenciais que se distribuem ao longo da área de ocorrência dos grupos populacionais estudados. Importa verificar a disponibilidade de coleções já montadas por outros pesquisadores e/ou instituições, de modo a não duplicar esforços. No entanto, como há variações quanto à ontogenia das presas ao longo das diferentes áreas geográficas, a montagem de coleções de referência regionais é sempre uma estratégia adequada. As coleções devem reunir o maior número possível de espécies com possibilidade para compor a dieta de um determinado predador, bem como indivíduos de várias classes de comprimento e peso corporal. Entre 30-50 indivíduos de cada espécie, considerando amplo intervalo de classes de tamanho, já são suficientes para ajustes matemáticos significativos e detecção de variações ontogenéticas quanto ao tamanho e forma do corpo e de suas estruturas.

Em se tratando de peixes ósseos, o comprimento total, furcal ou padrão pode ser utilizado como representativo do tamanho do corpo. Para cefalópodes deve-se tomar o comprimento do manto e para crustáceos o comprimento total ou do cefalotórax. As medidas de comprimento podem ser registradas em centímetros ou milímetros através de trena, paquímetro ou ictiômetro. O peso individual dos espécimes que representam os grupos de presas consumidas pelos cetáceos deve ser tomado em balança eletrônica com precisão de 0,01 ou 0,1 g, de acordo com o porte dos organismos e/ou disponibilidade do equipamento.

Os otólitos dos peixes ósseos são extraídos a partir de corte longitudinal na parte ventral do crânio, lavados em água corrente e armazenados a seco. Em geral, utilizam-se os otólitos *sagitta* devido, principalmente, à constância das características morfológicas da face interna e externa dentro da mesma espécie e suas relações com as dimensões do corpo dos peixes. Para representantes da família Ariidae (bagres e afins), no entanto, utilizam-se os otólitos *lapillus*. Apenas um dos otólitos (direito ou esquerdo) de cada indivíduo é selecionado para a biometria, pois não há diferenças expressivas entre suas dimensões. Há duas opções para a tomada das medidas de comprimento e largura, que devem considerar a face interna do otólito em sua maior porção longitudinal e transversal, respectivamente: i) uso de estereomicroscópio (lupa) com ocular micrométrica acoplada ou ii) fotografia digital onde as medidas são determinadas a partir das imagens geradas, utilizando-se programas computacionais específicos.



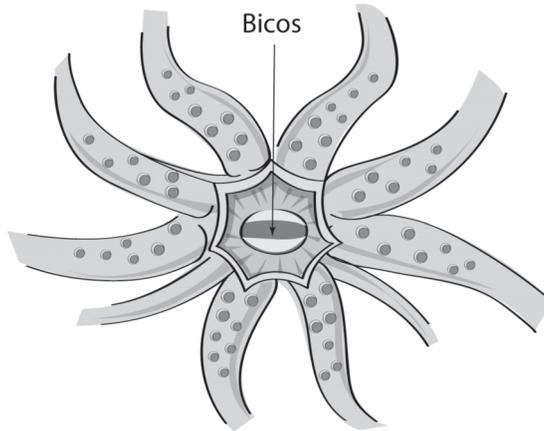
Esquema da posição dos otólitos *sagitta* (SA), *lapillus* (LA) e *asteriscus* (AS) no crânio do peixe ósseo (adaptado de Corrêa e Vianna, 1992).



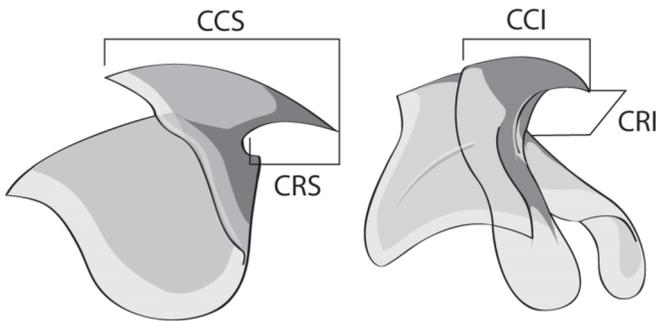
Esquema da face interna do otólito *sagitta* direito de peixe ósseo com as medidas de comprimento (CO) e largura (LO).

No caso dos cefalópodes, os bicos são as estruturas mais importantes nas coleções de referência devido à relevância taxonômica e biométrica. O par de bicos encontra-se circundado pelos tentáculos, sendo estes referidos como superior ou inferior de acordo

com a sua posição relativa à região cefálica. As relações biométricas entre as dimensões dos bicos (comprimento do rostro - lulas e comprimento do capuz - polvos) e as dimensões dos cefalópodes (comprimento do manto e peso) permitem estimar as dimensões originais das presas. Após a extração, ambos os bicos devem ser medidos, sendo que as mesmas considerações feitas para os otólitos quanto a biometria são levadas em conta. Os bicos se mantêm preservados em álcool aquoso 70% ou solução de álcool e glicerina (1:1).

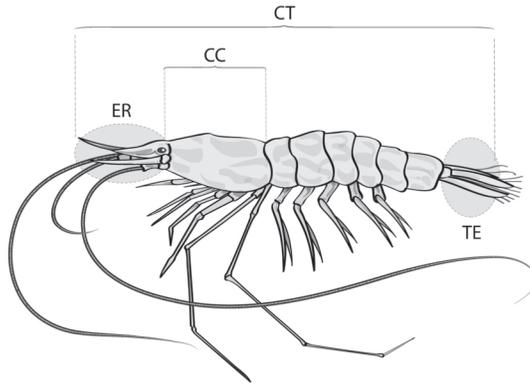


Esquema da posição do par de bicos na região oral do cefalópode (adaptado de Roper *et al.*, 1984).



Esquema dos bicos superior e inferior do cefalópode, com medidas de comprimento do capuz superior (CCS), comprimento do rostro superior (CRS), comprimento do capuz inferior (CCI) e comprimento do rostro inferior (CRI) (adaptado de Clarke, 1986).

