

A large brown albatross is shown in flight, its wings spread wide, against a backdrop of a blue ocean with white-capped waves. The bird's feathers are a rich, dark brown, and its beak is a pale, yellowish-white. The lighting is dramatic, highlighting the texture of the feathers and the movement of the water.

REABILITAÇÃO DE
PROCELLARIIFORMES
(ALBATROZES, PETRÉIS E PARDELAS)

RENATA HURTADO
JULIANA YURI SAVIOLLI
RALPH ERIC THIJL VANSTREELS



Elaboração:



Colaboração:



Apoio:



Patrocínio:





Editores: Renata Hurtado
Juliana Yuri Saviolli
Ralph Eric Thijl Vanstreels

Coordenação de produção: Paulo Pechmann

Imagem capa: Dimas Gianuca

Capa, Projeto Gráfico e Diagramação: Carmen Rio

Produção: Editora Comunnicar

**DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO NA PUBLICAÇÃO (CIP)
(CÂMARA BRASILEIRA DO LIVRO, SP, BRASIL)**

Reabilitação de Procellariiformes [livro eletrônico] :
(albatrozes, petréis, pardelas) / Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas...[et al.] ; editores
Renata Hurtado ; Juliana Yuri Saviolli ; Ralph Eric Thijl Vanstreels. -- Santos, SP : Editora
Comunnicar, 2020.
5 Mb ; PDF

Outros autores: Juliana Yuri Saviolli, Laura Reisfeld, Luis Felipe Silva Pereira Mayorga,
Marcela Uhart, Patricia Pereira Serafini, Ralph Eric Thijl Vanstreels, Renata Hurtado, Sergio
Rodríguez Heredia, Tatiana Neves.
Bibliografia.
ISBN 978-85-8136-138-3

1. Aves marinhas - Conservação - Brasil 2. Aves marinhas - Ecologia - Brasil
3. Aves marinhas - Preservação 4. Biologia 5. Biodiversidade marinha - Conservação - Bra-
sil 6. Medicina veterinária 7. Reabilitação I. Kolesnikovas, Cristiane Kiyomi Miyaji.
II. Saviolli, Juliana Yuri. III. Reisfeld, Laura. IV. Mayorga, Luis Felipe Silva Pereira.
V. Uhart, Marcela. VI. Serafini, Patricia Pereira. VII. Vanstreels, Ralph Eric Thijl. VIII. Hurta-
do, Renata. IX. Heredia, Sergio Rodríguez. X. Neves, Tatiana.

19-29102

CDD-578.77

índices para catálogo sistêmico:

1. Aves marinhas : Conservação : Biologia marinha

578.77

Maria Alice Ferreira - Bibliotecária - CRB-8/7964

SOBRE OS AUTORES



Cristiane Kiyomi Miyaji Kolesnikovas

Médica Veterinária, Mestre e Doutora em Patologia Experimental e Comparada pela Universidade de São Paulo, com pós-doutorado pela Universidade Federal de Santa Catarina. Colaboradora do PLANACAP. Presidente da Associação R3 Animal e Coordenadora da base de Florianópolis do Projeto de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos.



Juliana Yuri Savioli

Médica Veterinária, Mestre em Patologia Experimental e Comparada pela Universidade de São Paulo. Colaboradora do PLANACAP e do PAN Aves Marinhas. Coordenadora do Projeto AVES AMAR – Aves Aquáticas, Marinhas e Ambientes Insulares.



Laura Reinfeld

Médica Veterinária, Especialização em Manejo e Conservação de Vertebrados Marinhas pela Universidade Monte Serrat e Mestre em Patologia Experimental e Comparada pela Universidade de São Paulo. Chefe do Setor Veterinário do Aquário de São Paulo.



Luis Felipe Silva Pereira Mayorga

Médico Veterinário, Mestre em Ciência Animal pela Universidade Vila Velha. Presidente do Instituto de Pesquisa e Reabilitação de Animais Marinhas (IPRAM).



Marcela Uhart

Médica Veterinária. Coordenadora da *IUCN Wildlife Health Specialist Group* na América do Sul, Membro do *OIE Working Group on Wildlife* e Diretora do Programa Latinoamericano do *Karen C. Drayer Wildlife Health Center* do *One Health Institute* da *University of California - Davis*.



Patricia Pereira Serafini

Médica Veterinária, Mestre em Ciências Biológicas pela Universidade Estadual de Londrina. Analista ambiental do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio) atuando no Centro Nacional de Pesquisa e Conservação das Aves Silvestres (CEMAVE). Coordenadora do PLANACAP e articuladora do PAN Aves Marinhas. Coordenadora do Grupo de Trabalho sobre Populações e Estado de Conservação do Acordo para a Conservação de Albatrozes e Petréis (ACAP/CMS/UN).

SOBRE OS AUTORES



Ralph Eric Thijl Vanstreels

Médico Veterinário, Doutor em Patologia Experimental e Comparada pela Universidade de São Paulo, com pós-doutorado pela *Nelson Mandela University*. Colaborador do PLANACAP e PAN Aves Marinhas. Pesquisador Associado do *One Health Institute* da *University of California - Davis* e Coordenador Científico do Instituto de Pesquisa e Reabilitação de Animais Marinhos (IPRAM).



Renata Hurtado

Médica Veterinária, Doutora em Medicina Veterinária Preventiva e Saúde Animal pela Universidade de São Paulo, pós-graduanda (*lato sensu*) em Anestesiologia Veterinária. Colaboradora do PLANACAP e do PAN Aves Marinhas. Pesquisadora Associada da *Southern African Foundation for the Conservation of Coastal Birds* (SANCCOB) e Coordenadora de Medicina e Reabilitação do Instituto de Pesquisa e Reabilitação de Animais Marinhos (IPRAM).



Sergio Rodríguez Heredia

Biólogo, Mestre em *Gestión y Auditorías Ambientales en Ciencia y Tecnología Marina* pela *Fundación Universitaria Iberoamericana*. Chefe do *Centro Provincial de Rescate y Rehabilitación de Fauna Marina* da *Fundación Mundo Marino*.



Tatiana Neves

Bióloga, Mestre em Oceanografia Biológica pela Universidade Federal do Rio Grande. Coordenadora Executiva do PLANACAP. Vice-presidente do Comitê Assessor do Acordo para a Conservação de Albatrozes e Petréis (ACAP). Diretora Executiva do Instituto Albatroz e Coordenadora Geral do Projeto Albatroz.

A todas as pessoas que dedicam
suas vidas a reabilitar aves marinhas
da forma mais ética possível.



▪ AGRADECIMENTOS

Às equipes técnicas de todas as instituições que participaram deste projeto, obrigado pelo imenso apoio durante a elaboração do livro.

Aos colegas Allan Santos (IPRAM), Renata Bhering (IPRAM), Leandro Egert (IPRAM), Fabiano Peppes (Projeto Albatroz) e Nicholas Daudt (UERGS) pelas imagens gentilmente cedidas.

Aos amigos e colegas do Centro de Recuperação de Animais Marinhos da Universidade Federal do Rio Grande (CRAM-FURG), do Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens (LAPCOM-USP), da *Southern African Foundation for the Conservation of Coastal Birds* (SANCCOB), da *Marine Apex Predator Research Unit* (MAPRU), do *South African National Antarctic Programme* (SANAE), do *Taronga Wildlife Hospital/Taronga Zoo* e do *International Bird Rescue* por compartilhar suas experiências sobre medicina e reabilitação de Procellariiformes com os editores deste livro.

Ao Instituto Estadual de Meio Ambiente e Recursos Hídricos do Espírito Santo (IEMA), pelos anos de parceria e cooperação técnica com o IPRAM, que foram fundamentais para a elaboração deste livro.

À Petrobras que, por meio do Programa Petrobras Socioambiental, patrocina o Projeto Albatroz.

▪ PREFÁCIO

É desafiador encontrar as palavras certas para o prefácio de uma obra que contém vidas inteiras de dedicação, estudos, experiências de sucesso e também fracassos dolorosos que levaram ao crescimento e à evolução do conhecimento. “Reabilitação de Procellariiformes (albatrozes, petréis, pardelas)” traz um resumo de tudo o que foi aprendido nessas vidas, permitindo que as pessoas que trabalham ou trabalharão na reabilitação deste grupo excepcional de aves partam de um patamar de informações de alto nível, adotando as melhores práticas conhecidas no Brasil e fora dele.

Lidar com animais vivos envolve a possibilidade constante e frustrante de perdê-los subitamente por erros banais e condutas inadequadas, ainda que bem-intencionadas. Assim sendo, ter à mão uma obra primorosa dessa será um alívio para aqueles que enfrentam desafios diários no resgate de fauna, que muitas vezes chega aos centros de reabilitação como consequência das próprias ações humanas, que degradam o ambiente e ferem as criaturas que o ocupam.

A beleza deste livro não está apenas na prática de salvamento dos indivíduos que se encontram em condições de risco, mas também na preocupação com a conservação das populações como um todo, levando os autores a assumirem posturas técnicas, com embasamento científico, e não apenas a agir com a emoção característica daqueles que são apaixonados por animais (embora sejam!).

Destaco ainda a grande preocupação ética dos autores no encaminhamento de questões delicadas e controversas, sempre orientando o leitor e deixando claro os argumentos que apoiam uma decisão em detrimento de outra.

A publicação destaca ainda a importância da organização de dados e da manutenção de registros do processo de reabilitação, o que certamente permitirá novos aprendizados e a geração de novas estratégias.

Por fim, há uma preocupação com os profissionais da reabilitação, para os quais há recomendações de biossegurança e proteção individual, muitas vezes negligenciadas no cotidiano, mas que eliminam riscos desnecessários aos seres humanos.

A sistematização de todo esse conhecimento e experiência em um material leve, abrangente e compreensível torna essa publicação um presente para aqueles que batalham nas linhas de frente da conservação da biodiversidade e me faz pensar quão excelente seria se fôssemos agraciados por trabalhos semelhantes para outros grupos animais que sofrem com as pressões geradas pela vida que nós humanos escolhemos adotar.

Priscilla Prudente do Amaral

Bióloga, M.Sc.

Coordenadora do Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE)

▪ ÍNDICE

1. INTRODUÇÃO	11
2. BIOLOGIA GERAL E ESPÉCIES COM OCORRÊNCIA NO BRASIL	14
3. AMEAÇAS À CONSERVAÇÃO DOS PROCELLARIIFORMES NO BRASIL	19
4. INSTALAÇÕES E RECINTOS	24
Estímulos visuais, auditivos, olfativos e táteis	24
Ventilação e temperatura	25
Recintos	27
5. BIOSSEGURANÇA E USO DE EQUIPAMENTOS DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL	34
Saúde e higiene pessoal	34
Equipamentos de proteção individual	35
Pedilúvio	35
Limpeza de instalações, utensílios e equipamentos	36
Escolha de produtos de limpeza e desinfetantes	36
Descarte de resíduos	37
6. CONTENÇÃO FÍSICA, ESTABILIZAÇÃO EM CAMPO E TRANSPORTE.....	39
Contenção física	39
Estabilização em campo	41
Transporte	42
7. ADMISSÃO E EXAME FÍSICO	44
Identificação individual	45
Marcação temporária	46
Pesagem e condição corpórea	46
Exame físico	47
8. ASPECTOS GERAIS DE MEDICINA E REABILITAÇÃO	51
Hidratação.....	51
Vias intravenosa e intraóssea.....	52
Via subcutânea	55
Via oral.....	56
Alimentação	57
Alimentação pastosa	58
Alimentação sólida.....	59
Conforto térmico.....	62
Tratamento veterinário	64

9. REABILITAÇÃO DE PROCELLARIIFORMES OLEADOS.....	66
Documentação de aves oleadas	66
Cuidados durante o atendimento inicial.....	67
Aptidão para o lavado	67
Lavagem, enxágue e secagem.....	68
Impermeabilização e condicionamento.....	71
10. DEVOLUÇÃO À NATUREZA (SOLTURA).....	73
Aptidão para soltura	73
Anilhamento permanente.....	79
Soltura	79
Monitoramento pós-soltura	80
11. EUTANÁSIA	82
12. BIOMETRIA, COLHEITA DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS E NECROPSIA.....	84
Biometria.....	84
Colheita de sangue	85
Colheita de <i>swabs</i>	87
Colheita de fezes.....	89
Colheita de parasitas	89
Colheita de penas contaminadas por óleo	89
Necropsia	90
Banco Nacional de Amostras de Albatrozes e Petréis (BAAP).....	92
13. DOCUMENTAÇÃO E FOTODOCUMENTAÇÃO	93
Registro central	93
Fichas individuais	94
Fotodocumentação.....	94
Segurança de dados	98
14. PRINCIPAIS ENFERMIDADES	99
Pox aviário	100
Pasteurelose e erisipeloide.....	101
Doença de <i>Newcastle</i>	101
Aspergilose	102
Malária aviária	102
Parasitas.....	104
Outros patógenos e enfermidades de potencial relevância	104
15. CONSIDERAÇÕES DE BIOSSEGURANÇA PARA ATIVIDADES DE CAMPO	108

1

▪ INTRODUÇÃO

Renata Hurtado, Juliana Y. Saviolli & Ralph E. T. Vanstreels



A ordem dos Procellariiformes (do latim, *procella* = tempestade) é composta por aves de hábitos pelágicos como os albatrozes e pias (família Diomedidae), os petréis, pardelas, faigões, bobos e grazinas (família Procellariidae), os painhos e almas-de-mestre (famílias Hydrobatidae e Oceanitidae) e os petréis-mergulhadores (família Pelecanoididae) (Figura 1.1).

São aves com alta longevidade e baixa taxa reprodutiva, que atingem a maturidade sexual tardiamente. Por passarem a maior parte do tempo em alto-mar, estas aves são bastante suscetíveis aos impactos humanos em ambientes marinhos, incluindo a captura incidental por artefatos de pesca (sobretudo em pesca de espinhel), rarefação de recursos pesqueiros devido à sobrepesca, poluição marinha (p.ex. contaminação por petróleo, ingestão de plástico), mudanças climáticas e intoxicações (p.ex. algas tóxicas). Estas características fazem com que estejam entre os grupos de aves mais ameaçados do mundo. Assim, em 2001 foi firmado o **Acordo para a Conservação de Albatrozes e Petréis (ACAP)**, um tratado internacional para

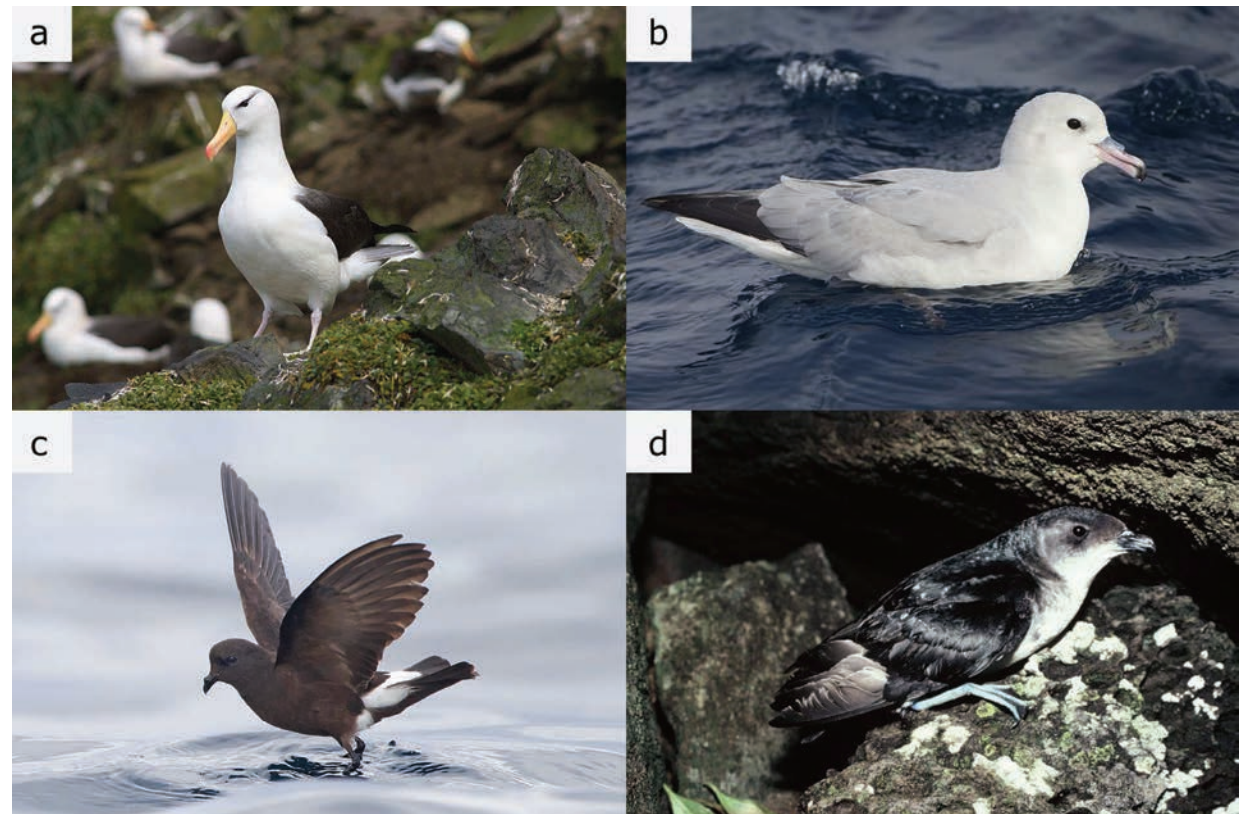


Figura 1.1. Exemplos de representantes das diferentes famílias de Procellariiformes: (a) Diomedidae (albatroz-de-sobrancelha, *Thalassarche melanophrys*); (b) Procellariidae (pardelão-prateado, *Fulmarus glacialis*); (c) Oceanitidae (alma-de-mestre, *Oceanites oceanicus*); (d) Pelecanoididae (petrel-mergulhador-comum, *Pelecanoides urinatrix*).

Créditos: (a) François Guerraz / Wikipedia Commons; (b,c) J.J. Harrison / Wikipedia Commons; (d) Alan Tennyson / NZ Birds Online.

mitigar ameaças conhecidas às populações de albatrozes e petréis, visando reverter o declínio drástico das populações destas aves. O Acordo entrou em vigor em 2004, e em 2008 o Senado Federal ratificou a adesão do Brasil.

A entrada do país no ACAP é essencial devido ao alto número de capturas incidentais em águas brasileiras. Estima-se que cerca de 4 mil albatrozes e petréis morrem todos os anos fígados pelos anzóis das pescarias de espinhel no Brasil. Desde sua implementação, o ACAP auxilia os países signatários a estabelecer planos de ação para a proteção de 31 espécies de Procellariiformes.

O **Plano de Ação Nacional para Conservação de Albatrozes e Petréis (PLANACAP)** foi elaborado de forma a proteger tanto as aves residentes, ou seja, as espécies que se reproduzem em território brasileiro, quanto as migratórias, que frequentam a costa brasileira apesar de não se reproduzirem no país. O Plano teve sua versão original publicada em 2006, recomendando a entrada do Brasil no ACAP. Assim, em 2008 este acordo foi ratificado e passou a entrar em vigor no mesmo ano. Revisado em 2012, o PLANACAP tem desempenhado um papel central na elaboração e estruturação das estratégias para conservar estas aves no país. O PLANACAP atua, ainda, em integração com o **Plano de Ação Nacional para a Conservação das Aves Marinhas (PAN Aves Marinhas)**, que articula as ações de conservação para promover a recuperação das populações e mitigar as principais ameaças às aves marinhas e seus habitats no Brasil.

A reabilitação de fauna é uma dentre várias estratégias para a conservação de Procellariiformes, desde que técnicas de reabilitação reconhecidas e pré-estabelecidas sejam implementadas durante todas as etapas envolvidas no cuidado aos animais. Como consequência de variações ecológicas e de impactos humanos no ambiente marinho, um grande número de Procellariiformes debilitados são resgatados

e encaminhados a instituições de reabilitação ao longo do litoral brasileiro anualmente. Por seus hábitos pelágicos e contato limitado com ambientes terrestres, os Procellariiformes muitas vezes têm dificuldade em lidar com o ambiente de centros de reabilitação, podendo desenvolver uma variedade de problemas de saúde caso não sejam utilizados procedimentos e instalações adequados para estas espécies.

Devido ao número crescente de Procellariiformes que têm sido resgatados no litoral do Brasil nos últimos anos, bem como ao fato de estas serem espécies sensíveis e ameaçadas de extinção, durante a revisão de 2012 do PLANACAP detectou-se a necessidade de implementar uma ação especificamente relacionada aos cuidados destas aves durante o processo de reabilitação. Desta forma, este livro tem como objetivo cumprir a **Ação 2.5** do PLANACAP, articulada pelos editores deste livro, que tem como objetivo oferecer diretrizes e recomendações para a reabilitação de Procellariiformes no Brasil. Esperamos, portanto, que este livro preencha uma lacuna importante ao fornecer as informações necessárias aos profissionais envolvidos no monitoramento e reabilitação destas aves no país, encorajando-os e subsidiando-os para a participação na pesquisa científica aplicada à conservação dos Procellariiformes, bem como dos ambientes marinhos que estas aves habitam.

LITERATURA SUGERIDA:

- Agreement on the Conservation of Albatrosses and Petrels (ACAP). 2016. Welcome to ACAP. Disponível em: <http://acap.aq/>
- Cooper J, Baker GB, Double MC, Gales R, Papworth W, Tasker ML, Waugh SM. 2006. The Agreement on the Conservation of Albatrosses and Petrels: Rationale, history, progress and the way forward. *Marine Ornithology* 34:1-5.
- Gales R, Gales R. 1998. Albatross biology and conservation. Chipping Norton, Australia: Surrey Beatty & Sons.
- Instituto Chico Mendes para a Conservação da Biodiversidade (ICMBio). 2012. Plano de Ação Nacional para a Conservação de Albatrozes e Petréis – PLANACAP. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/faunabrasileira/plano-de-acao-nacional-lista/2731-plano-de-acao-nacional-para-a-conservacao-dos-albatrozes-e-petreis>
- Onley D, Scofield P. 2007. Albatrosses, Petrels and Shearwaters of the World. Princeton, USA: Princeton University Press.
- Rodríguez A, Arcos JM, Bretagnolle V, Dias MP, Holmes ND, Louzao M, Provencher J, Raine AF, Ramírez F, Rodríguez B, Ronconi RA. 2019. Future directions in conservation research on petrels and shearwaters. *Frontiers in Marine Science* 6:94.
- Watson GE. 1975. Birds of the Antarctic and Sub-antarctic. Washington D.C., Estados Unidos: American Geophysical Union.

2

▪ BIOLOGIA GERAL E ESPÉCIES COM OCORRÊNCIA NO BRASIL

Juliana Y. Saviolli, Ralph E. T. Vanstreels & Tatiana Neves



A característica anatômica que distingue os Procellariiformes das demais aves é a presença de tubos nasais. Nos albatrozes e pias, as narinas se abrem em dois tubos nasais, sendo um em cada lado do bico (Figura 2.1a). Já nos petréis, as narinas estão situadas na parte superior do bico unidas em um único tubo nasal (Figura 2.1b),

separadas por um septo mediano. Nas espécies de pequeno porte, os tubos nasais podem ser curtos, mas ainda assim podem ser identificados na parte superior do bico (Figura 2.1c). Acredita-se que a função destes tubos nasais está relacionada ao olfato apurado destas aves, que é essencial na busca pelo alimento.

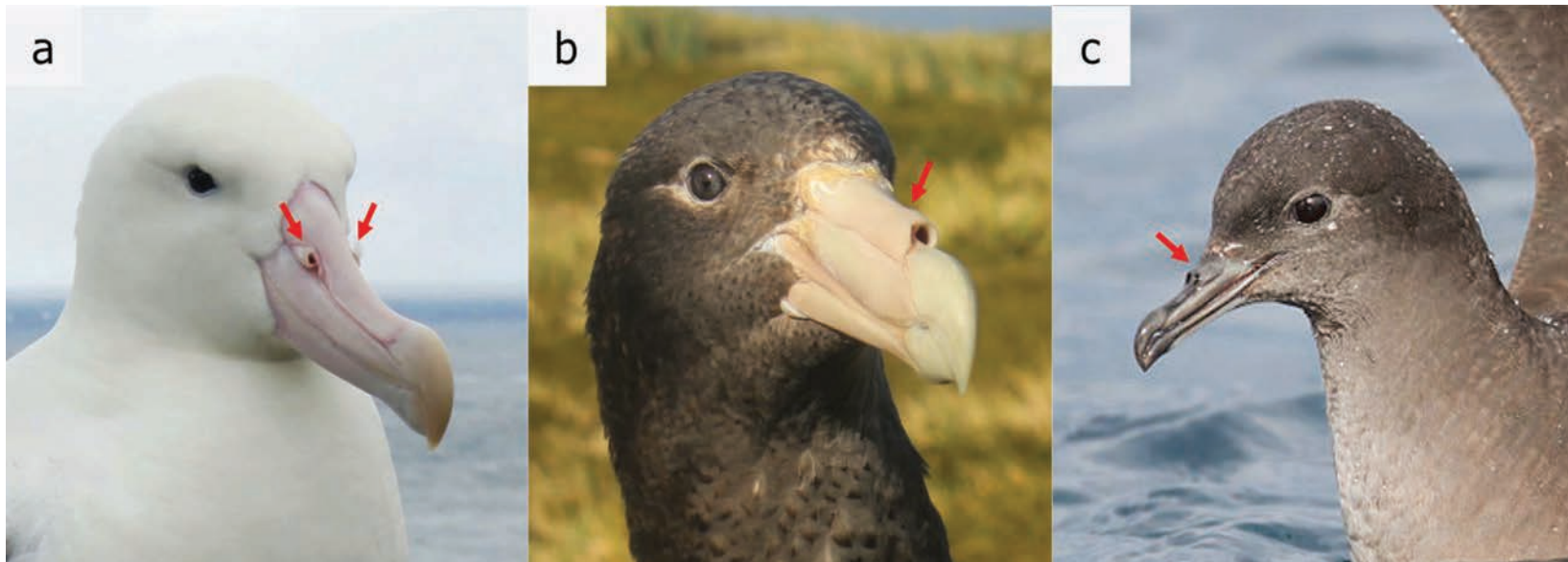


Figura 2.1. Exemplos dos diferentes formatos de tubo nasal em Procellariiformes: (a) albatroz-errante (*Diomedea exulans*); (b) petrel-gigante-do-sul (*Macronectes giganteus*); (c) bobo-de-cauda-curta (*Ardenna tenuirostris*).

Créditos: (a,b) Ralph Vanstreels / Nelson Mandela University; (c) J. J. Harrison / Wikipedia Commons.

A ordem dos Procellariiformes forma um grupo com tamanho corporal muito diverso, podendo variar desde os 25 g das almas-de-mestre (*Oceanites oceanicus*) até os 12 kg dos albatrozes-errantes (*Diomedea exulans*). Os albatrozes-errantes possuem a maior envergadura dentre todas as aves existentes, atingindo 3,7 metros. O formato das asas, longas e estreitas, está diretamente relacionado com o voo planado que permite o deslocamento em longas distâncias e ampla distribuição com pouco gasto energético. Por conta de suas asas especializadas ao voo planado, muitas espécies precisam correr por vários metros ou dependem de condições de vento forte para conseguirem alçar voo. As exceções são os petréis-mergulhadores (Pelecanoididae), que se assemelham mais às alcas (Alcidae) e realizam o voo com intenso batimento das asas.

Com raras exceções, os Procellariiformes passam a maior parte de suas vidas em alto-mar, recorrendo à terra apenas para se reproduzirem. Na maioria dos casos, estas espécies escolhem ambientes isolados para reprodução, como ilhas oceânicas ou trechos remotos de costas continentais. Albatrozes são aves longevas, com baixa fecundidade e maturidade tardia. A idade da primeira reprodução pode variar entre 5 anos para espécies de médio porte (*Thalassarche* spp.) até 11 anos para os maiores albatrozes (*Diomedea* spp.). Muitas espécies se reproduzem anualmente, mas diversas outras nidificam apenas a cada dois anos devido ao longo período de cuidado parental. No caso do albatroz-errante, por exemplo, o cuidado com o filhote chega a durar 365 dias, o que implica em uma taxa reprodutiva ainda mais baixa. Macho e fêmea compartilham os cuidados com o ovo e o filhote, e passam por longos períodos de jejum enquanto se alternam em viagens para busca de alimento, que podem durar algumas semanas. O desenvolvimento do filhote é lento, a postura é de apenas um ovo e a reprodução ocorre na mesma ilha onde nasceram (filopatria).

Suas presas são preferencialmente cefalópodes (lulas e polvos), crustáceos (krill, anfípodes e outros) e peixes. Enquanto os albatrozes

(*Diomedea* spp., *Thalassarche* spp.) capturam predominantemente as presas mais próximas à superfície da água, muitas espécies de petréis são mergulhadoras habilidosas e podem atingir até 70 metros de profundidade. Petréis-gigantes (*Macronectes* spp.) e pias (*Phoebastria* spp.) se alimentam de carcaças de aves e mamíferos marinhos, e no caso dos petréis-gigantes também ocorre a predação de ovos, filhotes e adultos de outras aves marinhas. Algumas espécies de pequeno porte, como as almas-de-mestre e os faigões (*Pachyptila* spp.), filtram o zooplâncton por um sistema de lamelas no bico. Para encontrar seu alimento, os Procellariiformes possuem sentidos apurados de visão e olfato, e utilizam a estratégia de voo planado para forragear em amplas áreas com mínimo esforço. O bico em formato de gancho auxilia na captura de presas escorregadias, e as membranas interdigitais auxiliam na natação e decolagem. De hábitos predominantemente diurnos ou crepusculares, estas aves podem descansar enquanto planam ou pousar na água para dormir, dependendo das condições ambientais.

Das 22 espécies de albatrozes e pias (Diomedidae) existentes no mundo, 10 ocorrem em águas brasileiras, sendo nove delas classificadas como ameaçadas de extinção em algum grau segundo a lista da União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN) e a Lista Oficial das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção (MMA). Para as demais espécies (Procellariidae, Hydrobatidae, Oceanitidae e Pelecanoididae), das 32 espécies que ocorrem no Brasil, oito estão ameaçadas de extinção. A **Tabela 2.1** apresenta a lista completa dos Procellariiformes que ocorrem no país, bem como os status de ameaça de extinção e presença/ausência nas listas oficiais do ACAP e PLANACAP. Além destas espécies, há outras seis espécies cuja ocorrência no Brasil é considerada incerta: alma-negra (*Bulweria bulwerii*), painho-da-ilha-da-Madeira (*Hydrobates castro*), diablotim (*Pterodroma hasitata*), grazina-das-desertas (*Pterodroma deserta*), grazina-da-Madeira (*Pterodroma madeira*) e pardela-pequena (*Puffinus assimilis*).

Embora um grande número de espécies de Procellariiformes possa ser registrado no Brasil, a grande maioria é considerada visitante sazonal (espécie cuja ocorrência no país ocorre de forma regular) ou vagante (espécie cuja ocorrência no país é irregular). Indivíduos jovens de albatroz-de-sobrancelha-negra (*Thalassarche melanophris*), no entanto, ocorrem durante todo o ano na costa sul e sudeste do Brasil, podendo também ocorrer em associação com outras espécies. Apenas duas espécies de Procellariiformes comprovadamente se reproduzem em território nacional brasileiro: a

pardela-de-asa-larga (*Puffinus lherminieri*), que nidifica no arquipélago de Fernando de Noronha (e historicamente nidificava em baixo número em ilhas costeiras do Espírito Santo) (Figura 2.2a), e a grazina-de-Trindade (*Pterodroma arminjoniana*), que nidifica na Ilha da Trindade (Figura 2.2b). Embora alguns autores tenham sugerido que o petrel-de-Kermadec (*Pterodroma neglecta*) também se reproduza na Ilha da Trindade, estes registros são considerados questionáveis.

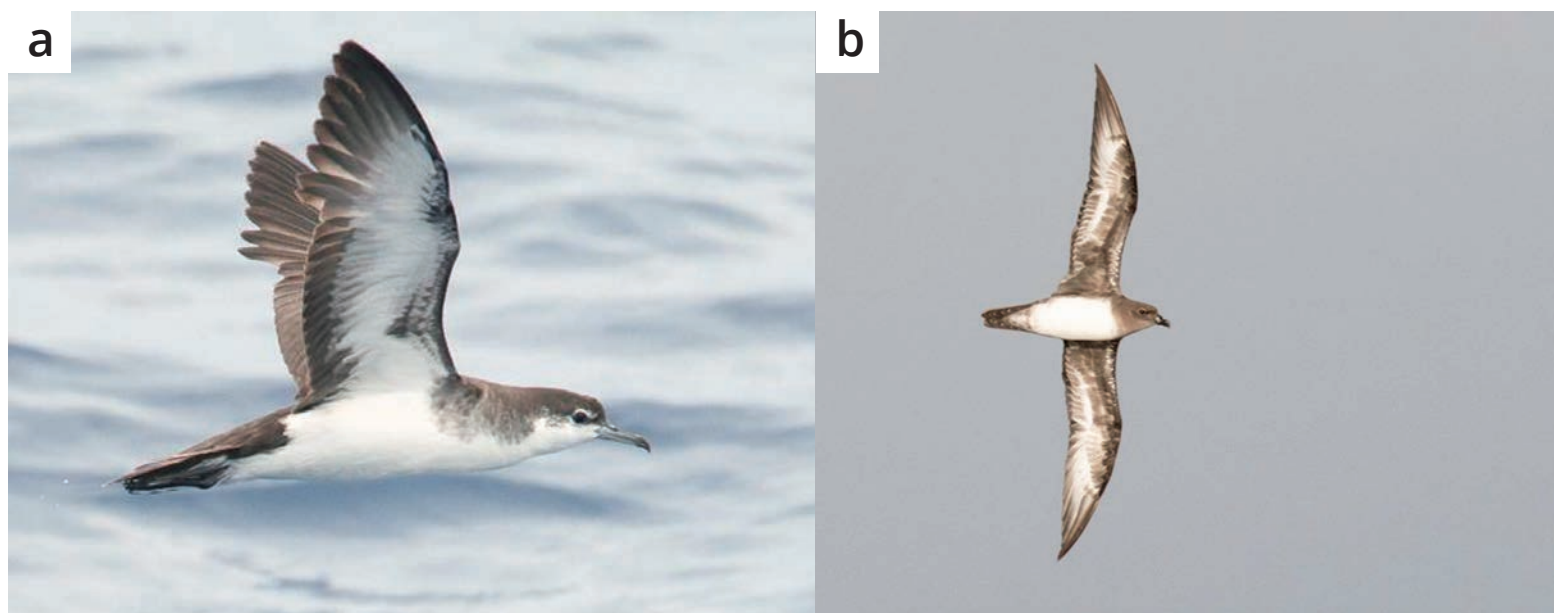


Figura 2.2. Duas espécies de Procellariiformes se reproduzem em território brasileiro: (a) a pardela-de-asa-larga (*Puffinus lherminieri*) se reproduz no Arquipélago de Fernando de Noronha; (b) a grazina-de-Trindade (*Pterodroma arminjoniana*) se reproduz na Ilha da Trindade.

