

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

Protocolos de Atividades

**2 – Atendimento veterinário aos animais vivos: reabilitação,
soltura e destinação de animais reabilitados.**

Volume 01

BR 00000000/00

Revisão 03

JUNHO / 2017



E&P

CONTROLE DE REVISÕES – 0000.0000000.00.0

[illegible]

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

ÍNDICE GERAL

| | |
|--|----|
| I - ESCOPO DESTE PROTOCOLO | 3 |
| II - INTRODUÇÃO | 4 |
| II.1 - Cuidados gerais no momento do resgate | 4 |
| III - ESTABILIZAÇÃO E REABILITAÇÃO | 7 |
| III.1 - Fluidoterapia | 7 |
| III.1.1 - Tipos de fluidos | 7 |
| III.2 - Pinípedes | 9 |
| III.2.1 - Estabilização | 9 |
| III.2.2 - Reabilitação | 12 |
| III.2.3 - Soltura | 13 |
| III.3 - Cetáceos | 14 |
| III.3.1 - Estabilização | 14 |
| III.3.2 - Reabilitação | 18 |
| III.3.3 - Soltura | 19 |
| III.4 - Tartarugas | 20 |
| III.4.1 - Contenção e transporte | 20 |
| III.4.2 - Reabilitação | 21 |
| III.4.3 - Recintos | 27 |
| III.4.4 - Alimentação | 27 |
| III.4.5 - Soltura | 31 |
| III.5 - Aves | 34 |
| III.5.1 - Contenção e transporte | 34 |
| III.5.2 - Reabilitação | 36 |
| III.5.3 - Tratamento | 44 |
| III.5.4 - Penas | 46 |
| III.5.5 - Manutenção de aves marinhas em terra | 54 |
| III.5.6 - Alimentação | 58 |
| III.5.7 - Soltura | 61 |
| IV - BIBLIOGRAFIA | 63 |
| V - COLABORADORES | 65 |
| VI - EQUIPE TÉCNICA | 66 |

FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura III.2-1 - Caixa de contenção/transporte para lobo-marinho. A caixa deve ser escura para acalmar o animal e ter frestas para permitir a ventilação e evitar a hipotermia. | 10 |
| Figura III.2-2 - Marcação de pinípedes. (A) otarídeos, (B) focídeos. Fonte: Cristiane Kolesnikovas. | 14 |
| Figura III.3-1 – Exemplo de maca apropriada para o transporte de pequenos cetáceos. Fonte: Geraci e Lounsbury (1993) | 16 |
| Figura III.3-2 - Colheita de sangue em cetáceos. Veia caudal. Fonte: Cristiane Kolesnikovas. | 19 |
| Figura III.4-1 - Coleta de sangue de (A) <i>E. imbricata</i> e (B) <i>Caretta caretta</i> , ambas juvenis, por meio de venopunção do seio cervical dorsal. Fonte: Daphne W. Goldberg. | 24 |
| Figura III.4-2 - Coleta de sangue de <i>Caretta caretta</i> juvenil, através de venopunção do seio subcarapacial (A) e do seio occipital (B). Fonte: Daphne W. Goldber | 25 |
| Figura III.4-3 - Marcação de tartaruga marinha (<i>Caretta caretta</i>) entre primeira e segunda escamas da nadadeira anterior. Fonte: Projeto Tamar. | 33 |
| Figura III.5-1 - Caixa de transporte animal utilizadas para aves marinhas. | 35 |
| Figura III.5-2 - Atobá em caixa de transporte. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI. | 35 |
| Figura III.5-3 - Vista de cima de transporte de pinguins. Fonte: PROAMAR-CEM-UFPR. | 36 |
| Figura III.5-4 - Vista lateral da caixa de transporte. Piso antiderrapante para não haver traumatismos durante o transporte. Fonte: PROAMAR-CEM-UFPR. | 36 |
| Figura III.5-5 - Aferição de temperatura cloacal. Procedimento realizado quando a ave chega ao centro. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI. | 38 |
| Figura III.5-6 - Pesagem da ave. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI. | 38 |
| Figura III.5-7 - Contenção com abertura de bico, para passagem de sonda. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI. | 39 |
| Figura III.5-8 - Colheita de sangue na veia metatársica. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI. | 41 |
| Figura III.5-9 - Contenção correta para punção da veia jugular em pinguins. Fonte: Claudia Niemeyer. | 42 |
| Figura III.5-10 - Diagrama de fluidoterapia IV para aves aquáticas desidratadas. | 45 |
| Figura III.5-11 - Avaliação de impermeabilidade das penas em aves marinhas. A água consegue penetrar as penas até a pele da ave. Categoria pele molhada. Fonte: Claudia Niemeyer. | 49 |
| Figura III.5-12 - Avaliação de impermeabilidade das penas em aves marinhas. A água consegue penetrar as penas, mas não chega a encharcar as plumas. Categoria pena molhada. Fonte: Claudia Niemeyer. | 50 |
| Figura III.5-13 - Avaliação de impermeabilidade das penas em aves marinhas. A água consegue molhar superficialmente as penas e não chega a molhar as plumas. Categoria superfície molhada. Fonte: Claudia Niemeyer. | 51 |

| | |
|--|----|
| Figura III.5-14 - O corpo da ave deve ser totalmente submerso a água morna, 33°C e detergente neutro. Duas pessoas qualificadas são necessárias para dar o banho em uma ave marinha. Fonte: Claudia Niemeyer. | 53 |
| Figura III.5-15 - Enxague de ave marinha com água morna e pressão. Toda e qualquer sujidade e detergente deve ser retirado das penas. Fonte: Claudia Niemeyer. | 54 |
| Figura III.5-16 - Estrutura de lona e fundo com rede de algodão. Gaiola ideal para a manutenção de ave marinha em terra. Fonte: Claudia Niemeyer..... | 56 |
| Figura III.5-17 - Almofada acolchoada em formato U (A) para proteção da quilha de aves mantidas em ambiente seco. As imagens B e C ilustram como a almofada deve ser colocada junto ao corpo da ave. Fonte: Claudia Niemeyer. | 57 |
| Figura III.5-18 - Recinto telado contra a entrada de mosquitos e com piso de seixo roliço e acesso a piscina, ideal para pinguins. Fonte: Claudia Niemeyer. | 58 |

I - ESCOPO DESTE PROTOCOLO

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

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

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

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

II - INTRODUÇÃO

Este protocolo deve ser seguido para minimizar o estresse sobre os animais debilitados, visando desta forma, garantir o bem-estar dos mesmos durante as diferentes etapas dos processos de resgate, reabilitação e liberação. O estresse provoca a liberação de hormônios, que levam à diminuição dos mecanismos de defesa humorais ou mediados. A consequência direta disso é um quadro de imunossupressão e a incapacidade do organismo em combater infecções secundárias e oportunistas.

A reabilitação visa tratar e cuidar temporariamente dos animais que se apresentem perdidos, desorientados, enfermos ou que sofreram traumas até que os mesmos estejam saudáveis e possam retornar ao seu habitat natural (Moore et al. 1998). O sucesso no processo de reabilitação pode ser medido quando o animal reabilitado é capaz de expressar todas as características de animal selvagem, sejam elas, reconhecer e interagir com outros de sua espécie, reconhecer e obter alimentação adequada em vida livre (caçar), selecionar parceiro de sua espécie e se reproduzir, e demonstrar receio apropriado a potenciais perigos, tais como pessoas, carros, animais domésticos, etc.

Todos os procedimentos abordados nesse protocolo têm como objetivo reestabelecer a condição de saúde dos animais para que eles possam ser reintroduzidos em seu habitat natural.

II.1 - Cuidados gerais no momento do resgate

Utilizar luvas para manipular quaisquer animais, independente da presença ou não de tumores e/ou outras lesões. Caso haja mais de um animal enalhado no local, trocar as luvas, utilizando um novo par para cada indivíduo.

Manter o animal num local calmo, contendo de forma organizada o acesso do público a ele. Disponibilizar um membro da equipe, que não esteja envolvido com a manipulação direta do animal, para passar informações ao público e à imprensa, sempre respeitando o previsto no Protocolo 1 – Atividade de campo do monitoramento de praias embarcado e terrestre.

Manter o animal num local arejado, na sombra, antes de transportá-lo ao Centro de Reabilitação (se este for o caso). É importante que o mesmo seja mantido em sua posição anatômica.

Evite colocar o animal sobre superfícies abrasivas (cimento ou concreto), para evitar ferimentos decorrentes de eventual tentativa de fuga.

No caso de calor intenso, colocar panos ou toalhas molhadas sobre o animal para reduzir a desidratação. **Cuidado para não obstruir a respiração.**

No caso de frio intenso, manter o animal aquecido, numa área abrigada de ventos e chuva (sempre que possível). Animais debilitados têm maior tendência à hipotermia.

Manipular o animal de forma correta para evitar acidentes e situações de perigo, tanto para ele quanto para a equipe. Caso não esteja familiarizado com a espécie, busque ajuda com outra pessoa da equipe.

Avaliar o animal quanto ao seu estado geral e à sua condição corpórea. Verificar a presença de traumas, tumores, ectoparasitas, lesões, utensílios de pesca, marcas de rede, entre outros.

Realizar os procedimentos de rotina, como biometria, pesagem (ambos quando possível) e verificar a presença de anilhas de identificação.

Não tentar remover (puxar) fios de nylon presos na boca, ânus/cloaca. Anzóis, ainda que visíveis, devem ser mantidos no local onde estão inseridos, para posterior análise do médico veterinário responsável.

Caso o animal apresente-se coberto por óleo, não iniciar os procedimentos de limpeza. Aguardar instruções do médico veterinário responsável. Antes da limpeza devem ser coletadas amostras de acordo com as instruções apresentadas no *Protocolo 8 - Coleta, armazenamento e envio de amostras para análises de contaminantes e biomarcadores*.

Em caso de fratura de crânio, fazer compressa de gelo, sempre que possível, para reduzir o edema cerebral.

Caso o resgate não tenha sido feito pela equipe, procurar informações sobre a origem do animal, histórico, pessoas envolvidas no resgate, se houve crime ambiental e quaisquer outras informações pertinentes.

Se possível, fazer fotografias do animal por inteiro. Fotos adicionais dando ênfase às características determinantes para cada espécie também devem ser realizadas.

Devem ser registrados casos de lesões, corpos estranhos, tumores e quaisquer situações que fujam da normalidade.

III - ESTABILIZAÇÃO E REABILITAÇÃO

III.1 - Fluidoterapia

A fluidoterapia visa a restauração do volume e composição dos fluidos corporais à normalidade e a manutenção do equilíbrio eletrolítico, de modo que o restabelecimento destes componentes por meio de medidas terapêuticas possa corrigir perdas de líquidos e eletrólitos.

Os fluidos empregados na fluidoterapia são classificados de acordo com o tamanho e permeabilidade capilar da molécula, osmolaridade ou tonicidade, e função pretendida. De acordo com o tamanho molecular e permeabilidade capilar, as soluções podem ser classificadas em colóides ou cristalóides. As soluções cristalóides são as mais empregadas na fluidoterapia e consistem em uma solução à base de água, moléculas pequenas, capazes de transpassar a membrana capilar, de forma a alcançar todos os compartimentos corpóreos. As soluções colóides, por sua vez, são substâncias de alto peso molecular, com permeabilidade restrita ao plasma, atuando principalmente no compartimento intravascular.

III.1.1 - Tipos de fluidos

Ringer com lactato de sódio é uma solução isotônica, cristalóide, com composição semelhante ao LEC (pH 6,5) utilizada para reposição. Tem características alcalinizantes, uma vez que o lactato sofre biotransformação hepática em bicarbonato, sendo indicado para acidoses metabólicas. Por conter cálcio é contraindicada para pacientes hipercalcêmicos, assim como não é indicada para pacientes hepatopatas. Não deve ser administrada junto com hemoderivados, no mesmo cateter intravenoso, para evitar precipitação do cálcio com o anticoagulante.

Ringer simples tem características semelhantes ao ringer lactato, porém não contém lactato. Esta é uma solução utilizada para reposição. Além disso, contém mais cloreto e mais cálcio que outras soluções, tornando-a levemente

acidificantes (pH 5,5). É uma solução de emprego ideal nas alcaloses metabólicas, sendo classificada como cristalóide e isotônica.

Solução NaCl a 0,9% é uma solução cristalóide, isotônica, utilizada para reposição. Não é uma solução balanceada, pois contém apenas sódio, cloro e água. É acidificadora, sendo indicada para pacientes com alcalose, hipoadrenocorticism (por aumentar reposição de sódio), insuficiência renal oligúrica ou anúrica (pois evita retenção de potássio) e hipercalemia (pois não contém cálcio).