Os crustáceos podem ser identificados através do cefalotórax (forma e número de espinhos do rostro) e do telson, sendo que o último não possui relevância para a biometria. As relações biométricas se referem ao comprimento do cefalotórax e as dimensões de comprimento total e peso, que possibilitam estimativas do tamanho original do indivíduo consumido. As coleções de referência, nesse caso, incluem a preservação dos organismos inteiros, sem desarticulação de suas estruturas corporais.



Esquema das medidas corporais do crustáceo (CT: comprimento total; CC: comprimento do cefalotórax) e estruturas corporais usadas para fins taxonômicos (ER: espinhos rostrais; TE: telson)

Os valores das dimensões originais das presas potenciais (comprimento e peso) e das estruturas de identificação normalmente recuperadas nos conteúdos estomacais dos cetáceos (otólitos, bicos e cefalotórax) devem ser dispostos em gráficos de dispersão para se verificar a tendência da nuvem de pontos, de modo a definir o melhor ajuste entre as variáveis a partir de análise de regressão. Em geral, as relações biométricas que envolvem medidas de comprimento são representadas através de equações lineares ($Y = bX + a$) e as que incluem o peso podem ser expressas a partir de equações exponenciais ($Y = aX^b$ ou $Y = ae^{(X^b)}$). Há diversos recursos computacionais gratuitos para o ajuste das equações em questão a partir dos dados referentes às dimensões originais das presas e suas estruturas corporais, como o programa *R-System* (www.r-project.org).

Para cada espécie de presa da coleção de referência podem ser selecionadas fotografias de indivíduos pertencentes a distintas classes de tamanho para composição do catálogo regional de identificação dos otólitos (face interna), bicos e cefalotórax, conforme cada grupo de presas. Esse catálogo é um recurso útil e prático para ser utilizado na identificação específica dos itens recuperados nos estômagos analisados durante as atividades em laboratório.

Itens recuperados no conteúdo estomacal e estimativa do porte das presas

Os itens relacionados aos peixes ósseos que são normalmente recuperados nos conteúdos estomacais se referem a partes desarticuladas tais como crânios, vértebras, espinhos, esporões, cristalinos e otólitos, mas presas inteiras ou parcialmente digeridas também são verificadas. Com exceção dos organismos inteiros ou parcialmente digeridos, os otólitos são as únicas estruturas com utilidade taxonômica e biométrica. Considerando

o peixe-espada (*Trichiurus lepturus*) o característico osso supraoccipital pode ser utilizado para estimativas de comprimento do otólito quando for recuperado em maior número e ou quando o mesmo se encontrar quebrado. De modo a padronizar as estimativas quanto ao porte dos peixes consumidos, deve-se optar pela extração dos otólitos quando ainda estiverem dentro do crânio, no caso de presas inteiras ou parcialmente digeridas. Após a identificação específica, os otólitos recuperados ou extraídos devem ser identificados e separados em direito e esquerdo, sendo o lado mais representativo considerado como indicativo da densidade de peixes consumida. A biometria é realizada da mesma forma descrita anteriormente, considerando-se apenas a maior dimensão longitudinal (exceto quando estiverem com as extremidades quebradas).

Cefalópodes inteiros ou em início de digestão, e estruturas como bicos, penas (gladius) ou cristalinos são usualmente registrados nos estômagos dos cetáceos. Dentre as estruturas desse grupo de presas, os bicos são normalmente utilizados na identificação, biometria e quantificação das espécies consumidas. Como descrito para peixes ósseos, os bicos que ainda se encontram em presas inteiras ou parcialmente digeridas também devem ser extraídos para a biometria, padronizando as estimativas. Para a quantificação considera-se a maior frequência numérica de bicos das posições superior ou inferior como indicativo do total consumido. A posição mais representativa é usada na biometria, que se realizará conforme indicado anteriormente.

Além de crustáceos inteiros, indivíduos parcialmente digeridos e estruturas como espinhos do rostro e telson podem ser registradas nos estômagos. Quando apenas as duas últimas estruturas são reconhecidas pode-se identificar a espécie em questão, mas não há possibilidade de inferências biométricas. No entanto, quando o cefalotórax é recuperado é possível realizar estimativas quanto ao porte original.

Para as espécies de presas cujo número de indivíduos por estômago exceder 100, pode-se selecionar aleatoriamente 50 indivíduos para a biometria. A partir daí, aplica-se equações de regressão específicas para estimativas das dimensões originais das presas consumidas.

A partir das estimativas relacionadas às presas e, conseqüentemente, da descrição qualitativa e quantitativa da dieta dos cetáceos, seguem-se as interpretações do seu hábito alimentar. A análise em separado dos três principais grupos de presas (peixes ósseos, cefalópodes e crustáceos) é uma opção adequada, na medida em que minimiza questões relacionadas à subestimativa ou superestimativa da representatividade de cada grupo de presa na dieta devido às taxas de digestão diferenciadas. O primeiro passo é a análise exploratória das presas a partir de estatística descritiva, que se propõe a ordenação, exposição e sumarização dos dados quantitativos, considerando os grupos de presas e cada espécie em particular, permitindo entendimento da natureza dos dados e escolha de teste(s) de hipótese que pode(m) ser realizado(s) *a posteriori*.

A seguir, pode-se proceder a aplicação de índices de dieta (Pinkas *et al.*, 1971; Di Benedetto *et al.*, 2001), conforme indicado abaixo. Uma alternativa na análise e comparação da alimentação dos cetáceos é a utilização de índices ecológicos.