Créditos: (a) Julio Mulero; (b) Angus Wilson.

Tabela 2.1. Lista das espécies de Procellariiformes com ocorrência registrada no Brasil, incluindo sua classificação pelo Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (CBRO), pela União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN), pelo Ministério do Meio Ambiente (MMA), pelo Acordo para a Conservação de Albatrozes e Petréis (ACAP) e pelo Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Albatrozes e Petréis (PLANACAP).

ESPÉCIE	NOME COMUM	CBRO	IUCN	MMA	ACAP	PLANACAP
Diomedidae						
<i>Diomedea dabbenena</i>	albatroz-de-Tristão	VS	CR	CR	sim	sim
<i>Diomedea epomophora</i>	albatroz-real	VS	VU	VU	sim	sim
<i>Diomedea exulans</i>	albatroz-errante	VS	VU	CR	sim	sim
<i>Diomedea sanfordi</i>	albatroz-real-do-norte	VS	EN	EN	sim	sim
<i>Thalassarche cauta</i>	albatroz-arisco	VA(S)	NT		sim	
<i>Thalassarche chlororhynchos</i>	albatroz-de-nariz-amarelo	VS	EN	EN	sim	sim
<i>Thalassarche chrysostoma</i>	albatroz-de-cabeça-cinza	VA(S)	EN		sim	sim
<i>Thalassarche melanophris</i>	albatroz-de-sobancelha	VS	LC		sim	sim
<i>Phoebetria fusca</i>	piau-preto	VS	EN		sim	sim
<i>Phoebetria palpebrata</i>	piau-de-costas-claras	VS#	NT		sim	
Procellariidae						
<i>Aphrodroma brevirostris</i>	grazina-de-bico-curto	VA(S)	LC			
<i>Ardenna gravis</i>	bobo-grande-de-sobre-branco	VS	LC			sim
<i>Ardenna grisea</i>	bobo-escuro	VS	NT			
<i>Ardenna tenuirostris</i>	bobo-de-cauda-curta	VA	LC			
<i>Calonectris borealis</i>	bobo-grande-de-Cory	VN	LC			
<i>Calonectris diomedea</i>	bobo-grande-de-Scopoli	VN	LC			
<i>Calonectris edwardsii</i>	bobo-de-Cabo-Verde	VN	NT			
<i>Daption capense</i>	pomba-do-Cabo	VS	LC			
<i>Fulmarus glacialisoides</i>	pardelão-prateado	VS	LC			sim
<i>Halobaena caerulea</i>	petrel-azul	VS	LC			
<i>Macronectes giganteus</i>	petrel-gigante-do-sul	VS	LC		sim	sim
<i>Macronectes halli</i>	petrel-gigante-do-norte	VS	LC		sim	
<i>Pachyptila belcheri</i>	faigão-de-bico-fino	VS	LC			
<i>Pachyptila desolata</i>	faigão-rola	VS	LC			
<i>Pachyptila vittata</i>	faigão-de-bico-largo	VA(S)	LC			
<i>Procellaria aequinoctialis</i>	pardela-preta	VS	VU	VU	sim	sim
<i>Procellaria cinerea</i>	pardela-cinza	VA(S)	NT			
<i>Procellaria conspicillata</i>	pardela-de-óculos	VS	VU	VU	sim	sim
<i>Pterodroma arminjoniana</i>	grazina-de-Trindade	R	VU	CR		sim
<i>Pterodroma incerta</i>	grazina-de-barriga-branca	VS	EN	EN		
<i>Pterodroma lessonii</i>	grazina-de-cabeça-branca	VA(S)	LC			
<i>Pterodroma macroptera</i>	fura-buxo-de-cara-cinza	VA(S)	LC			
<i>Pterodroma mollis</i>	grazina-mole	VS	LC			
<i>Pterodroma neglecta</i>	petrel-de-Kermadec	R*	LC			
<i>Puffinus lherminieri</i>	pardela-de-asa-larga	R	LC	CR		sim
<i>Puffinus puffinus</i>	bobo-pequeno	VN	LC			

ESPÉCIE	NOME COMUM	CBRO	IUCN	MMA	ACAP	PLANACAP
Hydrobatidae <i>Hydrobates leucorhous</i>	painho-de-cauda-furcada	VN	VU			
Oceanitidae <i>Fregetta grallaria</i>	painho-de-barriga-branca	VS	LC			
<i>Fregetta tropica</i>	painho-de-barriga-preta	VS#	LC			
<i>Oceanites oceanicus</i>	alma-de-mestre	VS	LC			
<i>Pelagodroma marina</i>	painho-de-ventre-branco	VA	LC			
Pelecanoididae <i>Pelecanoides magellani</i>	petrel-mergulhador-de-Magalhães	VA(S)	LC			

Legenda: R: residente; VS: visitante sazonal oriundo do sul do continente; VN: visitante sazonal oriundo do hemisfério norte; VA: vagante (espécie de ocorrência aparentemente irregular no Brasil); VA(S): vagante oriundo do sul do continente; #: status presumido, mas não confirmado; *: status considerado questionável; CR: criticamente em perigo; EN: em perigo; VU: vulnerável; NT: quase ameaçada; LC: menor preocupação.

LITERATURA SUGERIDA:

- ACAP. 2015. Guia de identificação de aves marinhas capturadas incidentalmente. Disponível em: <http://www.acap.aq/en/resources/bycatch-mitigation/seabird-bycatch-id-guide>
- Branco JO. 2004. Aves marinhas e insulares brasileiras: Bioecologia e conservação. Itajaí: Editora da UNIVALI.
- Brooke M. 2004. Albatrosses and petrels across the world. Oxford, UK: Oxford University Press.
- Gales R, Gales R. 1998. Albatross biology and conservation. Chipping Norton, Australia: Surrey Beatty & Sons.
- ICMBio. 2019. Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Albatrozes e Petréis. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/faunabrasileira/plano-de-acao-nacional-lista/2731-plano-de-acao-nacional-para-a-conservacao-dos-albatrozes-e-petreis>
- Luigi G, Bugoni L, Fonseca-Neto FP, Teixeira DM. 2009. Biologia e Conservação do Petrel-de-Trindade *Pterodroma arminjoniana* (Aves: Procellariidae) na Ilha da Trindade, Atlântico Sul, Brasil. In: Mohr LV, Castro JWA, Costa PMS, Alves RJV (editores). Ilhas Oceânicas Brasileiras: Da pesquisa ao manejo. Brasília: MMA/Secretaria de Biodiversidade e Florestas. Disponível em: http://www.icmbio.gov.br/portal/images/stories/comunicacao/Mohr_et_al_2009.pdf
- Lindsey T. 2008. Albatrosses. Collingwood, Australia: CSIRO Publishing.
- Mancini PL, Serafini PP, Bugoni L. 2016. Breeding seabird populations in Brazilian oceanic islands: Historical review, update and a call for census standardization. Revista Brasileira de Ornitologia 24:94-115.
- Olmos F. 2002. Non-breeding seabirds in Brazil: A review of band recoveries. Ararajuba 10:31-42.
- Onley D, Scofield P. 2007. Albatrosses, Petrels and Shearwaters of the World. Princeton, USA: Princeton University Press.
- Tove MH. 2005. Kermadec petrels (*Pterodroma neglecta*) in the Atlantic Ocean - a rebuttal. Notornis 52:56-58.

3

▪ AMEAÇAS À CONSERVAÇÃO DOS PROCELLARIIFORMES NO BRASIL

Juliana Y. Saviolli, Ralph E. T. Vanstreels & Tatiana Neves



Os Procellariiformes formam um dos grupos mais ameaçados de extinção dentre as aves marinhas. A ameaça mais importante para a conservação destas aves em todo o mundo é a captura incidental em artefatos de pesca, principalmente na pesca de espinhel. A pesca de espinhel utiliza uma linha longa, de cerca de 80 km de comprimento, à qual são presas entre 800 a 1200 linhas secundárias com anzóis. Dependendo da espécie-alvo da pesca, o comprimento das linhas secundárias, pesos e boias são utilizados para ajustar a profundidade em que os anzóis permanecem. Os Procellariiformes, principalmente os albatrozes, são impactados negativamente quando tentam se alimentar das iscas utilizadas nos anzóis (lulas ou peixes), e acabam capturados por estes anzóis, sendo arrastados para o fundo do mar ainda vivos e morrendo afogados (**Figura 3.1a e 3.1b**).

A poluição marinha com plástico e outros resíduos sólidos é prejudicial aos Procellariiformes, pois estes itens podem causar lesões ou serem ingeridos ou fornecidos como alimentação aos filhotes

(**Figura 3.1c**). A poluição marinha por produtos químicos também é prejudicial a estas aves, como se torna evidente em caso de derramamentos de petróleo (**Figura 3.1d**), mas também em exposição crônica a pesticidas e outros contaminantes.

A introdução de espécies invasoras a ambientes isolados, como é o caso de roedores e gatos em muitas ilhas oceânicas, pode levar a considerável mortalidade de Procellariiformes, como exemplificado pelos ataques a filhotes de albatrozes por ratos e camundongos (**Figura 3.1e**). A propagação de patógenos, que em alguns casos pode ser potencializada pela presença humana, também constitui uma ameaça para a conservação de algumas populações de Procellariiformes, como os surtos de poxvirose em albatrozes no atol de Midway, por exemplo (**Figura 3.1f**). Outras ameaças importantes à conservação incluem, ainda, as intoxicações por biotoxinas produzidas por algas e microrganismos marinhos e as alterações de disponibilidade de alimento relacionadas às mudanças climáticas.

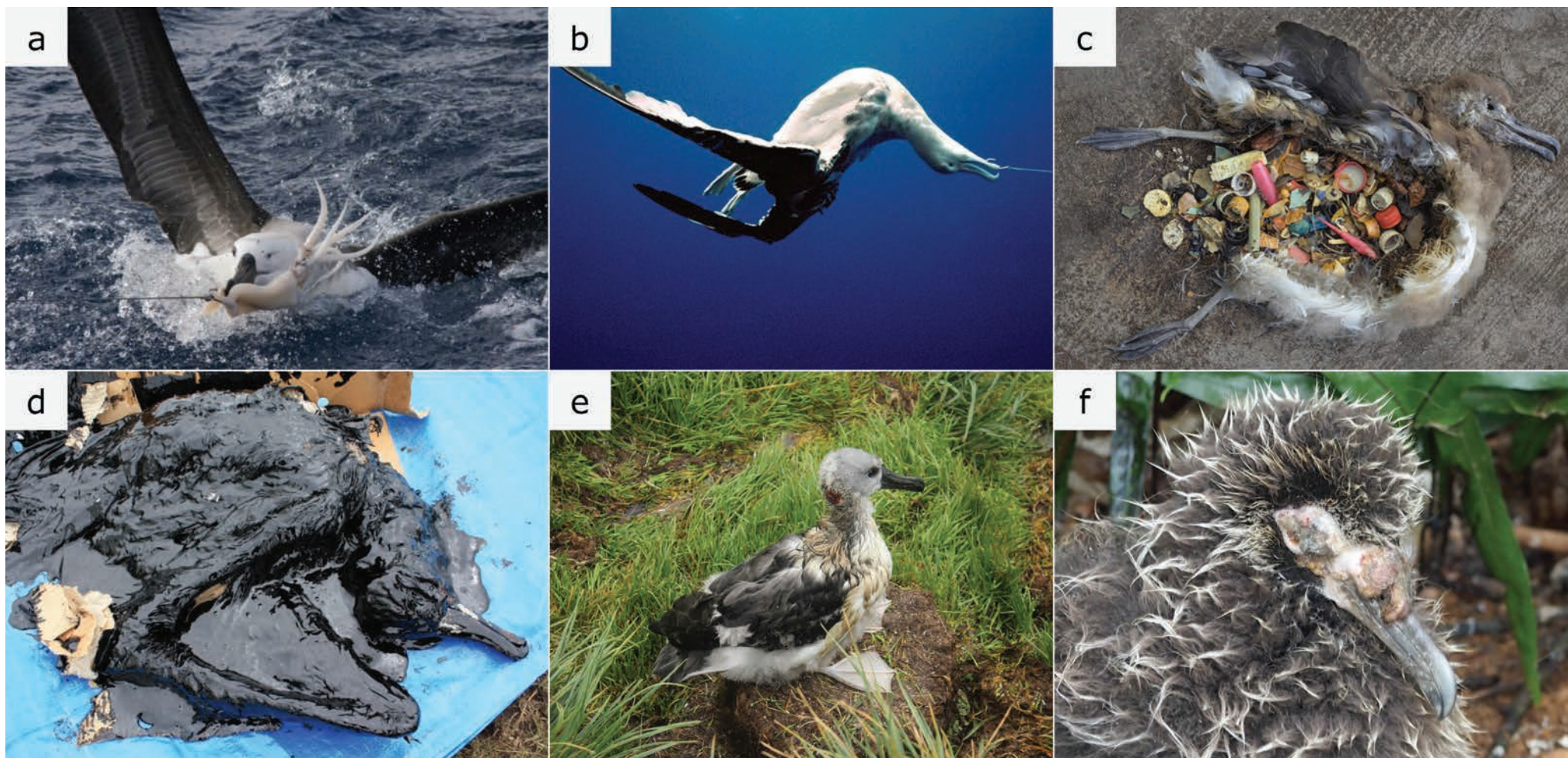


Figura 3.1. Exemplos de ameaças à conservação de Procellariiformes: (a) albatroz-de-sobrancelha (*Thalassarche melanophris*) interagindo com pesca de espinhel (notar lesão em olho esquerdo); (b) albatroz-errante (*Diomedea exulans*) afogado devido à captura incidental em anzol de espinhel; (c) filhote de albatroz-de-Laysan (*Phoebastria immutabilis*) que morreu devido à ingestão de grande quantidade de itens plásticos; (d) albatroz-arisco (*Thalassarche cauta*) impactado por derivados de petróleo; (e) filhote de albatroz-de-cabeça-cinza (*Thalassarche chrysostoma*) com lesões devido à mordedura por camundongos; (f) filhote de albatroz-de-Laysan com lesões causadas por poxvirose.

Créditos: (a) Fabiano Peppes / Projeto Albatroz; (b) Guy Marcovaldi / Projeto Tamar; (c) Chris Jordan; (d) NZ Forest & Bird; (e) Ralph Vanstreels / Nelson Mandela University; (f) Cathy Granholm / Kilauea Point National Wildlife Refuge.

Infelizmente, a ocorrência de maus tratos tem sido uma ameaça crescente no Brasil, principalmente para as espécies de médio a grande porte. Casos de Procellariiformes mutilados têm sido observados tanto em alto-mar quanto em indivíduos resgatados nas praias (**Figura 3.2**). O corte/arrancamento do bico e lacerações das membranas interdigitais são efetuadas de forma proposital. Acredita-se que a motivação destas ações seja devido à interação negativa

com a atividade pesqueira (competição por recursos pesqueiros). Estas mutilações de bico impedem a captura das presas em vida livre, levando à morte por inanição. Da mesma maneira, o corte das membranas interdigitais torna as aves incapazes de realizar a corrida sobre a água para levantar voo em dias pouco ventosos, impedindo-as de voar e se alimentar normalmente.

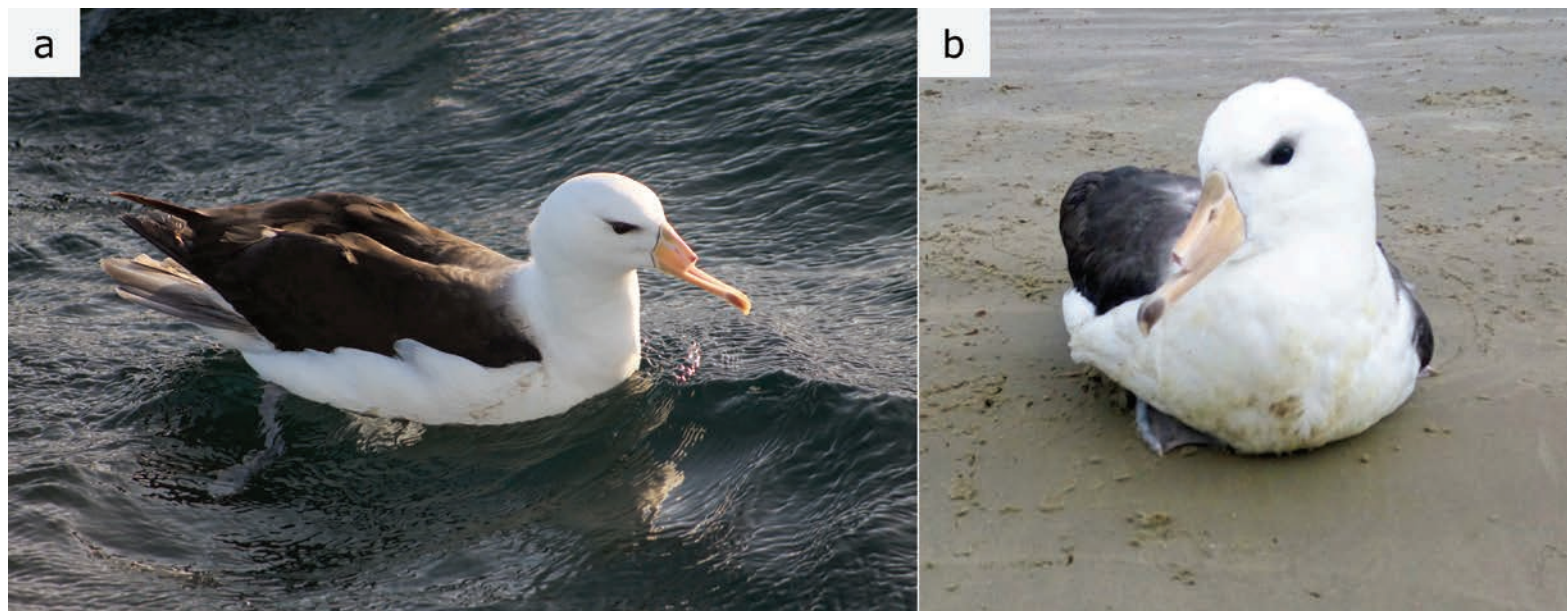


Figura 3.2. Exemplos de albatrozes-de-sobrancelha (*Thalassarche melanophris*) vítimas de maus-tratos no litoral brasileiro. Créditos: (a) Nicholas Daudt / UERGS; (b) Rede de Atendimento Veterinário do PMP-BS.

Embora apenas duas espécies nidifiquem no Brasil, a costa do país é uma importante região para a conservação dos Procellariiformes devido à sua relevância como área de alimentação. A alta produtividade da convergência subtropical no sul-sudeste do país, área onde as águas quentes da corrente brasileira encontram-se com as águas frias da corrente das Malvinas e com as águas ricas em nutrientes

da pluma do Rio da Prata, sustenta os estoques pesqueiros e as maiores concentrações de aves marinhas. Em busca dos grandes peixes pelágicos, as embarcações de espinhel da frota do sudeste e sul do Brasil atuam sobre essa mesma área de concentração das aves (**Figura 3.3**), levando à mortalidade por captura incidental. Estudos no Brasil revelam que, na ausência de medidas mitigadoras,

cerca de 0,102 a 0,229 aves são capturadas para cada 1.000 anzóis de espinhel lançados ao mar. Considerando as centenas a milhares de anzóis lançados por cada barco espinheiro por dia, estudos realizados pelo Projeto Albatroz estimam que aproximadamente 4.000 albatrozes morrem por ano no Brasil por captura incidental em pesca de espinhel (Figura 3.4). Considerando o nível de ameaça de

algumas espécies, como do albatroz-errante e do albatroz-de-Tristão (*Diomedea dabbenena*), esse quadro se torna bastante preocupante. Além destas ameaças conhecidas, o fato de que grandes números de albatrozes e petréis encalham periodicamente em nossas praias indica que a costa brasileira enfrenta desequilíbrios ecológicos que ainda não são totalmente compreendidos.

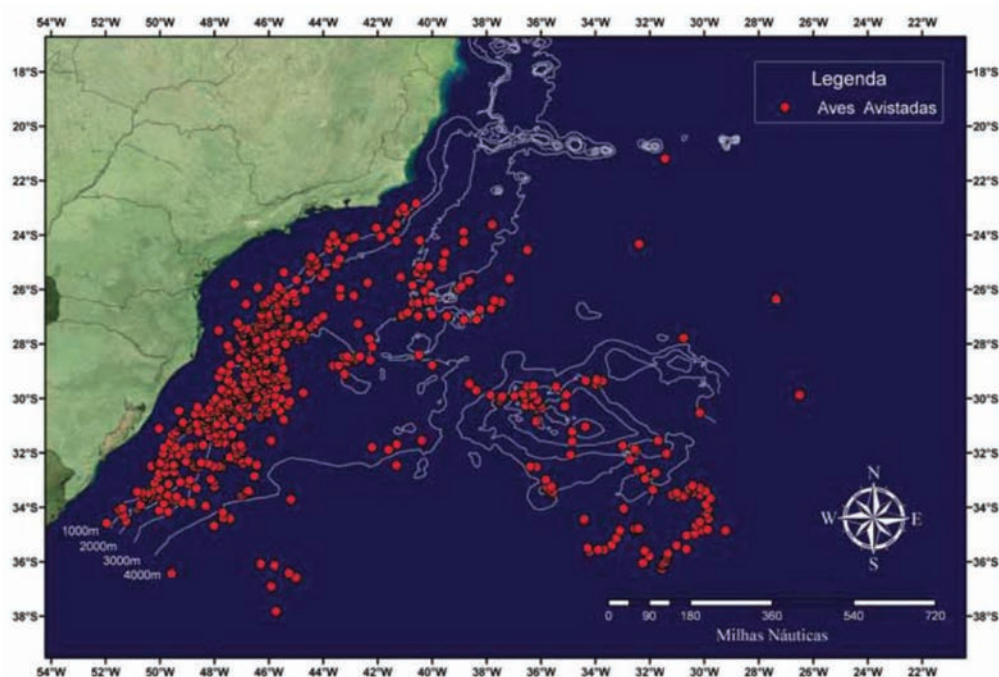


Figura 3.3. Distribuição das ocorrências de albatrozes e petréis que interagem com barcos de pesca brasileiros.

Fonte: Projeto Albatroz.

Embora a prevenção dos impactos das atividades humanas nas populações de Procellariiformes seja a estratégia mais eficaz para a conservação destas aves a longo prazo, os esforços de reabilitação também podem constituir uma estratégia importante para mitigar estes impactos. Além disso, o resgate e atendimen-



Figura 3.4. Procellariiformes capturados incidentalmente em pesca de espinhel pelágico em águas brasileiras.

Créditos: Fabiano Peppes / Projeto Albatroz.

to de Procellariiformes que encalham na costa brasileira é uma ferramenta valiosa para a investigação e o monitoramento dos impactos que estas aves sofrem em alto-mar, permitindo a identificação de novos problemas e a avaliação dos resultados das estratégias de conservação.

LITERATURA SUGERIDA:

- Agreement on the Conservation of Albatrosses and Petrels (ACAP). 2016. Welcome to ACAP. Disponível em: <http://acap.aq/>
- Bugoni L, Mancini PL, Monteiro DS, Nascimento L, Neves TS. 2008. Seabird bycatch in the Brazilian pelagic longline fishery and a review of capture rates in the South Western Atlantic Ocean. *Endangered Species Research* 5:137-147.
- Colabuono FI, Barquete V, Domingues BS, Montone RC. 2009. Plastic ingestion by Procellariiformes in Southern Brazil. *Marine Pollution Bulletin* 58:93-96.
- Colabuono FI, Taniguchi S, Montone RC. 2012. Organochlorine contaminants in albatrosses and petrels during migration in South Atlantic Ocean. *Chemosphere* 86:701-708.
- Croxall JP, Butchart SHM, Lascelles B, Stattersfield AJ, Sullivan B, Simes A, Taylor P. 2012. Seabird conservation status, threats and priority actions: A global assessment. *Bird Conservation International* 22:1-34.
- Faira FA, Burgueño LET, Weber FS, Souza FJ, Bugoni L. 2014. Unusual mass stranding of Atlantic Yellow-Nosed Albatross (*Thalassarche chlororhynchos*), Petrels and Shearwaters in Southern Brazil. *Waterbirds* 37:446-450.
- ICMBio. 2019. Plano de Ação Nacional para a Conservação dos Albatrozes e Petréis. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/portal/faunabrasileiraplano-de-acao-nacional-lista/2731-plano-de-acao-nacional-para-a-conservacao-dos-albatrozes-e-petrels>
- Neves T, Mancini PL, Nascimento L, Miguéis AMB, Bugoni L. 2007. Overview of seabird bycatch by Brazilian fisheries in the South Atlantic Ocean. *ICCAT Collective Volume of Scientific Papers* 60:2085-2093.

4

▪ INSTALAÇÕES E RECINTOS

Renata Hurtado, Ralph E. T. Vanstreels & Juliana Y. Savioli



Procellariiformes passam a maior parte do tempo de suas vidas em alto-mar, estando pouco adaptados a permanecer em ambientes terrestres por longos períodos. Esta característica faz com que tenham mais propensão a desenvolver problemas de saúde secundários ao cativeiro, além de serem altamente sensíveis ao estresse sensorial imposto pelo ambiente dos centros de reabilitação (em comparação a outras aves). É imperativo, portanto, que os centros de reabilitação disponham de instalações adequadas para minimizar o estresse destas aves e evitar o desenvolvimento de lesões e enfermidades.

Os requisitos mínimos para estruturas físicas a serem utilizadas para a reabilitação de Procellariiformes no Brasil podem ser encontrados no documento *Diretrizes para a reabilitação de albatrozes e petréis* do Centro Nacional de Pesquisa e Monitoramento de Aves Silvestres (CEMAVE), cujo endereço eletrônico para livre acesso é listado ao final deste capítulo. Em suma, as instalações devem ser organizadas de modo a conterem as seguintes áreas: (a) preparação de alimentos, (b) admissão/ambulatório/laboratório, (c) estabilização/quarentena/cuidado intensivo, (d) área externa e (e) necropsia. Para a reabilitação de Procellariiformes oleados, também são necessárias áreas de lavagem, enxágue e secagem. Recomenda-se a leitura destas *Diretrizes* para maiores detalhes acerca das características e requisitos de cada uma destas áreas, sendo que no presente capítulo

são oferecidas considerações adicionais específicas aos recintos em que as aves serão mantidas.

Estímulos visuais, auditivos, olfativos e táteis

Os Procellariiformes são aves relativamente quietas e que muitas vezes não aparentam estar assustadas quando manuseadas. No entanto, é importante ter em mente que essa aparente calma é, na maioria dos casos, enganosa. Embora isso nem sempre seja evidente à primeira vista, estas aves são extremamente sensíveis ao manuseio excessivo e a ambientes com estímulo visual, auditivo e olfativo. Por este motivo, o ambiente em que estas aves são mantidas deve ser o mais tranquilo e silencioso possível.

É essencial fornecer barreiras visuais às aves, estejam elas debilitadas ou não, de modo a evitar que observem a movimentação normal das equipes de reabilitação. Além disso, deve-se atentar para que as barreiras visuais não bloqueiem ou limitem significativamente a ventilação do recinto. Ter atenção redobrada ao utilizar lonas, pois estas possuem a capacidade de bloquear a passagem de ar e, dependendo da região e época do ano, sobreaquecer o recinto. Por isso, é recomendado que as lonas sejam apenas utilizadas como barreira visual em recintos externos e nunca de forma a cobrir todas as laterais (paredes). Não é recomendado que as aves sejam

mantidas em caixas d'água vazias, pois apesar de oferecerem barreira visual, estas estruturas não permitem a adequada circulação do ar.

Toalhas, panos e lençóis podem ser eficientemente utilizados para bloquear a visibilidade, permitir a ventilação e ao mesmo tempo oferecer uma proteção mecânica caso as aves se assustem e se debatam no recinto (**Figura 4.1**). Vale notar que superfícies lisas como panos e toalhas costumam inibir comportamentos de fuga de maneira mais eficiente do que estruturas teladas, gradeadas ou com frestas. É importante posicionar as toalhas e lençóis de modo a recobrir as laterais das grades, evitando que as aves possam prender o bico ou danificar suas penas em frestas e estruturas rígidas. É importante atentar, ainda, para a ausência de margens e objetos pontiagudos.

Ambientes escuros (ou luz baixa) e silenciosos contribuem para manter as aves mais calmas, reduzindo seu gasto energético e favorecendo uma recuperação mais rápida. É importante que os recintos não fiquem em proximidade a equipamentos ruidosos (bombas d'água, lavadoras a jato, liquidificadores, etc.) ou áreas que são inevitavelmente ruidosas (locais de limpeza e descontaminação de equipamentos, áreas abertas à visitação, etc.). Os recintos devem ser tão afastados quanto possível e abrigados de ruídos de áreas urbanas (veículos, buzinas, latidos de cães, música, etc.). Os Procellariiformes não lidam bem com a exposição ao público, devendo ser mantidos em ambientes reservados. Além disso, as equipes de reabilitação (assim como as de limpeza, manutenção, etc.) devem ser silenciosas ao trabalhar nas proximidades dos recintos dessas aves. Eventuais reformas ou obras de manutenção devem ser, se possível, adiadas para períodos em que não houverem Procellariiformes em reabilitação (ou então estas aves deverão ser temporariamente deslocadas a áreas mais silenciosas).

Considerando o olfato apurado destas espécies, atentar ao possível estresse causado pela utilização de produtos químicos com odor forte e/ou irritante durante a desinfecção das instalações.

Após o período de ação do desinfetante, um enxágue minucioso com água limpa deverá ser efetuado. É importante, ainda, assegurar-se que as aves não tenham qualquer tipo de contato visual, olfativo ou auditivo com outros animais que possam ser reconhecidos como predadores, sejam eles domésticos (p.ex. cães, gatos) ou marinhos (pinípedes). No caso dos Procellariiformes de pequeno porte, estes também deverão ser mantidos afastados dos mandriões (*Stercorariidae*), dos petréis-gigantes (*Macronectes* spp.) e de outras aves predadoras.

Por fim, é importante enfatizar que estas são aves selvagens e não devem ser amansadas. Isto é particularmente relevante no caso dos petréis-gigantes, que têm uma tendência maior a se acostumarem à presença humana, sendo que qualquer contato além do estritamente necessário para a reabilitação destas aves deverá ser sempre evitado. Além disso, caso a ave apresente sinais de mansidão deverá ser buscada uma maneira de oferecer as alimentações sem que a ave associe os tratadores/reabilitadores ao alimento.

Ventilação e temperatura

Por passarem a maior parte de suas vidas em alto mar, os Procellariiformes não possuem um trato respiratório bem adaptado à inalação constante de partículas em suspensão e esporos fúngicos ou bacterianos. Portanto, estas aves devem ser mantidas em ambientes bem ventilados para evitar o desenvolvimento de doenças respiratórias. Para instalações fechadas recomenda-se garantir que os ambientes possuam constante fluxo de ar. A manutenção de ambientes bem ventilados pode ser desafiadora considerando a necessidade de manter as aves protegidas por barreiras visuais ou no caso de aves hipotérmicas. Neste sentido, o uso de ambientes revestidos com material permeável como toalhas finas, lençóis ou telas tipo sombrite é uma alternativa satisfatória para oferecer ambientes protegidos e bem ventilados. A utilização de ventiladores, de forma constante, é altamente recomendada durante a

reabilitação. Em casos de aves hipotérmicas, o uso de ventiladores associados a aquecedores se mostrou eficiente para promover ventilação e temperatura adequadas.

A maioria dos Procellariiformes realiza voo de planagem e, ao contrário de muitas outras aves, não possui musculatura desenvolvida para a movimentação vigorosa das asas. Por conta disso, essas espécies precisam correr por alguns metros para alçar voo, ou necessitam de condições de vento forte para fugir quando mantidas em ambientes sem teto e com paredes ou telas relativamente baixas. Mesmo assim, é importante considerar que, na ausência de recinto externo totalmente telado, a ave deve ser transferida para área interna durante a noite para evitar ataques de predadores e por precaução no caso de eventuais ventanias noturnas.