Solução de glicose a 5% em NaCl a 0,9% também é chamada de solução glicofisiológica, solução cristalóide utilizada para reposição. Possui composição semelhante à solução de NaCl a 0,9%. Apresenta, porém, maior osmolaridade e pH 4,0.

Solução salina hipertônica é uma solução hipertônica utilizada para reanimação. É indicada em casos de hemorragia, queimaduras, hipovolemia e choque. Nos casos de choque aconselha-se o uso de solução salina hipertônica de NaCl a 7,5%. Soluções hipertônicas levam ao aumento da frequência cardíaca, vasodilatação pulmonar e sistêmica, manutenção do fluxo sanguíneo nos órgãos vitais. Ao administrar este tipo de solução o paciente deve ser monitorado com atenção.

Soluções coloidais contêm substâncias de alto peso molecular restritas ao compartimento plasmático. O colóide é indicado em pacientes que possuem PPT menor que 3,5 g/dL, e albumina menor que 1,5g/dL, e em casos de choque hipovolêmico. São contraindicados em pacientes com falência renal, pois a metabolização e excreção da solução se dão por via renal, em pacientes com coagulopatias, pois podem causar hemorragia e, é importante salientar que estas soluções são acidificantes. Os colóides sintéticos disponíveis no mercado são derivados de dextranos (Dextran 40 e 70), polímeros de gelatina (Haemacel e Polisocel) e amido de hidroxietila (Hetastarch).

III.2 - Pinípedes

A recomendação XXV-6 da *Scientific Committee on Antarctic Research* (SCAR) desencoraja a reintrodução de animais reabilitados ao ambiente antártico e sugere que cada país determine a conduta a ser adotada. O grupo de pesquisadores brasileiros presentes em reunião da REMAB para tratar do assunto sugere fortemente seguir esta recomendação estritamente relacionadas às espécies antárticas e subantárticas (*Arctocephalus gazella*, *Arctocephalus tropicalis*, *Mirounga leonina*, *Lobodon carcinophaga*, *Hydrurga leptonyx*, *Leptonychotes weddellii*). Segundo esta recomendação o tratamento *in loco* destas espécies deverá ser priorizado.

A grande maioria dos pinípedes para nas praias e costões para descansar, não necessitando de atendimento ou resgate. Podem permanecer no mesmo local por cerca de uma semana e depois retornam para o mar.

III.2.1 - Estabilização

III.2.1.1 - Contenção e transporte

A contenção de pinípedes deve ser realizada somente por pessoas treinadas. Devem-se utilizar escudos de contenção, luvas de raspa de couro e puçás. Caso necessário, o transporte deverá ser realizado em caixas de transporte para cães ou caixa manufaturada para tal finalidade, conforme indicado na Figura III.2-1.

O transporte deverá ser realizado sempre que possível no início da manhã ou final do dia, evitando as horas mais quentes do dia.

Caso o animal venha a óbito durante o transporte, isto deve ser anotado na ficha de campo e registrado no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).



Figura III.2-1 - Caixa de contenção/transporte para lobo-marinho. A caixa deve ser escura para acalmar o animal e ter frestas para permitir a ventilação e evitar a hipertermia.

III.2.1.2 - Exame Clínico

Ao ingressar no centro de reabilitação o animal deverá ser submetido ao exame clínico completo e todos os dados anotados e registrados no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA). Para fins de acompanhamento, deverá ser feito um exame geral e cadastrados os respectivos dados no SIMBA no mínimo uma vez por semana.

III.2.1.3 - Terapia de Suporte

A determinação do estado de hidratação de pinípedes através do turgor da pele pode ser difícil de avaliar em animais grandes ou emaciados. Sugere-se que a hidratação seja avaliada através do globo ocular, presença de lágrima, condição corporal e aspecto das fezes.

A escolha do método de hidratação a ser utilizado depende do grau de hidratação, comportamento do animal e fisiologia da espécie. Para pequenos pinípedes sugere-se a hidratação oral através de sonda ou a via subcutânea.

Para a via oral pode-se utilizar solução de Ringer Lactato ou salina diluída na proporção 50:50 em água. A utilização de água pura também é recomendada e poderá estimular o apetite do animal. A dose recomendada é de 40ml/Kg SID para manutenção e 80 ml/Kg SID para recuperação.

Para a via subcutânea pode ser utilizada solução de Ringer Lactato na dose de 50ml/Kg SID.

A via endovenosa raramente é utilizada devido à dificuldade de inserção e manutenção de cateter.

Animais com baixo nível glicêmico apresentam-se prostrados e podem ter convulsões. O nível normal de glicose sérica em pinípedes varia de 80 a 180 mg/dl. Em indivíduos com glicose abaixo de 80mg/ml podem ser observados tremores e convulsões, ou ausência de resposta. Estes devem receber de 5-20ml/Kg de solução de dextrose a 10-20% via endovenosa de forma lenta e uma vez observada resposta ao tratamento, iniciar terapia de suporte de hidratação e administração de fórmulas alimentares.

III.2.1.4 - Alimentação

A alimentação do animal deverá ser iniciada somente após a hidratação do mesmo. Raramente um animal recém-levado para a reabilitação comerá por conta própria, sendo necessária a alimentação forçada através de sonda oral ou peixe inteiro. Sugere-se iniciar a alimentação através de sonda oral com papa de peixe de alto valor calórico, suplementado com óleo de peixe. Uma vez estabilizado o quadro clínico, poderá ser iniciada a alimentação com peixe inteiro.

Atualmente existem no mercado fórmulas hipercalóricas para a recuperação de animais domésticos, por exemplo, a *Hills Recovery®* e *Royal Canin Veterinary Diet Convalescence®*, que poderão ser oferecidas via sonda oral.

III.2.1.5 - Tratamento

O tratamento clínico deve ser realizado a critério do médico veterinário, sendo que este deve se valer dos melhores recursos possíveis, de forma a reabilitar o animal no período de tempo mais curto, otimizando assim as chances de reintrodução.

Em casos de animais que não podem ser levados para a base de estabilização/reabilitação e que necessitem de tratamento, deverão ser utilizados medicamentos de longa ação

III.2.2 - Reabilitação

III.2.2.1 - Recintos

Os recintos utilizados para a reabilitação de pinípedes devem seguir a IN 03/2002 do IBAMA.

Por medida de segurança, a contenção de animais de grande porte para exames ou aplicação de medicamento deverá ser realizada somente com a utilização de jaula de contenção.

III.2.2.2 - Alimentação

Antes da reabilitação devem-se seguir os princípios apontados no item *III.2.1 - Estabilização*. Uma vez em reabilitação sugere-se complementar a dieta do animal com complexo vitamínico, como por exemplo, o baseado na fórmula do Mazuri¹. Caso não seja utilizado o complexo vitamínico, a suplementação de vitamina B1 deverá ser realizada na dose de 25 mg/Kg de peixe. Também deverá ser realizada suplementação de NaCl na dose de 3g /Kg de alimento.

¹ Disponível em http://www.mazuri.com/product_pdfs/Mazuri Marine Mammal Tablets.pdf

III.2.2.3 - Exames laboratoriais

Ao receber o animal, é indicada a colheita de sangue para realização de hemograma completo e bioquímica sanguínea, além de coproparasitológico para determinação da conduta clínica a ser adotada. Dependendo da necessidade, os exames poderão ser repetidos e análises complementares também poderão ser realizadas. Exames complementares deverão ser realizados de acordo com a indicação do médico veterinário e registrados no histórico clínico do animal no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

III.2.2.4 - Remoção de óleo e derivados

De acordo com Johnson (2003) mamíferos marinhos necessitam ao menos de 24hs de recuperação antes de serem submetidos à lavagem. Somente animais ativos deverão ser lavados. Poderá ser necessária a sedação de alguns indivíduos com o intuito de evitar acidentes.

Da mesma forma que em aves, deve-se utilizar detergente de cozinha diluído a 5% em água morna a 37° C para a retirada do óleo. O enxágue deverá ser realizado também com água morna e jato de pressão, porém, caso seja detectada hipertermia, causada pela contenção, água fria deverá ser utilizada.

Dependendo da capacidade do animal em manter a temperatura corporal, poderá ser necessária a sua manutenção em recintos aquecidos.

III.2.2.5 - Vias de administração e colheita de amostras

Conforme já descrito no item III.1 - Fluidoterapia as vias preferenciais para a fluidoterapia são a subcutânea e a oral, sendo esta última, por meio de sonda. Para aplicação de medicamentos, a via intramuscular também pode ser utilizada.

Para a colheita de sangue em focídeos, utiliza-se a veia extradural intervertebral entre L4 e L5 ou veias interdigitais dos membros pélvicos. Em otarídeos podem ser utilizado a veia caudal-gluteal ou interdigital de membros posteriores.

III.2.3 - Soltura

A soltura de pinípedes deve ser precedida da realização de exames que atestem a higidez do animal, de acordo com a IN 23/2014 do IBAMA. Ao finalizar o tratamento do animal no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA), o veterinário responsável deve inserir no campo de observações o número da Autorização de Soltura correspondente e fazer o *upload* do documento escaneado, juntamente com as fotos de soltura.

Os seguintes padrões comportamentais deverão ser observados:

- Alimenta-se sozinho quando o peixe é colocado na piscina;
- Nada sem dificuldades;
- Movimenta-se em solo sem dificuldade;

Os pinípedes devem ser marcados com brincos de plástico utilizados para ovinos. Focídeos são marcados no espaço interdigital da nadadeira posterior e otarídeos na prega axilar (*Figura III.2-2*). A aquisição e controle da numeração destas marcas serão feito pela Coordenação Geral do PMP-BS, que distribuirá as marcas para as Unidades Executoras que realizarem reabilitação de pinípedes.

O animal deverá ser solto durante o dia, em praia com pequena presença de populares, mar calmo, sem chuva ou vento forte.

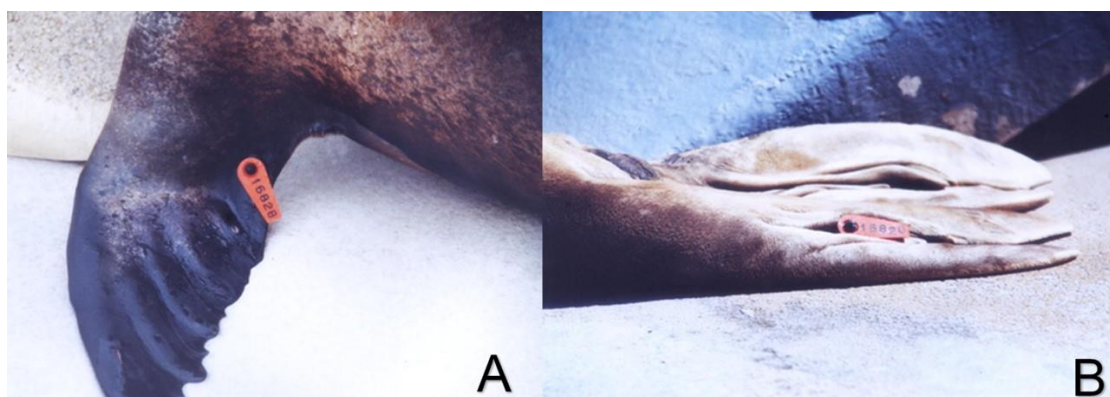


Figura III.2-2 - Marcação de pinípedes. (A) otarídeos, (B) focídeos. Fonte: Cristiane Kolesnikovas.

III.3 - Cetáceos

III.3.1 - Estabilização

III.3.1.1 - Contenção e transporte

O animal deve ser mantido dentro d'água sempre que possível, tomando cuidado para que o orifício respiratório esteja voltado para cima, em uma posição estável. As nadadeiras peitorais devem ficar livres, não permitindo que elas fiquem dobradas. Deve-se molhar o dorso do animal constantemente com água do mar, mas tomando cuidado para não jogar água no orifício respiratório nem nos olhos.

Se possível, deve-se cavar um buraco em volta das nadadeiras de modo que o animal não fique apoiado nelas, e cavar valetas de modo a levar água do mar até o animal encalhado, para formar “piscinas” rasas. Isso irá facilitar a dissipação de calor. Também podem ser utilizados sacos com gelo nessas regiões durante alguns minutos de cada vez, lembrando-se sempre de proteger a pele do animal com um pano.