Índices de dieta aplicados à interpretação do hábito alimentar

| Índices de dieta | Equações |
|--------------------------------------|---|
| Frequência de Ocorrência (FO) | $FO\ i = (n\ i \times 100) / N$ $n\ i$ é o número de estômagos que contém a Presa i e N é o número total de estômagos com conteúdo alimentar |
| Frequência Numérica (FN) | $FN\ i = (n\ i \times 100) / N$ $n\ i$ é o número de indivíduos da presa i nos estômagos e N é o número total de presas em todos os estômagos com conteúdo alimentar |
| Frequência de Biomassa (FB) | $FB\ i = (b\ i \times 100) / B$ $b\ i$ é a biomassa da presa i nos estômagos e b é a biomassa total de presas em todos os estômagos com conteúdo alimentar |
| Índice de Importância Relativa (IIR) | $IIR = [(\%FN + \%FB) \times \%FO]$ |

Interpretação da dieta através de outras abordagens

O método tradicional para análise da dieta de cetáceos possui várias restrições e limitações interpretativas. No entanto, a identificação das presas consumidas se dá, na maioria das vezes, apenas mediante sua aplicação. A exceção se refere à observação dos animais no ambiente natural durante episódios de alimentação, em que há possibilidade de reconhecimento específico das presas. Ao se considerar o hábito alimentar subaquático da maior parte das espécies de cetáceos, essa possibilidade se torna remota. Outra exceção refere-se aos animais mantidos em cativeiro, cuja alimentação é controlada.

A partir das considerações feitas quanto à identificação das presas preferenciais desses animais, pode-se afirmar que o método tradicional constitui a base fundamental para o entendimento de seu hábito alimentar. Nesse sentido, a avaliação da alimentação através de abordagens mais refinadas, conforme exposto abaixo, só conduz a interpretações conclusivas com o conhecimento prévio da composição específica da dieta.

As análises do valor energético e da composição nutricional das presas levam em consideração as calorias consumidas pelos predadores, representadas pela energia fornecida através das presas (Kcal ou kJ g peso úmido⁻¹), e a composição destas em termos de proteínas, carboidratos, lipídeos, elementos essenciais (ex. cálcio, zinco), percentual de água, etc. Além da descrição bromatológica da dieta e do entendimento dos requerimentos alimentares (energéticos e/ou nutricionais) dos predadores, de acordo com sua ontogenia, fase do ciclo de vida e áreas de distribuição, essa abordagem permite

a elaboração de modelos bioenergéticos que possibilitam predições sobre o comportamento e a dinâmica populacional, ampliando o entendimento sobre as relações tróficas nos ecossistemas.

A análise da composição isotópica dos predadores e das presas se baseia na demonstração de que as proporções de isótopos estáveis presentes nos tecidos de um predador estão relacionadas com àquelas presentes em suas presas. Em mamíferos aquáticos, o uso de isótopos estáveis de ocorrência natural - carbono ($^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$) e nitrogênio ($^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$) - tem fornecido novas informações sobre sua ecologia alimentar, e nesta abordagem é fundamental uma boa caracterização isotópica das potenciais fontes de alimentos. A composição isotópica é preferencialmente utilizada para indicar as contribuições relativas de diferentes fontes alimentares e/ou diferentes presas em uma dada rede trófica (aquáticas-terrestres, costeiras-oceânicas, pelágicas-bentônicas), possibilita distinções latitudinais em relação aos sítios alimentares preferenciais e permite inferência sobre a posição trófica de uma dada espécie na cadeia alimentar.

A abordagem envolvendo análise de ácidos graxos dos predadores e das presas é baseada no princípio que determinados ácidos graxos presentes na composição lipídica do tecido das presas podem ser amplamente incorporados às reservas lipídicas dos predadores sem sofrerem alterações, que no caso dos mamíferos aquáticos se referem especialmente ao tecido adiposo subcutâneo e ao leite. Os ácidos graxos em questão se expressam através de características bioquímicas particulares, permitindo inferência sobre a contribuição das espécies de presas na dieta dos predadores e a localização de sítios alimentares preferenciais, além de servir como registro da história alimentar dos animais.

Dentro do cenário da investigação do hábito e da ecologia alimentar dos cetáceos e de outros organismos, todas as abordagens aqui apresentadas devem ser tratadas de forma complementar, ampliando o entendimento sobre as relações tróficas nos ecossistemas naturais e conferindo maior consistência à interpretação dos resultados obtidos.

**METODOLOGIA DE ESTUDOS:
DETERMINAÇÃO DE IDADE**

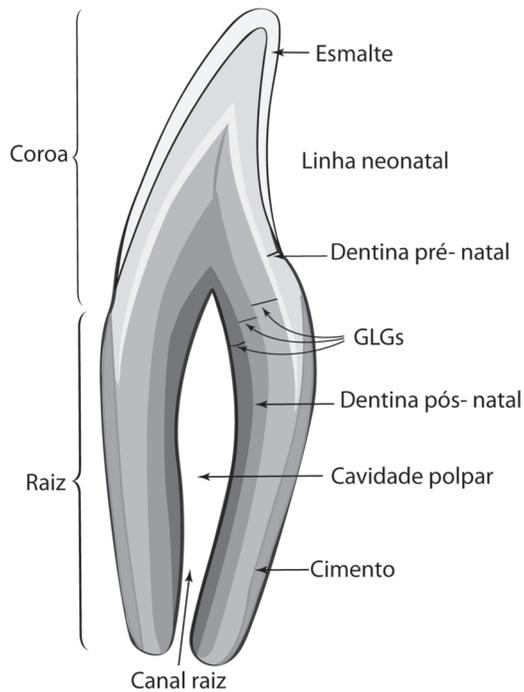
A determinação de idade é importante ferramenta para se responder questões relacionadas às taxas de nascimento e de mortalidade e a distribuição de classes etárias, informando se a população está em crescimento ou declínio. Dessa forma, é possível inferir sobre a intensidade de reabastecimento do grupo e a longevidade média do indivíduo e identificar os fatores individuais que determinam a dinâmica de populações. O conhecimento sobre a distribuição etária de uma dada população permite caracterizá-la, e a proporção de indivíduos dentro de cada classe de idade reflete seu estado reprodutivo e suas flutuações. A estimativa de idade em cetáceos odontocetos pode ser considerada prioridade nos estudos relativos ao ciclo de vida e a biologia das populações desses animais e, nesse contexto, a estrutura da dentina e no cimento dos dentes tem sido usada para a determinação de idade em várias espécies.