Embora muitos Procellariiformes habitem regiões mais frias que o Brasil e sejam tolerantes a baixas temperaturas (quando saudáveis), é importante lembrar que as aves recebidas para reabilitação podem apresentar dificuldade em regular sua temperatura corpórea devido ao seu quadro de debilidade. A hipotermia deve ser considerada uma das prioridades no tratamento clínico, devido à sua gravidade e ao elevado risco de óbito. Assim, é importante monitorar cuidadosamente a temperatura do ambiente para assegurar conforto térmico às aves, principalmente durante a noite. Um ambiente para aves em recuperação deve oferecer uma temperatura relativamente constante, sem oscilações bruscas. Este aspecto tende a ser particularmente crítico para os Procellariiformes de pequeno porte. No caso de aves hipotérmicas, é necessário prover fontes de aquecimento tais como termoventiladores ou lâmpadas infravermelhas.

O conforto térmico deve buscar fornecer opções de temperatura às aves, sem forçá-las. Por este motivo, o recinto deve ser estruturado de modo a permitir que a ave tenha a opção de se afastar da fonte de calor caso se sinta desconfortável (**Figura 4.2**). No caso de pacientes em condição clínica crítica (que não

conseguem ativamente se afastar da fonte de calor), a temperatura corpórea deve ser monitorada regularmente. É importante verificar, ainda, que a fonte de calor não esteja excessivamente próxima para que não ocorram queimaduras e desidratação devido à exposição prolongada em aves debilitadas.



Figura 4.1. Exemplo do uso de toalhas para revestir as paredes de um recinto de internação, oferecendo barreira visual sem comprometer a ventilação. Notar também o uso de tela emborrachada no revestimento das paredes, para evitar lesões e danos às penas.

Créditos: Luis Felipe Mayorga / IPRAM.



Figura 4.2. Uso de termoventiladores ajuda a corrigir quadros de hipotermia, porém é necessário assegurar-se que a ave possa se afastar ou se aproximar do aquecedor para poder escolher a temperatura ótima.

Créditos: Luis Felipe Mayorga / IPRAM.

Recintos

A anatomia dos Procellariiformes é relativamente mal adaptada ao ambiente terrestre, de modo que se forem mantidas em recintos com substratos inadequados estas aves poderão desenvolver graves lesões em quilha e em membros inferiores. É inaceitável que Procellariiformes sejam mantidos em gaiolas desenvolvidas para aves silvestres pet (p.ex. gaiolas para Psittaciformes e Passeriformes), independentemente da condição clínica apresentada. Também não se recomenda a utilização de canis ou gatis metálicos (tipo internação), exceto em casos emergenciais e se tiverem o gradil lateral e o piso devidamente cobertos com panos, telas emborrachadas, redes de algodão ou lençóis para evitar lesões e danos à plumagem (principalmente quebra de rêmiges e retrizes).

Caso o paciente esteja debilitado ou se recuperando de anestesia, a acomodação em caixas de transporte tipo pet pode ser utilizada, desde que o tamanho seja condizente com a espécie recebida. Acomodar uma ave em recinto que cause restrição de movimento (que impeça a abertura completa de ambas as asas ou que, ao ficar em pé, a ave encoste sua cabeça no teto do recinto) pode ser feita apenas por períodos muito curtos e somente se: (a) a condição clínica é tão crítica que impossibilita o paciente de se movimentar voluntariamente; (b) estiver recebendo fluidoterapia intravenosa (**Figura 4.3**); ou (c) em recuperação pós-anestésica (**Figura 4.4**). Animais alertas (que não estão mais com acesso venoso, que conseguem manter a cabeça erguida e tentam bicar) jamais devem ser mantidos em locais excessivamente restritivos, nem mesmo por períodos curtos.



Figura 4.3. Albatroz em recinto com restrição de movimento durante tratamento intensivo com fluidoterapia intravenosa. Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.



Figura 4.4. Albatroz em caixa de transporte para restrição de movimento durante recuperação anestésica. A porta da caixa deve permanecer fechada, tendo sido aberta apenas para registro fotográfico. Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.

A escolha do piso e do substrato do recinto deve buscar um equilíbrio entre o tipo de higienização, o conforto das aves e a prevenção de lesões. Para conciliar estes aspectos, uma estratégia frequente é utilizar um piso de fácil limpeza com o qual as aves **não** têm contato direto (p.ex. azulejos, granitina, cimento queimado). Sobre este piso, colocar estruturas ou substratos que ofereçam uma superfície seca e macia para as aves e possam ser substituídos periodicamente para higienização (p.ex. redes suspensas, toalhas, espumas, pisos emborrachados, estrados de borracha, grama artificial). Pisos do tipo grelha, comuns em canis metálicos, jamais podem estar em contato direto com a ave, pois o risco de causar lesões é bastante alto, além de causarem desconforto.

As aves debilitadas (que passam a maior parte do tempo em decúbito esternal) de médio a grande porte devem ser mantidas sobre estruturas teladas e suspensas. Estas estruturas podem ser feitas utilizando-se canos de PVC para formar um quadrado ou retângulo (que será usado como base), com quatro ou mais apoios (pés), e fixando uma rede de algodão sem nós bem esticada (com tensão suficiente para suportar o peso do animal, cedendo o mínimo possível) e com altura suficiente para que o corpo da ave não toque o chão (**Figuras 4.5 e 4.6**). A utilização deste tipo de estrutura impede que o animal fique em contato direto com as fezes e com o piso, evitando o apodrecimento das penas, a formação de escaras de apoio em quilha e prevenindo pododermatites e/ou lesões articulares. Estas estruturas teladas também podem ser inseridas nas caixas de transporte tipo pet. O piso sob a tela pode ser recoberto com materiais descartáveis (p.ex. jornais novos, papel tipo *craft*) ou laváveis (p.ex. lençóis, toalhas) que serão substituídos de 2 a 3 vezes ao dia, facilitando a manutenção da limpeza no recinto.



Figura 4.5. Exemplo de estruturas suspensas de tela de algodão sem nós.

Créditos: Juliana Savioli / CRAM-FURG.



Figura 4.6. Estruturas suspensas de tela de algodão sem nós também podem ser instaladas dentro de caixas de transporte para oferecer conforto às aves debilitadas.

Créditos: Leandro Egert / IPRAM.

Para aves debilitadas que estejam em condição corporal ruim ou péssima, é recomendável que se forneça apoio para a quilha feito a partir de toalha, pano ou cobertor dobrado em forma de “meia-lua” (Figura 4.7). Além destes cuidados, conhecer a biologia da espécie em reabilitação também é fundamental. Para aves que nidificam em tocas (como é o caso da maioria dos Procellariiformes de pequeno porte), fornecer um abrigo que mimetize uma toca é essencial para garantir o bem-estar da ave durante o período em cativeiro. Esta toca artificial não precisa ter uma estrutura de piso, apenas de cobertura, permitindo assim que a ave utilize o mesmo substrato do restante do recinto. Além disso, a toca artificial deve ser de fácil higienização e de material atóxico. Podem ser utilizados, por exemplo, a metade superior de caixas de transporte, ninhos artificiais de acrílico ou plástico (Figura 4.8a), ou outros materiais semelhantes. Mesmo que a ave seja de pequeno porte e esteja acomodada em caixa de transporte, é importante prover uma toca artificial (Figuras 4.8b e 4.8c).

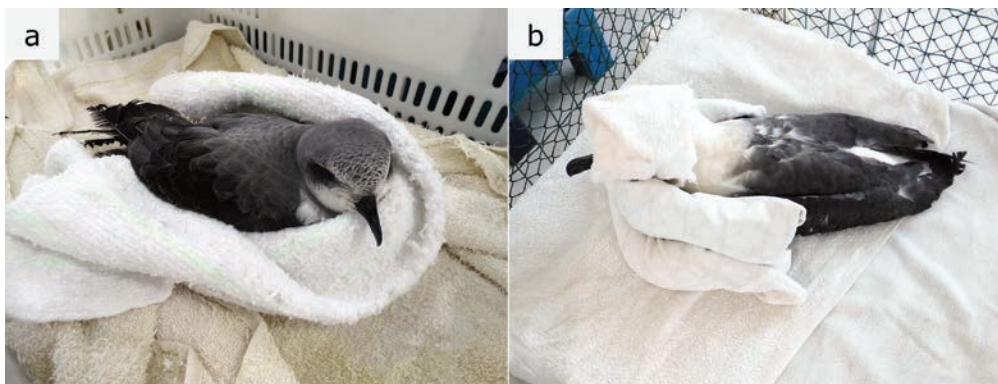


Figura 4.7. Uso de toalhas dobradas em “meia lua” para oferecer apoio à quilha de aves debilitadas.

Créditos: (a) Luis Felipe Mayorga / IPRAM; (b) Renata Hurtado / IPRAM.

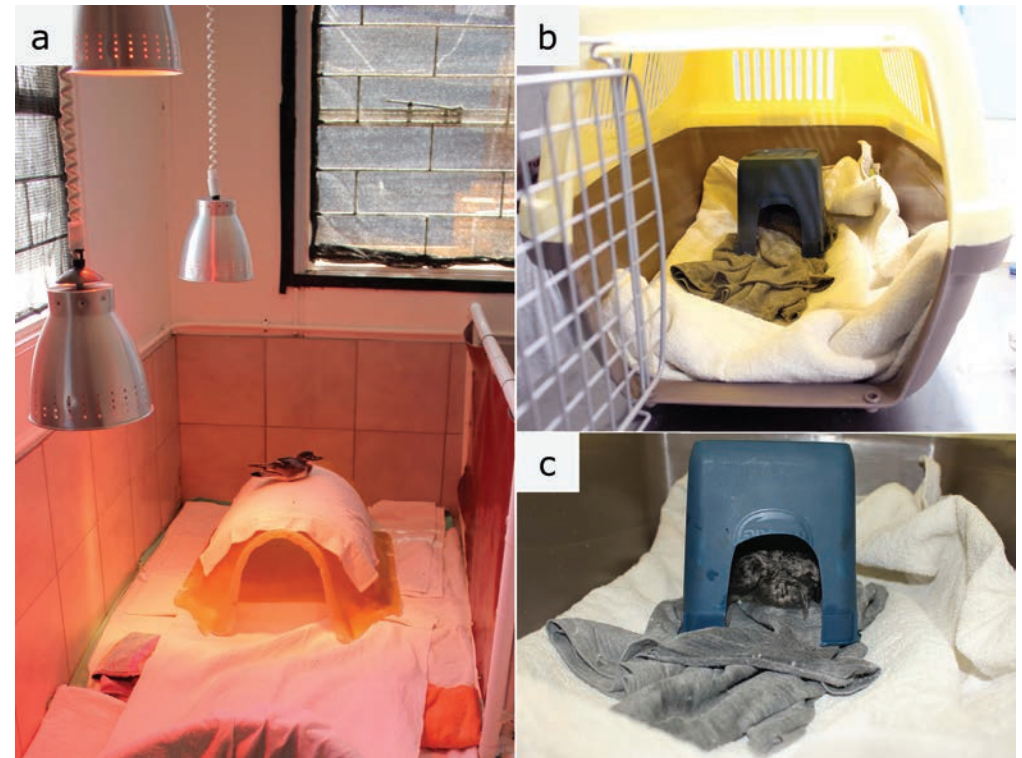


Figura 4.8. O oferecimento de tocas artificiais é importante para espécies que nidificam em tocas: (a) oferecimento de toca artificial em recinto para faigão-de-bico-largo (*Pachyptila vittata*); (b,c) oferecimento de toca em caixa de transporte para alma-de-mestre (*Oceanites oceanicus*) debilitado.

Créditos: (a) Renata Hurtado / SANCCOB; (b,c) Renata Hurtado / IPRAM.

Passada a fase de estabilização, as aves que estiverem clinicamente aptas podem ser mantidas em área externa, composta por uma área seca e parcialmente coberta, com acesso a piscina com água limpa. Deve-se sempre considerar a temperatura do ambiente e incidência direta da luz solar, sendo imprescindível a disponibilidade de locais com sombra para o conforto térmico dos animais.

É muito importante que durante a reabilitação dos Procellariiformes sejam utilizadas piscinas e tanques onde os animais consigam nadar livremente. A piscina deve possuir uma barreira visual nas

laterais, possibilitando que o animal permaneça na água com conforto, porém sem obstruir a ventilação. A piscina deve ter tamanho condizente com o porte do animal, além de espaço suficiente para que a ave consiga abrir totalmente as asas e realizar suas atividades de banho e organização das penas (*preening*) (Figura 4.9). No caso de espécies de pequeno porte, piscinas infantis de lona também podem ser utilizadas (Figura 4.10). Para a remoção da gordura e outras sujidades da superfície da água, é fundamental que as piscinas de reabilitação contem com *skimmer* ou transborde permanente (Figura 4.11). Pode-se oferecer uma opção de rampa para os animais saírem da água por vontade própria (Figura 4.12), uma área de descanso parcialmente imersa (Figura 4.13), ou monitorar as aves constantemente para removê-las da água quando necessário (ou seja, quando demonstrarem ansiedade excessiva e tentativas repetidas de sair da água, ou estiverem com a plumagem excessivamente molhada). O uso de bombas d'água para criar uma correnteza e queda d'água também ajuda a estimular as aves a se movimentarem e limparem as penas (Figura 4.14).

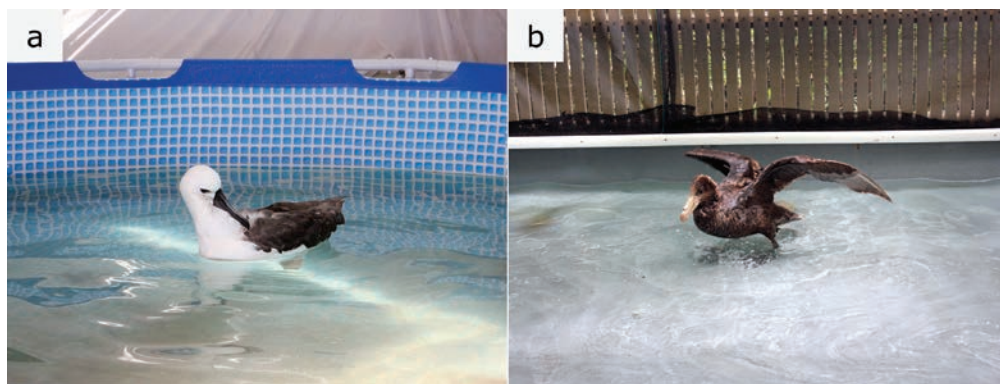


Figura 4.9. As piscinas devem ser suficientemente amplas para que as aves possam abrir completamente as asas e realizar comportamentos de banho e organização das penas, e devem possuir barreiras visuais para evitar a exposição a estímulos estressantes.

Créditos: (a) Renata Hurtado / IPRAM; (b) Renata Hurtado / Taronga Zoo.



Figura 4.10. Piscinas infantis de lona também podem ser utilizadas para espécies de pequeno porte.

Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.

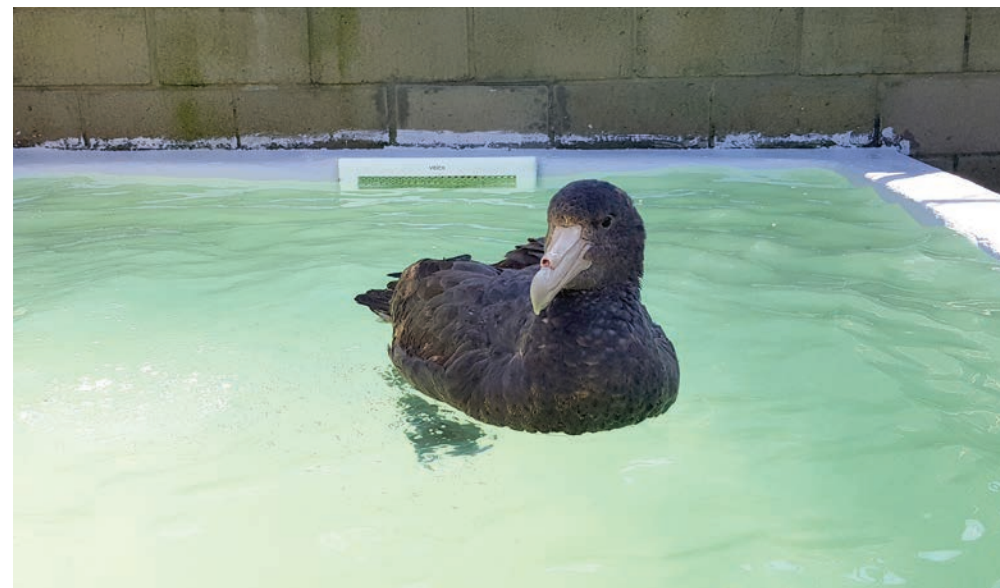


Figura 4.11. O uso de *skimmers* é importante para assegurar que a superfície da água esteja livre de gordura e outras sujidades.

Créditos: Cristiane Kolesnikovas / Associação R3 Animal.



Figura 4.12. Exemplo de recinto com piso emborrachado e piscina com rampa.
Créditos: Renata Hurtado / Taronga Zoo.



Figura 4.13. Exemplo de rampa de tela de algodão, servindo como área de descanso parcialmente imersa na piscina.
Créditos: Luis Felipe Mayorga / IPRAM.



Figura 4.14. Exemplo de piscina externa para Procellariiformes, ilustrando uma área ampla e parcialmente coberta, com barreira visual que permite ventilação e bomba d'água para oferecer água salgada limpa e em movimento.
Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.

O piso da área seca do recinto externo não deve ser abrasivo, sendo recomendável o uso de piso emborrachado (Figura 4.12), seixo rolado, piso telado com rede de algodão sem nós (Figura 4.15), grama artificial, espumas cobertas com toalhas ou camadas grossas de toalhas. Várias aves da mesma espécie podem ser colocadas em um mesmo recinto, contanto que haja espaço suficiente e os indivíduos não apresentem sinais de estresse (Figura 4.16). Também é importante dar atenção especial para que o piso não comprometa a integridade das membranas interdigitais.

Quando as aves estiverem aptas a permanecer em ambientes externos, uma alternativa é o uso de piscinas elevadas (Figura 4.17). Piscinas elevadas têm como objetivo criar uma sensação de “horizonte aberto”, mimetizando o ambiente de alto-mar, e reduzir o estresse associado à visão do fluxo de pessoas nos arredores do recinto sem a necessidade de paredes que obstruam o espaço visual das aves.



Figura 4.15. Exemplo de combinação de telas suspensas de algodão e piso de seixo rolado em recinto externo.
Créditos: Juliana Savioli / CRAM-FURG.



Figura 4.16. Diversas aves podem ser mantidas no mesmo recinto, contanto que haja espaço suficiente e que não apresentem sinal de estresse.
Créditos: Juliana Savioli / CRAM-FURG.



Figura 4.17. Exemplo de recinto de piscina elevada para aves pelágicas.
Créditos: Ralph Vanstreels / International Bird Rescue.

LITERATURA SUGERIDA:

- EAZA. 2014. European Association of Zoos and Aquaria: Standards for the accommodation and care of animals in zoos and aquaria. Disponível em: <https://www.eaza.net/assets/Uploads/Standards-and-policies/Standards-for-the-Accommodation-and-Care-of-Animals-2014.pdf>
- Gage L. 2006. Marine mammal stranding response, rehabilitation, and release: Standards for rehabilitation facilities. Disponível em: https://repository.library.noaa.gov/view/noaa/14916/noaa_14916_DS1.pdf
- Hurtado R, Nicolai A, Vanstreels RET, Dutra GHP, Reisfeld L. 2018. Manual de terapia intensiva para pinguins recolhidos na costa brasileira. Cariacica, ES: Instituto de Pesquisa e Reabilitação de Animais Marinhos (IPRAM), Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE). 63p. Disponível em: <http://www.aquariodesp.com.br/novo/images/manual-pinguins.pdf>
- Miller EA. 2012. International Wildlife Rehabilitation Council: Minimum standards for wildlife rehabilitation. Disponível em: <https://thewrc.org/wp-content/uploads/2011/05/Standards-4th-Ed-2012-final.pdf>
- RSPCA. 2010. Establishment standards for wildlife rehabilitation. Disponível em: <https://thewrc.org/wp-content/uploads/2011/05/Standards-4th-Ed-2012-final.pdf>
- Vanstreels RET, Saviolli JY, Ruoppolo V, Hurtado R, Adornes AC, Canabarro PL, Silva-Filho RP, Serafini PP. 2014. Diretrizes para a reabilitação de albatrozes e petréis. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/downloads/finish/3-protocolos/15-diretrizes-para-a-reabilitacao-albatrozes-e-petreis.html>

5

▪ BIOSSEGURANÇA E USO DE EQUIPAMENTOS DE PROTEÇÃO INDIVIDUAL

Laura Reinfeld & Renata Hurtado



Biossegurança é o conjunto de medidas que buscam minimizar os riscos de transmissão de agentes infecciosos. Por este motivo, é importante ter em mente que os procedimentos de biossegurança devem ser incorporados de modo permanente à rotina de reabilitação dos Procellariiformes, mesmo na ausência de surtos de doenças. É importante assegurar a adequada limpeza e desinfecção das instalações e equipamentos, bem como estabelecer uma rotina de higiene pessoal rigorosa já que a maioria dos animais estarão imunocomprometidos. A utilização de medidas de biossegurança evita a transmissão de doenças entre as aves e diminui o risco de exposição a patógenos que possam impedir ou retardar seu processo de reabilitação, além de minimizar os custos com tratamento e controle de surtos.

Outro componente crítico da biossegurança é o combate às zoonoses, enfermidades que podem ser transmitidas dos animais aos seres humanos. Dentre as zoonoses que podem potencialmente ser transmitidas por Procellariiformes, destacam-se a influenza aviária, a doença de Newcastle e uma variedade de infecções bacterianas e fúngicas oportunistas.

Saúde e higiene pessoal

Os tratadores e reabilitadores estão frequentemente em contato com animais marinhos e poderão ser expostos a patógenos, sendo

importante que estejam clinicamente saudáveis ao lidar com estas espécies. Assim, pessoas com o sistema imune comprometido, seja devido a doenças pré-existentes ou tratamentos imunodepressores, não devem ter contato com as aves. Vale lembrar que os tratadores e reabilitadores também podem ser fontes de infecção, uma vez que estão em contato direto ou indireto com outras espécies animais (p.ex. aves domésticas e sinantrópicas, outras aves em reabilitação). Da mesma forma, profissionais que estejam doentes não devem cuidar diretamente dos animais ou atuar no preparo da alimentação.

A higienização correta das mãos é de extrema importância na prevenção de doenças. Vale lembrar que os braços também entram em contato com os animais e devem ser lavados juntamente com as mãos. A limpeza frequente do rosto também é importante para remover possíveis respingos. É essencial que as roupas e calçados utilizados no centro de reabilitação não sejam os mesmos utilizados em ambiente residencial ou social, tanto para evitar a exposição de outras pessoas e animais domésticos aos patógenos das aves, quanto para evitar expor as aves a possíveis patógenos de origem doméstica. Pelos mesmos motivos, não consumir alimentos e bebidas em áreas utilizadas para o manejo das aves ou em sua proximidade. Também não é aceitável que se fume no interior nem nos arredores do centro de reabilitação.

Equipamentos de proteção individual

Os equipamentos de proteção individual (EPIs) têm como objetivo primário proteger a equipe dos riscos inerentes ao manuseio das aves em reabilitação. Para que estas medidas sejam efetivas, é essencial garantir a disponibilidade destes itens em quantidade, tamanho e estado de preservação adequados, além de assegurar a utilização correta destes equipamentos (**Tabela 5.1**).

EPIs descartáveis devem sempre ser devidamente descartados

após o uso, enquanto os EPIs que podem ser reutilizados precisam passar por uma cuidadosa rotina de higienização diária ou logo após a sua utilização. É importante notar que as máscaras de proteção denominadas “cirúrgicas” não são eficientes para evitar a transmissão de doenças, uma vez que não conferem a proteção adequada contra microrganismos zoonóticos. Para esta finalidade, as máscaras modelo N95/PFF2 são mais adequadas devido ao tipo de filtro empregado em sua fabricação.

Tabela 5.1. Uso recomendado de equipamentos de proteção individual na reabilitação de Procellariiformes.

EQUIPAMENTO	USO RECOMENDADO
Botas de borracha	Atividades que envolvam uso de água ou trânsito em áreas de manutenção ou manejo de aves.
Uniforme/roupas de trabalho	Atividades que envolvam acesso a áreas de manutenção ou manejo e contenção física de aves.
Macacão impermeável	Atividades que envolvam uso de água, tais como lavagem de recintos e piscinas, lavagem e enxágue de aves, entre outros.
Luvras de borracha	Manuseio de pescado, limpeza e desinfecção das instalações.
Luvras de pano ou algodão	Utilizadas em sobreposição às luvas de borracha durante procedimentos que envolvam a contenção física de aves de médio a grande porte ou o manuseio de pescado congelado.
Luvras de látex	Realização de necropsia ou procedimentos veterinários, manuseio de amostras biológicas, contenção física de aves com suspeita de doença infecciosa.
Luvras nitrílicas	Contenção física de aves oleadas ou objetos contaminados com óleo ou produtos químicos perigosos.
Luvras nitrílicas com manga ³ / ₄	Lavagem de aves oleadas de médio a grande porte.
Macacão tipo Tyvek®	Manuseio e contenção física de aves oleadas, principalmente em situações de campo.
Avental/jaleco	Realização de necropsia, exame físico de admissão, procedimentos veterinários ou manuseio de amostras biológicas.
Óculos de proteção	Contenção física de aves de médio e grande porte e realização de necropsia.
Máscara N95/PFF2	Realização de necropsia, manuseio de amostras biológicas e contenção física de aves com suspeita de doença infecciosa.

É importante observar que EPIs que entraram em contato com aves oleadas não devem ser utilizados em aves sem óleo, uma vez que este contato resultará na contaminação das aves limpas. Por esta razão, é necessário manter dois conjuntos separados destes equipamentos (devidamente identificados), um para uso com aves oleadas e outro para uso com aves sem óleo.

Pedilúvio

As instalações para reabilitação devem possuir pedilúvios com produtos desinfetantes. Estes pedilúvios deverão ser instalados na entrada das áreas de manutenção de aves e de preparo de alimentos. As pessoas trabalhando nestas áreas deverão usar botas de

borracha e sempre pisar no pedilúvio antes de entrar ou sair. Caixas plásticas ou bandejas de fácil limpeza podem ser utilizadas como pedilúvio, sendo recomendável colocar um tapete (plástico ou borracha) no pedilúvio para auxiliar a remoção mecânica de matéria orgânica. A quantidade de desinfetante no recipiente precisa ser suficiente para recobrir o tapete em cerca de 2 cm. Cada pedilúvio deve ser limpo e o seu conteúdo substituído no mínimo uma vez ao dia, devido à degradação ou evaporação do desinfetante. Caso ocorra acúmulo excessivo de matéria orgânica no pedilúvio durante o dia, uma maior frequência de higienização e substituição da solução desinfetante será necessária.

Limpeza de instalações, utensílios e equipamentos

As fezes das aves e outras sujidades devem ser frequentemente removidas para prevenir a transmissão de doenças, a presença de animais sinantrópicos, o acúmulo de odor fétido, dentre outros. O substrato dos recintos deve ser trocado no mínimo duas vezes ao dia, e o lixo produzido deve ser retirado das instalações diariamente.

Os pisos e outras estruturas devem ser lavados periodicamente com água abundante e sabão/detergente (detergente neutro ou clorexidina degermante a 2%) para remoção da matéria orgânica. Deve-se ter cuidado durante esta limpeza, principalmente quando for utilizada água sob pressão, para evitar a pulverização excessiva dos resíduos no próprio tratador, nas aves e em recintos adjacentes.

Somente após remoção da matéria orgânica é que deverão ser utilizados desinfetantes, caso contrário sua eficácia ficará severamente comprometida. Quando desinfetantes forem utilizados, os animais devem ser removidos do recinto para que não entrem em contato com o produto, minimizando o estresse e evitando possíveis intoxicações e dermatites de contato. O tempo de ação de cada desinfetante irá variar e, portanto, deverão ser seguidas as recomendações fornecidas pelo fabricante. Finalizado o tempo de

ação do produto, é necessário um enxágue rigoroso para evitar a presença de resíduos e odores fortes, e somente após um enxágue adequado os animais poderão retornar ao recinto. A drenagem das instalações deve permitir que o excesso de água seja eliminado rapidamente. É importante certificar-se de que o piso esteja seco antes de colocar o substrato limpo (p.ex. toalhas), e evitar colocar as aves em áreas que ainda estejam molhadas ou excessivamente úmidas.

Todos os utensílios e equipamentos também devem ser submetidos a medidas de limpeza e desinfecção após o uso. Para evitar que estes itens sirvam como fômites para a transmissão de doenças, é importante não misturar os equipamentos utilizados para aves em diferentes estados de saúde ou estágios de reabilitação. Uma estratégia que pode ser utilizada é a separação dos utensílios em função dos recintos ou áreas de tratamento (p.ex. quarentena, terapia intensiva, pré-alta e alta). O ideal é que cada recinto tenha seus materiais próprios (balde, vassoura, rodo, etc.) devidamente identificados para evitar contaminação cruzada. Caso não seja possível a exclusividade, estes devem ser devidamente limpos e desinfetados após o uso em cada recinto.

Escolha de produtos de limpeza e desinfetantes

Existe uma ampla variedade de produtos comerciais que podem ser utilizados para a higienização e desinfecção de instalações de reabilitação. Com relação aos detergentes e sabões, recomenda-se a escolha de produtos de pH neutro e sem perfume ou odor forte. Para os desinfetantes, geralmente são utilizados produtos que tenham como princípio ativo o cloro, a amônia quaternária, o clorexidine ou peroximonosulfato de potássio associado ao cloreto de sódio, como o Virkon® (**Tabela 5.2**). Os produtos desinfetantes utilizados nos pedilúvios e na higienização das instalações, utensílios e equipamentos devem alternados em intervalos periód-

dicos (semanalmente, quinzenalmente ou mensalmente). Esse rodízio tem o objetivo de reduzir a resistência dos microrganismos frente ao uso repetido de um único produto. Vale notar que alguns desinfetantes e detergentes podem cancelar ou interferir com a

eficácia uns dos outros, necessitando que sejam armazenados e utilizados separadamente. Por este motivo, diferentes produtos poderão ser misturados apenas se indicado pelo fabricante.

Tabela 5.2. Eficácia de diferentes produtos químicos para uso como desinfetantes.

Microrganismo	Cloro	Amônia quaternária	Clorexidine	Virkon®
Bactérias	X	X	X	X
Bolores	X		X	
Leveduras	X		X	X
Micobactérias				X
Protozoários		X		
Vírus	X	X		X

Descarte de resíduos

A Resolução da Diretoria Colegiada ANVISA nº 306/04 e a Resolução CONAMA nº 358/05 padronizam e regulamentam a gestão dos resíduos dos serviços de saúde gerados, e também setORIZAM os tipos de resíduos em grupos, de acordo com suas características. É importante lembrar que os geradores dos resíduos infectantes e perfurocortantes são os responsáveis diretos por sua destinação final.

Os resíduos produzidos em um centro de reabilitação de fauna marinha podem pertencer a quatro grupos:

1. Resíduos com risco biológico (Grupo A): São os resíduos resultantes da atenção à saúde dos indivíduos com suspeita ou certeza de contaminação biológica por microrganismos de relevância epidemiológica. Incluem as carcaças e materiais que entrarem em contato com fluidos corpóreos e animais doentes, como seringas, luvas, sondas, tubos coletores, etc. Estes materiais devem ser descartados em saco de lixo branco devidamente identificado com o

símbolo de substância infectante, e preenchidos com até 2/3 de sua capacidade total.

2. Resíduos com risco químico (Grupo B): São os produtos que constituem um risco à saúde ou ao meio ambiente, como formol, metanol, medicamentos, corantes hematológicos, água contaminada com resíduos de petróleo ou altas concentrações de detergente, etc. Resíduos químicos no estado sólido, quando não tratados, devem ser dispostos em aterro específico para resíduos perigosos. Resíduos químicos no estado líquido devem ser submetidos a tratamento específico, sendo vedado o seu encaminhamento para disposição final em aterros.

3. Resíduos comuns (Grupo D): Incluem os materiais orgânicos (p.ex. propés, máscaras descartáveis, papel toalha, papel higiênico, sobras de alimentos) e recicláveis (p.ex. embalagens dos materiais de coleta, alumínio, plástico, seringas de diluição) não contaminados. Estes materiais podem ser destinados aos serviços locais de limpeza urbana. Devido ao grande volume de lixo

reciclável que um centro de reabilitação é capaz de produzir, é importante que estes materiais também recebam destinação adequada.

- 4. Resíduos perfuro-cortantes (Grupo E):** Abrangem todos os materiais perfurantes, cortantes ou escarificantes, tais como agulhas, escalpes, lâminas de bisturi, tubos quebrados, etc. Estes resíduos devem ser descartados em caixas coletoras próprias para este tipo de material (p.ex. caixas Descarpack®).