Devido à sensibilidade da pele destes animais à radiação solar, a exposição ao sol pode ocasionar queimaduras de pele. Se necessário deve-se construir um abrigo improvisado para proteção do sol. Panos úmidos podem ser utilizados para manter a pele do animal protegida. Podem ser utilizadas pomadas à base de óxido de zinco, mas não se deve utilizar filtros e protetores solares.

Havendo ferimentos pelo corpo e sinais de hemorragia, deve-se tentar estancar o sangramento utilizando-se panos limpos para comprimir o local. Sempre devem ser usadas luvas de borracha como precaução contra zoonoses, caso haja a necessidade de lidar com ferimentos ou secreções. Deve-se evitar aspirar o ar exalado pelo animal durante suas respirações, sendo recomendado o uso de máscaras faciais.

O uso da maca apropriada para transporte de pequenos cetáceos (Figura III.3-1) garante um transporte com menos estresse para o animal. Esta é feita de lona (ou outro tecido resistente) retangular, atravessado com 2 varas em suas extremidades, formando uma espécie de rede onde o animal ficará no meio (paralelo às varas). Dois orifícios devem ser abertos (equidistantes à linha central onde o animal se encontrará) para a colocação das nadadeiras peitorais que devem permanecer livres.

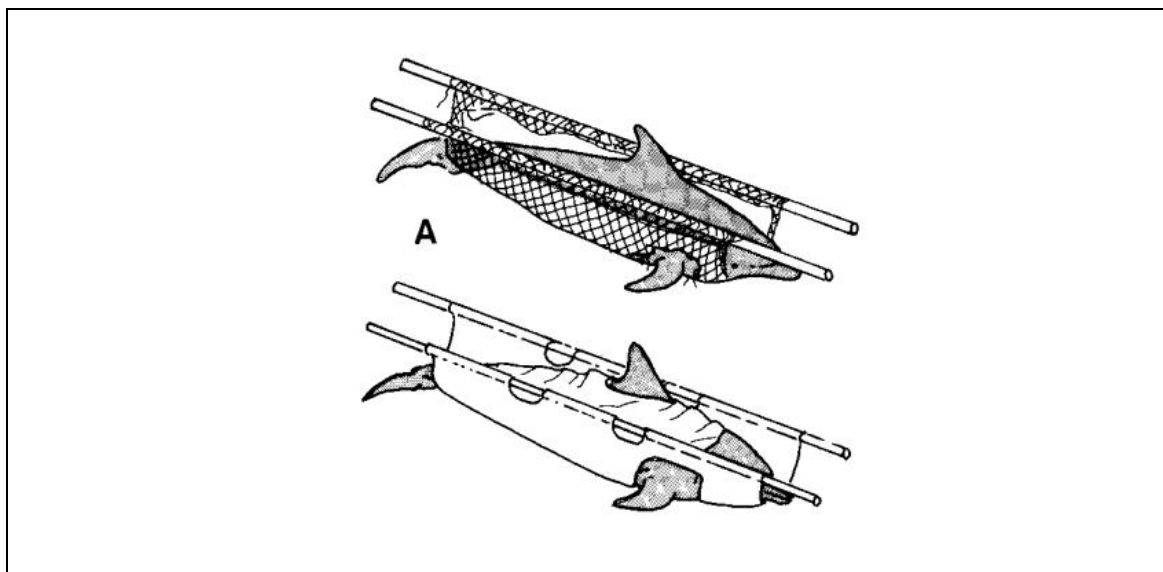


Figura III.3-1 – Exemplo de maca apropriada para o transporte de pequenos cetáceos.
Fonte: Geraci e Lounsbury (1993)

O transporte deve ser feito com o acompanhamento do médico veterinário responsável. O uso de anestésicos é possível e o mesmo deve ser avaliado pelo médico veterinário responsável.

Cetáceos com mais que 3m de comprimento não deverão ser encaminhados para centros de reabilitação, pela inexistência de recintos que possam comportá-los. Poderá ser necessária a utilização de macas acopladas a flutuadores para mantê-los no local. A pele do animal deve ser mantida molhada para evitar ressecamento, evitando que a água seja jogada no orifício respiratório. O transporte até o centro de reabilitação pode ser realizado na própria maca.

Para animais maiores será necessário o uso de embarcações para rebocá-los. Nestes casos o animal deve ser amarrado na região axilar da nadadeira peitoral. Nunca se deve tentar puxá-lo pela cauda ou pela cabeça, pois isso poderia ocasionar lesões que podem ser fatais. Cordas muito finas podem não resistir ao esforço de tração e ainda lesionar o animal, portanto devem ser utilizadas cordas grossas ou cintas de elevação.

Toda e qualquer amarração deve ser feita de modo que possa ser solta rapidamente, pois ao se encontrar em águas mais profundas, os animais podem começar a se debater e neste momento a amarração deve ser retirada com rapidez. Se o animal estiver relativamente dócil, ele deve ser rebocado para

águas mais profundas. Ao ser solto, deve ser acompanhado por algum tempo, se registrando a direção que tomou.

Quando o animal tiver de ser empurrado para o mar, os esforços dos envolvidos devem ser sincronizados com o ritmo das ondas. Este é um momento de alto risco de acidentes e deve-se tomar cuidado principalmente com a cauda do animal, pois, se ele estiver inquieto, ao agita-la pode ferir quem estiver por perto.

Caso o animal venha a óbito durante o transporte, isto deve ser anotado na ficha de campo e registrado no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

III.3.1.2 - Exame Clínico

Ao ingressar na base de estabilização o animal deverá ser submetido ao exame clínico completo e todos os dados anotados e posteriormente inseridos no SIMBA. Para fins de acompanhamento, deverá ser feito um exame geral e cadastrado o Exame clínico no SIMBA no mínimo uma vez por semana.

III.3.1.3 - Terapia de Suporte

Para hidratação via oral pode-se utilizar solução de Ringer Lactato ou salina diluída na proporção 1:1 em água. A utilização de água pura também é recomendada e poderá estimular o apetite do animal. Animais grandes como *Tursiops truncatus* podem receber de 1 a 2 litros, uma ou duas vezes ao dia. Para espécies menores, recomenda-se utilizar até 1 litro.

A via intraperitoneal também pode ser utilizada. Em *Tursiops truncatus* adultos é descrita a administração de até 3 litros no período de 1 hora, 3 vezes ao dia (Sweenwy, 1990).

III.3.1.4 - Alimentação

As recomendações para a alimentação de cetáceos devem seguir as descritas para pinípedes.

III.3.1.5 - Tratamento

O tratamento clínico deve ser realizado a critério do médico veterinário, sendo que este deve se valer dos melhores recursos possíveis, de forma a reabilitar o animal no período de tempo mais curto, otimizando assim as chances de reintrodução.

III.3.2 - Reabilitação

III.3.2.1 - Recintos

Os recintos utilizados para a reabilitação de cetáceos devem seguir a IN 03/2002 do IBAMA.

III.3.2.2 - Alimentação

Antes da reabilitação devem-se seguir os princípios apontados no item *III.3.1 - Estabilização*.

Uma vez em reabilitação sugere-se complementar a dieta do animal com complexo vitamínico, como por exemplo, o baseado na fórmula do Mazuri². Caso não seja utilizado o complexo vitamínico, a suplementação de vitamina B1 deverá ser realizada na dose de 25 mg/Kg de peixe. Também deverá ser realizada suplementação de NaCl na dose de 3g/Kg de alimento.

III.3.2.3 - Exames laboratoriais

A realização de exames laboratoriais deve seguir as mesmas instruções descritas para pinípedes.

Exames complementares deverão ser realizados de acordo com a indicação do médico veterinário.

² Disponível em http://www.mazuri.com/product_pdfs/Mazuri Marine Mammal Tablets.pdf

III.3.2.4 - Banho

São raros os casos nos quais há necessidade de banho em cetáceos devido à estrutura da pele destes animais. Caso indicado, as orientações devem ser as mesmas descritas para pinípedes.

III.3.2.5 - Vias de administração e colheita de amostras

Conforme já descrito no item III.1 - a via preferencial para a fluidoterapia é a oral através de sonda. Para aplicação de medicamentos a via intramuscular também pode ser utilizada.

Para a colheita de sangue indica-se a veia caudal (*Figura III.3-2*).



Figura III.3-2 - Colheita de sangue em cetáceos. Veia caudal. Fonte: Cristiane Kolesnikovas.

III.3.3 - Soltura

A soltura de cetáceos deve ser precedida da realização de exames que atestem a higidez do animal, de acordo com a IN 23/2014 do IBAMA. Ao finalizar o tratamento do animal no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA), o veterinário responsável deve inserir no campo de observações o número da Autorização de Soltura correspondente e fazer o *upload* do documento escaneado, juntamente com as fotos de soltura.

Os seguintes padrões comportamentais deverão ser observados:

- Todos os tratamentos prescritos devem estar finalizados;

- Os exames clínicos e laboratoriais devem estar dentro dos padrões normais para a espécie;
- Padrões fisiológicos normais da espécie;
- Alimenta-se sozinho quando o peixe é colocado na piscina;
- Nada sem dificuldades, mergulha e mantém-se na superfície.

Apesar dos cetáceos poderem ser marcados através da colocação de marcadores satelitais (*Figura III.3-3*), no PMP-BS não há previsão de tal atividade. Deste modo nos cetáceos deverão ser utilizados marcadores plásticos nas nadadeiras dorsais. A aquisição e controle da numeração destas marcas serão feitos pela Coordenação Geral do PMP-BS, que distribuirá as marcas para as Unidades Executoras que realizarem reabilitação de cetáceos.

O animal deverá ser marcado e a soltura realizada em dias claros e mar calmo, preferencialmente no local onde o animal foi encontrado.



Figura III.3-3 - Marcação satelital de cetáceos. Fonte: Projeto Toninhas.

III.4 - Tartarugas

III.4.1 - Contenção e transporte

Transportar a tartaruga num recipiente plástico, sem bordas cortantes ou saliências no interior. Forrar o fundo do mesmo com uma espuma ou toalha para minimizar o impacto de solavancos inesperados no transporte em veículos;

O animal deve ser transportado em sua posição anatômica (decúbito ventral). Nunca transportá-lo em decúbito dorsal (plastrão para cima), pois dificulta a respiração, uma vez que o pulmão se encontra sob a carapaça.

Nunca transportar o animal na água (para evitar afogamento).

Caso o transporte seja por um período longo ou demore a ser realizado, deve-se utilizar vaselina ou lanolina sobre a carapaça e membros para reduzir a desidratação e evitar o ressecamento. Caso estas substâncias não estejam disponíveis, cobrir a tartaruga com toalhas ou panos molhados.

Caso o animal esteja muito agitado, cobrir seus olhos com um pano úmido, tomando cuidado para não obstruir a respiração.

Não transportar as tartarugas em veículos abertos, submetidas a frio ou calor intensos (melhor temperatura de transporte: 21°C – 27°C).

Caso o animal venha a óbito durante o transporte, isto deve ser anotado na ficha de campo e registrado no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

III.4.2 - Reabilitação

III.4.2.1 - Avaliação inicial

O exame físico consiste na obtenção de dados que contribuem para o diagnóstico e conduta clínica num caso de doença ou ferimentos ao animal. É preciso observar a condição corpórea, incluindo a musculatura e a reserva de tecido adiposo, o estado de consciência, tônus muscular, reflexos, simetria corporal, anormalidades oculares (ex: olhos fundos, edemas, inflamações), descarga nasal, presença de espuma na boca ou narinas, dificuldade para respirar, anormalidades na carapaça ou plastrão, deformidades, fraturas, alterações na pele (feridas, úlceras, cortes), alteração na flutuabilidade, presença de epibiontes e/ou parasitas, tumores, entre outros. Todos os dados deverão ser anotados e registrados no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

Para fins de acompanhamento, deverá ser feito um exame geral e cadastrado o Exame clínico no SIMBA no mínimo uma vez por semana.

III.4.2.2 - Tratamento

O tratamento clínico deve ser realizado a critério do médico veterinário, sendo que este deve se valer dos melhores recursos possíveis, de forma a reabilitar o animal no período de tempo mais curto, otimizando assim as chances de reintrodução. Tartarugas têm o metabolismo lento e podem demorar a apresentar melhora clínica.

Não utilizar drogas nefrotóxicas (ex: gentamicina e amicacina) em animais desidratados ou que apresentem lesão renal.