Os odontocetos são homodontes (todos os dentes iguais) e monofiodontes (dentição única), apresentando padrão repetitivo de crescimento em todos os dentes. Cada dente repousa dentro de uma saliência óssea, denominada de alvéolo dentário, e está suspenso pela membrana periodôntica que é constituída de tecido conjuntivo e feixes de fibras de colágeno. Dentro de cada dente há um espaço denominado cavidade polpar, e no seu interior se encontra a polpa, constituída de tecido conjuntivo com fibras nervosas e vasos sanguíneos. Os lados da cavidade da polpa são revestidos pelos odontoblastos, células especializadas na produção de dentina. Os três tecidos constituintes dos dentes - esmalte, dentina e cimento - são depositados com regularidade em camadas de crescimento e representam o registro natural do processo de desenvolvimento do animal. A deposição de camadas de dentina e de cimento em um dente ocorre geralmente ao mesmo tempo e na mesma seqüência.

A dentina (tecido conjuntivo calcificado) é recoberta por dois outros tecidos calcificados. A porção do dente que se projeta através das gengivas (coroa anatômica) é recoberta pelo esmalte, e o restante do dente (raiz anatômica) é recoberto pelo cimento. A junção entre a coroa e a raiz do dente é denominada cingulo ou cérvix. A deposição da dentina pré-natal inicia simultaneamente com a formação do esmalte, representando o registro de grande parte da vida fetal. O esmalte (tecido acelular prismático e mineralizado) forma o manto apical do dente. Provavelmente, sua deposição inicia-se cerca de três ou quatro meses após a concepção, e se completa antes do nascimento. A dentina pós-natal é mais distinta, e como em muitos outros mamíferos sua deposição inicia-se ao nascer, com a formação de uma distinta camada neonatal hipomineralizada na superfície interna da dentina pré-natal. A formação da dentina é lenta, e esta continua a acumular-se internamente durante toda vida do indivíduo ou até a completa obstrução da cavidade polpar. As camadas de dentina, da linha neonatal até a margem da cavidade polpar, representam o registro deposicional pós-natal completo. A formação das camadas de cimento ocorre na superfície externa da metade basal do dente, no espaço do alvéolo

dentário. A deposição deste tecido ocorre durante toda vida e, por essa razão, podem representar um registro não interrompido da vida pós-natal do animal.

O termo 'Grupo de Camada de Crescimento' (*Growth Layer Group - GLG*), definido pela Comissão Internacional Baleeira (IWC, 1980), é utilizado para definir as camadas de crescimento na dentina e no cimento em dentes de cetáceos, formadas por linhas paralelas distintas que contrastam entre si e podem ser reconhecidas pela virtude de sua deposição cíclica. Em geral, uma GLG corresponde à quantidade de tecido acumulado durante um (1) ano de vida do indivíduo.



Esquema do dente de cetáceo apresentando os tecidos que o compõem e o padrão anatômico (adaptado de Perrin & Myrick, 1980).

Coleta de amostras e preparação dos dentes para a determinação de idade

Os dentes a serem analisados podem ser extraídos das maxilas, com o animal vivo ou morto, ou podem ser recuperados após processamento do crânio (maceração ou enterro). Aqui trataremos apenas da extração de dentes em animais mortos ou da

sua recuperação após o processamento da carcaça. A técnica de extração de dentes em animais vivos requer conhecimento dos procedimentos de anestesia e sutura, e deve ser conduzida por profissional qualificado.

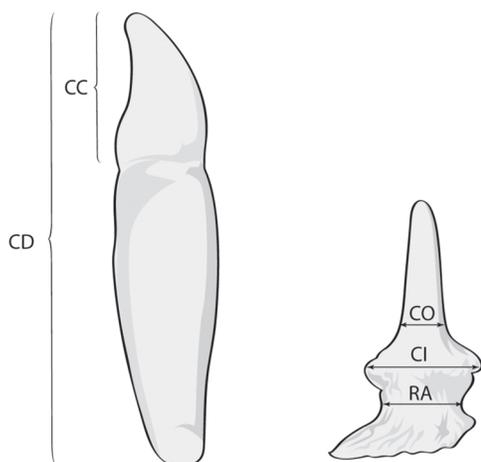
Deve-se extrair de três a seis dentes da porção mediana da maxila inferior direita ou esquerda, com cuidado para não provocar danos ao tecido da coroa do dente. Durante a extração pode-se utilizar um bisturi para cortar o tecido localizado entre o alvéolo e o dente, além de boticão ou outro instrumento odontológico que auxilie na sua retirada. O dente pode ser separado do alvéolo introduzindo-se com movimentos circulares um instrumento perfurante e/ou cortante ao seu redor. Dessa forma, o dente pode ser puxado com auxílio de uma pinça ou boticão. Caso não seja possível extrair os dentes dessa forma, o que pode ocorrer em animais maduros, pode-se optar por serrar uma das maxilas inferiores em sua porção mediana e acondicionar a amostra com três a seis dentes em recipiente com água até que eles se desprendam do alvéolo dentário. Este recipiente deve ser mantido fechado e a água trocada diariamente. Se os dentes não forem extraídos durante o processamento da carcaça, podem ainda ser recuperados após a limpeza do crânio. Isso se dá através de imersão em tanque com água ou enterro. É importante que a peça óssea esteja envolvida em tela de náilon ou similar para que os dentes não se percam. Em seguida, devem-se selecionar os dentes que possuem a coroa menos gasta e estão mais retos para a análise da idade. As melhores amostras estão relacionadas aos dentes maiores, intactos e localizados na porção central de uma das maxilas inferior.