LITERATURA SUGERIDA:

- ANVISA. 2004. Resolução RDC nº 306, de 07 de dezembro de 2004. Disponível em: http://cfo.org.br/wp-content/uploads/2009/10/resolucao_rdc_306_ANVISA_2004.pdf
- ANVISA. 2006. Manual de gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. Disponível em: http://www.anvisa.gov.br/servicosaude/manuais/manual_gerenciamento_residuos.pdf
- CONAMA. 2005. Resolução CONAMA nº 358, de 29 de abril de 2005. Disponível em: <http://www.mma.gov.br/port/conama/legiabre.cfm?codlegi=462>
- Hill DJ, Langley RL, Morrow WM. 1998. Occupational injuries and illnesses reported by zoo veterinarians in the United States. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 29:371-385.
- Reiss A, Woods R. 2011. National zoo biosecurity manual. Disponível em: <https://www.zooaquarium.org.au/common/Uploaded%20files/Website/National-Zoo-Biosecurity-Manual-March-2011.pdf>
- Spickler AR. 2015. Merck Veterinary Manual: Zoonotic diseases. Disponível em: http://www.merckvetmanual.com/mvm/public_health/zoonoses/zoonotic_diseases.html
- USGS. 2009. Zoonotic diseases (avian): Work smart, stay safe. Disponível em: <https://prd-wret.s3-us-west-2.amazonaws.com/assets/palladium/production/s3fs-public/atoms/files/AvianZoonoticDiseases2009b.pdf>

6

▪ CONTENÇÃO FÍSICA, ESTABILIZAÇÃO EM CAMPO E TRANSPORTE

Renata Hurtado & Juliana Y. Saviolli



O resgate de Procellariiformes encalhados nas praias é facilitado pelo grau de debilidade em que estas aves estão. Ainda assim, é necessário exercer cautela e adotar técnicas adequadas de contenção física e transporte para garantir a segurança da ave e das pessoas envolvidas. Além disso, o estado debilitado destas aves significa que os seus recursos fisiológicos estão se exaurindo, e o gasto adicional de energia associado a uma contenção física inadequada pode representar um fator crítico, levando-as ao colapso.

Contenção física

A contenção física tem como objetivo garantir a imobilização de um animal, sempre de forma segura e a partir de métodos já reconhecidos. Para uma adequada imobilização, deve-se levar em conta as características biológicas, comportamentais e anatômicas de cada espécie a ser manipulada. É preciso ter em mente que a contenção física é sempre um procedimento estressante para a ave que está sendo contida. Por este motivo, diversas medidas devem ser adotadas com o intuito de minimizar o estresse do animal:

1. Planejamento: A contenção física deve ser a mais breve e objetiva possível. Para isso, é fundamental um planejamento adequado, com função pré-determinada para cada membro da equipe e os materiais separados e prontamente acessíveis. Por exemplo, se o objetivo da contenção é colocar a ave em uma caixa de transporte, esta já deve estar pronta (com tela e toalhas limpas, etc.) e

com a portinhola aberta antes do início da captura. Se o objetivo da contenção física for a realização do exame físico de admissão e a coleta de sangue, os instrumentos necessários já deverão ter sido separados com antecedência (estetoscópio, termômetro, seringas, agulhas, tubos coletores, algodão, álcool 70%, etc.). Em todos os casos, deve-se verificar com antecedência se os materiais e equipamentos necessários (luvas, toalhas, EPIs, etc.) para a contenção estão disponíveis, limpos e em boas condições de uso.

2. Ambiente: Ao resgatar um animal em ambiente aberto, é necessário avaliar possíveis riscos (veículos, ruas, degraus, relevo e acidentes geográficos, etc.) e posicionar-se de forma que a ave não avance em direção a estes riscos caso tente fugir. No centro de reabilitação, a contenção física deve ser realizada em local silencioso, arejado, climatizado (temperatura ao redor de 24 °C) e fechado. Manter janelas e portas fechadas, desligar ventiladores e outros equipamentos potencialmente perigosos para evitar possíveis lesões em caso de tentativa de fuga. A movimentação de pessoas na área em que a ave será contida deve ser reduzida (se possível, restrita à equipe relacionada ao manejo da ave).

3. Equipamentos de captura: A contenção de aves por meio de puçás deve ser feita com muito cuidado para não causar fraturas em membros ou cabeça. É importante que o puçá seja feito de material leve, como o alumínio. Os tamanhos do aro e da malha

do puçá devem ser adequados ao porte físico da ave a ser contida. O uso de toalhas para a imobilização destas aves é altamente recomendado e adequado.

- 4. Estresse:** Os olhos da ave devem ser cobertos durante a contenção física sempre que possível, visando reduzir o estresse. Da mesma forma, o ambiente deverá estar silencioso. No caso de aves que estejam muito estressadas (taquicárdicas e taquipneicas), é recomendável esperar até que a respiração retorne ao seu ritmo normal antes de capturá-las, a não ser que o quadro clínico seja emergencial ou que ela esteja em local com risco iminente. O procedimento de contenção física deverá ser o mais breve possível e, ao seu término, a ave deverá ser colocada em um ambiente tranquilo para que possa se recuperar.

Como as aves não possuem diafragma, seus movimentos respiratórios dependem do movimento de expansão da musculatura torácica e abdominal. Assim, nunca se deve comprimir a região torácica de uma ave durante os procedimentos de contenção. Aves submetidas à contenção física normalmente apresentam aceleração da frequência respiratória, e a contenção deverá permitir que a ave abra o bico para respirar se ela assim desejar. Dependendo das frequências cardíaca e respiratória e da temperatura corpórea durante a contenção, pode ser necessário que o procedimento seja imediatamente encerrado, evitando um possível colapso cardiocirculatório ou lesões decorrentes de miopatia de captura.

Por serem aves planadoras, os Procellariiformes possuem asas longas, leves e relativamente frágeis; portanto, particular atenção deve ser dada a estes membros para evitar possíveis lesões e quebra de penas. Aves que já apresentem fraturas ou luxações devem ser avaliadas e contidas com maior cautela a fim de evitar o agravamento da lesão. Também é importante assegurar-se que as penas não sejam danificadas durante a contenção, principalmente as rémiges e retrizes, uma vez que isto poderá prejudicar o voo.

Os Procellariiformes de médio a grande porte possuem bicos fortes e com pontas ou bordos cortantes e que representam um risco sério para a equipe de contenção, podendo causar lesões graves. As patas não costumam representar um risco importante, porém podem causar arranhaduras superficiais ou sofrer lesões (luxações e fraturas) caso não sejam contidas adequadamente.

Para a contenção de Procellariiformes de pequeno a médio porte, pode-se colocar uma toalha ou pano sobre a cabeça e o corpo do animal, de forma a cobri-lo totalmente (**Figura 6.1**). O uso da toalha desorienta a ave, diminuindo a probabilidade de movimentos abruptos ou bicadas. Em seguida, deve-se conter a cabeça posicionando a mão por trás do crânio, com o dedo indicador segurando a região dorsal da cabeça e com o polegar e o dedo médio nas laterais da cabeça, onde está o osso maxilar que permite um apoio maior (**Figura 6.2a**). Outra opção para conter a cabeça de Procellariiformes de médio a grande porte é segurar o bico com dois dedos (polegar e indicador ou dedo médio pelo bico), tomando cuidado para não obstruir as aberturas dos tubos nasais, e assegurando-se que a ave possa entreabrir o bico. Dependendo do porte do animal, também é possível segurar a cabeça posicionando o polegar na região occipital e utilizando os dedos indicador e médio para formar uma “tesoura” que contém o bico (**Figura 6.2b**). Neste caso, é especialmente importante atentar à posição da mão para não pressionar os olhos, e dos dedos anular e mínimo para evitar comprimir a traquéia (**Figura 6.2c**).

As narinas não devem ser obstruídas, e a contenção do bico deve ser realizada de modo a permitir que a ave abra ligeiramente o bico para respirar se assim desejar. Nunca se deve conter uma ave pelo pescoço deixando a cabeça solta, pois a ave poderá bicar os manipuladores e a contenção poderá sufocar o animal e lesionar os anéis cartilagosos da traquéia. Uma vez contida a cabeça, as asas devem ser rapidamente fechadas junto ao corpo do animal, sendo

que uma asa deve ficar apoiada rente ao corpo do manipulador e outra é segurada com a mão do mesmo manipulador (ou seja, uma mão segura a cabeça e a outra mão abraça o corpo e as asas). É importante lembrar que a contenção do corpo não pode exercer pressão excessiva uma vez que a ave necessita de movimentos torácicos amplos para poder respirar.



Figura 6.1. Demonstração do uso de toalhas para a contenção física de Procellariiformes de médio a grande porte.

Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.

No caso de Procellariiformes de pequeno porte (pardelas, bobos, almas-de-mestre, etc.), podem ser utilizadas técnicas semelhantes às utilizadas em outras aves de pequeno porte (**Figura 6.3**). Por sua constituição delicada, pode ser recomendável enrolar o corpo da ave em toalha durante a contenção (**Figura 6.4**). Contudo, é importante lembrar que a toalha não deverá exercer pressão excessiva sobre o corpo nem bloquear as narinas e o bico, permitindo que a ave respire normalmente.



Figura 6.3. Contenção física de Procellariiformes de pequeno porte.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.



Figura 6.4. Uso de toalha para a contenção física de espécies de pequeno porte.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

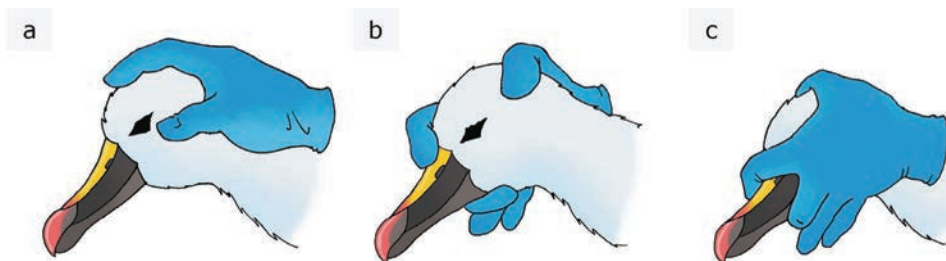


Figura 6.2. Técnicas para a contenção da cabeça em Procellariiformes.

Créditos: Luis Felipe Mayorga.

Estabilização em campo

Caso a ave esteja debilitada no momento do seu resgate, a estabilização em campo pode ser uma ferramenta importante para aumentar as chances de sobrevivência até o seu transporte ao centro de reabilitação. Esta prática é comumente adotada em emergências ambientais (p.ex. derramamentos de óleo), quando por questões logísticas pode ser necessário acumular um certo número de animais para então acionar o transporte. A estabilização em campo

tem como principais objetivos: (a) iniciar a correção do quadro de desidratação, (b) corrigir a hipoglicemia, (c) auxiliar na manutenção da temperatura corporal, (d) fornecer tratamento inicial a problemas de saúde de caráter agudo (limpeza superficial de ferimentos, remoção de contaminantes tóxicos/corrosivos dos olhos e das mucosas, etc.) e (e) oferecer um ambiente tranquilo e silencioso para que a ave descanse até o momento do transporte.

A estrutura física de uma base de estabilização em campo pode ser bastante simples, podendo ser estabelecida a partir da adaptação de edificações pré-existentes ou da montagem de instalações temporárias como tendas de campanha. Dentre os recursos geralmente utilizados em uma base de estabilização incluem-se: mesas, cadeiras, fichas de campo, EPIs, toalhas, lençóis, caixas limpas para acomodar os animais, sondas e seringas, água e soro suplementado com vitaminas e minerais, estetoscópio, medicamentos de emergência, termômetros, bandagens, etc. O **Capítulo 8** oferece maiores detalhes acerca das técnicas de hidratação e oferecimento de conforto térmico.

Devido à elevada sensibilidade dos Procellariiformes vale ressaltar que a estabilização em campo deve ser uma etapa breve e que as aves devem ser encaminhadas ao centro de reabilitação o quanto antes. Portanto, uma base de estabilização que não possua equipamentos ou estrutura para implementação imediata de terapia intensiva não devem manter Procellariiformes debilitados por mais de 24h.

Transporte

Para preservar a integridade física, a saúde e a segurança de Procellariiformes durante o transporte, uma série de cuidados devem ser tomados, dentre eles:

- Possuir autorizações de transporte animal emitidas pelos órgãos governamentais competentes.
- Não fornecer alimentação antes do transporte (jejum recomendado de 3 a 6 horas, dependendo do porte da ave). Administração de fluidos orais por sondagem esofágica é recomendada até 1 hora antes do transporte.
- Utilizar caixa de transporte tipo pet ou kennel para transporte terrestre (**Figura 6.5**). Para transporte terrestre de um grande número de animais (ao mesmo tempo), é possível utilizar caixas de papelão adaptadas ou desenvolvidas para este fim (**Figura 6.6**). Para transporte terrestre em distâncias curtas, também podem ser utilizadas caixas de transporte feitas com tecidos (flexíveis) (**Figura 6.7**).
- Para o transporte aéreo, o padrão da caixa (tamanho, material, etiquetas, etc.) deverá seguir as regulamentações propostas pela Associação Internacional de Transportes Aéreos (IATA) e pela companhia aérea responsável pelo serviço.
- Na utilização de caixas rígidas, forrar o piso da caixa de transporte com substrato macio, como toalhas (**Figura 6.5**), espumas ou estrutura suspensa de tela de algodão sem nós (**Figura 4.6**).
- A caixa de transporte deve oferecer espaço suficiente para que a ave fique em pé sem que a sua cabeça toque o teto, e possa dar um giro de 360° em torno de si mesma (**Figura 6.5**).
- É inaceitável a amarração dos membros ou do bico para imobilização da ave durante o transporte.
- Para minimizar o estresse visual e a luminosidade, recomenda-se a colocação de um pano branco na porta da caixa.
- O transporte deve ser efetuado em veículo fechado climatizado (temperatura ao redor de 24 °C). Veículos com carrocerias abertas não são adequados ao transporte destas aves, que ficarão sujeitas às intempéries durante o trajeto, à poluição sonora, a oscilações na temperatura corporal, etc.

- Garantir uma ventilação adequada no compartimento do veículo em que as aves estão sendo transportadas, sobretudo no caso de aves oleadas (devido à presença de vapores tóxicos provenientes do óleo).
- O cuidado no transporte deve ser redobrado quando este for feito em estradas não pavimentadas ou irregulares, respeitando sempre os limites de velocidade.
- Acomodar uma única ave por caixa de transporte.
- Não empilhar as caixas de transporte nem as posicionar de modo excessivamente compacto que bloqueie a sua ventilação.



Figura 6.5. Exemplo de caixa pet para transporte de albatroz clinicamente saudável atendido pela Rede de Atendimento Veterinário do PMP-BS.



Figura 6.6. Caixas dobráveis de papelão podem ser utilizadas para o transporte de aves marinhas.

Créditos: Ralph Vanstreels / SANCCOB.



Figura 6.7. Caixa feita de tecido, sendo principalmente utilizada em transporte terrestre a curta distância.

Créditos: Renata Hurtado / Taronga Zoo.

LITERATURA SUGERIDA:

- Australian Seabird Rescue. 2014. First responders resource guide for sea-bird emergencies. Disponível em: http://www.dpi.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0005/524093/first-responders-resource-guide-for-seabird-emergencies.pdf
- Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. 1981. Guidelines for transport and preparation for shipment of live wild animals and plants. CITES Secretariat, Chatelaine, Switzerland. Disponível em: <https://cites.org/eng/resources/transport/e-transpguide.pdf>
- Deguchi T, Suryan RM, Ozaki K. 2014. Muscle damage and behavioral consequences from prolonged handling of albatross chicks for transmitter attachment. *Journal of Wildlife Management* 78:1302-1309.
- Fowler M, 2008. Birds. In: *Restraint and handling of wild and domestic animals*. Wiley-Blackwell, Ames, USA. pp. 377-410.
- Whitworth D, Newman SH, Mundkur T, Harris P. 2007. Bird handling and ringing techniques. In: *Wild birds and influenza: An introduction to applied field research and disease sampling techniques*. FAO Animal Production and Health Manual, No. 5, Rome. pp. 51-71. Disponível em: <http://www.fao.org/docrep/010/a1521e/a1521e00.htm>

7

▪ ADMISSÃO E EXAME FÍSICO

Renata Hurtado & Juliana Y. Saviolli



A admissão de cada indivíduo no centro de reabilitação deve ser documentada de forma padronizada, coletando e registrando informações básicas sobre a ave e seu estado de saúde. É recomendável que uma ficha clínica individual seja utilizada para registrar os detalhes de cada animal separadamente. O procedimento de admissão de Procellariiformes deve incluir as seguintes etapas:

- 1. Identificação individual:** no momento da admissão cada ave deverá receber um número (ou código) único e inequívoco de registro.
- 2. Documentação básica:** iniciar o preenchimento da ficha individual, contendo informações básicas acerca de cada ave, incluindo a espécie, o grupo etário, a data de admissão, e o local de enalhe/procedência.
- 3. Marcação temporária:** cada ave deverá receber uma marcação temporária para que possa ser facilmente reconhecida e identificada durante o período em reabilitação.
- 4. Pesagem e avaliação de condição corporal:** a massa corpórea e a condição corporal (palpação da musculatura peitoral) deverão ser avaliadas no momento da admissão.
- 5. Exame físico:** a ave deverá passar por um exame físico em que

serão avaliados parâmetros vitais (temperatura, hidratação e auscultação pulmonar), a presença de lesões/deformidades ou sinais clínicos de doença, óleo na plumagem, ectoparasitas, etc.

- 6. Colheita de sangue:** em aves que não estejam criticamente debilitadas, efetuar a colheita de uma pequena quantidade de sangue para realização de hematócrito, proteína plasmática total e esfregaço sanguíneo delgado. Caso o tamanho do paciente e o quadro clínico permitirem, mais exames complementares poderão ser realizados, como o hemograma completo e a bioquímica sérica.
 - 7. Colheita de penas com óleo:** no caso de aves oleadas, é recomendável que se faça a colheita de uma amostra de penas com óleo para análises posteriores que poderão permitir a identificação da fonte de contaminação ambiental.
 - 8. Tratamento veterinário:** com base nos achados do exame físico e nos resultados dos exames hematológicos, caberá ao médico veterinário e à equipe de reabilitação determinar o manejo e tratamento veterinário a serem implementados. Caso se avalie que a ave não terá chances de voltar à natureza, a eutanásia deverá ser considerada.
- Independentemente do estado clínico da ave, é recomendado que

após a admissão e cuidados veterinários mais urgentes (p.ex. sondagem esofágica para administração de fluido glicosado e inserção de cateter intravenoso), seja fornecido um descanso de pelo menos 1 hora antes de iniciar os procedimentos de fotodocumentação e colheita de amostras. Dependendo do caso, a fotodocumentação pode ser particularmente importante para fins judiciais e periciais (p.ex. no caso de aves oleadas ou que tenham sofrido maus tratos); nestes casos, é recomendável que as fotografias sejam feitas durante a admissão, mas atentando-se para não prolongar excessivamente o manejo.

Aves com suspeita de miopatia de captura, ou que necessitam de exame físico detalhado (p.ex. casos de traumatismo) ou cateterização venosa, recomenda-se a utilização de anestesia inalatória, para não agravar o quadro clínico do animal. A anestesia inalatória possui diversas vantagens em relação à injetável, incluindo o controle dinâmico da profundidade anestésica, melhora na oxigenação devido ao anestésico estar associado ao oxigênio e recuperação independente das vias metabólicas ou excretoras. Atualmente, o isoflurano é considerado o anestésico inalatório de escolha para aves devido sua característica de indução e recuperação rápida e segura. Este tipo de anestesia, desde que realizada por profissional capacitado, tem se mostrado uma técnica bastante segura e eficiente em aves marinhas, inclusive as mais debilitadas (**Figura 7.1**).

Para aves que manifestam sinais excessivos de estresse, valer-se de benzodiazepínicos (diazepam ou midazolam) em doses ansiolíticas pode ser uma estratégia eficiente para evitar um agravamento do quadro clínico destas aves. Contudo, o médico veterinário deverá avaliar criteriosamente o risco de administrar estes fármacos, uma vez que podem aumentar o risco de óbito em aves em condição crítica de hipotensão/hipotermia.



Figura 7.1. A anestesia inalatória é uma ferramenta valiosa para reduzir o estresse de Procellariiformes durante o exame físico.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

Identificação individual

A numeração das aves em reabilitação deve ser feita de maneira sistemática e inequívoca, de modo que cada ave receba um número (ou código) individual que é único e não possa ser confundido com o de outros animais da mesma instituição. Para esta finalidade, recomenda-se o uso de um livro ou planilha de registro central no qual é mantida a relação sequencial de todos os animais admitidos para reabilitação, juntamente com o seu número individual, a espécie e a data de admissão. Este número deverá ser utilizado na ficha individual da ave e nas demais documentações referentes a este indivíduo.

Muitas vezes não é possível usar este número para a identificação da ave na rotina de reabilitação (p.ex. números muito longos), então a ave poderá receber outras identificações temporárias (p.ex. um ou mais números de anilha plástica) no decorrer do processo de reabilitação. Da mesma forma, também é possível que a ave seja recebida de outra instituição já com uma numeração. Nestes casos, é importante que a ficha individual contenha uma relação de todos os códigos e numerações que forem utilizados para referir-se à mesma ave durante seu processo de reabilitação.

Marcação temporária

O anilhamento é uma medida simples de identificação individual que é essencial para garantir a rápida e fácil identificação das aves durante a reabilitação. Para Procellariiformes de médio e grande porte, recomenda-se o uso de anilhas plásticas, podendo ser utilizados modelos específicos ou improvisados com lacres emborrachados (é importante que os modelos improvisados já tenham sido testados e não causem qualquer lesão ao animal). A anilha deve ser colocada ao redor do tarso-metatarso e, quando fechada, ser movimentada para cima e para baixo, livremente, sem causar abrasão (independente de se o tarso-metatarso possuir forma circular ou elíptica). Já para Procellariiformes de pequeno porte, a fita Transpore® (3M, 1.25 cm de largura) contendo a identificação escrita com marcador permanente é uma ótima escolha para fazer uma anilha adesiva do tipo bandeirola. Além disso, é um material hipoalérgico, durável, que não causa lesões e nem deixa resíduos na pele ao ser removida. É importante enfatizar que embora a marcação tem-

porária seja essencial durante o processo de reabilitação, nunca se deve liberar uma ave com este tipo de marcação. Para a liberação à natureza, a anilha temporária deverá ser substituída por uma anilha permanente padrão CEMAVE.

Pesagem e condição corpórea

O peso (ou, mais corretamente, a massa corpórea) pode ser mensurado através de uma balança ou pesola. Dependendo do porte da ave e do estado clínico, a pesagem pode ser realizada com a ave dentro de caixas (plástica ou papelão) ou coberta por toalha de forma a cobrir o rosto e conter as asas, colocando-a sobre uma balança eletrônica digital. No caso de espécies de pequeno porte, também é possível colocá-las em sacos de pano e realizar a pesagem com balança pesola. É essencial pesar a ave no momento da admissão, e é recomendável registrar pesagens a cada 2-4 dias ao longo da reabilitação (contanto que a pesagem regular não esteja tendo um impacto negativo sobre o bem-estar e a reabilitação da ave).

A condição corporal é uma estimativa semi-quantitativa, baseada na conformação de musculatura peitoral. A condição corporal deve ser determinada pela palpação, pois a observação visual pode enganar. Vale ressaltar que a plumagem dos Procellariiformes é bastante densa, de modo que a palpação deve ser realizada colocando-se a mão na inserção das penas, ou seja, levantando-se as penas (sempre com muito cuidado para não quebrá-las) (**Figura 7.2**). Para fins de reabilitação recomenda-se a utilização de cinco escores: caquético, magro, regular, bom e ótimo (**Figura 7.3**).



Figura 7.2. Avaliação correta da condição corporal através da palpação da musculatura peitoral, levantando gentilmente a plumagem (a figura ilustra uma ave sob efeito de anestesia).

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.



Figura 7.3. Representação dos escores de condição corporal de acordo com a quantidade de musculatura peitoral, conforme determinado pela palpação da quilha.

Créditos: Luis Felipe Mayorga.

Exame físico

O exame físico consiste na avaliação de parâmetros e sinais clínicos através da inspeção, palpação e auscultação para aferir o estado de saúde de cada indivíduo. Estes dados devem ser registrados na ficha clínica individual, servindo de referência para as futuras avaliações durante o processo de reabilitação. Muitas vezes é necessário esperar que a ave se acalme para a realização do exame físico completo, pois o estresse pode alterar tanto os parâmetros quanto a recuperação do animal durante a reabilitação. No caso de aves com lesões ou achados atípicos, também é recomendável a documentação fotográfica. Dentre os parâmetros a serem avaliados durante o exame físico, estão:

- **Inspeção e palpação:** todo o corpo da ave deverá ser cuidadosamente examinado em busca de ulcerações, inchaços, deformidades, sensibilidade dolorosa, vermelhidão, descoloração, alterações de mobilidade ou plumagem, ectoparasitas, picadas de insetos (principalmente nas pálpebras e patas), presença de óleo ou outros contaminantes na plumagem, dentre outros. Para assegurar que todo o corpo foi examinado, recomenda-se seguir uma ordem craniocaudal, examinando sucessivamente: olhos, narinas, bico/cavidade oral, crânio, pescoço, dorso, asas, tórax, abdômen, cloaca, membros inferiores (com atenção aos coxins plantares e presença de pododermatites), glândula uropígea e cauda (**Figura 7.4**).
- **Auscultação pulmonar e cardíaca:** o estetoscópio deverá ser utilizado para verificar a presença de estertores (chiados ou borbulhos) ou se há silêncio pulmonar em um dos lados (obstrução de vias aéreas) (**Figura 7.5**). Devido à distribuição dos sacos aéreos torácicos e abdominais, é importante que diferentes pontos sejam auscultados, permitindo uma avaliação mais completa e confiável. Para aves de pequeno porte é recomendável o uso de estetoscópio pediátrico ou neonatal. Embora as frequências

cardíaca e respiratória sejam essenciais na monitoração anestésica, estes parâmetros são pouco informativos durante o exame de admissão, principalmente em aves conscientes (o estresse levará a uma elevação excessiva destes parâmetros, impedindo uma interpretação clínica confiável). Por este motivo, não é recomendável aferir a frequência cardíaca e respiratória durante o exame físico para admissão de aves alertas e conscientes, pois prolongará desnecessariamente o exame sem resultar em informações clínicas essenciais nesse primeiro momento.

- **Temperatura:** recomenda-se o uso de termômetro clínico digital de ponta flexível, que permite a leitura rápida e minimiza o risco de lesões à ave. Estes termômetros tradicionais raramente conseguem aferir temperaturas abaixo de 34 graus. Assim, termômetros digitais de superfície são eficientemente utilizados no monitoramento de animais com hipotermia grave. Para uma mensuração confiável da temperatura é importante assegurar-se que o termômetro entre em contato com a mucosa, inclinando-se ligeiramente o termômetro para o lado após a inserção na cloaca (**Figura 7.6**). No entanto, em aves com porte muito pequeno não é necessário efetuar a inclinação do termômetro, evitando lesões e rupturas na delicada mucosa cloacal. O termômetro infravermelho é uma boa opção para manter o monitoramento constante em aves muito estressadas à contenção ou de menor porte físico, desde que o equipamento consiga atingir um índice de emissividade de 0.98.
- **Coloração de mucosas:** a mucosa oral (normalmente avaliada na região próxima à base da língua nas espécies que não possuem pigmentação excessiva) deverá ser avaliada com relação à sua coloração (**Figura 7.7**), sendo classificada como:
 - Hipocorada (pálida).
 - Normocorada (rosa claro).
 - Hiperacorada (congesta).

- **Atitude:** o comportamento geral da ave deverá ser avaliado subjetivamente e pode ser caracterizado em três níveis:
 - NR – Não Responsivo (ave inconsciente ou quase inconsciente, que se mantém deitada e sem reações a estímulos diretos).
 - QAR – Quietos, Ativos e Responsivos (ave consciente, repousa apoiada sobre o peito e reage apenas quando estimulada diretamente).
 - BAR – Bem, Ativos e Responsivos (ave consciente e descansando em pé, reage e observa ativamente aos estímulos do ambiente).
- **Hidratação:** o comportamento da ave, a elasticidade da pele e a umidade das mucosas deverão ser avaliados e o grau de desidratação deverá ser estimado:
 - <5% (aparentemente hidratado).
 - 5-7% (perda de elasticidade da pele, saliva pegajosa).
 - 7-10% (dobras na pele, mucosas secas).
 - >10% (animal possivelmente em choque).



Figura 7.4. O exame físico deve ser particularmente cuidadoso com relação à identificação de fraturas e luxações nas asas.

Créditos: Luis Felipe Mayorga / IPRAM.



Figura 7.5. Auscultação pulmonar.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.



Figura 7.6. Aferição da temperatura corpórea com termômetro digital.

Créditos: Luis Felipe Mayorga / IPRAM.



Figura 7.7. Avaliação da cavidade oral e coloração da mucosa. A fotografia ilustra uma ave sob efeito de anestesia.

Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.

É importante destacar que, embora seja desejável um exame físico completo e detalhado, este procedimento não deve acarretar em impactos negativos à saúde do animal devido à sua duração prolongada ou ao estresse associado. Portanto, dependendo do quadro clínico, o médico veterinário deverá avaliar se é possível completar este exame de forma detalhada ou se é melhor interrompê-lo e apenas realizar algumas etapas essenciais em um primeiro momento.

Por fim, o exame físico inicial também é uma boa oportunidade para a aplicação de produtos contra ectoparasitas, uma vez que estes tendem a ser comuns nos Procellariiformes (principalmente no caso dos piolhos). Produtos de uso externo à base de carbamatos (p.ex. Bolfo®) tem se mostrado eficazes e seguros para esta finalidade (**Figura 7.8**), sendo o pó aplicado na superfície da plumagem e depois espalhado manualmente e de forma gentil para penetrar entre as penas e plumão. Uma das vantagens é a eliminação ou diminuição da carga parasitária imediata sem que o produto seja metabolizado pelo animal (que já está debilitado).



Figura 7.8. Aplicação de pó parasiticida em plumagem para eliminar infestação de piolhos.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

LITERATURA SUGERIDA:

Harrison GJ, Ritchie BW. 1994. Making distinctions in the physical examination. In: Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR. Avian medicine: Principles and applications. Wingers Publishing, Lake Worth, USA. pp. 144-175.

CEMAVE. 1994. Manual de Anilhamento de Aves Silvestres.

Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/downloads/finish/7-sna/13-manual-de-anilhamento-de-aves-silvestres.html>

Gunkel C, Lafortune, M. 2005. Current techniques in avian anesthesia. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine 14:263-276.

Lawton MPC. 2000. The physical examination. In: Tully Jr. TN, Dorrestein GM, Jones AK. Handbook of avian medicine. Saunders Elsevier, Woburn, USA. pp. 26-42.

Ludders JW. 2015. Comparative anesthesia and analgesia of birds. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson SA. Veterinary Anesthesia and Analgesia. Estados Unidos: Wiley Blackwell. pp. 800-816.

Ludders JW, Mitchell GS, Rode JB. 1990. Minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose response of isoflurane in ducks. Veterinary Surgery 19:304-307.

Werther K. 2008. Semiologia de animais silvestres. In: Feitosa FLF. Semiologia Veterinária: A Arte do Diagnóstico. Roca, São Paulo, Brasil. pp.723-792.

8

▪ ASPECTOS GERAIS DE MEDICINA E REABILITAÇÃO

Renata Hurtado, Juliana Y. Savioli, Cristiane K. M. Kolesnikovas, Ralph E. T. Vanstreels & Sergio Rodríguez Heredia



Existem diversas técnicas e protocolos de reabilitação que podem ser aplicados dependendo da espécie, da preferência da equipe, da disponibilidade de tempo e recursos e das condições específicas das instalações de reabilitação. Independentemente dos protocolos específicos a serem utilizados, no entanto, há algumas considerações gerais a serem implementadas com o objetivo de garantir o tratamento adequado aos Procellariiformes.

Hidratação

Devido à extrema importância da água e dos eletrólitos para os processos fisiológicos, vários sistemas orgânicos estão envolvidos na sua regulação e equilíbrio, como os tratores gastrointestinal e respiratório, rins, glândula de sal e pele.

O termo desidratação é clinicamente utilizado para definir alterações do equilíbrio hídrico corporal, em que a perda de água é maior do que a absorção, levando à redução do volume do sangue circulante e desidratação dos tecidos. As principais causas de desidratação são: falha na ingestão de água ou na sua produção pelo metabolismo da gordura (p.ex. em animais anoréxicos), perda excessiva de fluidos corporais (p.ex. diarreia, vômito e sangramento), ou a combinação de ambas. As desidratações são tradicionalmente classificadas como:

(a) hipertônica, caracterizada pelo déficit de água sem a perda de sódio; (b) isotônica, em que há um déficit equilibrado de água e sódio; e (c) hipotônica, resultante da perda de fluidos com elevação da concentração de sódio. Os Procellariiformes são muito suscetíveis à desidratação, sendo esta uma das principais causas de morte em aves debilitadas. A necessidade de ingestão diária de água varia entre 5 a 30% do peso vivo, e este requerimento está inversamente relacionado ao tamanho corporal (ou seja, aves de pequeno porte são mais vulneráveis à desidratação).

Os sinais clínicos da desidratação variam de acordo com a sua gravidade, considerando também se a evolução do quadro foi aguda ou crônica. Quadros de desidratação leve (1 a 5%) podem não apresentar qualquer sinal clínico perceptível, assim deve-se sempre presumir que todos os Procellariiformes apresentam algum grau de desidratação à admissão, mesmo quando parecerem normohidratados. Em quadros de desidratação moderada (5 a 7%) pode-se observar ressecamento das mucosas oral e ocular, aumento da viscosidade da saliva, apatia, prostração e perda de elasticidade da pele (perceptível pelo pinçamento da pele). Em quadros de desidratação severa (7 a 10%), estes sinais se acentuam e os animais apresentam-se marcadamente prostrados e letárgicos, podendo haver taquicardia e hipotensão. A formação de fecalomas, apesar

de não ser comumente relatada em aves, já foi observada em Procellariiformes com desidratação severa. Nos quadros de desidratação gravíssima (>10%), as aves entram em um estado de choque, podendo apresentar também nistagmo, enoftalmia e convulsões e, se não receberem tratamento adequado e imediato, virão a óbito rapidamente.