Tartarugas marinhas apresentam infecções pulmonares oportunistas (por fungos e/ou bactérias) com frequência, devido à sua anatomia (pulmões dorsais, ausência de epitélio respiratório ciliado e ausência de diafragma – sem reflexo de tosse). Muitas vezes o animal é internado com um problema específico, mas desenvolve um quadro respiratório por conta do estresse de cativeiro. Ficar atento a estes casos.

Sistema porta-renal: Os répteis possuem um sistema circulatório diferente dos mamíferos. Além das diferenças cardíacas, possuem um sistema porta-renal, onde parte do sangue proveniente das porções caudais do corpo é desviada para os rins. É, portanto, aconselhável que a administração de medicamentos seja feita nas nadadeiras anteriores, principalmente em caso de drogas nefrotóxicas.

Diluição de drogas para minimizar necrose/inflamação tecidual: Algumas drogas podem provocar inflamação ou necrose no tecido adjacente ao local da injeção. Os sinais incluem inchaço da pele ao redor do local de aplicação, presença de sangue ou fluido seroso purgando da pele por entre as escamas, presença de cáseos ou substância caseosa no local, descoloração da pele, entre outros. Esta reação pode ser evitada se a droga for diluída em solução salina. A **enrofloxacin**a é um exemplo de substância que pode provocar irritação no local da aplicação e descamação intensa da pele da tartaruga.

III.4.2.3 - Colheita de sangue

Nos répteis, de forma geral, o volume sanguíneo representa cerca de 5% a 8% do peso corporal destes animais. Wilkinson (2004), através de estudos, padronizou a porcentagem referente ao volume sanguíneo de cinco das sete espécies de tartarugas marinhas entre 5,2% e 7,9%, ainda que as amostras coletadas não devam ultrapassar 10% do volume de sangue total. Murray (2000); Raphael (2003) e Wilkinson (2004) afirmam que quando isto acontece, o animal pode apresentar um quadro de anemia iatrogênica, sendo revertido pelo organismo de forma muito lenta e gradativa. Wilkinson (2004) sugeriu que a maior amostra em termos de volume, para quelônios, é de aproximadamente 3 ml de sangue por quilograma de peso.

A anatomia de uma tartaruga marinha limita a disponibilidade de muitos dos pontos comumente usados para a punção venosa em outras espécies. Além disso, há outros desafios que dificultam o acesso venoso, como a impossibilidade de visualização do mesmo por meio de garrotes ou torniquetes. Portanto, o conhecimento da anatomia cardiovascular periférica torna-se essencial para uma colheita bem-sucedida.

Animais desidratados ou intensamente debilitados podem apresentar alterações na anatomia dos vasos, os quais podem ser deslocados em função da redução da capa de gordura e da musculatura corporal.

Os pontos mais comuns para colheita de amostras sanguíneas em tartarugas marinhas são:

- Seio cervical dorsal
- Seio subcarapacial
- Seio occipital
- Veia jugular externa
- Veias metatarsais
- Veia caudal dorsal

O par de seios cervicais dorsais é um local para coleta de sangue bastante utilizado por profissionais que trabalham com tartarugas marinhas (*Figura III.4-1*), uma vez que permitem a retirada de quantidades suficientes de sangue de forma rápida e segura. A técnica de colheita através do seio cervical dorsal consiste em inserir uma agulha (30x7 ou 40x12) acoplada a uma seringa plástica de 5 ml ou

10 ml, perpendicularmente à região dorsal do pescoço e lateralmente à linha média, cerca de 0,5 a 1,0 cm (BENTLEY; DUNBAR-COOPER, 1980). O par de seios cervicais dorsais localiza-se lateralmente e paralelamente aos tendões musculares na região dorsal do pescoço, a 0,5 – 3,0 cm de profundidade, dependendo do tamanho do animal (WHITAKER; KRUM, 1999). Preconiza-se tracionar a cabeça crânio-ventralmente, mantendo-a num nível mais baixo que o do corpo, e deixar o pescoço levemente esticado para facilitar a coleta (BENTLEY; DUNBAR-COOPER, 1980; WHITAKER; KRUM, 1999; WYNEKEN et al., 2006).

O seio occipital pode ser acessado paralelamente à crista do occipital, ou imediatamente caudal ao crânio (*Figura III.4-2*). Para facilitar o acesso, o pescoço pode ser flexionado, de forma que o rostro da tartaruga seja direcionado para mesa. A agulha é inserida num ângulo de quase 90° até tocar o osso e levemente tracionada. Pode haver contaminação linfática.

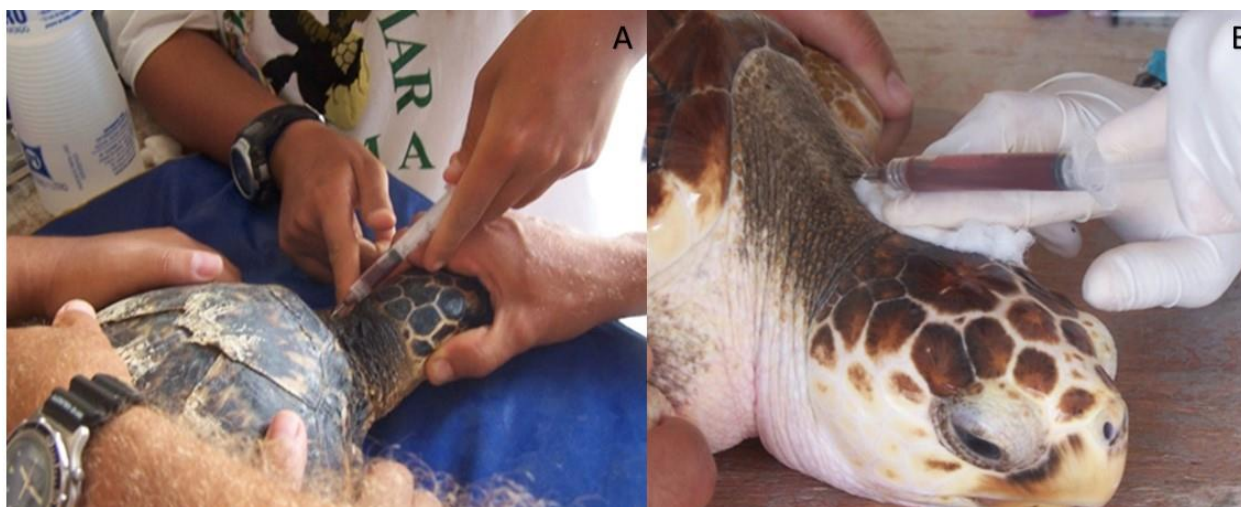


Figura III.4-1 - Coleta de sangue de (A) *E. imbricata* e (B) *Caretta caretta*, ambas juvenis, por meio de venopunção do seio cervical dorsal. Fonte: Daphne W. Goldberg.



Figura III.4-2 - Coleta de sangue de *Caretta caretta* juvenil, através de venopunção do seio subcarapacial (A) e do seio occipital (B). Fonte: Daphne W. Goldber

O uso do ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA) como anticoagulante não é indicado para répteis, pois promove alterações no cálcio e potássio celulares através de hemólise, principalmente em quelônios. O anticoagulante de eleição para análises bioquímicas do sangue de quelônios é a heparina sódica ou a heparina lítica, sendo que a primeira é mais facilmente encontrada no Brasil. O plasma de répteis, de forma geral, é transparente, podendo apresentar, no entanto, coloração amarelada ou alaranjada devido à presença de pigmentos carotenóides na dieta dos animais (CAMPBELL, 2014).

Diversos fatores podem interferir nos parâmetros hematológicos e bioquímicos de quelônios. Dentre eles, sexo, tamanho, idade, condição física, dieta, habitat, época em que foi realizada a coleta entre outros (WILKINSON, 2004; CAMPBELL, 2014). Por estas razões, torna-se difícil comparar valores obtidos de animais de cativeiro com os de populações de tartarugas de vida livre. Além disso, os répteis exercem um controle bastante limitado sobre seus mecanismos hemostáticos se comparados com os mamíferos e aves. Sendo assim, os parâmetros fisiológicos destes animais estão numa escala muito ampla, e estão sujeitos a variações sazonais. (WILKINSON, 2004).

Segundo Campbell (2014) as análises bioquímicas mais utilizadas para avaliação geral de répteis são: proteínas totais, albumina, glicose, ácido úrico, aspartato aminotransferase (AST), creatinoquinase (CK), cálcio e fósforo.

III.4.2.4 - Avaliação renal

- Hemograma completo com trombocitometria
- Proteínas totais
- Ácido úrico
- Albumina
- Cálcio
- Fósforo
- Relação Ca:P
- Sódio
- Cloro
- Potássio

III.4.2.5 - Avaliação hepática

- Hemograma completo com trombocitometria
- Proteínas totais
- α -globulinas
- Albumina
- Ácido úrico
- ALT
- AST
- GGT
- Ácidos biliares
- Biliverdina
- Colesterol

III.4.2.6 - Avaliação muscular

- Hemograma completo com trombocitometria
- Proteínas totais
- CK
- AST
- LDH

III.4.3 - Recintos

Utilizar preferencialmente tanques de polietileno ou piscinas de fibra de vidro. No caso de recintos construídos em alvenaria, a tinta a ser utilizada para revestimento deve ser livre de metais pesados tóxicos;

A estrutura dos tanques deve ser preferencialmente móvel, para que estes possam ser manejados de acordo com a necessidade (quantidade e tamanho dos indivíduos em processo de reabilitação);

As superfícies internas dos tanques não devem ser abrasivas, não devem ter rebarbas ou projeções que possam causar danos às tartarugas. O tanque também deve estar livre de quaisquer objetos que possam ser mordidos ou engolidos pelos animais.

Cada animal deverá ser reabilitado em um tanque individual. O uso compartilhado de um mesmo recinto por dois ou mais animais é contraindicado, uma vez que pode ocasionar a transmissão de patógenos e a ocorrência de lesões e ferimentos por comportamento agressivo.

A manutenção das tartarugas marinhas em reabilitação deve ser feita em recintos com água salgada. Em condições excepcionais justificáveis, ou de acordo com orientação do médico veterinário (exemplo dos casos de indivíduos infestados de epibiontes e ectoparasitos), a manutenção em água doce pode ser usada e recomendada por curtos períodos de tempo. Caso não haja uma base do TAMAR nas imediações da ocorrência, a equipe de campo deve seguir as orientações do TAMAR para manejo do ninho.

Deve-se garantir a boa qualidade da água, de forma que a renovação da mesma seja feita diariamente, ou no máximo, a cada dois dias.

III.4.4 - Alimentação

III.4.4.1 - Receitas para Alimentação de Tartarugas Marinhas

As seguintes receitas foram disponibilizadas por experientes centros de reabilitação de tartarugas marinhas e devem ser utilizadas para alimentação de

animais severamente debilitados, por meio de sonda orogástrica. A elaboração de dietas à base de gelatina, por sua vez, é indicada para filhotes ou juvenis muito pequenos.

Papa de Peixe

Finalidade: Alimentação forçada de tartarugas marinhas debilitadas, por meio de sondas orogástricas.

Ingredientes:

- Peixe - Qualquer peixe pode ser usado, porém recomenda-se a utilização de peixes gordurosos como a sardinha, pois estimulam o ganho de peso. Pode-se utilizar também ração hipercalórica pastosa (Hill's a/d®; Royal Canin Convalescence® ou Recovery®) ou ainda ração seca específica para répteis + Pediasure®
- Creme de leite – O creme de leite é rico em gordura e ao mesmo tempo, pela lactose não ser absorvida no trato gastrointestinal de répteis, funciona como um laxante, estimulando os movimentos peristálticos.
- Óleo de fígado de bacalhau – Fonte de vitaminas A e D.
- Hemolitan® – Este suplemento possui nutrientes essenciais para as células, especialmente hemácias. Indicado para animais anêmicos.
- Casca de ovo – Fonte de cálcio barata.
- Água ou soro fisiológico – Facilita a mistura dos ingredientes.

Técnica de preparo: Corte a sardinha em pedaços pequenos para facilitar a mistura (mantenha as espinhas). Bata todos os ingredientes no liquidificador com o mínimo possível de água/soro, para que a papa fique bem espessa e o animal não regurgite. Depois de pronta, a papa deve ser peneirada para não entupir a seringa no momento da administração. Mantenha a papa na geladeira durante o dia e se sobrar use no dia seguinte. Antes de administrá-la ao animal pré-aqueça em banho-maria, até que a mesma fique morna. Este procedimento melhora a absorção dos nutrientes. Evite congelar a papa ou deixá-la por mais de 24 horas na geladeira (de preferência preparar a papa diariamente, usando peixe fresco caso seja possível).