Os dentes devem ser armazenados em solução de glicerina e etanol (1:1). A amostra não deve ser estocada a seco, pois isso pode danificar o tecido dentário, e nem deve ser preservada por tempo prolongado em solução de formol, que age como descalcificador e inibe o processo de coloração durante a preparação das lâminas.

Cinco parâmetros métricos devem ser obtidos na superfície externa do dente, conforme indicado abaixo:

Parâmetros métricos da superfície externa do dente de cetáceos, medidos em mm

| Parâmetros | Obtenção | Sigla |
|---------------------------|---|-------|
| Comprimento do dente | Distância entre a extremidade apical da coroa até o final da raiz | CD |
| Comprimento da coroa | Distância entre a extremidade apical da coroa até o cíngulo da raiz | CC |
| Circunferência da coroa | Largura máxima da coroa | CO |
| Circunferência da raiz | Largura máxima da raiz | RA |
| Circunferência do cíngulo | Largura máxima na interseção da coroa com a raiz | CI |



Esquema do dente do boto-cinza à esquerda e da toninha à direita, com indicação dos parâmetros métricos da superfície externa.

Os dentes devem ser examinados externamente e medidos, observando-se os sinais de uso (desgaste), o estado da cavidade polpar e da superfície, e as camadas de crescimento externas. Em algumas poucas espécies é possível observar a GLG na superfície externa do dente. No entanto, na maioria é necessário cortar o dente em duas metades, ou cortá-lo em seção longitudinal fina.

A precisão dos resultados na determinação de idade está diretamente relacionada a qualidade dos cortes histológicos dos dentes e/ou a acuidade da leitura das camadas de crescimento. As técnicas para examinar essas camadas em dentes de cetáceos variam de acordo com a espécie e a disponibilidade laboratorial.

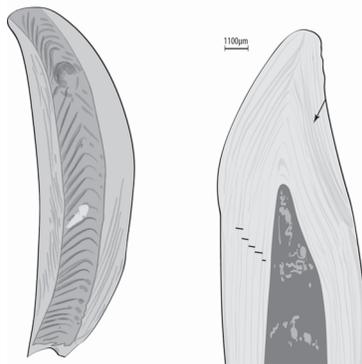
Uma das técnicas mais simples e de baixo custo é a de desgaste manual do dente e sua observação sob o microscópio estereoscópio (lupa). Para dentes grandes, como de cachalote de orca, deve-se cortar o dente em seção mediana-longitudinal, ou seja, em duas metades, usando serra de diamante ou moto-esmeril com serra comercial. O uso da serra “tico-tico”, normalmente encontrada em lojas de material de construção, é funcional para seccionar dentes grandes ao meio. No caso de dentes pequenos, como dos representantes da família Delphinidae, o desgaste primário deve ser realizado com moto-esmeril até se chegar o mais próximo possível do plano sagital do dente. Um disco de *carborundum* e uma furadeira-de-mão, como a utilizada por dentistas e encontrada em lojas de artigos odontológicos, são bons aparatos para o desgaste dos dentes.

O polimento da superfície do dente que foi cortada é uma etapa necessária antes do procedimento de desmineralização. A superfície de cada metade do dente deve ser lixada com lixa d'água de granulações decrescentes (n° 320, 400 e 600) para a eliminação de imperfeições, como ranhuras. Posteriormente, realiza-se o polimento destas superfícies com tecido acrílico, saponáceo em pó ou em pasta, e água em abundância. A peça deve

ser bem lavada para a eliminação de resíduos do agente polidor e, então, é seca. A superfície de cada metade do dente deverá ser examinada sob a lupa para verificar se as ranhuras foram totalmente eliminadas após o polimento.

A etapa seguinte ao polimento é a desmineralização da superfície do dente exposta. Uma variedade de reagentes para se desmineralizar o tecido tem sido usada, como ácido fórmico, RDO (desmineralizador ósseo comercial) e ácido nítrico. O meio dente deve ser colocado no agente desmineralizador com a face desgastada voltada para cima. A concentração do agente e o tempo de imersão variam conforme o tamanho do dente. Um dente de cachalote com cerca de 15 cm de comprimento, por exemplo, submerso em solução de ácido fórmico 5%, deve aí permanecer por 40 horas. Já um dente pequeno, como de um golfinho-nariz-de-garrafa, com 1-1,5 cm de comprimento e em solução de ácido fórmico 25%, deve ficar submerso por cerca de uma (1) hora. A superfície do dente passa a apresentar um aspecto gelatinoso devido à solubilização do mineral. Após esse período de imersão, a peça é lavada em água corrente por 24 horas e seca à temperatura ambiente, quando então as bandas de dentina tornam-se evidentes devido a desmineralização diferencial.

Para a leitura das camadas de crescimento nas seções de dente desgastado utiliza-se lupa com aumentos de 16 a 40 vezes. Um filtro polarizador pode ser adicionado a objetiva do equipamento ótico. A distinção entre as cristas e depressões que compõe as camadas de crescimento pode ser realçada mudando-se a direção da fonte de luz até se obter o grau ideal de sombreamento e reflexo. No caso de dentes grandes, deve-se esfregar a sua superfície com um lápis preto ou *crayon* na direção perpendicular ao cume, ou aplicar pó de grafite sobre a face tratada, de modo a enfatizar o relevo. O tipo de equipamento ótico usado para a contagem das camadas de crescimento irá depender do tamanho do dente a ser analisado. A magnificação pode não ser necessária em dentes cujas camadas são visíveis e distintas a olho nu. Em qualquer situação a iluminação refletida é a mais indicada para facilitar a leitura.



Esquema de meio dente de cachalote à esquerda e de golfinho-de-dente-rugoso à direita, com 33 e 6 camadas de crescimento, respectivamente. A seta (®) e as linhas pretas (—) indicam a linha neonatal e as camadas de dentina, respectivamente.