A correção da desidratação é feita através da administração de fluidos. A quantidade de fluido a ser administrada poderá variar de 5 a 10% do peso corporal ao dia (dividida em 3 a 4 vezes), dependendo da severidade da desidratação. A reposição de fluidos pode ser efetuada pelas vias intravenosa, intraóssea, subcutânea ou oral. A fluidoterapia deve ser efetuada até a resolução da desidratação e quando o paciente estiver ingerindo água e alimento o suficiente para manter-se hidratado.

- **Vias intravenosa e intraóssea**

As vias intravenosa e intraóssea mostram-se ideais para pacientes com um desequilíbrio hidroeletrólítico moderado a grave. Esta via é especialmente indicada para Procellariiformes em estado de choque ou com prostração acentuada, cabeça pendente e dificuldade de deglutição. Deve-se sempre dar preferência à utilização da via intravenosa, pois complicações como osteomielite e artrite resultantes do acesso intraósseo podem inviabilizar a soltura mesmo após reversão do quadro de debilidade.

A canulação da veia metatársica é preferível (**Figura 8.1**), sendo que só é indicada a canulação das veias ulnares ou braquiais em casos excepcionais. Normalmente, são utilizados cateteres de tamanho 24G e 26G após desinfecção adequada do local. É recomendável utilizar adaptadores PRN (Luer Lock) para minimizar o risco de contaminações. Não utilizar cateteres agulhados do tipo *scalp* ou *butterfly* para fluidoterapia, optar sempre por cateteres flexíveis. Retirar o acesso venoso em até 48 horas (em casos excepcionais, até 72 horas). No entanto, se a condição clínica ainda

demandar tratamento intravenoso por tempo superior, estabelecer um novo acesso em outra veia.

Nos casos em que a via intravenosa revelar-se inviável (p.ex. pacientes com politraumatismo em membros inferiores ou aves de pequeno porte), a via intraóssea pode representar uma alternativa caso o médico veterinário tenha experiência na instalação deste tipo de acesso em aves. Para esta via, sempre utilizar ossos não-pneumáticos, como a ulna (**Figura 8.2**) e o tibiotarso. Se necessário, remover algumas poucas penas apenas do local exato em que se vai inserir a agulha e realizar a antisepsia; em seguida, introduzir uma agulha estéril e recém-aberta no local (com cuidado para que o todo o corpo da agulha não toque em absolutamente nada). Antes de colocar a bandagem, testar se o acesso foi inserido no local correto (não pode haver extravasamento para o subcutâneo ao realizar infusão em *bolus* com solução cristalóide). Confirmando a posição certa, iniciar o procedimento para estabilização e proteção do acesso (**Figura 8.3**). A infusão em deve ser sempre lenta e o acesso intraósseo mantido por até 24 horas.

O acesso parenteral (intravenoso ou intraósseo) deve ser posicionado de forma a acompanhar a anatomia do membro, sendo obrigatório o uso de bandagem (preferencialmente elástica, do tipo Vetrap®) para proteger o acesso e evitar contaminação (**Figuras 8.1 e 8.3**). Durante este período é importante que sejam tomados todos os cuidados necessários para proteger o acesso de danos físicos, assegurar um posicionamento confortável para o paciente e garantir condições adequadas de higiene. Aves com acesso parenteral devem ser mantidas sem acesso à água, daí a importância de assegurar-se de que as necessidades hídricas diárias do paciente sejam plenamente preenchidas durante este período; pelo mesmo motivo, também será necessária atenção especial à limpeza das penas (sobretudo na cabeça, pescoço e no entorno da cloaca). A utilização de bombas de perfusão (também chamadas

de bombas de infusão) é extremamente eficiente para garantir o fornecimento de fluidos da forma correta (velocidade e quantidade) e segura (p.ex. alarme disparado quando há formação de bolhas de ar no equipo). No entanto, caso estes equipamentos não estejam disponíveis, as aves deverão ser monitoradas em

intervalos regulares e frequentes para verificação do fluxo de infusão (checar velocidade de gotejamento, posicionamento do cateter e se o equipo não está dobrado/obstruído) e avaliação do risco de remoção do cateter pelo animal.

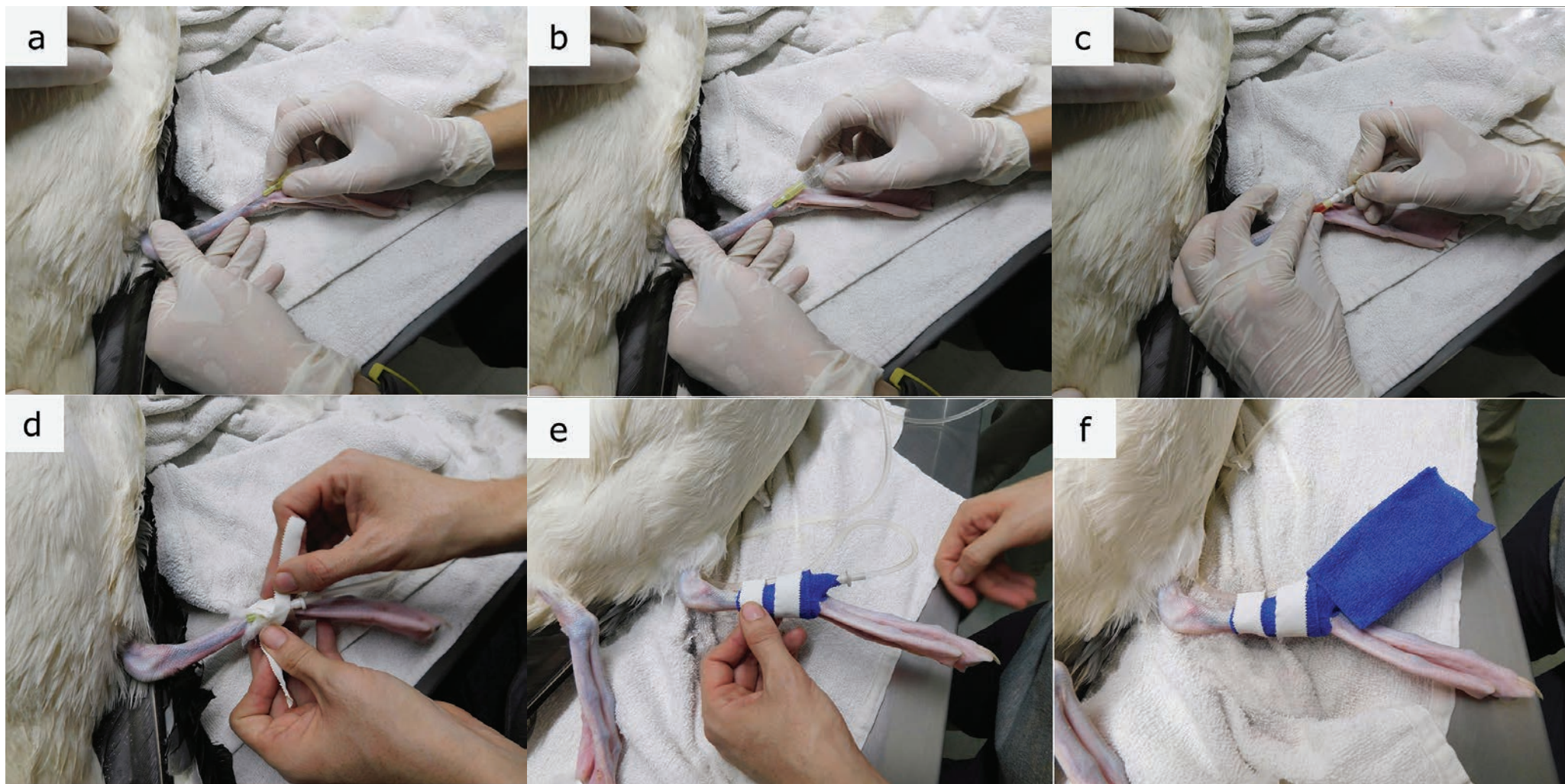


Figura 8.1. Instalação de cateter na veia metatársica: (a) inserção do cateter na veia; (b) remoção da agulha-guia; (c) acoplamento do equipo; (d) fixação do cateter e equipo com algodão e esparadrapo; (e) fixação externa com bandagem elástica e esparadrapo; (f) proteção da alça do equipo com bandagem elástica.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

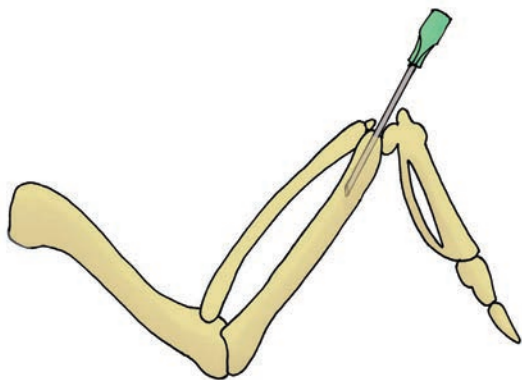


Figura 8.2. Localização anatômica do acesso pela ulna para a administração de fluidoterapia pela via intraóssea.

Crédito: Luis Felipe Mayorga.

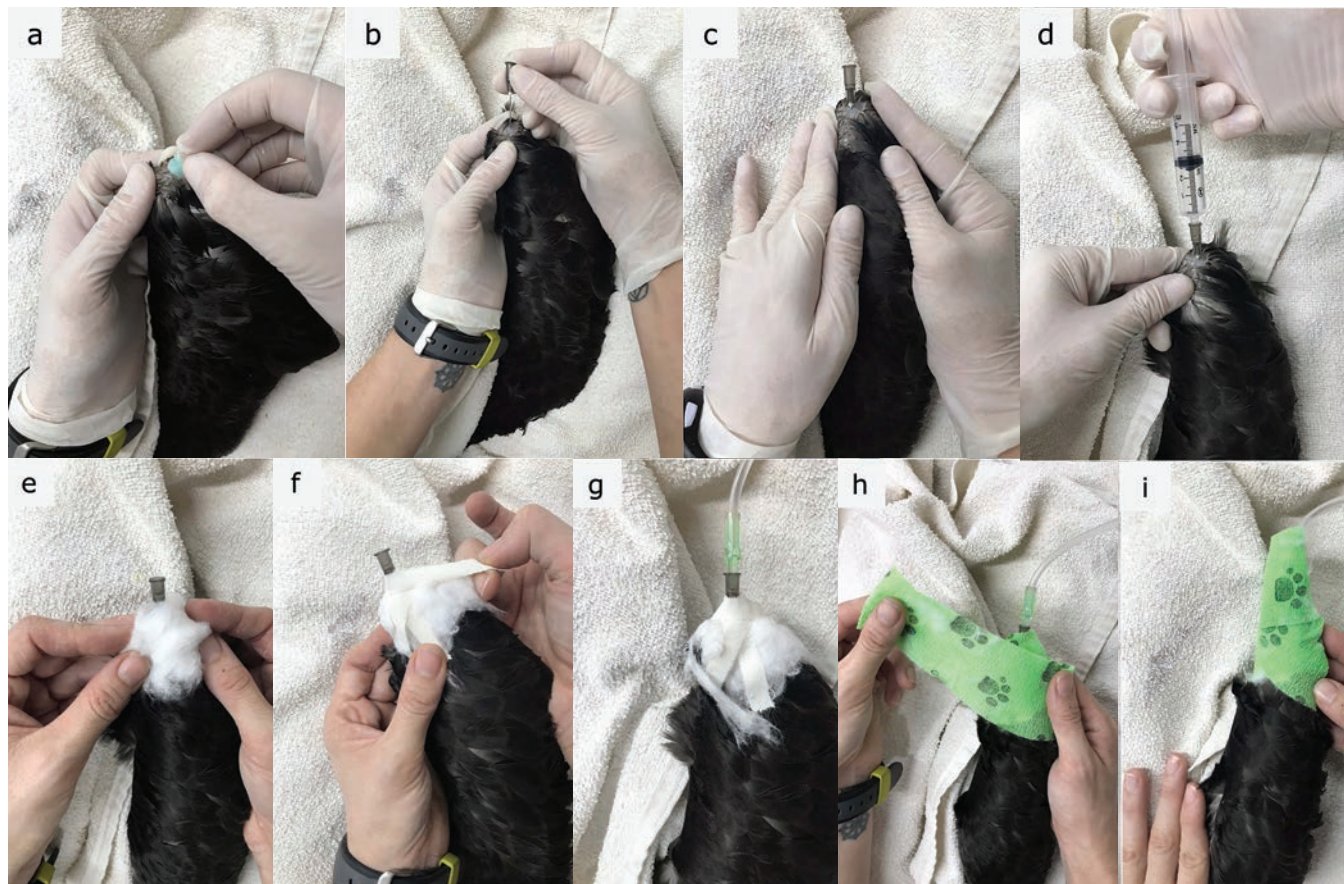


Figura 8.3. Instalação de cateter intraósseo em ulna de pardela-preta (*Procellaria aequinoctialis*): (a) antissepsia da extremidade distal da ulna; (b) perfuração com agulha; (c) agulha totalmente inserida na ulna; (d) injeção de *bolus* de solução cristalóide para desobstrução da agulha e verificação do posicionamento correto do acesso; (e) proteção com algodão; (f) estabilização com esparadrapo; (g) acoplamento do equipo e verificação do fluxo; (h) proteção externa com bandagem elástica; (i) resultado final da instalação do cateter.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

- **Via subcutânea**

A via subcutânea é uma opção recomendada para a administração de fluidos em quadros de desidratação leve e na continuidade do tratamento após a reversão dos estágios mais severos de desidratação. É importante destacar que esta via possui um ritmo de absorção muito mais lento, sendo inadequada em pacientes com desidratação severa. Além disso, em pacientes que apresentam déficit de perfusão periférica, como no caso de aves severamente debilitadas e hipotérmicas, a absorção de fluidos administrados por via subcutânea fica comprometida e a fluidoterapia administrada por esta via torna-se ineficiente. Para a administração de fluidos pela via subcutânea em Procellariiformes, normalmente utiliza-se a prega inguinal (preferencialmente) (**Figura 8.4**) ou

a região interescapular, valendo-se de agulhas ultrafinas (24G, 25G, 26G e 30G). Para um maior sucesso na absorção de fluidos aplicados pela via subcutânea, recomenda-se que se respeite o volume máximo administrado de 10 mL/kg por local de aplicação, uma vez que volumes maiores superarão a capacidade de absorção pela circulação local. Além disso, a aplicação de volumes excessivos em um mesmo sítio pode ser dolorosa e desconfortável para a ave, além de frequentemente levar ao extravasamento do fluido pelo orifício de injeção devido à pressão excessiva. É importante a realização de um adequado afastamento da densa plumagem e antisepsia local, permitindo a visualização do local correto.



Figura 8.4. Administração de fluidoterapia subcutânea na prega inguinal.

Créditos: Leandro Egert / IPRAM.

- **Via oral**

A via oral é a alternativa mais simples para a administração de fluidos e, contanto que alguns cuidados básicos sejam tomados, também é a via mais segura. Esta via é indicada nos casos de desidratação leve a moderada, podendo ser utilizada tanto para a manutenção hídrica como para a correção do déficit hídrico. No entanto, por necessitar de uma perfusão sanguínea gastrointestinal adequada e possuir uma taxa de absorção mais lenta do que a via intravenosa, a via oral é contraindicada em aves com desidratação severa. Esta via jamais poderá ser utilizada nos casos em que a ave não estiver plenamente consciente e não conseguir manter o pescoço elevado; caso contrário, poderá ocorrer a regurgitação e posterior aspiração do conteúdo administrado, levando à pneumonia aspirativa e até ao óbito. Para evitar falsa via, é importante que a pessoa efetuando a sondagem sempre

se assegure visualmente de que a sonda não foi inserida na glote (**Figura 8.5**), mesmo no caso de profissionais experientes. Pode-se também realizar a palpação do pescoço para sentir a presença da sonda no esôfago, que corre paralelamente à traquéia. O pescoço do animal deve permanecer estendido durante toda a hidratação (**Figura 8.6**) e, após a remoção da sonda, é importante manter a cabeça da ave erguida por alguns segundos para dar o tempo necessário para a deglutição (exceto se houver sinal de refluxo). Outro cuidado importante é de manter a visualização da cavidade oral durante a administração de fluidos, pois em caso de refluxo a sondagem deve ser imediatamente interrompida, retirando rapidamente a sonda e inclinando a cabeça e o pescoço da ave para baixo por alguns segundos para diminuir o risco de aspiração dos fluidos administrados.



Figura 8.5. Sondagem oral, ilustrando a inserção adequada da sonda no esôfago.

Créditos: Juliana Saviolli / CRAM-FURG.



Figura 8.6. Fluidoterapia oral através de sondagem esofágica, demonstrando o posicionamento com pescoço estendido para evitar possíveis refluxos.

Créditos: Cristiane Kolesnikovas / Associação R3 Animal.

Alimentação

Para elaboração da dieta que será fornecida às aves, os principais fatores a serem levados em conta são: a condição clínica do animal, a disponibilidade do alimento na região e a biologia da espécie (hábitos alimentares). Sempre que possível, a dieta em cativeiro deve buscar emular a dieta da espécie em natureza, conforme disponibilizado na **Tabela 8.1**. Os “outros” itens nesta tabela referem-se a carcaças de aves e mamíferos e a itens alimentares incomuns como

águas vivas, salpas, insetos, etc. Vale notar que, em algumas espécies, podem haver diferenças de dieta entre os sexos. Por exemplo, as fêmeas de petréis-gigantes (que tendem a ser encontradas com maior frequência em águas brasileiras) consomem uma quantidade maior de itens pelágicos (lulas e peixes), enquanto os machos alimentam-se quase exclusivamente de aves e mamíferos (e tendem a permanecer em ambiente subantártico).

Tabela 8.1. Composição geral da dieta (% da massa) de Procellariiformes em vida livre.

ESPÉCIE	PEIXES	LULAS	CRUSTÁCEOS	OUTROS
Albatrozes de grande porte (<i>Diomedea</i> spp.)	35%	60%	<1%	5%
Albatrozes de médio porte (<i>Thalassarche</i> spp.)	10-80%	20-90%	0-15%	0-20%
Piaus (<i>Phoebetria</i> spp.)	30-45%	30-80%	1-4%	0-25%
Grazinas (<i>Pterodroma</i> spp.)	1-40%	60-90%	2-10%	<1%
Faigões (<i>Pachyptila</i> spp.)	30-45%	10-20%	35-50%	<1%
Bobos (<i>Ardenna</i> spp., <i>Puffinus</i> spp.)	10-70%	5-60%	5-90%	<1%
Pardelas (<i>Procellaria</i> spp.)	15-20%	40-60%	10-25%	0-5%
Petréis-gigantes (<i>Macronectes</i> spp.) machos	1-5%	1-5%	<1%	70-95%
Petréis-gigantes (<i>Macronectes</i> spp.) fêmeas	5-20%	5-35%	<1%	40-80%
Almas-de-mestre (<i>Oceanites oceanicus</i>)	20-30%	<1%	70-80%	<1%

O preparo dos alimentos fornecidos aos animais deve seguir padrões rigorosos de higiene e armazenamento, sendo que a qualidade dos alimentos deve ser similar à qualidade daqueles destinados ao consumo humano. O congelamento sob baixas temperaturas (-15 a -20 °C) por um período de 2-3 semanas é desejável, pois inativa possíveis cistos parasitários presentes nos peixes e lulas. No entanto, alimentos congelados por mais de 12 meses devem ser descartados.

Os peixes a serem utilizados na alimentação das aves, assim como

lulas e crustáceos, devem ser descongelados em geladeira (4-12 horas antes do consumo). O descongelamento do pescado através da imersão em recipientes com água ou em água corrente não é indicado, pois pode levar à perda de nutrientes (em especial, as vitaminas hidrossolúveis) e ao aumento da proliferação bacteriana. Uma vez descongelados, os alimentos devem ser fornecidos às aves em até 24 horas (mantidos sob refrigeração) e não devem ser recongelados. Deve-se atentar ao tamanho dos alimentos, selecionando

itens com tamanho condizente ao tamanho da cavidade oral da ave. Não se devem utilizar peixes com estruturas duras ou pontiagudas que possam causar lesões à mucosa oral e esofágica das aves.

Todos os Procellariiformes alimentados com pescado congelado devem receber suplementação vitamínica diária. Em especial, a vitamina B1 (cloridrato de tiamina, 25-30 mg/kg de peixe, ou 1-2mg/kg VO q24h) e vitamina E (100 mg/kg de peixe) devem ser sempre administradas. Para aves normohidratadas e mantidas sem acesso à água salgada, é recomendável a administração de sal na dieta (cloreto de sódio na dose de 250 mg/kg) a cada 2 dias, com a finalidade de evitar a atrofia da glândula de sal e prevenir desequilíbrios eletrolíticos. No entanto, a suplementação de sal só deve ser iniciada após a correção do quadro de desidratação. É importante enfatizar que embora a suplementação de sal muitas vezes não seja realizada para outras espécies de aves marinhas e costeiras em reabilitação, a experiência dos autores sugere que este é um dos fatores críticos para o sucesso na reabilitação de Procellariiformes.

É importante considerar que a administração prematura de alimentos sólidos às aves severamente desidratadas pode acentuar o seu quadro de desidratação, uma vez que os processos digestivos envolvem um gasto significativo de fluidos por parte da ave. Por este motivo, na admissão de Procellariiformes debilitados é essencial que o paciente passe por um tratamento de hidratação antes de receber o alimento. Apenas quando o fluxo gastrointestinal tiver sido reestabelecido (ou seja, quando a ave estiver defecando normalmente) e o quadro de desidratação tiver sido atenuado é que se poderá ser iniciada a alimentação. A decisão de iniciar a dieta com papa de peixe ou peixe inteiro caberá à equipe técnica do centro de reabilitação, mas em geral recomenda-se que o animal receba pelo menos duas alimentações com papa de peixe antes da introdução do alimento sólido.

A quantidade de alimento a ser fornecida é variável, dependendo do tamanho da ave, da espécie e da condição clínica apresentada.

Em relação à sondagem esofágica, considera-se em geral que as aves marinhas possam receber até 50 mL/kg de uma única vez. No entanto, é importante ressaltar que os volumes iniciais a serem administrados nos indivíduos recém-admitidos ou muito debilitados sejam metade deste valor (25 mL/kg), para aclimatação ao procedimento e para evitar regurgitação.

Durante todo o processo de alimentação, seja ela forçada ou livre, deve-se tomar cuidado para evitar sujar as penas da ave com a gordura do alimento. A mão/luva em contato com o alimento jamais deve tocar a ave. Se as condições clínicas do animal permitirem, a ave deve ser liberada para ter acesso à piscina logo após a alimentação, para que possa remover restos de alimento da sua plumagem e cavidade oral. Caso o animal esteja sem acesso à piscina, utilizar um pano úmido para limpar o bico (sempre da comisura em direção à ponta).

- **Alimentação pastosa**

A alimentação pastosa (papa de peixe) normalmente consiste em peixes sem cauda (a remoção da cabeça é opcional) e outros itens alimentares (lulas e camarões, dependendo da espécie) batidos em liquidificador com o mesmo volume de água potável (proporção 1:1). A pasta resultante é peneirada, e adiciona-se a suplementação vitamínica, mineral e de probióticos. Uma vez pronta, a alimentação pastosa deve ser armazenada em geladeira e utilizada em, no máximo, 24 horas (descartar após este período).

Não se deve administrar alimentação pastosa em temperatura muito fria ou gelada. Aquecer o alimento preferencialmente em banho-maria, tomando atenção especial para não aquecer excessivamente, o que poderá causar queimaduras graves no animal. Em geral é preferível aquecer a papa de peixe em banho-maria em um recipiente aberto, homogeneizando com uma colher, e depois transferir a papa aquecida à seringa. O aquecimento da papa de peixe já dentro da seringa em banho-maria tende a causar o aquecimento apenas das camadas externas, enquanto o

conteúdo central permanece frio. A temperatura ideal da papa de peixe varia de acordo com o quadro clínico do animal (normotérmico, hipotérmico ou hipertérmico) e a condição climática do dia, podendo variar entre morna (25 a 28 °C) e temperatura ambiente (20 a 24 °C). Temperaturas mais elevadas devem ser evitadas pois podem levar ao cozimento da papa, alterando a sua textura e composição nutricional. Durante a sondagem gástrica para o oferecimento da alimentação pastosa, os mesmos cuidados indicados para a administração de hidratação por via oral devem ser implementados (**Figura 8.7**), ou seja, é necessária atenção especial para assegurar-se que a sonda é introduzida no esôfago e não na glote. Ter atenção especial ao determinar o diâmetro da sonda ideal e o comprimento do tubo a ser inserido.



Figura 8.7. Administração de alimentação pastosa por sondagem oral.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

- **Alimentação sólida**

De acordo com o estado clínico da ave e o seu comportamento, deve-se iniciar o fornecimento de alimentos sólidos na dieta. É importante sempre estimular as aves para que se alimentem voluntariamente, pois aves que se alimentam sozinhas tendem a se recuperar e ganhar peso mais rapidamente. Além disso, o oferecimento de alimentos de forma voluntária permite a diminuição do estresse associado à alimentação forçada.

O alimento pode ser ofertado em bandejas contendo água (doce ou salgada) e pescado inteiro (peixes, lulas, crustáceos) ou filés de peixe (**Figuras 8.8**) ou, dependendo da espécie em reabilitação, em bandejas contendo carcaças e peixes eviscerados (p.ex. no caso de petréis-gigantes). Para as aves mantidas em piscinas e com comportamento alerta, pode ser feita a tentativa de atirar o alimento na água para que a ave o capture (**Figura 8.9**). Outra alternativa é o uso de bandejas suspensas fixadas à margem da piscina, para que os animais possam se alimentar livremente sem que o alimento suje a água da piscina excessivamente. O alimento não deve ficar disponível por mais de 2 horas, sendo necessária a sua substituição após este período.

Algumas aves podem apresentar preferência por alguns itens alimentares e não se interessar por outros. Por esse motivo, é importante monitorar se alguns itens alimentares estão sendo sistematicamente recusados, e buscar alternativas para chegar a um equilíbrio entre a preferência individual de cada ave e as suas necessidades nutricionais. Em alguns casos, por exemplo, é possível esfregar a presa preferida sobre um outro item alimentar não-preferido de modo a torná-lo mais atrativo (uma vez que o olfato é crucial para a seletividade alimentar nos Procellariiformes).

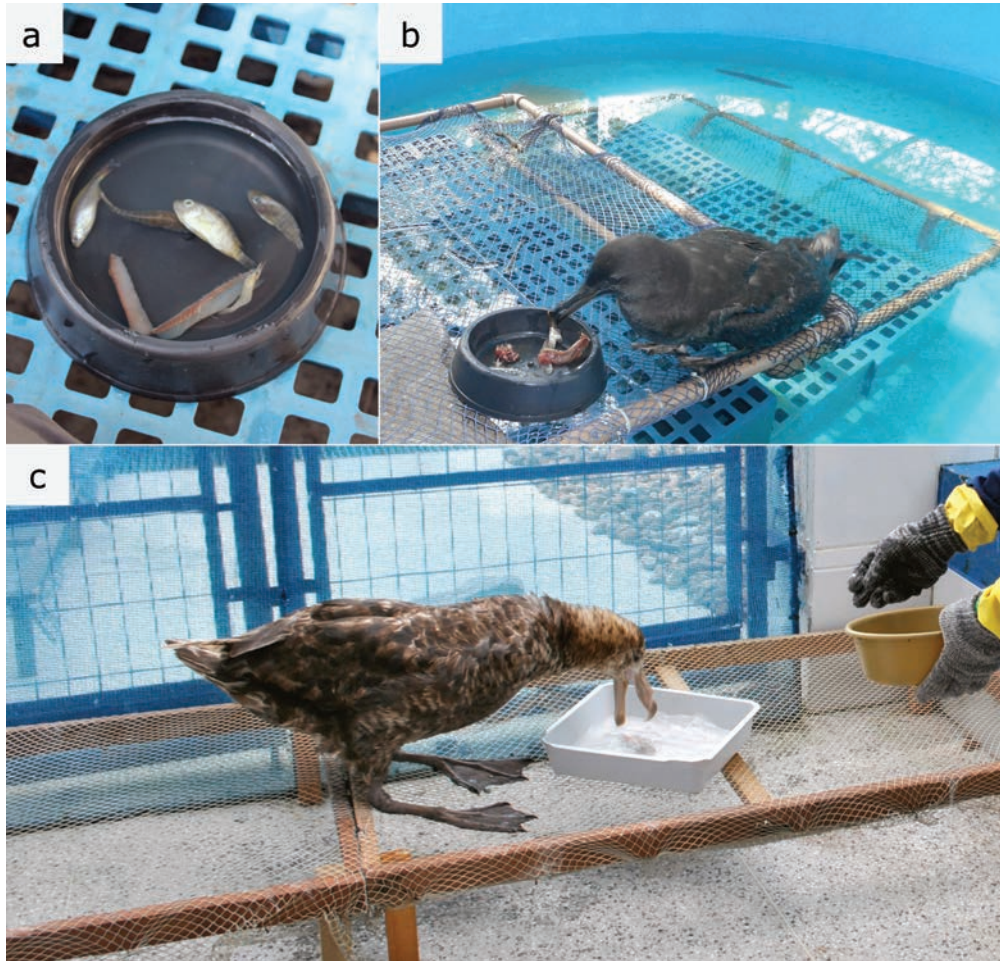


Figura 8.8. Oferecimento de alimentos em bandejas com água.
Créditos: (a) Renata Hurtado / IPRAM; (b) Luis Felipe Mayorga / IPRAM; (c) Juliana Savioli / CRAM-FURG.

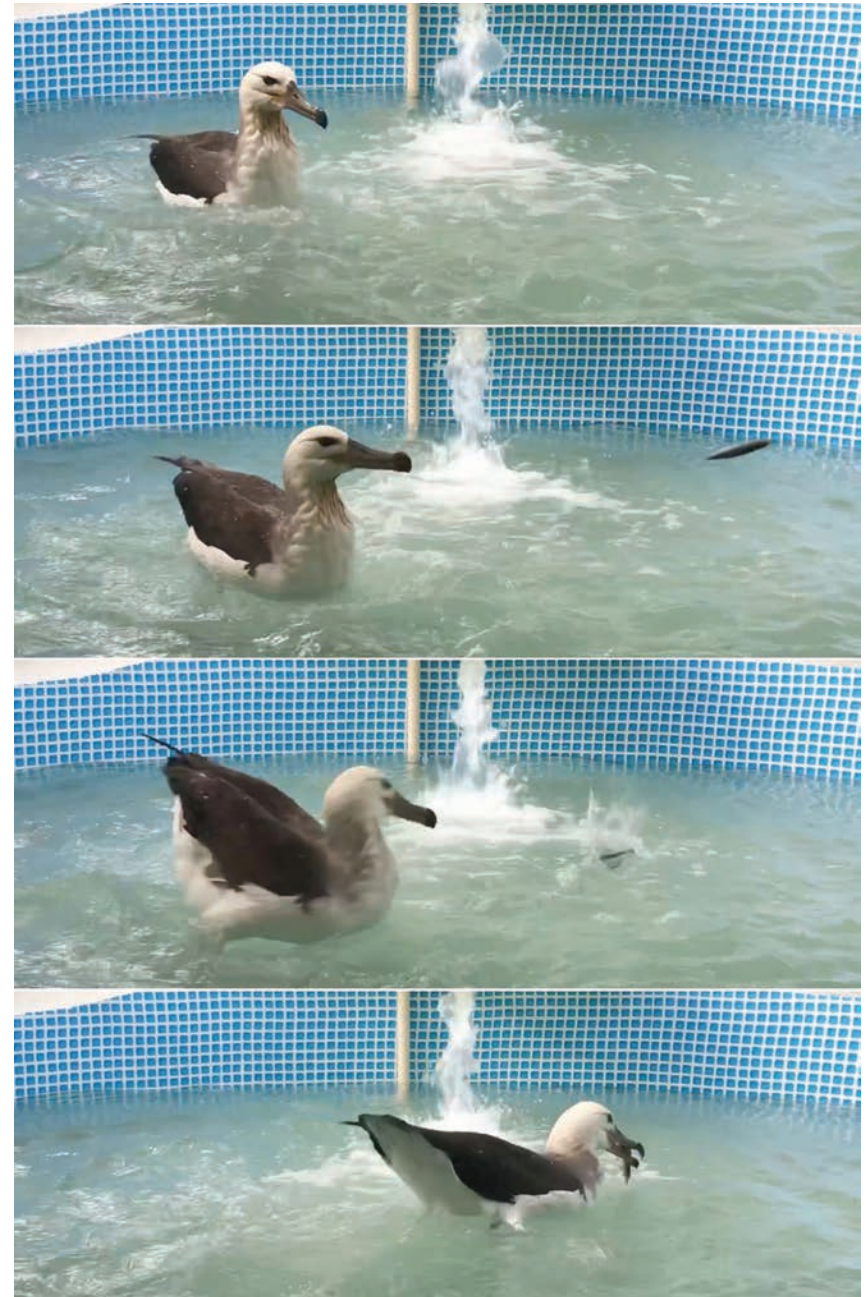


Figura 8.9. Sequência de fotos ilustrando a captura de um peixe inteiro atirado à piscina.
Créditos: Renata Hurtado / IPRAM

No caso de aves que não consumam o alimento oferecido em bandejas, a alimentação forçada pode ser necessária. Isto é comum no início do processo de reabilitação, quando as aves ainda estão muito debilitadas. É possível oferecer peixes (inteiros, filés ou em postas) e outros tipos de pescado introduzindo-os diretamente no bico de forma manual. Peixes inteiros e em postas devem ser cuidadosamente checados para que pedaços de ossos (ou outras estruturas firmes) e partes de órgãos não lesionem o trato gastrointestinal ou entrem na glote. Antes de realizar a alimentação forçada, é crucial assegurar-se de que a ave esteja devidamente contida. Durante a contenção física, a mão que segura o pescado não deve tocar a ave, para não contaminar as penas com a gordura do alimento. É importante que o animal esteja com o pescoço estendido para a introdução do peixe, que deve ser fornecido sempre no sentido cranio-caudal (seguindo o sentido das escamas) (**Figura 8.10**). Caso a ave queira regurgitar durante a alimentação forçada, deve-se deixá-la livre para fazê-lo e interromper as tentativas de forçar o alimento. Não é recomendável puxar o peixe de dentro do bico da ave, pois a tração das escamas e nadadeiras em sentido contrário à ingestão pode causar lesões no esôfago e cavidade oral. No caso de espécies de pequeno porte, o alimento pode ser introduzido delicadamente com o auxílio de uma pinça (**Figura 8.11**). Deve-se sempre limpar o bico da ave após a alimentação forçada, removendo as sujidades que possam prejudicar a impermeabilidade da plumagem. Este procedimento pode ser efetuado utilizando-se uma toalha morna úmida para limpar o bico da ave sempre da comissura em direção à ponta do bico, evitando que os resíduos fiquem aderidos às penas da face. Caso a condição clínica permita, a ave deve ser liberada para ter acesso à piscina logo após a alimentação, removendo qualquer resto de alimento que possa ter aderido à cavidade oral ou plumagem.