III.4.4.2 - Quantidade de alimento

Iniciar com 1% do peso corpóreo. A cada três dias, aumente a quantidade até chegar à recomendada abaixo:

- Tartarugas severamente debilitadas e abaixo do peso: 7% a 10% do peso corpóreo;
- Moderadamente abaixo do peso: 3% a 5% do peso;
- Animais debilitados, porém em bom estado corpóreo: 3% do peso corpóreo.

III.4.4.3 - Estimativa da quantidade de papa por cada intubação

Ø Filhotes: 1 ml de papa

Ø 10 cm de carapaça: até 5 ml de papa

Ø 10 – 20 cm de carapaça: até 10 ml de papa

Ø 20 – 30 cm de carapaça: até 25 ml de papa

Ø 30 – 40 cm de carapaça: 25 - 40 ml de papa

Ø 50 – 60 cm de carapaça: 40 - 60 ml de papa

Ø 60 – 70 cm de carapaça: 60 - 90 ml de papa

Ø 70 – 80 cm de carapaça: 90 - 120 ml de papa

Observação: Tartarugas com mais de 80 cm de comprimento curvilíneo de carapaça poderão receber 120 ml ou mais de papa a cada vez que for intubada.

III.4.4.4 - Número de vezes que a tartaruga deverá ser intubada

- Muito abaixo do peso: três vezes/dia;
- Moderadamente abaixo do peso: duas vezes/dia;
- Não abaixo do peso: uma vez ao dia.

III.4.4.5 - Técnica de administração

- Escolha um tubo com dimensões adequadas para alimentar a tartaruga, levando-se em conta o comprimento e diâmetro do mesmo.

- Prepare a papa e tenha todos os equipamentos necessários para a alimentação forçada em mãos.
- Lubrifique toda a extensão da sonda com óleo mineral.
- Preencha a sonda com a papa (evita a entrada de ar no trato gastrointestinal).
- Posicione o animal sobre um compensado (devidamente forrado com toalha ou espuma), de forma que ele fique entre 45° e 90° para facilitar a administração da papa e prevenir a regurgitação.
- Mantenha o pescoço do animal estendido e alinhe a extremidade cranial do tubo com a narina e a caudal com o segundo escudo vertebral (centro da carapaça). Este procedimento proporciona um ponto de referência para a porção anterior do estômago e através dele podemos ter uma ideia até onde o tubo pode ser inserido.
- Abra a boca do animal, pressionando levemente as comissuras da boca. Mantenha a boca aberta com uma corda ou um objeto maleável.
- Insira um bloco de mordida ou um pedaço de um tubo de PVC para manter a boca aberta e evitar acidentes. No caso de tartarugas adultas e pouco debilitadas, o PVC apenas, pode não resistir à força da mordida, devendo-se buscar outros materiais mais resistentes (como aço ou ferro). Nestes casos, eles devem ser revestidos com EVA (forro emborrachado) para evitar lesões ao bico e cavidade oral da tartaruga.
- Insira suavemente o tubo lubrificado na boca do animal, lembrando que a entrada da traqueia se localiza na base da língua. Portanto, deslize o tubo dorsalmente pela cavidade oral até chegar ao esôfago.
- Quando sentir uma resistência, não force o tubo. As tartarugas apresentam uma curvatura na porção final do esôfago que não permite a inserção do tubo no estômago.
- Administre a quantidade desejada de papa.
- Sinta o odor da respiração do animal para a detecção de halitose, o que pode sugerir regurgitação e aspiração. Se perceber odor forte ou alimento regurgitado, pare imediatamente a alimentação.

- Após o procedimento mantenha o animal entre 45° e 90°, com a cabeça apoiada e leve-o imediatamente para a água. Este procedimento minimiza a regurgitação.

III.4.5 - Soltura

A soltura de tartarugas marinhas deve ser precedida da realização de exames que atestem a higidez do animal, de acordo com a IN 23/2014 do IBAMA. Ao finalizar o tratamento do animal no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA), o veterinário responsável deve inserir no campo de observações o número da Autorização de Soltura correspondente e fazer o *upload* do documento escaneado, juntamente com as fotos de soltura.

A determinação final da aptidão de um indivíduo para a sobrevivência em ambiente natural é feita pelo médico veterinário responsável e deve seguir o *checklist* abaixo. Ao receber alta clínica, a tartaruga deve ser liberada o quanto antes. Não deve haver retardo na liberação de animais reabilitados. No entanto, para solturas em alto mar, que demandam operação logística mais complexa (embarcações, boas condições de clima/navegação), o atraso justificado deve ser devidamente registrado nas fichas de tratamento.

Indivíduos das espécies *Chelonia mydas* e *Eretmochelys imbricata*, devem ser liberados, preferencialmente, no mesmo local do encalhe ou o mais próximo possível do local onde foram encontrados.

No caso de tartarugas das espécies *Caretta caretta*, *Lepidochelys olivacea* e *Dermochelys coriacea*, é recomendável que a liberação seja realizada em áreas naturais de ocorrência destas espécies, preferencialmente em alto mar.

III.4.5.1 - Checklist a ser cumprido para a liberação de tartarugas marinhas reabilitadas

- A tartaruga deve ter recebido alta de todos os medicamentos aplicados durante o tratamento;
- O animal deve estar se alimentando por conta própria, inclusive mergulhando para buscar o alimento;

- Espécies predadoras (*Caretta caretta* e *Lepidochelys olivacea*) devem ser capazes de capturar presas vivas (como por exemplo: caranguejos, siris, peixes, entre outros);
- Deve apresentar peso estável e normal para a sua classe de tamanho. Animais muito magros não devem ser liberados, mesmo que estejam se alimentando ativamente.
- O animal deve estar livre de doenças, feridas, úlceras, irritação na pele, parasitas e epibiontes;
- A tartaruga deve urinar e defecar regularmente;
- O animal deve se mover ativamente, nadando, mergulhando sem ajuda, respirando normalmente, e descansando sem maior esforço, no fundo do tanque;
- Deve ser capaz de levantar a cabeça e mantê-la fora da água durante a respiração;
- Deve conseguir se movimentar quando apoiada em superfície sólida (dentro e fora da água);
- Deve ser capaz de manter seus membros e cabeça acima da superfície ventral de seu corpo, simulando o movimento de natação quando erguida para fora da água;
- O animal deve passar por um exame físico completo e o médico veterinário deve julgá-lo apto para a liberação em ambiente natural;
- Os parâmetros sanguíneos (hematológicos e bioquímicos) devem estar dentro dos limites fisiológicos de normalidade, considerando que a amplitude de variação dos parâmetros sanguíneos para tartarugas marinhas é extremamente grande.
- O animal deve estar anilhado, utilizando marcas padrão TAMAR (*Figura III.4-3*). O controle destas marcas será feito pela Coordenação Geral do PMP, que as distribuirá para as Unidades Executoras que realizarem reabilitação de tartarugas.



Figura III.4-3 - Marcação de tartaruga marinha (*Caretta caretta*) entre primeira e segunda escamas da nadadeira anterior. Fonte: Projeto Tamar.

III.4.5.2 - Cuidados no momento da liberação

- A soltura de animais na praia deve ser feita evitando-se regiões com forte arrebentação de ondas.
- Quando possível, liberar os animais após a zona de arrebentação.
- Quando a liberação se der na praia, colocar o animal junto à linha d'água e aguardar que o mesmo se dirija voluntariamente para o mar. Caso isto não ocorra, o médico veterinário deve reconsiderar a soltura e avaliar a necessidade de continuidade de reabilitação.
- Após a entrada do animal no mar, aguardar um período mínimo de 15 minutos no local, procurando verificar o retorno do animal para praia. Tartarugas, eventualmente desorientadas, podem nadar em paralelo à

linha de ondulação, sendo jogadas novamente à praia, resultando num novo encalhe.

III.5 - Aves

III.5.1 - Contenção e transporte

As aves podem ser contidas com o auxílio de um puçá, toalha ou lençol. O diâmetro do puçá deve ser condizente com o tamanho da ave, principalmente no caso de aves com grande envergadura. Pinguins podem ser manipulados apenas com o uso de luvas.

Caso as aves não se movimentem quando da aproximação de pessoas, verifique se não há fraturas em membros ou na coluna. Manipule a ave de maneira apropriada para evitar o agravamento da lesão e dor desnecessária.

Transportar as aves em caixas de transporte plástico, sem bordas cortantes ou saliências no interior (*Figura III.5-1*). A caixa deve possuir grades para a ampla ventilação (*Figura III.5-2*) e o tamanho da caixa deve variar de acordo com o tamanho da ave, porém, a ave deve conseguir se manter ereta dentro da mesma (*Figura III.5-3, Figura III.5-4*). Caso a ave esteja muito debilitada e não consiga se manter em estação, forre o fundo da caixa com uma toalha ou pano macio para minimizar possíveis lesões;

- A caixa de transporte deve ser coberta com um lençol ou pano para minimizar o estresse da ave durante o transporte.
- Nunca transportar o animal na água (para evitar afogamento).
- Não transportar aves em veículos abertos, submetidas a frio ou calor intensos. (Melhor temperatura de transporte: 21° C – 27° C).

Caso o animal venha a óbito durante o transporte, isto deve ser anotado na ficha de campo e registrado no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA).

OBSERVAÇÃO: As aves da ordem Pelecaniformes não possuem orifícios respiratórios, e as mesmas necessitam abrir o bico para respirarem. É necessário

garantir a abertura do bico na contenção dessas aves para garantir que as mesmas não morram asfixiadas.



Figura III.5-1 - Caixa de transporte animal utilizadas para aves marinhas.



Figura III.5-2 - Atobá em caixa de transporte. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI.



Figura III.5-3 - Vista de cima de transporte de pinguins. Fonte: PROAMAR-CEM-UFPR.



Figura III.5-4 - Vista lateral da caixa de transporte. Piso antiderrapante para não haver traumatismos durante o transporte. Fonte: PROAMAR-CEM-UFPR.

III.5.2 - Reabilitação

III.5.2.1 - Avaliação inicial

Ao dar entrada no centro de reabilitação, todas as aves devem ser submetidas a um exame clínico completo por um médico veterinário, sendo as informações registradas nos respectivos campos do Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA) .

Para fins de acompanhamento, deverá ser feito um exame geral e cadastrado o Exame clínico no SIMBA no mínimo uma vez por semana. A maioria das aves pelágicas que chega à clínica já apresenta quadro severo de emagrecimento ou caquexia, uma vez que o processo de nadarem até a praia e serem recolhidas e trazidas ao centro pode levar tempo suficiente para que ave use toda a sua reserva energética. A temperatura corpórea das aves, segundo Sturkie (1979), varia entre 38,3 a 42,1°C e quando debilitadas geralmente apresentam quadros de hipotermia. Ao darem entrada na clínica, muitas aves estão hipotérmicas e em choque. Quando a temperatura corpórea for inferior a 38°C a ave deve ser colocada em local aquecido a 32°C e com umidade relativa do ar de 70%. A ave deverá ser transferida para um recinto normal quando restabelecer sua capacidade de termorregulação.

O exame físico consiste na obtenção de dados que contribuem para o diagnóstico e conduta clínica num caso de doença ou injúria à ave. É preciso observar o estado de alerta da ave, temperatura (*Figura III.5-*), peso (*Figura III.5-*), condição corpórea, incluindo a musculatura e a reserva de tecido adiposo, tônus muscular, exame ortopédico com palpação de todos os ossos e articulações, auscultação cardio-respiratória, reflexos, simetria corporal, inspeção de olhos, narinas, bico, cavidades, descarga nasal (diferenciar de secreção de sal), dificuldade para respirar (respiração de bico aberto), inspeção da pele e penas, impermeabilização (*Figura III.5-*) e palpação celomática, visualização de alteração comportamental ou alteração neurológica, entre outros.



Figura III.5-5 - Aferição de temperatura cloacal.
Procedimento realizado quando a ave chega ao centro. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI.



Figura III.5-6 - Pesagem da ave. Fonte:
Adriane
Steuernagel/UNIVALI.



Figura III.5-7 - Contenção com abertura de bico, para passagem de sonda. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI.

OBSERVAÇÃO: Todos os ossos e articulações devem ser palpados no momento de chegada à clínica, e no caso de dúvida, exames de raio-x em posição dorso-ventral e látero-lateral devem ser realizados. O protocolo de eutanásia descreve os quadros clínicos que impedem a ave de entrar para reabilitação. Vale ressaltar que só serão tratados casos de fraturas e luxações em aves que tenham um bom prognóstico de restabelecerem uma vida normal quando de volta à natureza.