A preparação do material dentário em seções finas descalcificadas e coradas segue a técnica proposta por Hohn *et al.* (1989) e Perrin & Myrick (1980), com modificações. Antes da descalcificação, as laterais do dente devem ser desbastadas com um disco de carborundum ou serra circular de diamante, restando ao final uma seção mediana longitudinal de aproximadamente 3 mm de espessura. Este procedimento não é necessário para os dentes de espécimes juvenis. A seção é então fixada em solução de formol 10% e descalcificada. A descalcificação pode ser realizada utilizando-se RDO (descalcificador ósseo comercial), solução de ácido fórmico 5% ou de ácido nítrico 5%, e o tempo necessário varia com a espessura do dente, independente do agente descalcificador. O término da descalcificação é definido pela flexibilidade do dente e pode ocorrer após o período de 2 horas, no caso de espécimes jovens, ou em até 32 horas ou mais, quando se trata de animais mais velhos. Este período de tempo pode ser reduzido agitando-se a amostra periodicamente.

Após a descalcificação, os dentes devem ser lavados em água corrente por aproximadamente 12 horas. Esta etapa é muito importante, e os resíduos do descalcificador devem ser retirados completamente para não comprometer a qualidade da preparação do material a ser examinado. Para obtenção de seções finas os dentes devem ser cortados em um micrótomo de congelamento utilizando-se um gel próprio para envolver amostras congeladas. A espessura do corte e o direcionamento das seções devem ser selecionados para garantir a melhor visualização de todas as camadas de crescimento presentes no dente. Recomenda-se a utilização de cortes longitudinais em posição labial-lingual. Cortes em posição antero-posterior também permitem a contagem das camadas de crescimento, mas a posição labial-lingual facilita a orientação do dente para o corte e resulta em uma maior acuidade de leitura. Somente as seções no plano sagital e parassagital são selecionadas para a coloração, e as demais seções podem ser descartadas. Cortes de espessuras variadas têm sido aplicados nos dentes de cetáceos, conforme indicado abaixo:

Exemplos de espessuras de cortes de dentes de cetáceos

| Espécie | Espessura do Corte (µm) |
|-------------------------------|--------------------------------|
| <i>Pontoporia blainvillei</i> | 20-30 |
| <i>Sotalia fluviatilis</i> | 40-50 |
| <i>Stenella spp</i> | 20-40 |
| <i>Tursiops truncatus</i> | 40-60 |

As seções são coradas em uma solução de hematoxilina de Mayer por 30 minutos, com intensificação da cor azul através da imersão dos cortes já corados em solução aquosa com algumas gotas de amônia. Os dentes devem ser bem lavados por algumas

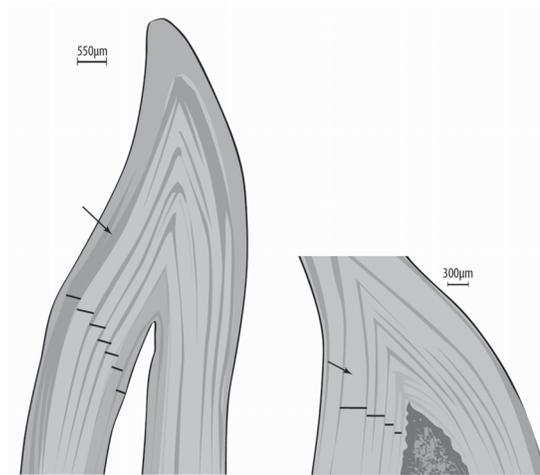
horas entre as etapas de corte e coloração, e após a intensificação da cor com amônia, para se retirar os resíduos de gel, hematoxilina e amônia. Em seguida, os dentes devem ser imersos em solução de glicerina 75%, 90% e 100% (30 minutos cada), e as lâminas são montadas em glicerina pura. A glicerina aumenta o contraste entre as camadas, pois possui baixo índice refratário.

Para a leitura das camadas de crescimento presentes no dente através de seções finas descalcificadas e coradas utiliza-se o microscópio ótico com aumentos variando entre 25 e 100 vezes e/ou a lupa com aumentos entre 16 e 50 vezes. Nos dois casos deve-se utilizar a luz transmitida. Recomenda-se a padronização da leitura das camadas de crescimento a partir da seleção de uma série de lâminas com boa qualidade de preparação, onde as camadas estão bem marcadas. Posteriormente, todas as seções devem ser lidas seguindo-se o mesmo padrão. As leituras devem ser realizadas em três séries, sem qualquer referência aos dados biológicos do espécime em questão, visando não tendenciar a análise das amostras. Uma quarta leitura pode ser realizada utilizando-se fotomicrografias, o que facilita a marcação do grupo de camadas de crescimento. As lâminas devem ser examinadas por mais de uma pessoa, cada qual realizando mais de uma leitura, com o objetivo de se obter maior confiabilidade na determinação da idade.

Apenas a última camada completa tem sido considerada nas contagens, evitando-se assim considerar as frações de idade. Em certos casos, principalmente em espécimes muito jovens, considera-se a fração de meia banda (0,5 GLG) ou a proporção percentual da espessura média da primeira camada de crescimento.

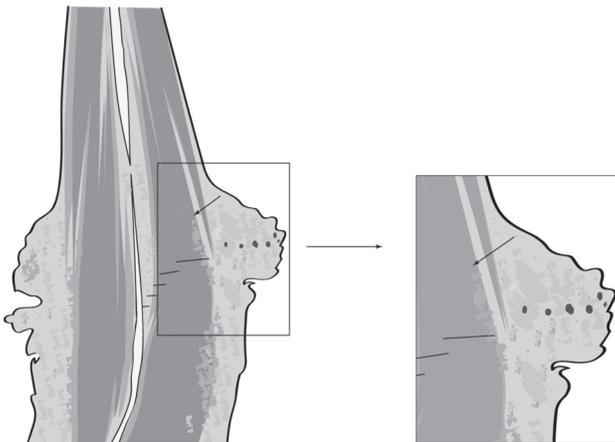
Em seções de dentes descalcificados e corados, a dentina fetal apresenta uma camada uniforme e moderadamente corada, enquanto a linha neonatal se mostra com espessura fina e sem coloração, fortemente marcada. Na dentina pós-natal, um grupo de camadas de crescimento completo é constituído de uma camada estreita clara (não corada) e uma camada larga escura (corada). Geralmente, a camada não corada da GLG subsequente é delimitada por uma fina camada fortemente corada da camada precedente. A primeira e a segunda camada na dentina pós-natal não são tão conspícuas, apresentando espessura similar a dentina pré-natal. As camadas subseqüentes são mais conspícuas e apresenta um decréscimo gradual na espessura, variável de acordo com a quantidade de camadas presentes no dente.