Figura 8.10. Alimentação forçada em espécies de médio a grande porte.
Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

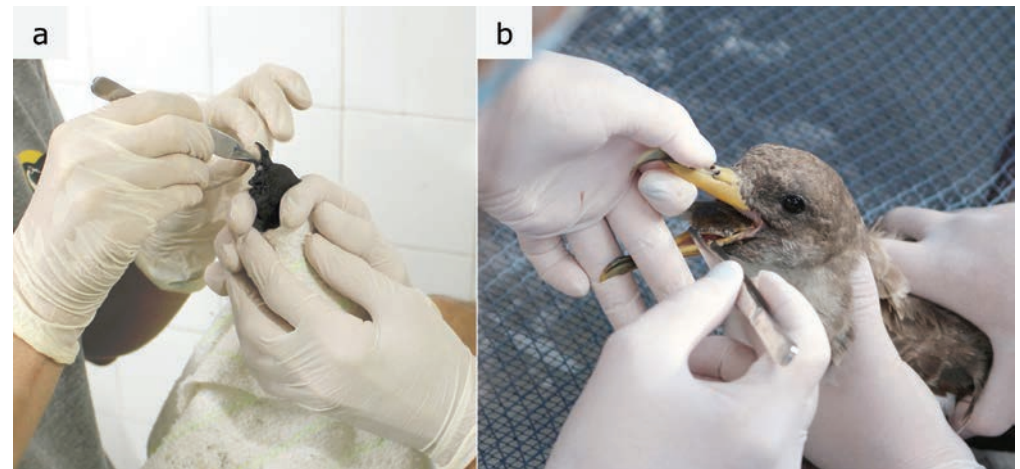


Figura 8.11. Alimentação forçada com pinça em espécies de pequeno porte.
Créditos: (a) Ralph Vanstreels / IPRAM; (b) Cristiane Kolesnikovas / Associação R3 Animal.

Conforto térmico

A temperatura normal da cloaca das aves geralmente varia entre 39 e 41 °C, sendo que aves que apresentem temperatura abaixo de 38,5 °C são consideradas hipotérmicas. Essencialmente, a hipotermia resulta de quadros em que a perda de calor supera a capacidade de produção de calor. Trata-se de um quadro clínico crítico, pois a redução da temperatura corpórea pode levar ao hipometabolismo, imunossupressão, acidose, arritmias cardíacas e à morte. Enquanto alguns tecidos têm maior tolerância à redução de temperatura, como é o caso da pele e da musculatura esquelética, a manutenção de uma temperatura central mínima é essencial para o funcionamento cardíaco e do sistema nervoso.

Os sinais clínicos apresentados por aves hipotérmicas incluem: depressão, letargia, tremores e postura encurvada. No entanto, vale ressaltar que estes sinais não são exclusivos desta condição clínica. Para aferir a temperatura corpórea, recomenda-se o uso de termômetros clínicos digitais de ponta flexível, termômetros de superfície ou termômetros infravermelhos. Apesar de bastante eficiente, termômetros tradicionais raramente conseguem aferir temperaturas abaixo de 34 graus. Nesses casos, termômetros digitais de superfície são eficientemente utilizados no monitoramento de animais com hipotermia grave. Durante a aferição, é importante assegurar-se que o sensor na extremidade do termômetro esteja em contato direto com a mucosa cloacal, e não apenas em meio ao material fecal, caso contrário a temperatura corpórea será subestimada (**Figura 7.6**). No entanto, aves com porte muito pequeno, tais como almas-de-mestre e petréis-mergulhadores, não é necessário efetuar a inclinação do termômetro, evitando lesões e rupturas na delicada mucosa cloacal. O termômetro infravermelho é uma alternativa para manter o monitoramento constante em aves muito estressadas à contenção ou de menor porte físico, desde que o equipamento consiga atingir um índice de emissividade de 0.98.

O combate à hipotermia baseia-se principalmente no fornecimento de calor. As estratégias mais eficientes de fornecimento de calor a uma ave hipotérmica incluem:

- **Fluidoterapia:** a administração de fluidos aquecidos pode ser feita pela via oral ou subcutânea ou, no caso de hipotermias mais severas, pela via intravenosa ou intraóssea. A via subcutânea tende a ser menos eficaz no caso de aves desidratadas, enquanto que a via intravenosa permite que o calor fornecido atinja mais rapidamente os tecidos mais sensíveis à hipotermia, como o coração e o cérebro, além de ajudar no combate à desidratação.
- **Glicose:** a administração de glicose 50% por via intravenosa (dose de 1 mL/kg; diluir em solução cristalóide e infundir lentamente), pode contribuir para tratamento da hipotermia por auxiliar na reversão do hipometabolismo.
- **Enema:** o enema com água aquecida a 39 – 40 °C tem se mostrado uma ferramenta essencial e eficaz no combate à hipotermia. Recomenda-se lubrificar a sonda (uretral) com óleo mineral antes da utilização e injetar o conteúdo da seringa em velocidade lenta a moderada. O enema pode ser administrado em volume de 10 mL/kg a cada aplicação, sendo repetido a cada 2 horas até que a temperatura corporal atinja os 38 °C, aumentando o intervalo de administração conforme melhora do quadro. Caso a ave esteja responsiva, associar com sondagem oral (utilizando água à mesma temperatura) potencializa o tratamento da hipotermia.
- **Convecção:** aquecedores com ventiladores (termoventiladores) podem ser utilizados para criar um fluxo lento e contínuo de ar quente sobre o paciente. Esta estratégia é bastante efetiva e traz menor risco de queimaduras do que as técnicas de radiação e condução, além de contribuir à aquisição de calor pela inalação do ar morno.
- **Radiação:** lâmpadas de aquecimento (infravermelhas ou cerâmicas) podem ser utilizadas como fontes de aquecimento, porém, tendem a ser menos eficientes que o aquecimento por convecção.

Deve-se dar particular atenção ao risco de queimaduras, uma vez que aves debilitadas poderão ser incapazes de evitar o calor excessivo.

- **Condução:** os colchões e bolsas térmicas tem sua eficácia muito reduzida em animais que estejam desidratados e hipotérmicos, devido ao quadro geral de hipoperfusão periférica (o calor administrado às áreas externas do corpo terá uma capacidade limitada de se disseminar ao restante do corpo). Também deve-se atentar ao risco de queimaduras e, no caso de dispositivos elétricos (colchões e cobertores elétricos), ao risco de eletrocussão.
- **UTA (Unidade de Tratamento de Aves):** aves de pequeno e médio porte podem ser mantidas para tratamento intensivo em UTAs com temperatura controlada entre 29 e 32 °C.

Um cuidado importante no tratamento da hipotermia é a atenção para não produzir queimaduras nos animais. Mesmo quando a temperatura corpórea estiver criticamente baixa e o risco de choque for iminente, nunca se deve utilizar calor excessivo. No caso da administração de fluidos por via oral, subcutânea ou intravenosa, a temperatura dos fluidos a serem administrados nunca pode superar os 41 °C, pois temperaturas superiores poderão causar lesões vasculares e hemólise, piorando o quadro clínico. No caso de aquecimento por radiação, condução e convecção, é importante que o recinto e a fonte de calor sejam posicionados de modo a permitir que as aves tenham a opção de afastar-se destas fontes de calor caso se sintam desconfortáveis. No caso de aves inconscientes ou letárgicas, o cuidado deve ser redobrado para assegurar-se que não há aquecimento excessivo ou possibilidade de queimaduras. Com relação ao uso de colchões e bolsas térmicas, é importante colocar camadas de toalhas secas entre esses equipamentos e a pele da ave para evitar uma transmissão excessiva de calor. É importante lembrar, ainda, que as aves oleadas não devem ficar em locais fechados, com pouca ventilação ou com panos e toalhas cobrindo o

recinto, pois os vapores dos hidrocarbonetos (cuja liberação será acelerada pelo calor) são tóxicos.

Para evitar possíveis queimaduras, é importante checar periodicamente a temperatura a que os animais estão expostos, tocando os colchões/bolsas térmicas e testando os fluidos a serem administrados com um termômetro antes de concluir se a temperatura está adequada. No caso do aquecimento por radiação ou convecção, também é importante que a temperatura seja verificada por um período prolongado (10-15 segundos) e com as mãos secas (se as mãos estiverem frias ou molhadas, a avaliação da temperatura poderá ser incorreta).

É importante considerar que aves debilitadas (principalmente as que estão em condição corporal ruim) têm dificuldade em manter uma temperatura corpórea estável, e tendem a oscilar rapidamente entre hipotermia e hipertermia. Portanto, uma ave debilitada e hipotérmica que recebe aquecimento pode passar mais abruptamente a um quadro de hipertermia do que seria esperado para uma ave saudável. Neste sentido, deve-se ter particular atenção para evitar o aquecimento excessivo e oscilações excessivas de temperatura ambiente. Animais que apresentarem a temperatura cloacal elevada (acima de 41 °C) deverão ser mantidos em locais frescos (cerca de 24 °C), bem ventilados e protegidos do sol, sendo avaliados periodicamente para que não ocorra uma queda abrupta de temperatura. Aves em hipertermia normalmente apresentam-se ofegantes, respirando com o bico aberto e mantendo as asas afastadas do corpo. Aves saudáveis que apresentem desconforto térmico em dias excessivamente quentes podem ser colocadas em piscinas ou serem borrifadas com água fria em todo o corpo (principalmente em áreas aptéricas). Em situações extremas, banhos com água fria, bolsas de água fria e ambientes climatizados também podem ser utilizados. Contudo, é importante diferenciar se uma ave está respirando com o bico aberto porque está com calor ou se isto se deve a dispnéia por infecção respiratória, por exemplo.

Quando as aves já tiverem se recuperado do quadro de hipotermia, porém ainda estiverem com dificuldade para manter sua temperatura estável, pode-se colocá-las em piscina em ambiente abrigado (interno) com água potável aquecida (38 a 40 °C) (**Figura 8.12a**). Esses banhos supervisionados ajudarão a evitar o acúmulo de fezes na cloaca e servirão para promover o bem-estar e estimular o apetite, além de permitirem às aves que iniciem seus comportamentos de organização das penas e de ingestão de água. Esses comportamentos podem ser estimulados utilizando uma mangueira com ponta de “chuveirinho” para molhar as aves (**Figura 8.12b**) ou criar movimentação da água (ondas). A duração dos banhos poderá variar de poucos minutos a algumas horas, dependendo do comportamento do paciente. Caso as aves permaneçam por períodos prolongados, a temperatura da água deverá ser verificada periodicamente. Ao final do banho, aferir a temperatura cloacal da ave (lembrando que, nesses casos, o paciente ainda não recebeu alta médica).

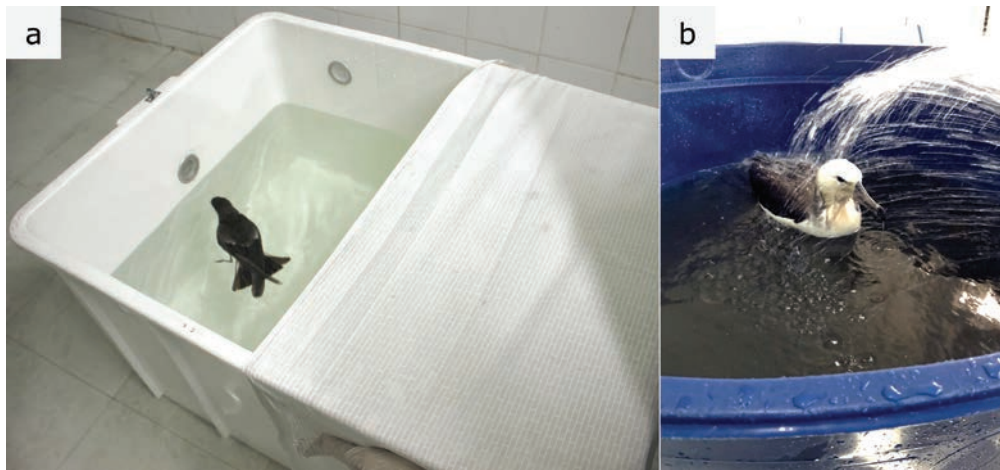


Figura 8.12. Banho em água aquecida em recinto interno para aves que ainda apresentam oscilação de temperatura corpórea e falha na impermeabilidade da plumagem.

Créditos: (a) Ralph Vanstreels / IPRAM; (b) Renata Hurtado / IPRAM.

Tratamento veterinário

O **Capítulo 14** apresenta uma breve revisão das principais enfermidades que podem acometer os Procellariiformes em reabilitação. Destas, vale destacar a elevada sensibilidade destas aves à aspergilose. Por este motivo, muitos centros de reabilitação recomendam o uso de itraconazol preventivamente. Normalmente utiliza-se uma dose de 10 mg/kg por via oral a cada 24 horas por no mínimo 14 dias. Outras medicações poderão ser prescritas e administradas por um médico veterinário de acordo com os achados dos exames físicos e clínicos. A utilização de nebulizadores ultrassônicos também pode ser eficiente no tratamento de infecções respiratórias, sendo comumente utilizados antibióticos, antifúngicos (incluindo itraconazol) e aminofilina associados a solução fisiológica a 0,9%. Devido às particularidades do sistema respiratório das aves, o uso de mucolíticos deve ser evitado.

Apesar da falta de estudos sobre imunostimulantes e probióticos em Procellariiformes, sua utilização é encorajada durante o período em reabilitação. Timomodulina, equinácea, própolis e leveduras, por exemplo, tem sido empregados com sucesso nessas aves. Ao administrar fármacos que são metabolizados pelo fígado, é recomendado a associação do tratamento com protetores hepáticos, como a silimarina (100-150mg/kg/dia).

Os esteróides (corticosteróides) podem causar alterações fisiológicas graves em aves, nas quais imunossupressão (linfopenia, granulocitose, involução de bursa, timo e baço, além de predisposição à doenças secundárias), doença hepática, insuficiência renal, retardo na cicatrização de feridas e úlceras gastrointestinais já foram documentados (ver a seção “Literatura Sugerida” ao final deste capítulo). Um estudo realizado por Westerhof e colaboradores (1994) observou que o eixo hipotálamo-pituitária-adrenal em aves domésticas é altamente suscetível a supressão por corticóides, principalmente dexametasona, indicando que os efeitos colaterais em aves é mui-

to mais frequente e grave do que em mamíferos. Por isso, o uso de corticóides em aves é bastante controverso e deve ser evitado em Procellariiformes. Apesar de alguns clínicos de aves ainda recomendarem a dexametasona nos casos de traumatismo cranioencefálico recente, existem protocolos comprovadamente eficazes em aves que fornecem as mesmas vantagens dos corticóides com menos efeitos colaterais.

É comum que os Procellariiformes encalhem com algum grau, mesmo que leve, de miopatia de captura (rabdomiólise de esforço). Acredita-se que isto ocorra devido ao fato de serem aves oceânicas e, em sua maioria, planadoras, que passaram por grande esforço físico até encalhar nas praias, além do estresse e esforço relacionado à captura, manejo, transporte até o centro de reabilitação. Por este motivo, sugere-se que a enzima CK (creatinoquinase) seja incluída nos

exames clínicos de rotina ou, pelo menos, mensurada o mais breve possível após a admissão. O valor da CK poderá contribuir bastante para a escolha do melhor tratamento clínico, principalmente com relação ao tipo de fluidoterapia que deverá ser implementado. Além da CK, mensurar o lactato sérico/plasmático também auxilia na determinação dos quadros de acidose, e seu valor pode ser facilmente aferido na rotina clínica com o uso de aparelhos portáteis (p.ex. Accu-trend® Plus) utilizando apenas uma gota de sangue.

Após a recuperação do estado crítico do paciente (incluindo o restabelecimento do fluxo intestinal), é essencial que o tratamento com antiparasitários seja iniciado. Podem ser utilizados o praziquantel, o fenbendazole e a ivermectina.

LITERATURA SUGERIDA:

Australian Seabird Rescue. 2014. First responders resource guide for seabird emergencies.

Disponível em: http://www.dpi.nsw.gov.au/__data/assets/pdf_file/0005/524093/First-responders-resource-guide-for-seabird-emergencies.pdf

Carpenter JW. 2006. Pharmacotherapeutics in companion birds: An update and review.

Disponível em: <https://www.vin.com/apputil/content/defaultadv1.aspx?id=3859004&pid=11223>

Cherel YV, Klages NO. 1998. A review of the food of albatrosses. In: Gales R, Gales R. Albatross biology and conservation. Surrey Beatty & Sons, Chipping Norton. pp. 113-136.

Hall E. 1994. Rescue & intensive care of seabirds. Disponível em: http://www.awrc.org.au/uploads/5/8/6/6/5866843/seabirdrescueintensivecare_-_libby_hall.pdf

Heredia SAR, Alvarez CK, Loureiro J. 2008. Aves marinas empetroladas: Guía para su manejo y atención. Fundación Mundo Marino, San Clemente del Tuyú, Argentina.

Hurtado R, Nicolai A, Vanstreels RET, Dutra GHP & Reisfeld L. 2018. Manual de terapia intensiva para pinguins recolhidos na costa brasileira. Cariacica, ES: Instituto de Pesquisa e Reabilitação de Animais Marinhos (IPRAM), Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres (CEMAVE). Disponível em: <http://www.aquariodesp.com.br/novo/images/manual-pinguins.pdf>

Padilla LR. 2014. Gaviiformes, Podicipediformes, and Procellariiformes (Loons, Grebes, Petrels, and Albatrosses). In: Miller RE, Fowler ME. Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8. pp. 89-96.

Prince DA, Morgan RA. 1982. Diet and feeding ecology of Procellariiformes. In: Croxall JP. Seabirds: Feeding ecology and role in marine ecosystems. London, UK: Cambridge University Press. pp. 135-172.

Westerhof I, Van den Brom WE, Mol JA, Lumeij JT, Rijnber A. 1994. Sensitivity of the hypothalamic-pituitary-adrenal system of pigeons (*Columba livia domestica*) to suppression by dexamethasone, cortisol, and prednisolone. Avian Diseases 38: 435-445.

Westerhof I. 1997. Pituitary-adrenocortical function and glucocorticoid administration in pigeons. The Veterinary Quarterly, 19:S60-S61.

9

▪ REABILITAÇÃO DE PROCELLARIIFORMES OLEADOS

Sergio Rodríguez Heredia, Renata Hurtado & Juliana Y. Saviolli



Há extensa literatura acerca dos efeitos do óleo sobre a saúde das aves marinhas e detalhamento dos protocolos e procedimentos a serem utilizados, por isso recomenda-se a consulta às referências listadas na seção “Literatura sugerida”. Desta forma, este capítulo objetiva apenas apresentar considerações gerais e ressaltar aspectos que sejam particularmente relevantes no caso dos Procellariiformes.

Um aspecto importante é o fato de que o petróleo e seus derivados podem ser tóxicos não apenas para as aves, mas também para a equipe de reabilitação, de modo que é necessária a utilização de luvas nitrílicas ou de borracha durante o manuseio destas aves. Além disso, para evitar que o óleo de um indivíduo contaminado seja repassado a outros, as aves oleadas e não oleadas deverão ser mantidas em áreas separadas (até finalizado o processo de lavagem) e os equipamentos de proteção individual (luvas, macacões) utilizados no manuseio de aves oleadas deverão ser separados daqueles utilizados para as aves não oleadas.

Documentação de aves oleadas

A contaminação ambiental por petróleo é considerada crime ambiental. Por este motivo, as instituições envolvidas no atendimento às aves oleadas devem documentar o ocorrido para que estas informações possam ser utilizadas posteriormente para fins judiciais. Assim, é essencial que registros detalhados sejam mantidos (registro

central e fichas individuais conforme detalhado no **Capítulo 13**). Além das informações básicas registradas para todas as aves durante a admissão (espécie, idade, achados ao exame físico, etc.), as seguintes informações adicionais poderão ser registradas para cada ave:

- **Área corpórea oleada:** estimar visualmente a porcentagem da superfície corpórea que foi afetada pelo óleo. A classificação tradicional é feita em cinco categorias: <10%, 25%, 50%, 75% ou 100%.
- **Profundidade do óleo:** estimar visualmente a profundidade em que o óleo afetou as penas. Utilizam-se as seguintes categorias:
 - Apenas odor: não se pode determinar quais as regiões petrolizadas, mas a ave emana um odor de óleo.
 - Superficial: apenas a ponta das penas foi acometida.
 - Média: as penas foram extensamente acometidas, porém o óleo não atingiu a sua base.
 - Profunda: as penas foram acometidas até a base, porém não há dano à pele.
 - Queimaduras: as penas foram acometidas até a base, e a pele abaixo das penas apresenta sinais de irritação ou lesões.
- **Descrição das áreas oleadas:** descrever textualmente ou fazer um desenho esquemático das áreas acometidas.
- **Fotodocumentação:** a documentação fotográfica de aves oleadas é essencial para comprovar o recebimento de aves oleadas (fins judiciais) (**Figura 9.1**). Além disso, analisando as imagens é possível categorizar de forma mais fiel a distribuição do óleo no

corpo, evitando a subjetividade da classificação durante a admissão. É recomendável que as fotografias sejam feitas durante a admissão, pois caso as fotografias sejam adiadas é possível que ocorram mudanças de coloração ou distribuição das manchas de óleo com o passar dos dias. Recomendações detalhadas acerca da fotodocumentação de aves serão apresentadas no **Capítulo 13**.

- **Coleta de penas com óleo:** a coleta de penas com óleo pode ser útil para análises de identificação da fonte do vazamento (*oil fingerprinting*). Para esta finalidade, é importante que a coleta seja feita imediatamente durante a admissão e não posteriormente, pois com o passar do tempo o óleo sofrerá degradação e o resultado das análises será comprometido. Recomendações acerca da coleta de penas com óleo serão apresentadas no **Capítulo 12**.



Figura 9.1. A fotodocumentação de indivíduos oleados no momento da admissão é importante para fins judiciais e de análise forense. Créditos: Sergio Heredia / Fundación Mundo Marino.

Cuidados durante o atendimento inicial

Um dos efeitos negativos do óleo na saúde das aves é a irritação e as queimaduras que podem ser causadas à pele e às mucosas. Na maioria dos casos, apenas a plumagem terá sido afetada e a pele e mucosas não terão grandes quantidades de óleo. No entanto, algumas vezes o comportamento da ave de tentar remover o contaminante das penas pode resultar na exposição dos olhos e da mucosa oral. Nestes casos, durante a admissão recomenda-se utilizar solução salina e um material macio (algodão, gaze, cotonete, etc.) para remover o óleo que esteja ao redor dos olhos, narinas, cavidade oral, cloaca, patas. Examinar os olhos com atenção em busca de aumento de volume, hiperemia, úlceras (realizar teste de fluoresceína) e presença de óleo propriamente dito. Para a limpeza dos olhos, pode-se utilizar solução fisiológica a 0,9% (utilizar um frasco recém-aberto, pois a ausência de conservantes no produto faz com que ocorra rápida proliferação bacteriana) ou colírio do tipo lágrima artificial (recomendada sua utilização mesmo quando não houver óleo visível). Se houver qualquer sinal de úlcera em córnea, inflamação/irritação ou infecção ocular, deve-se iniciar imediatamente o tratamento oftalmológico. Como tratamento inicial, também é recomendada a administração imediata de carvão ativado (50 mg/kg, dose única) diluído em solução eletrolítica via sondagem esofágica. Também pode ser iniciado tratamento com sucralfato (25 mg/kg VO q8h) e, dependendo dos resultados hematológicos e do quadro clínico, outros medicamentos e suplementos.

Aptidão para o lavado

Em casos raros, é possível que as aves estejam gravemente oleadas e o excesso de óleo as impeça de se moverem ou respirarem. Estes casos costumam ocorrer principalmente em aves que entram em contato com petróleo cru ou que caem em tanques de resíduos oleosos. Nestas situações, deve-se avaliar a necessidade de uma lavagem emergencial para retirar o excesso de óleo e assegurar a sobrevivência imediata da ave, ou pode-se optar pela eutanásia.

No entanto, estes casos são excepcionais e na maioria das vezes os Procellariiformes oleados terão apenas manchas de óleo em sua plumagem, e poderão sobreviver por algum período contanto que suas necessidades fisiológicas básicas (hidratação, alimentação e conforto térmico) sejam atendidas. Nestes casos, recomenda-se que o procedimento de lavagem seja adiado até que as aves tenham seus parâmetros clínicos estabilizados para conseguirem sobreviver ao processo estressante de lavagem, enxágue e secagem. Durante o período de estabilização, é essencial manter a integridade das penas. Como as aves só terão acesso à piscina após o processo de lavagem, pode ser que ocorra o acúmulo de fezes e resíduos alimentares nas penas, principalmente na região ventral e ao redor cloaca. Assim, para evitar o apodrecimento da plumagem, é recomendável a limpeza rotineira destas áreas com água morna, seja com o auxílio de mangueira (no caso dos Procellariiformes de médio e grande porte; sem a necessidade de conter o animal) ou com pano úmido (Procellariiformes de pequeno porte; conciliar o momento da limpeza com alguma outra atividade que demande contenção).

De modo geral, considera-se que aves marinhas só estarão aptas a passar pelo processo de lavagem quando atingirem os seguintes critérios:

- Temperatura corpórea: estável entre 39 e 41 °C.
- Hematócrito: superior a 28%.
- Proteína plasmática total: igual ou superior a 3.0 g/dl.
- Condição corpórea: escore regular, bom ou ótimo (conforme determinado pela palpação da musculatura peitoral).
- Comportamento: comportamento BAR (Bem, Ativo e Responsivo).

Lavagem, enxágue e secagem

Os Procellariiformes não devem ser alimentados até 12 horas antes do procedimento de lavagem, devendo apenas ser hidratados por sondagem oral até pelo menos duas horas antes do banho. O protocolo de limpeza deve objetivar a realização de um único la-

vado, sem sucessivas repetições em dias diferentes. A anilha temporária deve ser retirada logo antes do lavado, para evitar a recontaminação das penas após a despetrolização da ave.

Apesar de não ser uma prática unânime entre os reabilitadores de fauna, a utilização de um pré-tratamento antes do lavado faz parte da rotina de alguns centros de reabilitação com ampla experiência em despetrolização de aves marinhas. O objetivo deste pré-tratamento, que é efetuado utilizando-se óleo de canola, óleo mineral ou BD1, visa facilitar a remoção dos hidrocarbonetos, principalmente nos casos de contaminação severa ou de óleos pesados. No entanto, algumas considerações devem ser levadas em conta antes de optar pelo seu uso:

- Utilizar apenas em aves que estejam extensamente oleadas (mais de 50% do corpo) ou nos casos em que o óleo seja muito “pesado” (p.ex. petróleo cru, óleo *bunker*), ressecado, altamente aderido à pele e plumagem, e aparentemente de difícil remoção.
- Particular atenção deve ser dada à quantidade do produto de pré-tratamento utilizado na ave, pois caso seja utilizado em excesso a sua remoção durante o lavado poderá ser ainda mais difícil do que a do contaminante original.
- Antes de usar um novo produto de pré-tratamento, realizar testes-piloto (em carcaças ou penas soltas) para assegurar-se que o produto não danifique e não seja absorvido pelas penas.

O ideal é que o processo de lavagem não ultrapasse 30 minutos seguidos de 15-30 minutos de enxágue, não devendo ser ultrapassados 90 minutos de tempo total. Atenção especial deve ser dada para que não ocorra asfixia relacionada à contenção física (por pressão excessiva no tórax ou pescoço ou por contenção do bico fechado), inalação ou ingestão de espuma ou água com detergente, ou exposição excessiva dos olhos à espuma. O monitoramento para sinais de hipertermia deve ser constante. São necessárias de 2 a 4 pessoas capacitadas para realizar o processo de lavagem e enxágue (dependendo do tamanho da ave), além de 1 ou 2 pessoas servindo como equipe de apoio (**Figura 9.2**).

A temperatura da água deve ser semelhante à temperatura corporal da ave (39 a 41 °C). Para a lavagem, recomenda-se o uso de detergente líquido de pH neutro e sem perfume ou odor forte. Bons resultados costumam ser obtidos com detergentes para louças de marcas reconhecidas. O detergente líquido deve ser diluído de 1 a 5% (até que a água de lavagem adquira uma textura viscosa) em bacias cujo tamanho seja compatível com o tamanho da ave a ser lavada. Durante a limpeza é importante que o animal permaneça com o corpo imerso na água e apenas a cabeça e o pescoço permaneçam para fora. Deve-se cuidar para que o animal fique em uma posição confortável. A remoção do óleo da plumagem deve ser realizada com cuidado e por profissional experiente. Basicamente, as penas que estão dentro da água são massageadas de forma suave, permitindo a penetração do detergente desde a base até extremidade das penas. O uso de escova dental também é uma ferramenta eficiente para a remoção do óleo, em especial nas áreas mais delicadas do corpo (p.ex. ao redor dos olhos e do bico). A água das bacias deve ser trocada conforme a coloração indicar que está suja, substituindo as bacias tantas vezes quanto for necessário. O processo de lavagem só termina quando a ave e a água de lavagem estiverem totalmente limpas (exceto em casos emergenciais).

Para a lavagem da cabeça em Procellariiformes de médio e grande porte, deve-se colocar o dedo indicador dentro do bico da ave e segurá-lo com o indicador e o dedo médio, contendo a cabeça de forma a impedir seu movimento e garantindo que a ave consiga respirar (Figura 9.3). A equipe de apoio deverá sempre manter um recipiente (jarra) com água limpa por perto, pois caso escorra detergente/espuma nos olhos da ave será necessário enxaguá-los imediatamente. A manipulação das asas deve ser feita com extremo cuidado: várias espécies de Procellariiformes possuem as asas muito grandes e que devem ser estendidas para verificar e permitir o acesso às manchas de óleo. Durante todo o procedimento de lavagem e enxágue, deve-se manter as asas sempre em sua posição anatômica correta.



Figura 9.2. A lavagem requer uma equipe de três a quatro profissionais experientes para assegurar que o procedimento seja feito de modo seguro, eficiente e rápido. Créditos: Sergio Heredia / Fundación Mundo Marino.



Figura 9.3. Demonstração da contenção física, mantendo o bico entreaberto para permitir que a ave possa respirar livremente. Créditos: Sergio Heredia / Fundación Mundo Marino.

O enxágue das aves consiste na retirada de todo o resíduo de detergente, sendo que um enxágue bem feito é fundamental para que o processo de impermeabilização seja mais rápido. Para esta atividade, é necessária água doce limpa em abundância e sob pressão. A pressão não deve ser exagerada para não causar lesões aos animais, mas deve ser suficiente para criar um fluxo abundante de água que penetre nas microestruturas das penas. De modo geral, recomenda-se uma pressão de 60 a 80 psi (libras por polegada quadrada). A temperatura da água para o enxágue deve ser igual à temperatura de lavagem (39 a 41 °C). O enxágue deve ser feito avançando de forma gradual das partes superiores às inferiores do corpo, em movimentos circulares, assegurando-se que todo o detergente seja retirado do corpo do animal (inclusive da base das penas). Considerando o estresse da ave, no entanto, este processo não deve ultrapassar os 30 minutos. No caso de Procellariiformes de pequeno porte, o enxágue deve ser feito de forma diferenciada, pois são aves bastante delicadas para aguentar a pressão e fluxo de água recomendado para outras espécies. Para estas aves, o ideal é que sejam enxaguadas em bacia contendo água limpa e aquecida (mesma temperatura), massageando as penas cuidadosamente para auxiliar na remoção do sabão, trocando a água da bacia até que todo o sabão seja removido da plumagem. Irrigadores orais (p.ex. Waterpik®) também são ferramentas bastante úteis neste processo, pois fornecem uma pressão suficiente para ajudar na remoção do detergente sem causar danos à plumagem/pele das aves de pequeno porte.

Depois do enxágue deve-se envolver a ave em uma toalha ou pano seco para remover o excesso de água. A ave deverá ser brevemente contida para a recolocação de uma anilha temporária limpa e para a aplicação de colírio/lágrima artificial e pomada oftálmica (de preferência, que contenha acetato de retinol, já

que o processo de lavagem e enxágue gera algum grau de irritação à mucosa ocular) e hidratação com suplementos minerais e vitamínicos por sondagem esofágica. Em seguida, a ave deverá ser colocada em um recinto limpo, seco e sem movimentação de pessoas, para descansar e iniciar o processo de secagem da plumagem. Para auxiliar neste processo, fontes de calor devem ser fornecida, como secadores tipo pet, termoventiladores ou lâmpadas infravermelhas. Em todos os casos, é importante assegurar-se que os animais tenham a opção de afastar-se da fonte de calor para evitar desconforto ou queimaduras. O piso da área de secagem deverá seguir as mesmas recomendações descritas no **Capítulo 4**.