III.5.2.2 - Colheita de sangue

De maneira geral, o volume sanguíneo que pode ser coletado nas aves marinhas sem prejuízo de sua homeostase representa cerca de 1% do peso total da ave, ou seja, em uma ave cujo peso é de 200 g, podemos coletar uma amostra de 2ml para análise hematológica.

A grande quantidade de plumas e a pele altamente pigmentada dificulta muitas vezes a visualização das veias em aves marinhas. Muitas vezes a punção venosa é realizada baseando-se no conhecimento da anatomia e não na visualização do vaso, assim, o conhecimento da anatomia cardiovascular periférica torna-se essencial para uma colheita bem sucedida.

Animais desidratados ou intensamente debilitados podem apresentar alterações na anatomia dos vasos, os quais podem ser deslocados em função da redução da capa de gordura e da musculatura corporal.

Em aves marinhas, como Procelariiformes, Sphenisciformes, Pelicaniformes e Suliformes, o acesso venoso deve ser preferencialmente realizado nos membros pélvicos e na veia jugular, uma vez que a formação de coágulos e hematomas nos membros torácicos pode prejudicar o voo. Assim, os principais acessos para colheita de amostras sanguíneas devem ser:

- Veia jugular
- Veias metatarsais
- Veia caudal dorsal

A veia metatársica apresenta algumas vantagens, como por exemplo: por ser um vaso menos calibroso, em caso de rompimento não apresenta grandes prejuízos ao animal. A contenção é mais simples e não é tão estressante ao animal. Contudo, não permite a retirada de grandes volumes de sangue (*Figura III.5-*).



Figura III.5-8 - Colheita de sangue na veia metatársica. Fonte: Adriane Steuernagel/UNIVALI.

A veia jugular é um acesso para coleta de sangue bastante utilizado por profissionais que trabalham com pinguins, uma vez que permitem a retirada de quantidades suficientes de sangue de forma rápida e segura. A técnica de colheita na veia jugular consiste na punção por uma agulha (21 ou 22G) acoplada a uma seringa plástica de 3 a 20ml (de acordo com a necessidade dos exames), obliquamente na região lateral (direita ou esquerda) do pescoço e ventralmente à coluna vertebral. Preconiza-se tracionar a cabeça crânio-rostralmente, mantendo-a num nível mais alto que o corpo, deixando o pescoço totalmente esticado e lateralizado para facilitar a coleta, como demonstrado na *Figura III.5-*.



Figura III.5-9 - Contenção correta para punção da veia jugular em pinguins. Fonte: Claudia Niemeyer.

Tanto a heparina lítica quanto o ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA) podem ser utilizados como anticoagulante para amostras de sangue de aves marinhas. O plasma das aves marinhas de forma geral é transparente, porém algumas vezes pode se apresentar de forma gelificada, o que compromete as análises bioquímicas. Assim, recomenda-se um jejum de 6 a 8 horas antes da colheita de sangue.

Segundo Campbell (2014) as análises bioquímicas mais utilizadas para avaliação geral das aves são: proteínas totais, albumina, glicose, ácido úrico, aspartato aminotransferase (AST), lactato desidrogenase (LDH), creatinoquinase (CK), cálcio e fósforo.

Avaliação renal

- Hemograma completo com trombocitometria

- Proteínas totais
- Ácido úrico
- Uréia
- Albumina
- Cálcio
- Fósforo
- Sódio
- Cloro
- Potássio

Avaliação hepática

- Hemograma completo com trombocitometria
- Proteínas totais
- α -globulinas
- Albumina
- Ácido úrico
- ALT
- AST
- LDH
- Ácidos biliares
- Biliverdina
- Colesterol

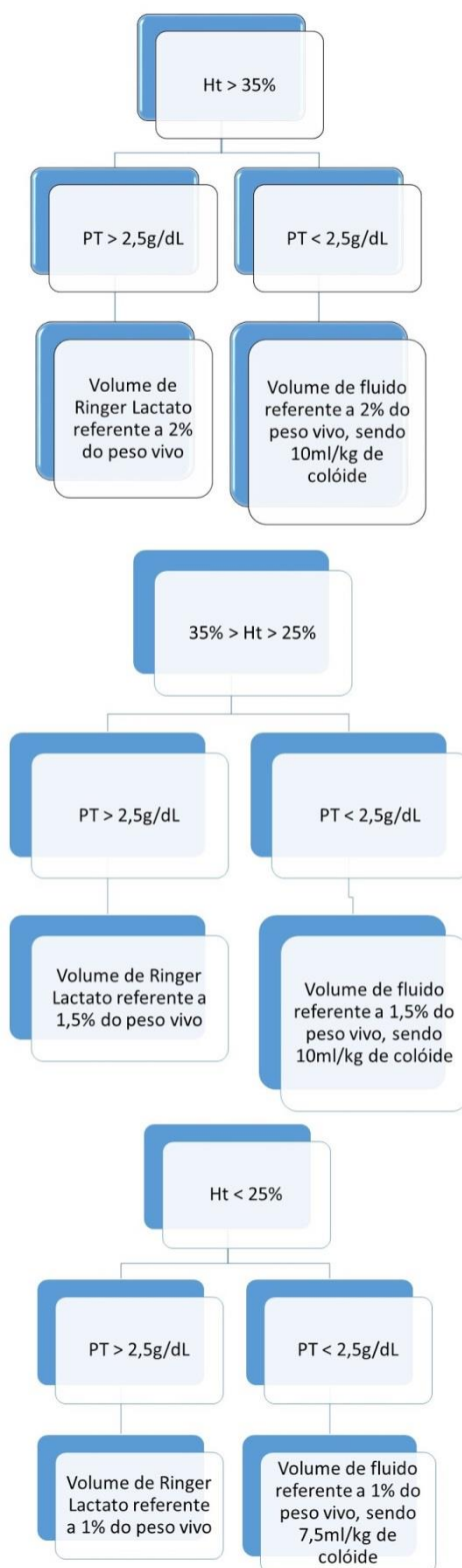
Avaliação muscular

- Hemograma completo com trombocitometria
- Proteínas totais
- CK
- AST
- LDH

III.5.3 - Tratamento

III.5.3.1 - Fluidoterapia

Uma pequena amostra sanguínea deve ser colhida para análise de hematócrito e proteína total. Os valores de referência utilizados para cada espécie e classe animal variam muito. Para as aves marinhas os valores padrão são: hematócrito entre 35-55% e proteína total superior a 5g/dl. Aves com hematócrito inferior a 30% e/ou proteína total inferior a 3g/dl devem receber uma dose de 20mg/kg VO de complexo B. Aves desidratadas ou que apresentem baixa concentração de proteínas plasmáticas devem receber fluidoterapia IV segundo o esquema descrito na *Figura III.5-10*. Cuidado especial deve ser dado para aves que apresentam anemia severa, ou seja, hematócrito inferior a 15%, quando a infusão de fluidos pode hemodiluir a baixa concentração de eritrócitos.



**Figura III.5-10 - Diagrama de fluidoterapia
IV para aves aquáticas
desidratadas.**

III.5.3.2 - Tratamento medicamentoso

Aves marinhas não possuem qualquer resistência imunológica aos fungos e bactérias do ambiente terrestre, assim, agentes infecciosos como o *Aspergillus fumigatus*, que normalmente são oportunistas e acometem animais debilitados e imunossuprimidos, pode ser considerado um agente primário causando óbito nas aves. Assim, o tratamento profilático com 15mg/kg de Itraconazol VO SID é indicado para todas as aves Procellariiformes desde o dia em que forem resgatadas até o dia de soltura. Já para as aves das ordens Sphenisciformes e Pelecaniformes recomenda-se prescrição de antifúngico enquanto forem mantidos em ambiente interno e fechado. Uma vez sendo colocadas nos aviários externos o tratamento pode ser interrompido.

Não utilizar drogas nefrotóxicas (ex: gentamicina e amicacina) em animais desidratados ou que apresentem alteração renal.

Assim como os répteis, as aves também apresentam sistema porta-renal, ou seja, uma porção significativa do sangue proveniente dos membros pélvicos é desviada para os rins antes de passar pelo fígado e percorrer a grande circulação. Portanto, a única musculatura aconselhável para a administração de medicamentos IM (intra-muscular) é a musculatura peitoral. Uma vez que a maioria dos antibióticos são lipossolúveis e podem provocar inflamação e necrose no tecido e local de injeção, a aplicação de medicação IM não é aconselhada em aves em processo de reabilitação e deve ser evitada sempre que possível, priorizando a via oral. A saúde da musculatura peitoral é essencial para que a ave apresente boa expansão respiratória e plena capacidade de voo ou natação (Sphenisciformes).

III.5.4 - Penas

Aves e mamíferos apresentam mecanismos de isolamento térmico completamente diferentes. Os mamíferos marinhos são recobertos por uma densa camada de tecido adiposo subcutâneo que os mantém aquecidos, isolando a temperatura corpórea interna mesmo em águas gélidas. Porém, essa massa de

gordura é extremamente pesada e dificulta, ou muitas vezes impossibilita a movimentação do indivíduo fora do ambiente aquático.

As aves, ágeis tanto dentro como fora d'água, contam com uma camada de ar entre suas penas e pele para mantê-las aquecidas. As penas de cobertura formam uma camada com alta tensão superficial que impede a entrada de água. As penas externas conseguem formar essa barreira graças à sua anatomia. As penas são compostas pela ráquis, eixo principal, e pelas barbas. As barbas por sua vez contêm bárbulas, que por meio de pequenos ganchos se conectam com as bárbulas da barba vizinha, selando assim a entrada de qualquer líquido, permitindo a manutenção de uma camada de ar constante entre o ambiente externo e a pele da ave. O ar funciona como isolante térmico e as plumas secas ajudam na retenção do calor mantendo a ave aquecida (MAZET et al., 2002).

Entender esses processos é fundamental para a compreensão do porquê as aves geralmente sofrem muito mais que outras espécies com o derramamento de petróleo e qualquer outro tipo de poluição no ambiente aquático.

Mesmo quando a pele e a pelagem estão cobertas com petróleo ou outras sujidades, a capacidade de termorregular e manter o isolamento térmico se mantém intacta nos mamíferos. Já as penas das aves perdem a capacidade de repelir água permitindo que a mesma entre em contato com as plumas e a pele. Uma vez molhada, a ave começa a perder calor e rapidamente entra em hipotermia. A tentativa de se manter aquecida leva a ave muitas vezes a queimar todas as reservas energéticas. Fraca e com frio ela acaba indo para as praias, onde é alvo fácil para predadores. Até que recupere a impermeabilidade, a ave não pode retornar à água e assim deixa de se alimentar levando a caquexia. Também, muitas espécies ao perder a camada de ar entrelaçada entre as penas, perdem a capacidade de flutuar sobre a água, e quando molhadas, acabam morrendo afogadas.

Na tentativa de limpar e alinhar as penas as aves acabam ingerindo a substância que as está recobrimo, no caso de petróleo, este causa queimaduras tanto na pele quanto nas mucosas ao longo do trato digestório, além de grave intoxicação, provocando vômitos e regurgitação, alterações metabólicas que comprometem a absorção de nutrientes, disfunção endócrina, alterações nervosas, anemia e morte (JESSUP, 1998).

III.5.4.1 - Teste de Impermeabilidade

Caso a ave não apresente contaminantes visíveis nas penas, uma vez terminado o exame inicial das aves no centro de reabilitação, a impermeabilidade das penas deve ser testada. Coloca-se a ave em uma pequena piscina com água morna a 33°C por cerca de 60 minutos. Ao ser retirada da água, deve-se realizar a verificação das penas e plumas quanto à resistência à penetração de água.

Todo o corpo da ave deve ser inspecionado e são tomadas notas da região do corpo onde se perceber a presença de água ou umidade. A água pode ter ficado retida na pena ou ter molhado até as plumas e a pele da ave, assim classifica-se como **pele molhada** (*Figura III.5-11*), quando se nota que as plumas estão molhadas, **pena molhada** (*Figura III.5-12*), quando a pena de contorno está muito molhada, mas as plumas internas ainda estão secas e **superfície molhada** (*Figura III.5-13*) quando a ave parece molhada, mas pluma e parte proximal da pena estão secas. A água morna é benéfica, pois, caso a ave não esteja impermeável, a mesma não precisará despende de grande gasto energético para se manter aquecida, poupando um pouco o metabolismo já debilitado.