Observa-se a presença de uma linha acessória de caráter anual e muito marcante, principalmente na porção apical do dente, localizada entre a linha neonatal e o fim da primeira GLG. As linhas acessórias podem ser identificadas pela ausência de continuidade ao longo da extensão do dente, desaparecendo sem alcançar a porção final da raiz.



Esquema da seção de um dente de golfinho-pintado-do-Atlântico à esquerda e de golfinho-de-dente-rugoso a direita, com sete e seis camadas de crescimento na dentina, respectivamente. A seta (®) e as linhas pretas (—) indicam a presença de linha neonatal e as camadas de dentina, respectivamente.

No cimento, cada grupo de camada de crescimento é constituído de uma camada fracamente corada, seguida de uma camada mais fina fortemente corada. Geralmente, o número de camadas no cimento corrobora a leitura realizada na dentina, até certa idade. Após o fechamento da cavidade polpar, o número de camadas no cimento pode exceder o de camadas na dentina.



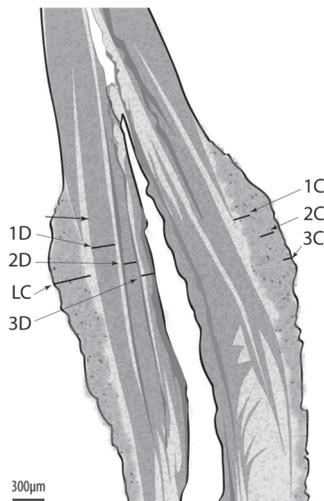
Esquema da seção de um dente de toninha, com cinco camadas de crescimento no cimento. A seta (®), as linhas pretas (—) e os círculos pretos indicam a presença de linha neonatal, as camadas de dentina e as camadas de cimento, respectivamente.

Com auxílio de uma ocular micrométrica, sete parâmetros métricos podem ser obtidos nas camadas de dentina e cimento do dente. Esses parâmetros são relevantes para a calibração das camadas de crescimento por espécie, auxiliando na definição e

identificação de camadas subseqüentes. O padrão de espessura das camadas de crescimento serve também como guia para identificação dessas camadas em outras espécies de cetáceos.

Parâmetros métricos das camadas de dentina e cimento dos dentes de cetáceos, medidos em mm

| Variáveis | Obtenção | Sigla |
|--------------------|--|-------|
| 1ª GLG da dentina | Região entre a base da linha neonatal até a segunda camada não corada da dentina | 1D |
| 2ª GLG da dentina | Região entre a segunda camada não corada até a terceira camada não corada | 2D |
| 3ª GLG da dentina | Região entre a terceira camada não corada até a quarta camada não corada | 3D |
| 1ª GLG do cimento | Região entre a base da linha neonatal até a primeira camada de cimento mais escura | 1C |
| 2ª GLG do cimento | Região entre a primeira camada mais escura até a segunda camada mais escura | 2C |
| 3ª GLG do cimento | Região entre a segunda camada mais escura até a terceira camada mais escura | 3C |
| Largura do cimento | Espessura máxima do cimento | LC |



Esquema da seção fina do dente de toninha, com três camadas de crescimento na dentina e três camadas no cimento, indicando os sete parâmetros métricos de espessura de camadas de crescimento.

**INDICAÇÃO DE FONTE DE
CONSULTA COMPLEMENTAR**

Bastida, R., Rodríguez, D., Secchi, E., Silva., V. 2007. Mamíferos Acuáticos Sudamérica Antártida. Buenos Aires: Vazquez Mazzini Editores, 368p.

Bravo, E., Heckel, G., Schramm, Y. & Escobar-Fernandez, R. 2005. Occurrence and distribution of marine mammal strandings in Todos Santos Bay, Baja California, México, 1998-2001. *The Latin American Journal of Aquatic Mammals*, 4(1): 15-25.

Di Benedetto, A. P., Ramos, R. M. A. & Lima, N. R. W. 2001. Os golfinhos: origem, classificação, captura acidental, hábito alimentar. Porto Alegre: Editora Cinco Continentes, 148p.

Di Benedetto, A. P. M., Ramos, R. M. A., Siciliano, S., Aguiar, R., Bastos, G., Fagundes-Netto, E. 2001. Stomach contents of delphinids from Rio de Janeiro, southeastern Brazil. *Aquatic Mammals*, 27.1: 24-28.

Dierauf, L. A. & Gulland, F. 2001. *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. New York. Ed. CRC Press, 1120p.

FAO 1978. *Mammals in the seas*. Advisory Committee on Marine Resources Research. Working Party on Marine Mammals, 1977. *FAO Fisheries Series*, 5 (1): 275p.

García-Godos, I., Van Waerebeek, K., Reyes, J. C., Alfaro-Shigueto, J. & Arias-Schreiber, M. 2007. Prey occurrence in the stomach contents of four small cetacean species in Peru. *The Latin American Journal of Aquatic Mammals*, 6(2): 171-183.

Geraci, J. R. & Lounsbury, V. J. 1993. *Marine Mammals Ashore: a field guide for strandings*. Galveston: Ed. Texas A&M University Sea Grant Publications, 305p.