Para que a lavagem e o enxágue sejam feitos de maneira adequada em um intervalo de tempo curto, é fundamental que os profissionais tenham sido previamente capacitados. Por este motivo, recomenda-se que um processo gradual de treinamento, em que novos membros da equipe são inicialmente treinados na função de apoio, aprendendo os aspectos básicos envolvidos na lavagem. Depois, estes membros passarão à contenção física das aves durante a lavagem/enxágue sob a supervisão direta de profissionais mais experientes, e posteriormente passando ao aprendizado da técnica de enxágue. Quando possível, exercícios com carcaças também podem ser úteis neste processo de treinamento.

O uso de fármacos tranquilizantes, sedativos ou anestésicos (isoflurano) também tem sido utilizado com sucesso por algumas instituições para reduzir o estresse associado ao processo de lavagem, sobretudo para espécies de pequeno porte ou muito estressadas. Nestes casos, é essencial que um médico veterinário fique integralmente dedicado a acompanhar os parâmetros vitais e realizar intervenções emergenciais caso necessário; deve-se dar particular atenção para evitar a entrada de água no bico ou narinas da ave.



Figura 9.4. Um enxágue cuidadoso é essencial para assegurar que todos os resíduos de detergente sejam removidos.

Créditos: Sergio Heredia / Fundación Mundo Marino.



Figura 9.5. Após o final do enxágue, a ave deve ser colocada sob secadores em um ambiente tranquilo.

Créditos: Sergio Heredia / Fundación Mundo Marino.

Impermeabilização e condicionamento

Após a lavagem, o processo de reabilitação deverá priorizar a recuperação da impermeabilidade da plumagem e o condicionamento físico das aves. As aves em melhor estado de saúde devem tomar banhos diários em piscinas ou tanques com espaço suficiente para que possam nadar e abrir suas asas sem sofrerem danos. O tempo que as aves passam na água deverá ser aumentado progressivamente, até que as aves sejam capazes de passar longos períodos na água sem desconforto. É fundamental que as piscinas utilizadas durante o processo de reabilitação contem com *skimmer* ou transborde permanente, evitando que a gordura presente nos excrementos e restos de alimentos sujem novamente as penas.

O tempo de permanência na piscina irá variar de acordo com a condição de saúde dos animais, e nunca se deve deixar um animal nadar até a exaustão. Assim, as aves precisam ser supervisionadas durante estes períodos na água ou deve-se oferecer uma opção de saída da piscina (e assegurar-se de que elas sabem utilizá-la). Aves que não estejam em condições de natação podem ser higienizadas com água morna utilizando mangueiras com ponteiros do tipo “chuveirinho”. Este procedimento deve ser realizado de forma rápida, e em seguida remover o excesso de água com toalhas e acomodá-los próximos a uma fonte de calor para que possam se secar e evitar hipotermia.

Durante os primeiros 2 a 5 dias após a lavagem é recomendável que as aves só tenham acesso à água doce. Este cuidado é relevante pois

quaisquer resquícios de detergente (que não tenha sido removido durante o enxágue) poderão levar à formação de cristais na plumagem ao entrar em contato com água salgada ou salobra, atrasando a recuperação da impermeabilidade das penas. Depois deste período inicial, as aves poderão ter acesso à água salgada ou salobra (o que é desejável, já que as aves parecem preferir nadar em água salgada e passarão mais tempo na piscina). Durante o condicionamento,

manter as avaliações físicas e clínicas regularmente, e garantir a administração de suplementos vitamínicos/minerais e tratamento veterinário até a completa recuperação do animal.

Por fim, vale notar que no caso de aves que estavam oleadas e passaram pelo processo de lavagem é importante que a avaliação de aptidão para soltura seja particularmente rigorosa com relação ao critério de impermeabilidade da plumagem (ver **Capítulo 10**).

LITERATURA SUGERIDA:

IBAMA. 2018. Manual de Boas Práticas: Manejo de fauna atingida por óleo.

Disponível em: https://www.ibama.gov.br/phocadownload/emergenciasambientais/2018/2018-12-27_Manual_boas_praticas_Manejo_fauna_atingida_oleo.pdf

IPIECA. 2014. Wildlife response preparedness. Disponível em: <http://www.ipieca.org/resources/good-practice/wildlife-response-preparedness/>

IPIECA. 2017. Key principles for the protection, care and rehabilitation of oiled wildlife.

Disponível em: <http://www.ipieca.org/resources/awareness-briefing/key-principles-for-the-protection-care-and-rehabilitation-of-oiled-wildlife/>

Leighton FA. 1993. The toxicity of petroleum oils to birds. *Environmental Research* 1:92-103.

Nijkamp 2006 Handbook on good practice for the rehabilitation of oiled birds in the aftermath of an oil spill incident. Sea Alarm Foundation.

Disponível em: http://www.oiledwildlife.eu/sites/default/files/Rehabilitation%20of%20Oiled%20Birds%20in%20the%20aftermath%20of%20an%20Oil%20Spill%20Incident%20-Handbook-2007_1.pdf

OWCN. 1999. Protocol for the care of oil-affected birds. Oiled Wildlife Care Network.

Disponível em: http://wildpro.twycrosszoo.org/000ADOBES/OilSpill/D133_OWCN_Bird_Protocols/AvianProttext.pdf

OWCN. 2014. Protocol for the processing of oiled wildlife in the state of California. Oiled Wildlife Care Network.

Disponível em: http://data.prbo.org/cadc2/uploads/Articles/OilSpill/oiled-wildlife-processing-protocols_VERS7.1_mar2014_WITH-APPENDICES.pdf

Heredia SAR, Alvarez CK, Loureiro J. 2008. Aves marinas empetroladas: Guía para su manejo y atención. Fundación Mundo Marino, San Clemente del Tuyú, Argentina.

Tseng FS. 1999. Considerations in care for birds affected by oil spills. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 8:21-31.

Walraven E. 2004. Field manual: Rescue and rehabilitation of oiled birds. Australian Government, Australian Maritime Safety Authority, Mosman, Australia.

10

▪ DEVOLUÇÃO À NATUREZA (SOLTURA)

Juliana Y. Saviolli & Renata Hurtado



A reabilitação de Procellariiformes deve sempre ter como objetivo final a soltura de aves saudáveis, capazes a sobreviver e se reproduzir em natureza. A liberação de aves que não estejam aptas possivelmente implicará em sua morte ou sofrimento, e pode até representar um risco para a sua espécie ou outras espécies (p.ex. caso a ave dissemine um agente infeccioso ao retornar ao ambiente natural). Por este motivo, é crucial assegurar-se que as aves só sejam liberadas à natureza quando estiverem comprovadamente aptas.

Um conceito importante a se ter em mente durante a reabilitação de Procellariiformes é o da “janela de soltura”. Na maioria dos casos, as aves são recebidas em estado de debilidade e apresentarão melhora gradativa durante o período em reabilitação. Contudo, em determinado ponto (que pode variar para cada indivíduo), o estado de saúde chegará ao seu ápice (abertura da “janela”). A partir deste ponto, haverá uma estabilização do quadro clínico e a ave permanecerá neste estado por alguns dias a semanas, sendo este o intervalo ideal para a soltura. Em algum momento, contudo, a ave começará a apresentar problemas secundários relacionados à permanência prolongada em cativeiro, tais como perda de apetite, regurgitação, apatia, pododermatite, redução no comportamento de organização das penas, infecções oportunistas, etc. A partir desse momento, a tendência é de que haja uma piora clínica gradual (fechamento da “janela”) extremamente difícil de reverter, com alta probabilidade

de que a ave defina até o óbito. O momento de abertura e a duração da “janela de soltura” poderão variar bastante dependendo da espécie, da condição clínica individual e das técnicas de reabilitação empregadas. Por este motivo, é essencial que as equipes utilizem os melhores protocolos e técnicas de reabilitação disponíveis, de modo a assegurar um ritmo adequado de melhora em todos os aspectos relevantes à soltura (parâmetros hematológicos, recuperação de lesões, tratamentos medicamentosos, condição corporal, comportamento, impermeabilidade de plumagem, etc.). Assim, quando a janela se abrir, a ave poderá ser simultaneamente aprovada em todos os critérios e ser liberada antes que a janela se feche.

Aptidão para soltura

Após a reabilitação, a soltura de Procellariiformes à natureza só deverá ser realizada quando as aves atingirem critérios bem definidos de saúde e de impermeabilidade da plumagem. De modo geral, recomenda-se que um espécime seja considerado apto à natureza quando cumprir todos os seguintes critérios:

- Hematócrito: superior a 35%.
- Proteína plasmática total: superior a 4 g/dl.
- Condição corporal: score bom ou excelente (conforme determinado pela palpação da musculatura peitoral).

- Auscultação pulmonar: ausência de ruídos respiratórios à auscultação.
- Comportamento: deve apresentar plena capacidade de ingerir alimento, de nadar e flutuar. A tolerância ou aproximação a humanos geralmente não são comportamentos considerados desqualificadores para a liberação destas aves, mas jamais devem ser encorajados.
- Ausência de lesões ou deformidades relevantes: não podem haver quaisquer alterações ou lesões que: provoquem dor e/ou sejam incompatíveis com a sobrevivência em natureza, prejudiquem o voo, a apreensão e ingestão de presas, a natação e flutuação, ou outras atividades essenciais. Amputação de um dígito ou lesões discretas a moderadas de pododermatite não são necessariamente impeditivas para a liberação. A visão binocular intacta é essencial para as espécies que realizam mergulhos em profundidade (p.ex. *Ardenna*, *Calonectris*, *Puffinus*). Para espécies planadoras (p. ex. *Thalassarche*, *Diomedea*, *Pachyptila*), a perda das retrizes (total ou parcial) prejudicará o voo dinâmico. Para todas as espécies, perda ou dano excessivos das rêmiges ou a redução da amplitude e movimentação das asas são desqualificadoras para soltura.
- Ausência de enfermidades infecciosas relevantes: a ave não pode ter sido diagnosticada com uma enfermidade de notificação compulsória ou outra enfermidade que sabidamente possa causar surtos de mortalidade em animais selvagens ou domésticos.
- Impermeabilidade: impermeabilização de 100% das penas após um mínimo de 2 horas sem sair da água (ver descrição do teste de impermeabilização a seguir).

O teste de impermeabilização só deverá ser realizado para os indivíduos que tiverem sido aprovados nos demais critérios. O teste requer uma piscina (ou tanque) preparado de forma a não permitir que a ave consiga sair da água. A ave deverá ser mantida neste tanque por no mínimo 2 horas consecutivas, aplicando-se spray de água sobre o animal para garantir que todo o corpo entrou em contato com água. Barreiras visuais devem ser utilizadas para evitar que as aves fiquem muito estressadas e ansiosas em sair do tanque. Se ainda assim uma ave apresentar desconforto ou tentativas excessivas de sair da água durante o teste, é possível que ela esteja inapta à liberação, devendo ser colocada em repouso com acesso a área seca e, se necessário, receber atendimento veterinário. Nestes casos, é importante que a situação seja cuidadosamente reavaliada pela equipe, buscando elucidar se o desconforto/estresse da ave ocorreu devido a algum erro de manejo (p.ex. excesso de pessoas ao redor do animal, piscina inadequada, barulho excessivo) ou por uma inaptidão individual (investigar o motivo).

Após o período mínimo de 2 horas na piscina para o teste de impermeabilização, a ave deverá ser retirada para que sua plumagem seja imediatamente examinada, verificando a presença ou ausência de áreas molhada na base das penas (plumão). A plumagem de todo o corpo deve ser cuidadosamente examinada, com ênfase especial nas regiões ventral, cloacal, torácica, flancos e sob as asas. É considerada apta à liberação apenas a ave que apresentar sua plumagem com plena impermeabilidade, isto é, cuja pele se encontrar perfeitamente seca em todo o corpo após o teste de impermeabilização (**Figura 10.1**).



Figura 10.1. A impermeabilidade da plumagem é um critério essencial para determinar se uma ave está apta à soltura: (a) ave com impermeabilidade insuficiente da plumagem, apresentando áreas molhadas; (b) ave completamente encharcada, notar as asas caídas devido ao acúmulo de água na plumagem (excesso de peso).
Créditos: (a) Luis Felipe Mayorga / IPRAM; (b) Renata Hurtado / Taronga Zoo.

Apesar de ser unanimidade entre os rehabilitadores que o ideal é que a plumagem esteja 100% impermeável para a liberação de uma ave marinha, podem haver exceções. Os Procellariiformes são aves muito mais sensíveis ao cativeiro que outras espécies marinhas, de modo que deverão ser utilizadas todas as ferramentas disponíveis para que estas aves se recuperem no tempo mais curto possível. É crucial que as áreas do corpo que ficam em contato direto com a água durante o pouso estejam 100% impermeáveis. Por outro lado, se uma ave já estiver em reabilitação há mais de um mês e tiver sido aprovada em

todos os outros critérios para soltura, mas ela apresentar uma falha de impermeabilidade em uma parte do corpo que não fica em contato direto com a água (p.ex. o topo da cabeça ou uma parte do pescoço), sendo que esta falha não causa diminuição de sua temperatura corporal mesmo ao passar o dia todo na piscina, pode ser excepcionalmente indicado liberar a ave à natureza. Neste caso, a exceção se justifica porque manter a ave em cativeiro por um período prolongado poderia levar ao desenvolvimento de problemas de saúde secundários ao cativeiro que, em último caso, poderiam impedir a sua soltura.

Aves que não cumprirem todos os critérios sanitários, clínicos e de impermeabilidade descritos deverão permanecer em reabilitação e serem reavaliadas semanalmente, até que obtenham aprovação nestes critérios. Durante este período, para estimular o comportamento de organização das penas (*preening*) é importante o acesso à água pelo menos 3 vezes ao dia (**Figura 10.2**). Neste sentido, recomenda-se colocar a ave na piscina (sem acesso a área seca) por um período de 20-30 minutos e molhá-la com uma mangueira com ponta tipo “chuveirinho” (que pode ser presa acima da piscina, para evitar o estresse associado à presença humana), e depois deixá-la descansar em área seca para alinhar as penas. O fornecimento de

uma fonte de calor associado à ventilação (p.ex. secadores tipo pet, aquecedor termoventilador, lâmpada infravermelha com ventilador) é um excelente estimulante ao comportamento de alinhamento de penas em Procellariiformes (**Figura 10.3**). Para as aves que gostam de ficar em tocas, uma alternativa eficiente é providenciar uma fonte calor como um secador em baixa potência na entrada da toca por cerca de 10 minutos (prestando atenção para que a ave tenha uma área para onde se afastar caso o jato de ar a esteja incomodando). Caso o animal fique muito estressado, interromper o estímulo imediatamente.

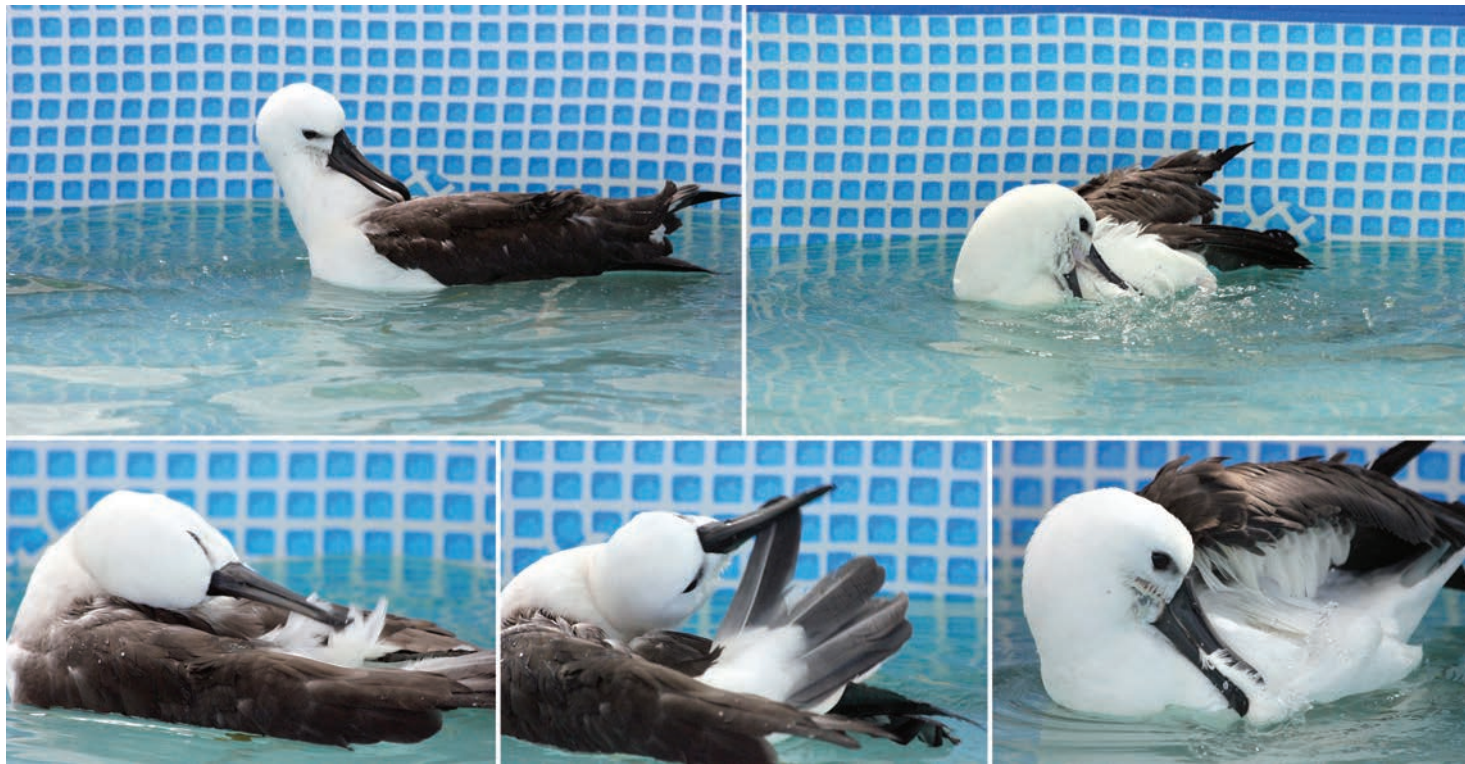


Figura 10.2. Estimular o comportamento de organização da plumagem é essencial para que as aves desenvolvam a impermeabilidade e se tornem aptas à soltura.

Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.



Figura 10.3. Após a natação, secadores tipo pet também podem ser utilizados para estimular o comportamento de organização da plumagem.

Créditos: Renata Hurtado / IPRAM.

Em alguns casos, uma ave pode estar clinicamente apta à soltura, mas, devido ao desgaste excessivo e/ou à perda de rêmiges, sua capacidade de vôo fica prejudicada e a liberação é inviabilizada (**Figura 10.4**). Por serem animais bastante sensíveis ao cativeiro, aguardar semanas para que a muda de penas das asas seja finalizada pode ser inviável. Assim, é altamente indicado que seja implementado um banco de penas nos centros de reabilitação para realização de enxerto de penas (*imping*). O enxerto de penas é uma técnica bastante utilizada na falcoaria, permitindo a substituição das penas danificadas por penas em bom estado recolhidas de uma carcaça

da mesma espécie. As técnicas de armazenamento e enxerto das penas estão amplamente descritas na literatura clínica de rapinantes, podendo ser facilmente replicadas nas aves marinhas (**Figura 10.5**). No entanto, ressalta-se que, no caso dos Procellariiformes, é essencial que: (1) a ave esteja anestesiada (preferencialmente com anestesia inalatória) durante a realização completa da técnica; (2) o responsável pelo procedimento tenha experiência prévia neste tipo de técnica (treinar em carcaças é fundamental); e (3) após o enxerto, aguardar cerca de 1 semana para realizar a soltura, garantindo que a pena implantada está corretamente aderida, alinhada e sem causar qualquer desconforto para a ave.

Nos casos de aves que foram reprovadas nos critérios de aptidão à soltura repetidas vezes devido a alterações clínicas ou deformidades irreversíveis, impossibilitando a liberação de forma permanente, a eutanásia deve ser considerada.



Figura 10.4. Alma-de-mestre (*Oceanites oceanicus*) com falha de penas e primárias desgastadas em asa esquerda, inviabilizando o voo e consequentemente a soltura. Em casos como este, a técnica de enxerto de penas (*imping*) pode ser crucial para o sucesso na reabilitação e soltura.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.



Figura 10.5. Técnica de enxerto de penas em pardela-preta (*Procellaria aequinoctialis*): (a) identificação da pena danificada; (b) corte da pena danificada a aprox. 2 cm da base; (c) preparação da pena a ser utilizada no enxerto, tendo sido feito o corte à mesma altura e inserção de palito de madeira; (d) corte do palito de madeira no comprimento adequado; (e) verificação do comprimento e posicionamento da pena a ser enxertada; (f) uso de cola instantânea para fixar a madeira à pena enxertada; (g) encaixe da pena enxertada; (h) detalhe do encaixe da pena enxertada; (i) verificação do ângulo e comprimento da pena enxertada. Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

Anilhamento permanente

O anilhamento permanente de Procellariiformes reabilitados é uma medida importante para o monitoramento pós-soltura, devendo ser feito em todos os casos, sempre com anilhas oficiais (padrão CEMAVE). A anilha deve ser colocada no tarso-metatarso, preferencialmente do membro inferior esquerdo (**Figura 10.6**). O anilhamento permanente (anilhas de alumínio) deve ser feito apenas por um anilhador credenciado pelo CEMAVE e registrado no Sistema Nacional de Anilhamento (<http://www.ibama.gov.br/sna/>). Dependendo da disponibilidade do estoque, as anilhas podem ser obtidas gratuitamente através do CEMAVE ou podem ser adquiridas de fornecedores devidamente credenciados.



Figura 10.6. As anilhas temporárias devem ser substituídas por anilhas metálicas permanentes no tarso-metatarso antes da soltura.

Créditos: Renata Hurtado / Taronga Zoo.

Soltura

A soltura de Procellariiformes deve ser realizada em locais previamente avaliados, podendo ser feita na praia ou em alto-mar. Opstar por locais com ausência de contaminação ambiental, distante de atividades portuárias, pesqueiras e áreas urbanas. A área deve estar livre da presença de cães ou outros possíveis predadores. O transporte das aves ao local de soltura deve seguir as recomendações delineadas no **Capítulo 6**.

Embora algumas espécies de Procellariiformes possam ser ativas em suas colônias reprodutivas durante a noite, a grande maioria forrageia durante o dia. Assim, visando facilitar sua orientação e forrageamento, os Procellariiformes devem ser liberados durante o dia, preferencialmente no início da manhã. A maior parte das espécies necessita de vento e um amplo espaço para alçar voo. Os Procellariiformes são bem menos tolerantes (em comparação a outras espécies de aves marinhas) à presença de público, e recomenda-se que a sua soltura não seja divulgada e seja realizada em lugares remotos. Há também a possibilidade da soltura em alto-mar; no entanto, esta opção tende a ser mais arriscada devido à dificuldade em resgatar a ave caso ela não consiga voar adequadamente.

Dias de ventos fortes podem ser propícios para liberação, pois estas aves poderão utilizar o vento para ganhar altura mais rapidamente (e o vento tende a encorajar as aves a voar) (**Figuras 10.7 e 10.8**). Dias de tempestades, marés revoltas, tempo excessivamente frio ou de pouco vento não são aconselháveis. Estas aves podem ser liberadas isoladamente ou em grupos em qualquer época do ano, desde que as condições climáticas estejam adequadas. Se mais de um animal for liberado na mesma ocasião, a liberação deve ocorrer simultaneamente, pois muitas vezes uma ave seguirá a outra.

Muitas espécies de Procellariiformes possuem distribuição subantártica ou antártica, e uma objeção frequente à sua reabilitação e soltura no Brasil está relacionada a recomendações supostamente contrárias emitidas pelo Comitê Científico sobre Pesquisa Antártica (SCAR). No entanto, é importante esclarecer que representantes

do próprio SCAR já se manifestaram esclarecendo que esta é uma interpretação equivocada, sendo que a recomendação SCAR XXIV-3 se limita a contraindicar a soltura de animais reabilitados na área de interesse do SCAR (ou seja, a região antártica) e não afeta a soltura de animais em outros continentes (ACAP 2014).



Figura 10.7. Soltura de bobo-escuro (*Ardenna grisea*).

Créditos: Renata Bhering / IPRAM.



Figura 10.8. Soltura de albatroz-de-nariz-amarelo (*Thalassarche chlororhynchos*).

Créditos: Luis Felipe Mayorga / IPRAM.

Monitoramento pós-soltura

Muitas vezes, ao serem liberadas à natureza as aves necessitam de algum tempo para se ambientar. Desta forma, se o animal não sair voando no momento em que for solto, isto não deve ser interpretado necessariamente como falta de aptidão. Deve-se manter distância e esperar que a ave entenda a situação, reconheça a área e escolha o momento de alçar voo. No entanto, caso se observe que a ave apresenta uma atitude inadequada (p.ex. prostração, fuga em

direção a estradas ou áreas urbanizadas) ou não consiga levantar voo após diversas tentativas, a ave deverá ser recolhida e levada de volta ao centro de reabilitação por mais alguns dias. Em caso de soltura bem-sucedida, é aconselhável que a área seja monitorada por alguns dias para verificar se a ave retornou, e que se mantenha contato com outros centros de reabilitação para a troca de informações acerca do possível resgate de Procellariiformes anilhados.

Uma opção para o monitoramento pós-soltura é o uso de transmissores satelitais. Atualmente, a única alternativa que permite o monitoramento de Procellariiformes sem que as aves precisem ser recapturadas é a instalação de transmissores do tipo PTT (*platform transmitter terminals*), que só podem ser utilizados em aves de médio a grande porte (Figura 10.9). Embora estes dispositivos possam trazer dados valiosos sobre as estratégias de reabilitação e conservação destas aves, deve-se lembrar que a instalação deste tipo de equipamento sempre terá um impacto para o indivíduo, de modo que o interesse científico deverá ser pesado em relação aos impactos para a saúde e bem-estar dos animais. Em especial, é essencial que a instalação seja feita por um profissional experiente, que já tenha trabalhado com Procellariiformes ou outras aves marinhas de médio e grande porte, e que seja realizada sob supervisão de um médico veterinário (por ser um procedimento prolongado e estressante para a ave). Além disso, é crucial lembrar que transmissores mal fixados e/ou inadequados para a espécie poderão causar lesões graves e até mesmo levar à morte da ave, além da perda do investimento e dos dados de pesquisa.

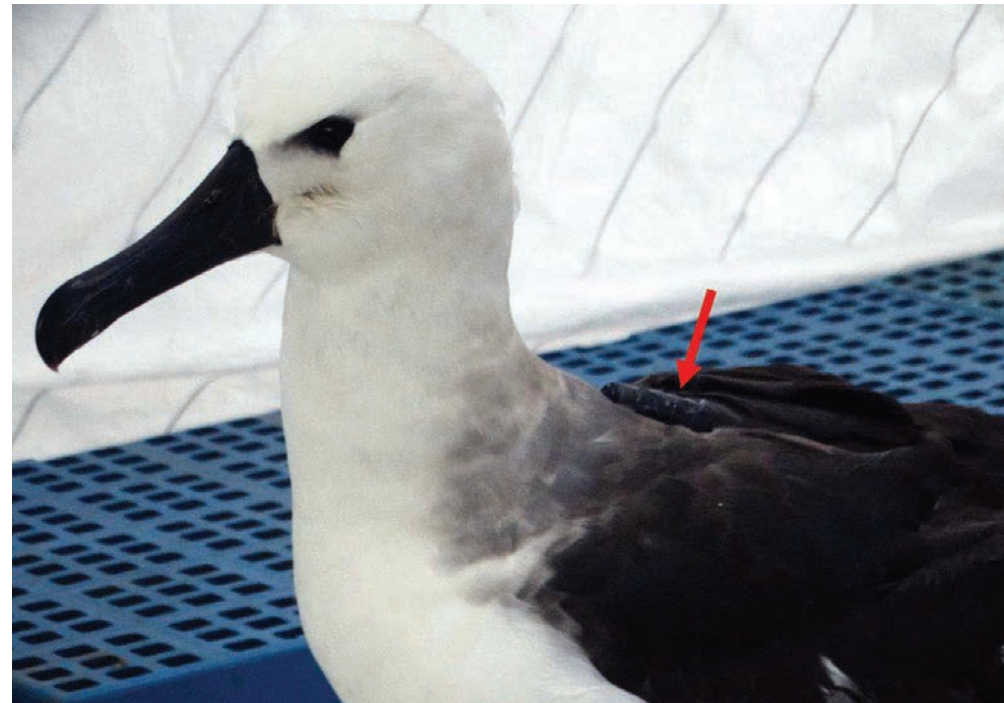


Figura 10.9. Transmissores satelitais podem ser fixados à plumagem de Procellariiformes de médio a grande porte para permitir o monitoramento pós-soltura.

Créditos: Allan Santos / IPRAM.

LITERATURA SUGERIDA:

- ACAP. 2014. Report of the eight meeting of the advisory committee. Punta del Este, Uruguay, 15-19 September 2014. Disponível em: <https://www.acap.aq/en/advisory-committee/ac8/ac8-report/2406-ac8-report/file>
- Barsony M. 2018. The art of imping: The dynamics of raptor feather repair. Disponível em: https://www.awrc.org.au/uploads/5/8/6/6/5866843/15_melanie_barsony_the_art_of_imping_melanie_final.pdf
- Casper RM. 2009. Guidelines for the instrumentation of wild birds and mammals. *Animal Behaviour* 78:1477-1483.
- Hurtado R, Egert L, Santos AP, do Nascimento RR, Matos AC, do Amaral IA, Vanstreels RET. 2019. Reversão do quadro de miopatia de captura em albatroz-de-nariz-amarelo (*Thalassarche chlororhynchos*) resgatado no Espírito Santo. *Anais do XXVIII Encontro e XXII Congresso da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Selvagens*. pp. 265-266.
- IBAMA. 1994. Manual de Anilhamento de Aves Silvestres. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/downloads/finish/7-sna/13-manual-de-anilhamento-de-aves-silvestres.html>
- Lierz M, Fischer D. 2011. Clinical technique: Imping in birds. *Journal of Exotic Pet Medicine* 20:131-137.
- Phillips RA, Xavier JC, Croxall JP. 2003. Effects of satellite transmitters on albatrosses and petrels. *Auk* 120:1082-1090.

11

▪ EUTANÁSIA

Renata Hurtado



Partindo da premissa de que os animais são seres sencientes, isto é, são capazes de sentir, interpretar e responder a estímulos dolorosos e ao sofrimento, é essencial que a reabilitação atenda aos princípios de bem-estar animal e respeito aos parâmetros éticos. Isto implica que, em algumas situações, a eutanásia deverá ser considerada como uma alternativa para interromper o sofrimento de aves que não irão sobreviver ou não estarão aptas à liberação ao final do processo de reabilitação.

Quando há suspeita de maus-tratos ou negligência por parte dos responsáveis pelos cuidados com os animais silvestres, os órgãos competentes devem ser acionados, principalmente se estes animais forem vítimas de crueldade humana. O bem-estar deve ser colocado em primeiro lugar, pois nem sempre salvar a vida de um animal a qualquer custo é a melhor opção.

Em geral, recomenda-se que a decisão pela eutanásia de uma ave seja tomada conjuntamente pela equipe de reabilitação. A execução da eutanásia propriamente dita deverá sempre ocorrer sob a coordenação de um médico veterinário devidamente inscrito no Conselho Regional competente. A eutanásia deve ser empregada como método de eliminação de dor e sofrimento dos animais, não havendo possibilidade de adoção de medidas alternativas, quando:

- O bem-estar animal estiver comprometido de forma irreversível.
- O animal constituir ameaça à saúde pública.
- O animal constituir risco à fauna nativa ou ao meio ambiente.

Outros fatores a serem considerados incluem a espécie envolvida, a idade, o quadro clínico do paciente, o número de animais resgatados e a capacidade do centro de reabilitação em oferecer atendimento adequado, além da segurança na execução da eutanásia. Conhecer a fundo a história natural da espécie é fundamental para balizar esta tomada de decisão. Por exemplo, o olfato é fundamental para que os Procellariiformes encontrem seu alimento, logo, uma grave lesão que comprometa o olfato é impeditiva de liberação, mesmo que o indivíduo esteja clinicamente saudável. O mesmo vale para lesões que comprometam o voo ou a decolagem (tanto em membros inferiores quanto superiores).

O Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV), instituiu normas reguladoras de procedimentos relativos à eutanásia em animais em 2002 (Resolução nº 714); desde então, estas normas foram reestruturadas e atualizadas até chegar na mais recente publicação, a Resolução CFMV nº 1000/2012. O CFMV disponibiliza informações sobre os conceitos e procedimentos indicados para a realização da eutanásia em animais (incluindo animais da fauna silvestre), no **Guia Brasileiro de Boas Práticas para a Eutanásia em Animais – Conceitos e Procedimentos Recomendados** (ver a seção “Literatura sugerida”), visando colaborar com detalhamentos dos procedimentos recomendados, orientando de forma consistente os profissionais envolvidos no processo da eutanásia. Além disso, a Resolução CFMV nº 923/2009 dispõe sobre procedimentos e responsabilidades do

médico veterinário e do zootecnista em relação à biossegurança no manuseio de microrganismos e de animais silvestres e exóticos, bem como suas partes, fluidos, secreções e excreções.