Aves que estejam recobertas por outras sujidades não percebidas no exame inicial começam a afundar na água morna após 5 a 10 minutos. O teste de impermeabilidade é repetido no mínimo mais duas vezes, caso a ave não apresente nenhuma ou pouca melhora, seja no tempo em que permanece na água sem afundar, seja no aumento da área resistente à penetração de água, a mesma é avaliada para ser lavada. O fato de a água molhar a pele da ave é um grande estímulo para que a mesma comece a ajeitar as penas e plumas recolocando-as de forma que fiquem impermeáveis. Assim, pelos próximos dias a ave pode ser colocada de duas a três vezes por dia na piscina com água morna pelo tempo que suportar ou por 60 minutos e, após análise das regiões molhadas, a mesma é colocada para secar sob um secador com vento morno. Uma vez que as penas estejam impermeáveis novamente, as aves são colocadas, segundo sua espécie, nos aviários e em piscinas externas com água fria.



Figura III.5-11 - Avaliação de impermeabilidade das penas em aves marinhas. A água consegue penetrar as penas até a pele da ave. Categoria pele molhada. Fonte: Claudia Niemeyer.



Figura III.5-12 - Avaliação de impermeabilidade das penas em aves marinhas. A água consegue penetrar as penas, mas não chega a encharcar as plumas. Categoria pena molhada. Fonte: Claudia Niemeyer.



Figura III.5-13 - Avaliação de impermeabilidade das penas em aves marinhas. A água consegue molhar superficialmente as penas e não chega a molhar as plumas. Categoria superfície molhada. Fonte: Claudia Niemeyer.

III.5.4.2 - Banho

A ave é examinada em toda a sua extensão em relação ao revestimento e qualidade das penas e plumas. Também se observa a presença ou não de óleo cru, óleo combustível, óleo vegetal e outras sujidades que possam estar impregnadas e se analisa a porcentagem do corpo coberta pelo contaminante.

O banho é altamente estressante para a ave e deve ser realizado apenas uma única vez. Para tanto a ave deve estar clinicamente estável. Aves muito debilitadas podem entrar em choque em meio ao banho.

Aves pelágicas devem receber uma dose de 15 mg/kg de vitamina E e de selênio VO 24 a 48 horas antes do banho. Os critérios para banho em aves marinhas são:

- estar termorregulando
- estar alerta e responsivas aos estímulos externos
- estar se alimentando sozinhas
- índices hematológicos: Ht > 30% e proteína total superior a 2,0g/dl

Aves que estejam impregnadas com óleo cru muitas vezes precisam ser tratadas com metil oleato, um óleo mineral solúvel em líquidos orgânicos, ou seja, capaz de dissolver as placas de petróleo aderidas às penas da ave. Durante a aplicação do óleo mineral manipula-se a área afetada para ajudar na dissolução das placas de óleo. Após alguns minutos a ave é então colocada em uma bacia com água a 40°C e um detergente neutro na diluição de 1,5 a 5%. Todo o corpo da ave deve estar submerso. Este banho deve ser feito por duas pessoas, enquanto uma lava o corpo e as penas, outra contém a cabeça e se preocupa com o bem estar e nível de estresse, como ilustrado na Figura III.5-14.



Figura III.5-14 - O corpo da ave deve ser totalmente submerso a água morna, 33°C e detergente neutro. Duas pessoas qualificadas são necessárias para dar o banho em uma ave marinhas. Fonte: Claudia Niemeyer.

Depois de lavada, a ave é enxaguada com água sob pressão, também a 40°C para que seja retirado todo o detergente usado na lavagem, como ilustrado na Figura III.5-15. A presença de detergente nas penas é tão maléfica quanto à presença de óleo ou qualquer outra sujidade, pois também diminui a resistência à penetração de água. Ao final do enxágue, caso a lavagem e o enxágue tenham sido bem feitos, a ave deve estar com as penas afofadas e as gotas de água devem rolar sobre as penas. Isso é facilmente observado nas penas primárias e secundárias.



Figura III.5-15 - Enxague de ave marinha com água morna e pressão. Toda e qualquer sujidade e detergente deve ser retirado das penas. Fonte: Claudia Niemeyer.

Depois da lavagem, a ave deve ser colocada sob o secador de uso animal com ar morno para ajudar na secagem. Caso a ave colabore ajeitando as penas durante a secagem, a mesma deve ter sua impermeabilidade restabelecida nos próximos dias.

III.5.5 - Manutenção de aves marinhas em terra

Aves aquáticas, principalmente pelágicas, apresentam muitas adaptações anatômicas e fisiológicas ao meio marinho, seja a presença de glândula de sal, presença de palmuras entre os dedos que promovem maior propulsão na água e conformação corporal em forma de torpedos. Estas estruturas facilitam a

movimentação e a mobilidade em mergulhos, porém impossibilitam a manutenção da ave em ambiente terrestre. Tais animais não são adaptados para manter e sustentar seu peso contra um contato rijo, e quando expostos por pouco tempo ao solo acabam desenvolvendo lesões secundárias tais como lesões na quilha e no jarrete e pododermatites.

Até que estejam estabilizadas e limpas, as aves são mantidas a seco em gaiolas ou recintos, porém as aves da ordem Procellariiformes devem receber atenção especial na tentativa de evitar complicações secundárias. Tais gaiolas devem ser suspensas para que as fezes e urina não entrem em contato com as penas, as laterais devem ser feitas de lona, um material flexível que não machuca a asa caso bata contra a parede, já o piso deve ser feito de rede com fio de algodão sem nós e espesso, capaz de acomodar a anatomia da ave, mas também divide a tensão de contato em vários pontos ao mesmo tempo (Figura III.5-16). Mesmo assim, os pés e jarretes podem ser recobertos com bandagem autoadesiva sem cola que não danificam a plumagem (Vetrap® 3M) ou meias de tecido macio. Já para evitar as lesões em quilha, as aves devem ser colocadas sobre almofadas acolchoadas em forma de U (Figura III.5-17), de forma que o peso da ave fique apoiado em toda musculatura peitoral em contato com a almofada e deixando a estrutura óssea pontiaguda da quilha sem peso.

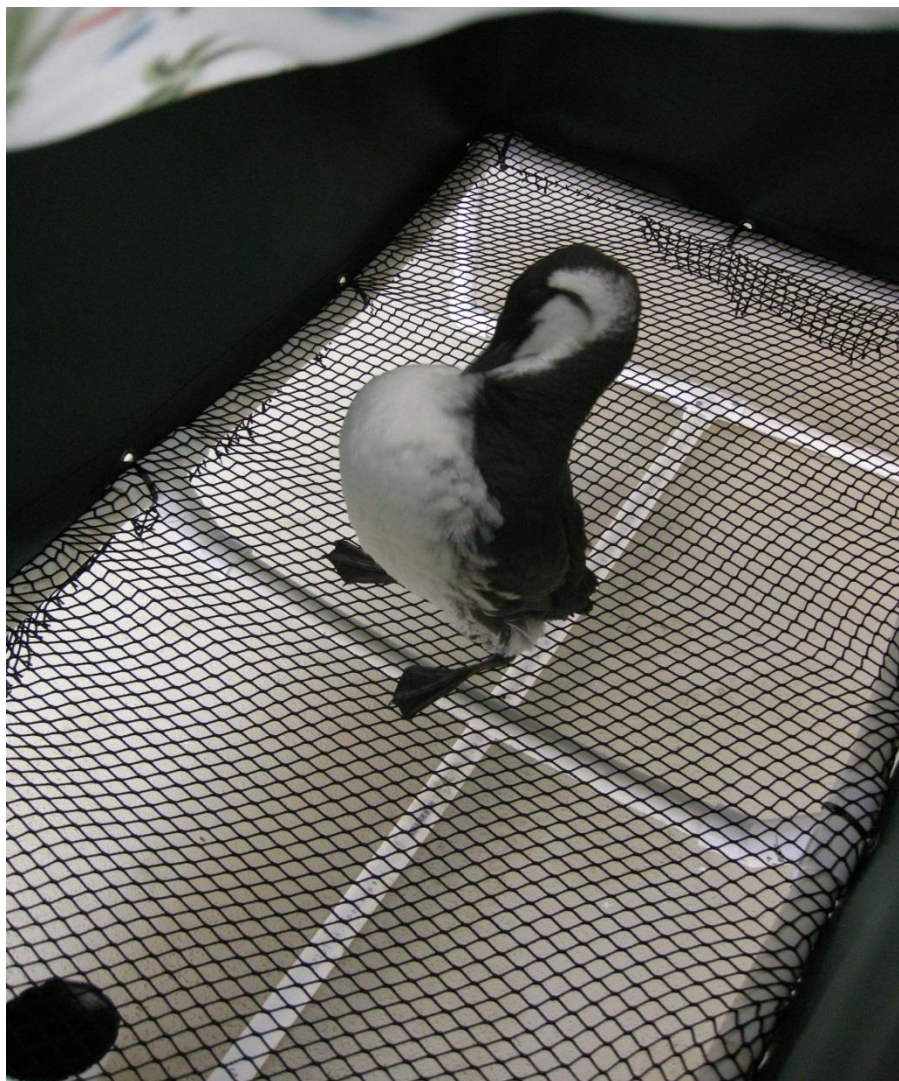


Figura III.5-16 - Estrutura de lona e fundo com rede de algodão. Gaiola ideal para a manutenção de ave marinha em terra.
Fonte: Claudia Niemeyer.

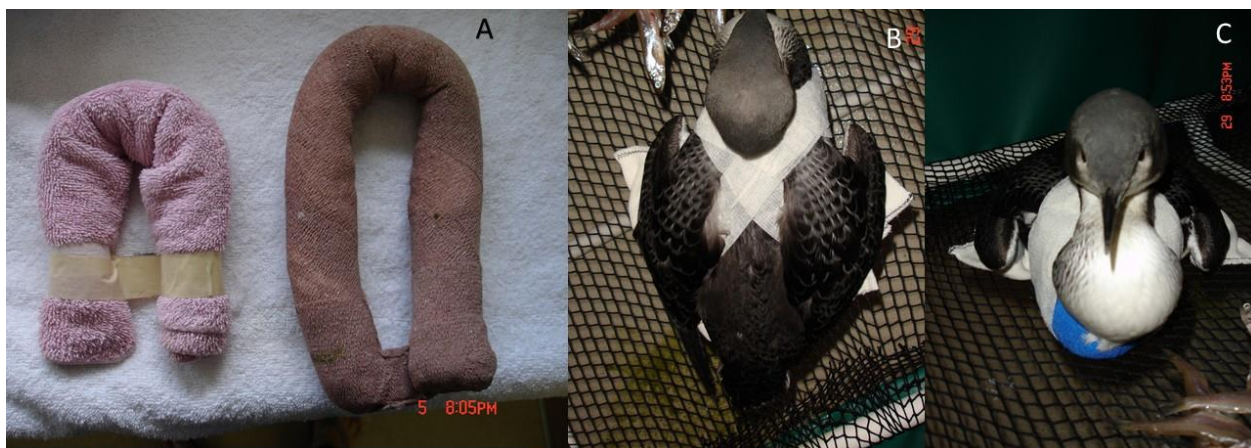


Figura III.5-17 - Almofada acolchoada em formato U (A) para proteção da quilha de aves mantidas em ambiente seco. As imagens B e C ilustram como a almofada deve ser colocada junto ao corpo da ave. Fonte: Claudia Niemeyer.

Uma vez recuperada a impermeabilidade das penas, as aves devem ser colocadas em piscinas de água doce, salobra ou salgada, de acordo com a capacidade do centro.

Para o aviário de pinguins, recomenda-se que o piso seja forrado de seixo roliço ou outro substrato irregular e liso de possível higienização frequente conforme ilustrado na Figura III.5-18.

Uma vez restabelecida a capacidade de termorregulação dos Sphenisciformes, os mesmos já podem ser transferidos para aviários e recintos externos, mesmo contendo sujidades nas penas. A natação diária dos pinguins auxilia na lavagem das sujidades e na arrumação das penas pelas aves.