Ham, A. W. 1967. *Histologia*. Editora Guanabara Koogan S.A, Rio de Janeiro. p.607-623.

Honh, A. A., Scoth, M. D., Wells, R. S., Sweeney, J. C., Irvine, A. B. 1989. Growth layers in teeth from known age, free-ranging bottlenose dolphins. *Marine Mammal Science*, 5 (4): 315-342.

Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais e Renováveis – IBAMA. 2001. *Mamíferos Aquáticos do Brasil. Plano de ação*. Brasília: Ed. Ministério do Meio Ambiente/IBAMA, 96p.

International Whaling Commission – IWC. 1980. Report of the workshop on determination age of odontocete cetaceans. International Whaling Commission, La Jolla, 1978. Rep. International Whaling Commission, Cambridge, 3: 1-50,

Jefferson, T. A., Leatherwood, S. & Webber, M. A. 1993. Marine Mammals of the World. Rome: Ed. FAO, 320p.

Katona, S., & Whitehead, H. 1988. Are cetacea ecologically important? *Oceanography and Marine Biology Annuary*, 26: 553-568.

Camphuysen, K., Smeenk, C., Addink, M., Van Grouw, H., Jansen, O. E. 2008. Cetaceans stranded in the Netherlands from 1998 to 2007. *Lutra*, 51(2): 87-122.

Leatherwood, S. & Reeves, R.R. 1983. The Sierra Club hand-book: whales and dolphins. San Francisco: Sierra Club Books. 302p.

Marine Mammal Commission. 1999. Marine mammals and persistent ocean contaminants. O'Shea, T.J.; Reeves, R.R. & Long, A.K. (eds). In: Proceedings of the Marine Mammal Commission Workshop, Keystone, 12-15 October, 1998, 150p.

Meirelles, A. C. O., Monteiro Neto, C., Martins, A. M. A., Costa, A. F., Barros, H. M. D. R. & Alves, M. D. O. 2009. Cetacean strandings on the coast of Ceará, north-eastern Brazil (1992-2005). *Journal of the Marine Biology Association of the United Kingdom*, 89(5), 1083-1090.

Mignucci-Giannoni, A. A., Swartz, S. L., Martínez, A., Burks, C. M. & Watkins, W. A. 2003. First Records of the Pantropical Spotted Dolphin (*Stenella attenuata*) for the Puerto Rican Bank, with a Review of the species in the Caribbean. *Caribbean Journal of Science*, Vol.39, No. 3, 381-392.

Milinkovitch, M.C. 1995. Molecular phylogeny of cetaceans prompts revision of morphological transformations. *Trends in Ecology and Evolution*, 10(8): 328-334.

Myrick Jr., A.C. 1991. Some new and potential uses of dental layers in studying delphinid populations. In: K. Pryor and K.S. Norris (eds), *Dolphin Societies. Discoveries and Puzzles*. University of California Press. p.251-279,

Norris, K.S. 1961. Standardized methods for measuring and recording data on the smaller cetaceans. *Journal of Mammalogy*, 42(4): 471-476.

Norse, E.A. 1993. Global marine biological diversity: a strategy for building conservation into decision making. Washington: Island Press. 383p

Nybakken, J.W. 1997. Marine biology: an ecological approach. USA: Addison Wesley Longman, Inc., 481p.

Perrin, W.F., Myrick Jr., A.C. (eds) 1980. Age determination of toothed whales and sirenians. Report of the International Whaling Commission, Cambridge, 3, 229p,

Pinedo, M.C., Rosas, F.C. & Marmontel, M. 1992. Cetáceos e pinípedes do Brasil. Manaus: Ed. UNEP. 213p.

Pierce, K.V. & H. Kajimura, 1980. Acid etching and highlighting for defining growth layers in cetacean teeth. *Rep. Whal. Commn. (special issue 3)*: 99-104,

Pinkas, L., Oliphant, M.S., Iverson, I.L.K. 1971. Food habits of albacore, bluefin tuna and bonito in Californian waters. *California Fisheries and Game*, 152:1-105.

Siciliano, S. 1994. Review of Small Cetaceans and Fishery Interactions in Coastal Waters of Brazil. *Rep. Int. Whal. Comn. (special issue 15)*, 241-250.

Sokal, R. R. & F. J. Rohlf. 1995. Biometry - The principles and practice of statistics in biological research. New York: W. H. Freeman & Co. 880p.

Sparre, P.J. 2000. Manual on sample-based data collection for fisheries assessment. Examples from Viet Nam. *FAO Fisheries Technical Paper. No. 398*. Rome: FAO. 171p.

Tavares, M., Moreno, I. B., Siciliano, S., Rodríguez, D., Santos, M. C. O., Laílson-Brito, J., Fabián, M. E. 2010. Biogeography of common dolphins (genus *Delphinus*) in the southwestern Atlantic Ocean. *Mammal Review*, 40: 40-64.

Young, J.Z. 1980. La vida de los mamíferos: anatomía y fisiología. Barcelona: Omega S.A., 611p.

Wada, S., Oishi, M. & Yamada, T. K. 2003. A newly discovered species of living ballen whale. *Nature*, 426:278-281.

Zar, J.H. 1996. *Biostatistical analysis*. New Jersey: Prentice Hall, 662p.

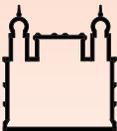
Zimmer, C. 1999. *À beira d' água: a macroevolução e a transformação da vida*. Rio de Janeiro: Ciência & Cultura, 335p.

Zullinger, E.M., Ricklefs, R.E., Redford, K.H. & Mace, G.M. 1984. Fitting sigmoidal equations to mammalian growth curves. *Journal of Mammalogy*, 65(4): 607-636.

ISBN 978-85-88026-48-3



9 788588 026483



Ministério da Saúde

FIOCRUZ
Fundação Oswaldo Cruz



ESCOLA NACIONAL DE SAÚDE PÚBLICA
SERGIO AROUCA
ENSP