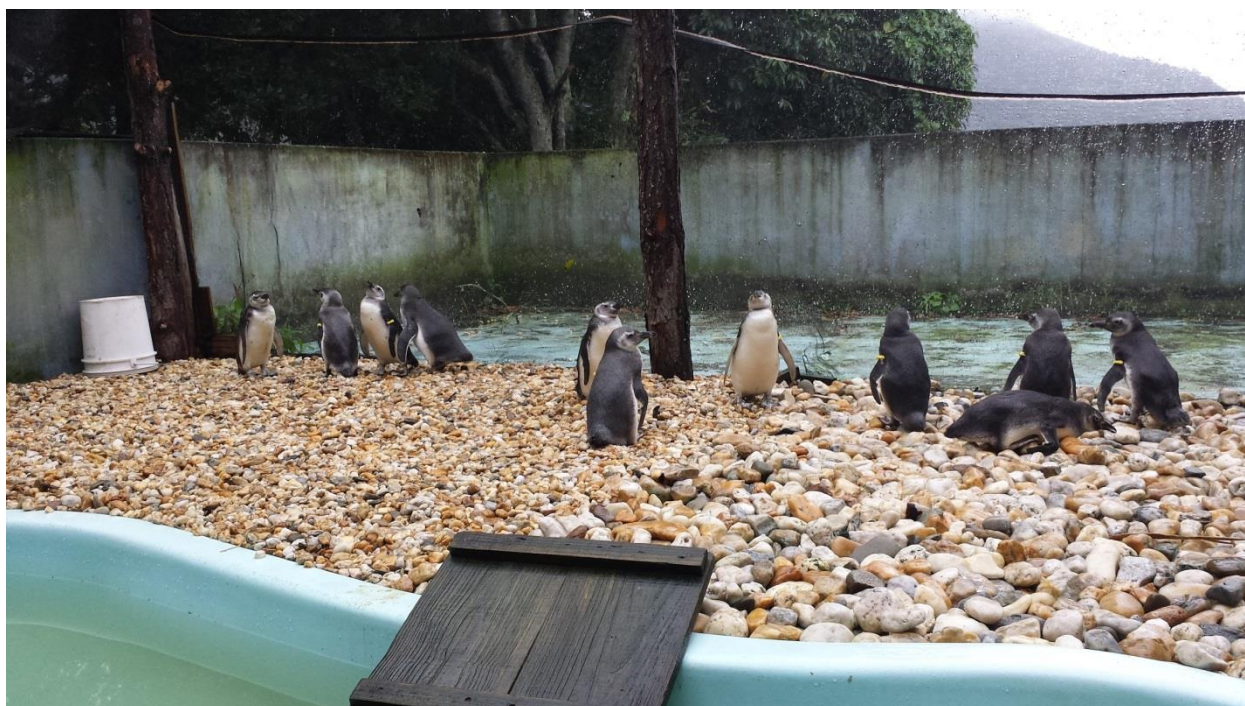


Figura III.5-18 - Recinto telado contra a entrada de mosquitos e com piso de seixo roliço e acesso a piscina, ideal para pinguins. Fonte: Claudia Niemeyer.

III.5.6 - Alimentação

As aves marinhas são divididas basicamente em dois grupos alimentares; as que comem peixe e as que se alimentam de cefalópodes e crustáceos. Aves pelágicas, como pinguins, patos mergulhões e alguns atobás, aves brejeiras como garças e socós e costeiras como gaivotas e biguás são alimentadas principalmente com peixe. Corvina (*Micropogonias furnieri*), e dourada (*Coryphaena equiselis*) são peixes de eleição por serem pouco oleosos e assim não deixam as penas oleosas quando em contato com a ave que está em gaiola ou espaço restrito. Antes de ser servido, o peixe deve ser descongelado e enxaguado em água corrente até que seja removida toda e qualquer sujeira ou óleo que possa estar na parte externa do mesmo. Gaivotas, principalmente juvenis, são alimentadas também com ovos mexidos, preparados sem temperos, mas com cascas, devido ao alto fornecimento de cálcio. Algumas espécies de menor porte como *Podiceps* sp., mergulhão de pescoço preto, também se alimentam de minhocas e larvas de tenébrio, etc. A alimentação pode ser mantida *ad libitum* e trocada duas vezes ao dia, ou ser servida individualmente de 2 a 4

vezes ao dia, de acordo com o quadro clínico da ave em reabilitação. A sardinha pode ser oferecida para os pinguins em reabilitação uma vez que os mesmos estejam em ambientes externos. A forma mais fácil de alimentação dos pinguins é com o uso de caixas de alimentação.

III.5.6.1 - Receitas Para Alimentação de Aves

Receita PAPA DE PEIXE

Finalidade: Alimentação forçada de aves marinhas debilitadas, por meio de sondas orogástricas.

Ingredientes:

Peixe - Qualquer peixe pode ser usado, porém recomenda-se a utilização de peixes gordurosos como a sardinha, pois estimulam o ganho de peso.

- Óleo de fígado de bacalhau – Fonte de vitaminas A e D.
- Pediasure®, Água ou soro fisiológico – Facilita a mistura dos ingredientes.

Técnica de preparo: Corte a sardinha em pedaços pequenos para facilitar a mistura (mantenha a cabeça e as espinhas). Bata todos os ingredientes no liquidificador com o mínimo possível de água/soro, para que a papa fique bem espessa e o animal não regurgite. Depois de pronta, a papa deve ser peneirada para não entupir a seringa no momento da administração. Mantenha a papa na geladeira durante o dia e se sobrar use no dia seguinte. Antes de administrá-la ao animal pré-aqueça em banho-maria, até que a mesma fique morna. Este procedimento melhora a absorção dos nutrientes. Não congele a papa ou armazene a mesma por mais de 24 horas na geladeira (de preferência preparar a papa diariamente, usando peixe fresco caso seja possível).

III.5.6.2 - Quantidade de alimento

Iniciar com o volume de 1% do peso corpóreo. A dose varia de acordo com a presença ou não de ingluvio e o tamanho do próventrículo. Como as aves apresentam altas taxas metabólicas, o fornecimento de alimento deve ser

frequente, principalmente em aves debilitadas que podem ser sondadas de 3 a 6 vezes ao dia. Entre as sondas de alimentação devem ser realizadas sondas com solução isotônica para manter a hidratação da ave marinha fora do ambiente aquático. Recomenda-se que a primeira sonda do dia seja sempre de solução isotônica.

III.5.6.3 - Número de vezes que as aves devem ser intubada

- Muito abaixo do peso: seis vezes/dia;
- Moderadamente abaixo do peso: quatro vezes/dia;
- Não abaixo do peso: não sondar e estimular a alimentação voluntária. Muitas vezes a ave se recusa a ingerir peixe morto. A movimentação do peixe frente à ave estimula que a mesma reconheça o alimento.

III.5.6.4 - Técnica de administração

- Escolha um tubo com dimensões adequadas para alimentar a ave, levando-se em conta o comprimento e diâmetro do bico e esôfago.
- Prepare a papa e tenha todos os equipamentos necessários para a alimentação forçada em mãos.
- Lubrifique toda a extensão da sonda com solução isotônica.
- Preencha a sonda com a papa (evita a entrada de ar no trato gastrointestinal).
- Posicione a ave de forma ereta para facilitar a administração da papa e prevenir a regurgitação.
- Mantenha o pescoço do animal estendido e alinhado.
- Abra o bico, pressionando levemente ambas porções do mesmo.
- Visualize a entrada da traqueia e insira suavemente o tubo na boca do animal de modo que a sonda transpasse a entrada da glote e adentre dorsalmente o esôfago.
- Se perceber alimento regurgitado, pare imediatamente a alimentação.
- Após o procedimento mantenha o animal em estação por alguns segundos.

OBSERVAÇÃO: Aves que não permanecem em decúbito total e não conseguem sustentar a cabeça não devem ser sondadas e a nutrição deve ser feita de forma parenteral.

III.5.7 - Soltura

A soltura de aves marinhas deve ser precedida da realização de exames que atestem a higidez do animal, de acordo com a IN 23/2014 do IBAMA. Ao finalizar o tratamento do animal no Sistema de Informação para o Monitoramento da Biota Aquática (SIMBA), o veterinário responsável deve inserir no campo de observações o número da Autorização de Soltura correspondente e fazer o *upload* do documento escaneado, juntamente com as fotos de soltura.

Todo o processo de reabilitação é feito visando à reintrodução da ave em seu habitat natural, porém para que seja liberada, a ave deve apresentar algumas características que assegurem o sucesso de sua sobrevivência de volta à natureza. A ave deve apresentar bom estado geral, estando alerta e responsiva, com condição corporal igual ou superior a 4 numa escala de 0 a 9, hematócrito igual ou superior a 40% e proteína total ao redor de 5,0 g/dL. Deve ser capaz de voar/ nadar e sustentar o voo ou natação por algum tempo sem se cansar facilmente, andar, correr e realizar todas as funções características de sua espécie.

O comportamento da ave também é analisado no período pré-soltura, uma vez que aves muito mansas, domesticadas ou imprintadas poderão apresentar problemas tanto para reconhecer indivíduos de sua espécie e se reproduzir, quanto sofrer algum tipo de trauma ou agressão devido ao seu pouco medo em relação à pessoas.

A soltura deve ser realizada em local de ocorrência natural da espécie e em época do ano determinada (no caso de aves migratórias) e, de preferência onde haja outros indivíduos da espécie no local. Animais jovens devem ser reintroduzidos no mesmo local onde foram recolhidos ou juntamente com aves adultas que saibam caçar e buscar alimento com mais eficiência.

Em todas as aves deverão ser utilizadas anilhas padrão CEMAVE, com exceção dos Sphenisciformes, que deverão ser microchipados. A aquisição e

controle da numeração destas anilhas será feito pela Coordenação Geral do PMP-BS, que distribuirá as anilhas para as Unidades Executoras que realizarem reabilitação de aves. Deverá haver um anilhador sênior cadastrado no SNA responsável pela marcação das aves pré-soltura, conforme orientação da Instrução Normativa do IBAMA nº 27/2002.

Aves noturnas devem ser reintroduzidas após as 18 horas e aves com hábitos diurnos devem ser liberadas no período da manhã.

IV - BIBLIOGRAFIA

BENTLEY, T. B.; DUNBAR-COOPER, A. **A blood sampling technique for sea turtles.** 1980.

CAMPBELL, T. W. Clinical Pathology. In: MADER, D. R.; DIVERS S. J. **Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery.** Missouri: Saunders Elsevier, p. 70-92. 2014.

CARTER, H.R. Oil and California's seabirds: an overview. **Marine Ornithology** , v. 31, p. 1-7. 2003.

JESSUP, D.A. Rehabilitation of Oiled Wildlife. **Conservation Biology**, v. 12, n. 5, p. 1153 – 1155. 1998

MAZET, J. A. K. et al. Advances in Oiled Bird Emergency Medicine and Management. **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 16, n. 2, p. 146 – 149. 2002.

MOORE, A. T.; JOOSTEN, S. **Principles of Wildlife Rehabilitation: The Essencial Guide for Novice and Experienced Rehabilitators.** NWRA, USA. 1998.

NEWMAN, S. H. et al. A Historical Account of Oiled Wildlife Care in California. **Marine Ornithology**, v. 31, p. 59 – 64. 2003.

PLUMB, D. C. **Plumb's Veterinary Drug Handbook.** 6th edition. Blackwell Publishing, USA. 2008.

RAPHAEL, B. L. Chelonians (Turtles, Tortoises). In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. **Zoo and Wild Animal Medicine.** 5 ed. Missouri: Saunders, p. 48-58. 2003.

RIJKE, A.M. Wettability and Philogenetic Development of Feather Structure in Water Birds. **Journal of Experimental Biology**, v. 52, p. 469-479. 1970.

SIBLEY, D.A. **The Sibley Guide to Birds.** 8th edition. Knopf, 2006.

STEPHENSON, Richard. Effects of oil and other surface-active organic pollutants on aquatic birds. **Environmental Conservation**, v. 24, n. 2, p. 121-129. 1997.

STURKIE, P.D. 1976. **Avian Phisiology**. Third Edition. Springer-Verlag, USA.

WHITAKER, B. R.; KRUM, H. Medical management of sea turtles in aquaria. In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. **Zoo & Wild animal medicine**. v. 4. Philadelphia: W. B. Saunders Company, 1999. p. 217 – 231.

WILKINSON, R. Clinical Pathology. In: MCARTHUR, S.; WILKINSON, R.; MEYER, J. **Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles**. Oxford: Blackwell Publishing Ltd., p. 141-186, 2004.

V - COLABORADORES

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

Adriane Steuernagel

Médica Veterinária Responsável - UNIVALI

Claudia Niemeyer

Médica Veterinária

Cristiane Kolesnikovas

Médica Veterinária - Coordenadora Geral da Associação R3 Animal

Daphne Wrobel Goldberg

Médica Veterinária Responsável - Projeto Tamar

Matheus Martins Cardim

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

André S. Barreto (org.)

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

VI - EQUIPE TÉCNICA

Equipe da UNIVALI

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

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