Vale ressaltar que o método escolhido deve ser o mais confiável possível, comprovando-se sempre a morte do animal, garantindo o respeito ao indivíduo, a ausência ou a redução máxima de desconforto e dor, a inconsciência imediata seguida de morte e a ausência ou redução máxima do medo e da ansiedade. Além disso, o método deve ser apropriado para os animais e a situação em questão, e o responsável pela eutanásia deve atuar com profissionalismo e respeitar também os impactos do procedimento em outras pessoas envolvidas. As técnicas aceitáveis e recomendadas para Procellarii-formes são:

1. Indução de anestesia geral por anestésico inalatório seguido de aprofundamento acentuado do plano anestésico inalatório.
2. Indução de anestesia geral por anestésico inalatório seguida de injeção intravenosa ou intramuscular de dose letal de fármaco anestésico geral injetável (barbitúricos, propofol ou semelhantes).

3. Indução de anestesia geral seguida de morte por injeção intramuscular ou intravenosa (em alguns casos, pode-se utilizar a via intracelomática) de dose letal de fármaco anestésico geral injetável (barbitúricos, propofol ou semelhantes).

Independentemente do método escolhido, a depressão cerebral deve sempre anteceder a parada cardiorrespiratória. Em situações extraordinárias, pode ser aceitável a realização da eutanásia por injeção intracardíaca ou intracraniana (através do forâmen magno) de fármaco anestésico geral ou local, desde que: (a) o procedimento seja feito por profissional com experiência prévia nesta técnica; e (b) tenha sido feita a anestesia geral (incluindo analgesia) prévia com anestésicos inalatórios e/ou injetáveis.

Após a administração dos agentes eutanásiantes, aguardar um intervalo de 30 a 60 minutos para a constatação do óbito (ausência de movimentos respiratórios, batimentos cardíacos e pulso, reflexos corneal, pupilar e de dor profunda, e estabelecimento do rigor mortis) antes de encaminhar a carcaça para refrigeração ou necropsia.

LITERATURA SUGERIDA:

CEBEA/CFMB. 2012. Guia brasileiro de boas práticas para a eutanásia de animais. Disponível em: http://www.cfmv.gov.br/portal/_doc/guiabbbp_eutan%C3%A1sia_animal.pdf

CFMV. 2002. Resolução nº 714, de 20 de junho de 2002. Disponível em: <http://portal.cfmv.gov.br/portal/lei/download-arquivo/id/326>

CFMV. 2012. Resolução nº 1000, de 11 de maio de 2012. Disponível em: <http://portal.cfmv.gov.br/portal/lei/download-arquivo/id/325>

Piedade HM. 2014. Eutanásia. In: Cubas ZS, Silva JCR, Catão-Dias JL. Tratado de Animais Selvagens. Roca, São Paulo, Brasil.

IACUC-CU. 2016. Avian euthanasia. Disponível em: <https://ras.research.cornell.edu/care/documents/ACUPs/ACUP308.pdf>

Kirkwood JK, Sainsbury AW. 1996. Ethics of interventions for the welfare of free-living wild animals. *Animal Welfare* 5:235-243.

Leary S, Underwood W, Anthony R, et al. 2013. AVMA Guidelines for the Euthanasia of Animals: 2013 Edition. Disponível em: <https://www.avma.org/KB/Policies/Documents/euthanasia.pdf>

12

▪ BIOMETRIA, COLHEITA DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS E NECROPSIA

Ralph E. T. Vanstreels & Renata Hurtado



Os Procellariiformes podem carrear vários agentes infecciosos que podem apresentar risco significativo à saúde humana ou de outros animais. Assim, é essencial o uso de equipamentos de proteção individual (luvas, máscara, óculos de proteção, etc.) durante a colheita e manuseio de amostras biológicas. Além disso, os procedimentos de contenção física para biometria e colheita de amostras biológicas deverão sempre levar em conta o bem-estar das aves, e deverão ser feitos de modo a minimizar a duração do procedimento.

Biometria

As medidas corpóreas podem ser utilizadas para diversas finalidades, entre elas a identificação da espécie, o estudo de diferenças entre populações de Procellariiformes, a obtenção de estimativas precisas de condição corporal e de crescimento, entre outras. Um aspecto crítico para que as medidas corpóreas sejam confiáveis é que essas medidas sejam sempre feitas pela mesma pessoa, com o mesmo equipamento. Há uma variedade de parâmetros morfométricos que podem ser obtidos, dos quais destacam-se os seguintes (Figura 12.1):

- **Comprimento da cabeça:** medição com paquímetro, da ponta do cúlmen à protuberância occipital externa.
- **Comprimento do bico:** medição com paquímetro, da ponta do cúlmen à inserção das penas na base do cúlmen.
- **Altura do bico (*gonys*):** medição com paquímetro, espessura combinada da mandíbula com a maxila na parte mais ampla da *gonys* (crista ventral de fusão dos dois ramos da mandíbula) em sentido dorsoventral (perpendicular ao eixo principal do bico, com o bico totalmente fechado).
- **Comprimento da asa:** medição com régua (preferível) ou fita métrica em superfície rígida, da articulação carpometacarpal à ponta da pena mais longa, com a asa fechada.
- **Comprimento do tarso:** medição com paquímetro, da extremidade proximal do tarso-metatarso (pelo aspecto plantar) à sua extremidade distal (pelo aspecto dorsal, com a pata dobrada).
- **Largura do bico (base):** medição com paquímetro, largura do bico na porção mais larga em sentido laterolateral, perpendicular ao eixo principal do bico. Em geral esta medida é utilizada principalmente para faigões (*Pachyptila* spp.).

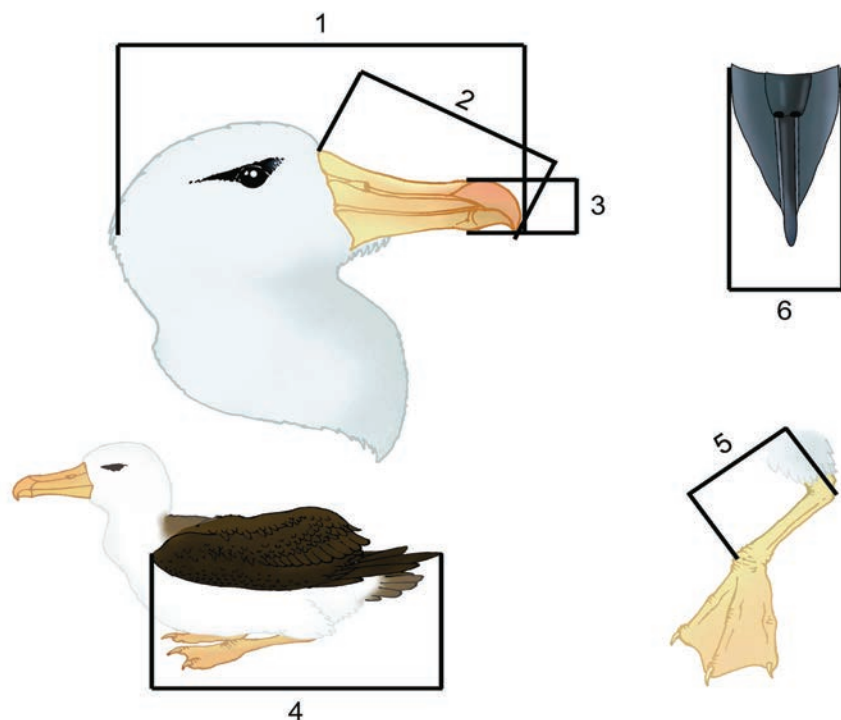


Figura 12.1. Principais parâmetros morfométricos utilizados para Procellariiformes. Legenda: (1) comprimento da cabeça; (2) comprimento do bico; (3) altura do bico (*gonys*); (4) comprimento da asa; (5) comprimento do tarso; (6) largura do bico (base).

Créditos: Luis Felipe Mayorga.

Colheita de sangue

O ponto mais crítico e fundamental para uma colheita de sangue bem-sucedida é o posicionamento correto aliado à contenção física adequada da ave. Deverão sempre ser utilizados materiais descartáveis e previamente esterilizados, além de adequada antissepsia local logo antes da coleta. Antes de realizar o procedimento, assegurar-se de que todos os materiais necessários estejam separados e organizados.

O volume máximo de sangue que pode ser colhido sem prejuízo para o animal é até 1% de sua massa corpórea (ou seja, 1 mL por 100 g de peso vivo), desde que a ave esteja saudável e haja um intervalo de 15 dias entre as colheitas. No caso de aves debilitadas ou quando a colheita de sangue for repetida em um intervalo menor, é importante que o volume de sangue colhido seja inferior a este limite (recomenda-se um máximo de 0,5% da massa corpórea). Para espécies de médio a grande porte, as veias metatársicas são as mais comumente utilizadas (acesso na face medial do membros inferiores, correndo paralelamente ao ossos tarsometatarsos) (Figuras 12.2 e 12.3). A veia jugular direita pode ser utilizada para espécies de pequeno porte (Figura 12.4). Embora seja possível realizar a colheita de sangue na veia braquial (Figura 12.5), recomenda-se evitar esta via de acesso devido ao risco de lesões musculoesqueléticas e formação de hematomas nas asas, podendo prejudicar a habilidade de voo.

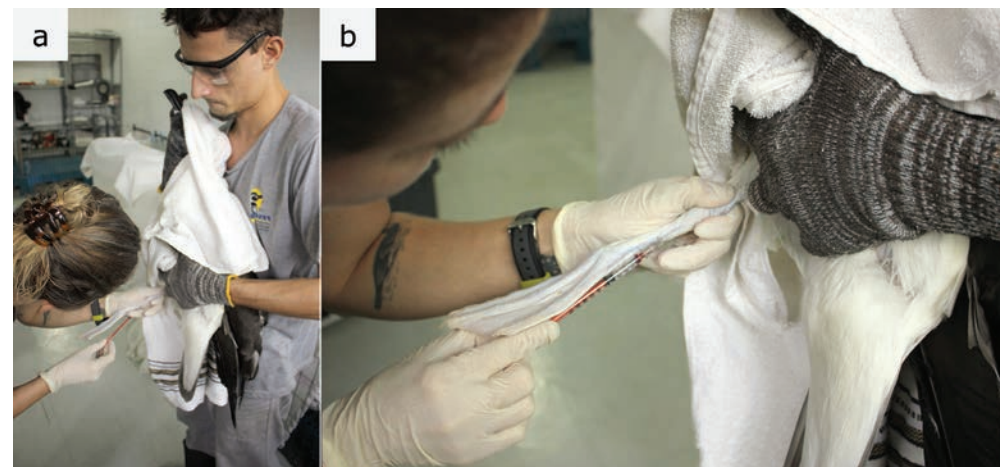


Figura 12.2. Coleta de sangue pela veia metatársica.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.



Figura 12.3. Coleta de sangue pela veia metatársica.

Créditos: Luis Felipe Mayorga.



Figura 12.4. Coleta de sangue pela veia jugular em exemplares de pequeno porte.

Créditos: Luis Felipe Mayorga.

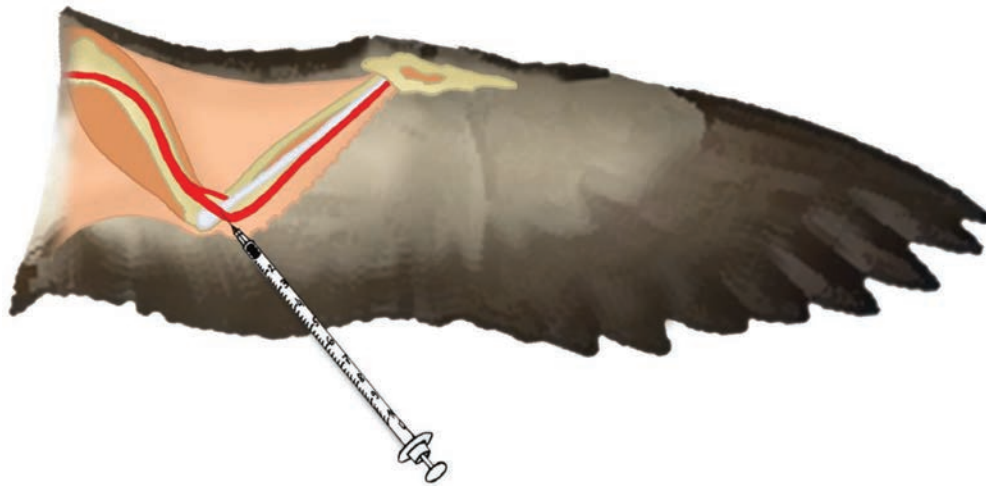


Figura 12.5. Coleta de sangue pela veia braquial.

Créditos: Luis Felipe Mayorga.

As amostras de sangue de Procellariiformes podem ser utilizadas para os mesmos tipos de análises laboratoriais tradicionalmente utilizadas para outras aves, tais como: hematócrito, proteína plasmática total, esfregaço sanguíneo, hemograma completo, bioquímica plasmática ou sérica, hemocultura, estudos genéticos, etc. É importante considerar que, assim como para outras aves, a utilização de equipamentos automatizados tradicionais de exame hematológico não é recomendada, pois os eritrócitos nucleados interferem com a leitura computadorizada. As peculiaridades fisiológicas destas aves ainda não são totalmente conhecidas, à exceção do fato de que petréis-gigantes (*Macronectes* spp.) possuem heterofilos que se coram em tom azulado (basofílico), diferente da cor tradicionalmente observada nos heterofilos de outras aves. Infelizmente, para muitas espécies de Procellariiformes não há valores de referência para a interpretação de vários parâmetros hematológicos; nestes casos, recomenda-se a utilização de valores de referência de espécies do mesmo gênero ou da mesma família (Tabela 12.1).

Tabela 12.1. Publicações que oferecem valores de referência para a interpretação de parâmetros hematológicos de Procellariiformes.

ESPÉCIE	PUBLICAÇÃO
<i>Calonectris diomedea</i>	Bried et al. 2011. Italian Journal of Zoology 78:279-286.
<i>Diomedea immutabilis</i>	Work 1996. Journal of Wildlife Diseases 32:643-657.
<i>Fulmarus glacialis</i>	Newman et al. 1997. Colonial Waterbirds 20:492-504.
	Edwards et al. 2006. Comparative Clinical Pathology 14:206-209.
	Mallory et al. 2015. Conservation Physiology 3:cov028.
<i>Hydrobates pelagicus</i>	Wojczulanis-Jakubas et al. 2014. Wilson Journal of Ornithology 126:739-745.
	Wojczulanis-Jakubas et al. 2016. Wilson Journal of Ornithology 128:487-493.
<i>Macronectes giganteus</i>	Uhart et al. 2003. Journal of Wildlife Diseases 39:359-365.
<i>Oceanites oceanicus</i>	Quillfeldt et al. 2004. Polar Biology 27:168-176.
<i>Phoebastria albatrus</i>	Deguchi et al. 2012. Bird Conservation International 22:66-81.
<i>Phoebastria irrorata</i>	Padilla et al. 2003. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 34:278-283.
<i>Pterodroma phaeopygia</i>	Work 1996. Journal of Wildlife Diseases 32:643-657.
<i>Ardenna pacifica</i>	Work 1996. Journal of Wildlife Diseases 32:643-657.
<i>Puffinus puffinus</i>	Kirkwood et al. 1995. Journal of Wildlife Diseases 31:96-98.
<i>Thalassarche melanophris</i>	Ferrer et al. 2017. Polar Biology 40:1537-1544.

Colheita de swabs

Swabs orais, orotraqueais e cloacais podem ser utilizados para a realização de exames virológicos e microbiológicos. Para esta finalidade, deve-se sempre utilizar *swabs* estéreis e de tamanho compatível com o animal e/ou área a ser amostrada. Em geral, recomenda-se a utilização de *swabs* uretrais de uso humano devido ao seu tamanho reduzido. Para evitar contaminação, abrir o *swab* sempre pelo lado oposto à ponta de algodão, não soprar e não tocar em objetos ou partes do corpo que não sejam o alvo da coleta (p.ex. penas e luvas de procedimento). Se necessário, utilizar gaze estéril e água destilada para limpar a região a ser amostrada.

Swabs cloacais são utilizados com maior frequência, e podem ser obtidos introduzindo-se delicadamente o *swab* na cloaca da ave (cerca de 1-3 cm, dependendo do tamanho da ave), realizando cuidadosamente movimentos circulares (**Figura 12.6**). É importante

afastar as penas da região cloacal antes de realizar esta coleta, para evitar que o *swab* seja contaminado.

Swabs orais são obtidos abrindo-se o bico das aves e passando o *swab* delicadamente por toda a região oral, incluindo a abertura das coanas, também através de movimentos circulares. *Swabs* orotraqueais são obtidos inserindo-se delicadamente o *swab* uretral através da abertura da glote (cerca de 1-2 cm, dependendo do tamanho da ave), colhidos preferencialmente de Procellariiformes de médio a grande porte (**Figura 12.7**). Por causar um desconforto significativo para a ave, a obtenção destes *swabs* deve ser feita de modo rápido, porém gentil, para evitar lesões.

Após a colheita, inserir imediatamente o *swab* em tubo estéril, que pode ou não conter um meio de transporte de acordo com a finalidade da colheita. Em seguida, o material deve ser submetido à refrigeração ou congelamento, dependendo da análise a ser realizada, e encaminhado ao laboratório o mais rápido possível.



Figura 12.6. Coleta de *swab* cloacal.
Créditos: Juliana Saviolli / Projeto Albatroz.



Figura 12.7. Coleta de *swab* orotraqueal.
Créditos: Juliana Saviolli / Projeto Albatroz.

Colheita de fezes

A colheita de fezes para análise parasitológica pode ser realizada por meio de *swab* cloacal ou, mais facilmente, colocando-se o animal em uma superfície limpa e aguardando a defecação espontânea. Com auxílio de uma espátula, colher apenas a parte sólida do excremento. Para análises microscópicas, as amostras podem ser armazenadas por até 3 dias em geladeira, ou podem ser fixadas em soluções à base de formol (p.ex. solução SAF) e mantidas em temperatura ambiente por tempo indeterminado para análise posterior. Para análises moleculares, as amostras podem ser congeladas. Outra alternativa é o uso de solução de dicromato de potássio a 2,5% e o armazenamento em refrigeração, que permite tanto análises microscópicas e moleculares em um prazo de 1 a 3 meses.

Colheita de parasitas

Parasitas externos (pioelhos, carrapatos, etc.) e internos (helmintos) podem ser armazenados em etanol 70% e mantidos em temperatura ambiente por tempo indeterminado para análises morfológicas e genéticas. Não é incomum que Procellariiformes estejam simultaneamente parasitados por duas ou até três espécies de pioelhos, por isto é importante buscar uma amostra que represente todas as espécies presentes (**Figura 12.8**). No caso de ácaros de penas, as rêmiges devem ser avaliadas contra a luz buscando pequenos pontos negros nas bárbulas. É necessário utilizar álcool 70% para facilitar a remoção dos ácaros de penas, porém em muitos casos nem assim eles conseguirão ser removidos e só poderão ser amostrados a partir de penas soltas ou de carcaças. Em todos os casos, os parasitas devem ser manuseados com o máximo cuidado, evitando pressioná-los com pinças para não danificar as características morfológicas utilizadas para a sua identificação. Hemoparasitas podem ser avaliados por meio de esfregaços sanguíneos delgados previamente fixados e corados.



Figura 12.8. Os pioelhos são parasitas frequentes dos Procellariiformes, podendo ser encontrados através da inspeção cuidadosa da plumagem, levantando-se as penas. Não é incomum que duas ou até três espécies diferentes sejam encontradas no mesmo hospedeiro.

Créditos: Ralph Vanstreels / Nelson Mandela University.

Colheita de penas contaminadas por óleo

Tanto em derramamentos de petróleo quanto em zonas de petrolização crônica, a colheita de amostras de penas oleadas é de grande importância para determinar ou confirmar a fonte do vazamento. São amostras de simples colheita e armazenamento, e que têm o potencial de produzir provas para a identificação dos responsáveis pelo acidente e que ajudarão a guiar políticas públicas de transporte e exploração do petróleo e seus derivados.

Antes da colheita das amostras, é importante ter em mente que as penas não devem entrar em contato com luvas de látex ou borracha,

nem com qualquer tipo de plástico ou derivado de petróleo. Por este motivo, o ideal é fazer a colheita imediatamente ao receber o animal ou ao início da necropsia, para reduzir a contaminação. Sendo o óleo potencialmente tóxico à pessoa coletando as penas, o ideal é coletar e manusear as amostras utilizando pinças metálicas, e nunca com as mãos desprotegidas. Os instrumentos para a coleta (bisturi, pinças, etc.) devem ser metálicos e estar completamente limpos.

Preferencialmente, coletar as penas mais severamente contaminadas. Em aves vivas, sempre alternar os pontos de coleta para não levar à perda de impermeabilidade e nunca arrancar/cortar as rêmiges ou retrizes, apenas as tetrizes (pescoço e corpo). Coletar 5-10 penas e embrulhá-las em papel alumínio (com o lado brilhante voltado para o exterior). Se o petróleo estiver distribuído em mais de uma mancha, com coloração/características distintas, coletar e armazenar separadamente algumas penas das diferentes manchas. As amostras deverão ser congeladas imediatamente, evitando-se ao máximo descongelamentos e recongelamentos, pois estes irão prejudicar a qualidade das amostras.

Necropsia

Todos os animais que vierem a óbito durante o processo de reabilitação devem ser necropsiados. Os Procellariiformes não possuem características anatômicas particulares que dificultem ou requeiram cuidados especiais para a necropsia, e os protocolos utilizados para outras aves podem ser seguidos.

Os procedimentos de necropsia devem ser realizados ou supervisionados por um médico veterinário. As áreas e instrumentos utilizados para necropsia não podem, em hipótese alguma, ser de uso compartilhado com as áreas de manejo ou manutenção de animais vivos. Além da documentação escrita em que são registradas todas as informações pertinentes (número individual, data, espécie, idade, sexo, achados de necropsia, presença de parasitas,

diagnóstico preliminar, etc.), conforme detalhado no **Capítulo 13**, deve ser feita a obtenção de dados biométricos e a colheita de amostras de tecidos para histopatologia, tecidos congelados (para análises moleculares e toxicológicas complementares) e parasitas, em todos os exames necroscópicos.

Os seguintes tecidos (fragmentos de 1-2 cm³) devem ser amostrados para histopatologia: traquéia, pulmões, baço, fígado, rins, adrenais, pâncreas, gônadas, bursa, cérebro, cerebelo, esôfago, estômago e intestinos (**Figura 12.9**). Amostras de outros órgãos e tecidos também devem ser colhidas quando possível e pertinente. Estas amostras deverão ser acondicionadas em um frasco contendo formol tamponado 10% por 48 horas e depois transferidas para álcool 70% para armazenamento.

Sempre que possível, também devem ser colhidas amostras para exames diagnósticos complementares dos seguintes tecidos (fragmentos ≥ 1 g): pulmão, fígado, rim e, quando possível, encéfalo. Estas amostras devem ser acondicionadas separadamente em frascos de plástico ou embrulhadas em papel alumínio, e mantidas sob congelamento.

A colheita de amostras para análises de contaminantes (poluentes orgânicos persistentes, elementos traço, hidrocarbonetos policíclicos aromáticos, ftalatos, etc.) também podem ser indicadas. Vários tecidos podem ser colhidos dependendo do contaminante a ser avaliado (p.ex. sangue, fígado, rins, musculatura peitoral, tecido adiposo, penas, etc.). A colheita de amostras para cultura microbiológica ou virologia também podem ser realizadas. Contudo, devido à variedade de protocolos de colheita e armazenamento de amostras para estas finalidades, recomenda-se que seja feito contato com o laboratório especializado que irá realizar as análises para obter recomendações específicas.

Após a necropsia (e caso as penas de voo estejam em boa qualidade), é recomendável o armazenamento de ambas as asas em um banco de penas, permitindo que a técnica de enxerto de penas seja realizada nos animais em reabilitação. Caso já se tenha material suficiente no banco de penas, é encorajado o encaminhamento de carcaças de Procellariiformes a coleções ornitológicas de museus e instituições de pesquisa (nestes casos, considerar a viabilidade de realizar o procedimento de necropsia cosmética). Por fim, vale lembrar que os resíduos da necropsia, incluindo materiais contaminados e perfurocortantes, deverão ser adequadamente destinados conforme detalhado no **Capítulo 5**.

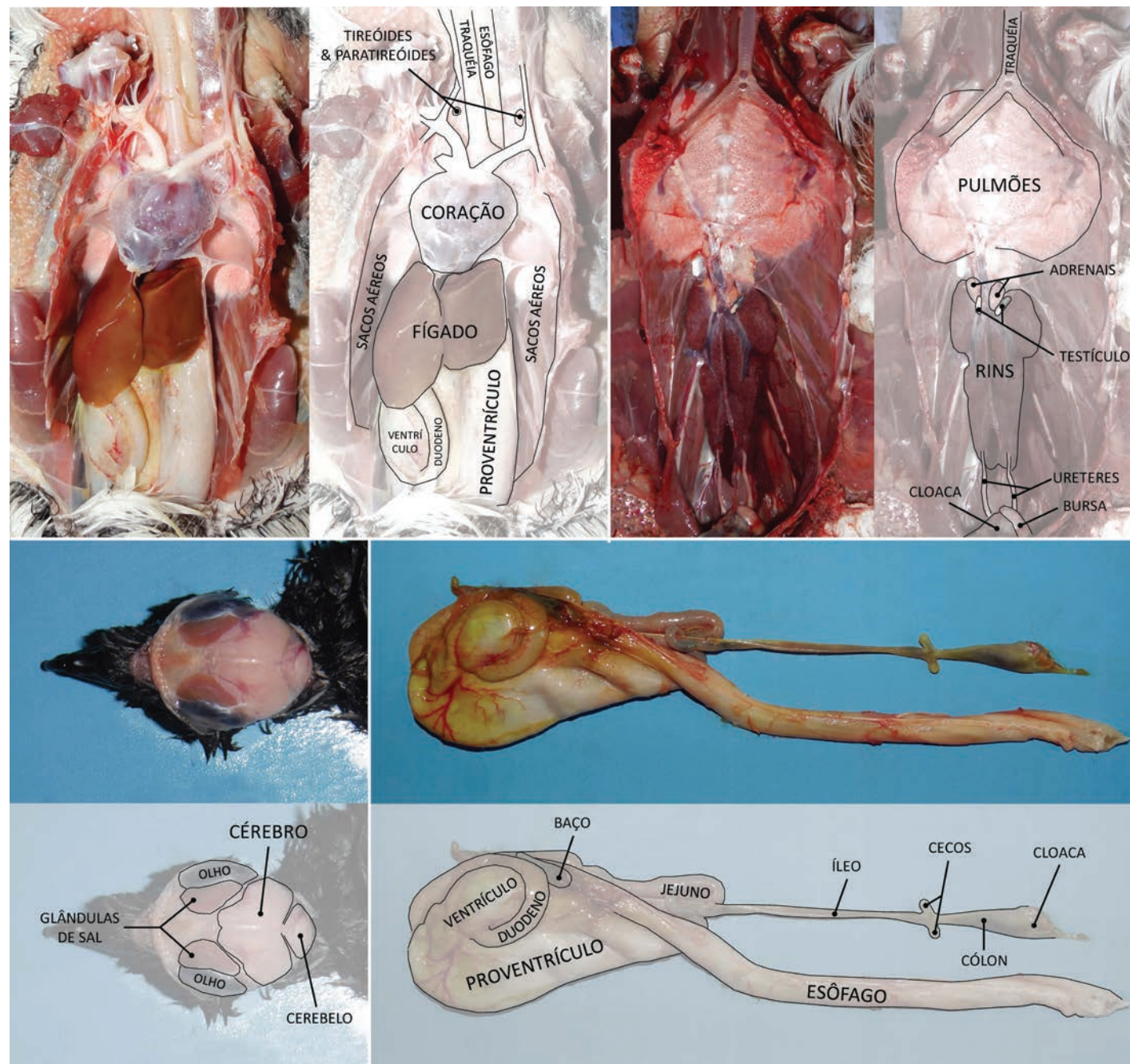


Figura 12.9. Localização anatômica dos principais órgãos a serem amostrados em necropsia.

Créditos: Allan Santos / IPRAM.

Banco Nacional de Amostras de Albatrozes e Petréis (BAAP)

O Banco Nacional de Amostras de Albatrozes e Petréis (BAAP) é uma iniciativa lançada em 2017 com o objetivo de reunir as amostras de Procellariiformes oriundas de diferentes fontes que atualmente estão dispersas, e torná-las de fácil acesso às instituições, coleções e pesquisadores interessados. Gerido pelo Centro Nacional de Pesquisa e Monitoramento de Aves Silvestres (CEMAVE/ICMBio) em parceria com o Projeto Albatroz e tendo como colaboradora a Associação R3 Animal, o BAAP se dispõe a catalogar amostras biológicas procedentes de Procellariiformes, sendo que as amostras podem (a) ser fisicamente encaminhadas pelo usuário para armazenamento na sede do BAAP em Florianópolis/SC,

ou (b) podem ser mantidas na instituição de origem, utilizando apenas o espaço virtual do BAAP para divulgar a sua coleção aos pesquisadores interessados. É importante destacar que nenhuma pesquisa será realizada ou resultado será divulgado sem a expressa autorização daqueles que cederam amostras. Por estes motivos, é importantíssimo que os centros de reabilitação no Brasil que recebem Procellariiformes participem desta iniciativa e integrem seus bancos de amostras ao BAAP, contribuindo para que o conhecimento sobre estas aves possa expandir-se e subsidiar potenciais ações de conservação. Mais informações podem ser obtidas na página do BAAP: <https://projetoalbatroz.org.br/sobre-o-projeto-albatroz/biblioteca/conheca-o-baap>

LITERATURA SUGERIDA:

MAPA. 2010. Manual veterinário de colheita e envio de amostras. Organização Pan-Americana da Saúde. Disponível em: http://www3.servicos.ms.gov.br/iagro_ged/pdf/1630_GED.pdf

Molinari E, Caputo L, Amendoeira R. 2009. Conceitos e métodos para formação de profissionais em laboratórios de saúde - Volumes 1 a 5. Escola Politécnica de Saúde Joaquim Venâncio, Instituto Oswaldo Cruz. Disponível em: <http://www.epsjv.fiocruz.br/series/livros/19>

Munson L. 2007. Necropsy of wild animals. University of California. Disponível em: <http://www.fiocruz.br/biosseguranca/Bis/manuais/animais/Necropsy%20of%20Wild%20Animals.pdf>

Projeto Albatroz. 2019. BAAP - Banco Nacional de Amostras de Albatrozes e Petréis. Disponível em: <https://projetoalbatroz.org.br/upload/paginainfo/2019/1/1637/download/original/bapp-site.pdf>

Vanstreels RET, et al. 2012. Manual de campo para a colheita e armazenamento de informações e amostras biológicas provenientes de pinguins-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*). Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/pesquisa-e-monitoramento/pinguim-de-magalhaes.html>

Work TM. 2000. Manual de necropsia de aves marinas para biólogos em refúgios o áreas remotas. U.S. Geological Survey, National Wildlife Health Center, Hawaii Field Station. Disponível em: <https://prd-wret.s3-us-west-2.amazonaws.com/assets/palladium/production/s3fs-public/atoms/files/Sea%20bird%20manual%20spanish.pdf>

13

DOCUMENTAÇÃO E FOTODOCUMENTAÇÃO

Ralph E. T. Vanstreels & Luis Felipe S. P. Mayorga



A manutenção cuidadosa de registros é crucial para a obtenção de informações voltadas ao manejo, reabilitação, monitoramento e pesquisa científica. Para isto, recomenda-se a manutenção de um sistema de documentação de no mínimo três componentes: registro central, fichas individuais (fichas clínica e de necropsia) e arquivo eletrônico de fotodocumentação.

Registro central

O propósito do registro central é manter uma listagem de todos os animais admitidos ao centro de reabilitação, incluindo os Procellariiformes (Figura 13.1). A manutenção deste registro facilita a designação de números de identificação individual, bem como a obtenção rápida de dados acerca da quantidade de animais que

estão no centro em um dado momento e/ou que foram recebidos durante um determinado intervalo. Embora seja recomendável que se mantenha uma versão em papel do registro central (p.ex. livro ata), a digitalização periódica destas informações (p.ex. entrada dos dados em planilha eletrônica) também é altamente recomendável tanto por questões de segurança quanto para facilitar a busca de informações.

De modo geral, um registro central deverá conter no mínimo as seguintes informações: identificação individual, espécie, data de admissão, data de destinação e tipo de destinação. Dependendo do formato adotado, também poderão ser registradas informações adicionais (p.ex. profissional responsável pela admissão, procedência da ave, grupo etário, local de soltura, etc.).

<u>IDENTIFICAÇÃO</u>	<u>ESPÉCIE</u>	<u>ADMISSÃO</u>	<u>DESTINAÇÃO</u>
0176	<i>Macronectes giganteus</i>	14/12/18	14/12/18 Eutanásia
0177	<i>Puffinus puffinus</i>	15/12/18	23/01/19 Soltura
0178	<i>Puffinus puffinus</i>	15/12/18	
0179	<i>Procellaria aequinoctialis</i>	19/12/18	Recebido morto
0180	<i>Thalassarche chlororhynchos</i>	27/12/18	29/12/18 Óbito
0181	<i>Ardeenna grisea</i>	08/01/19	28/02/19 Soltura

Figura 13.1. Exemplo de registro central.

Fichas individuais

Toda ave admitida pelo centro de reabilitação deve possuir uma ficha individual (ficha clínica, no caso das aves vivas; ou ficha de necropsia, no caso das aves recebidas mortas), independentemente do tempo que permanecerá na instituição ou de seu histórico. O cabeçalho da ficha individual deverá conter, no mínimo, as seguintes informações:

- Identificação individual.
- Espécie.
- Grupo etário (juvenil ou adulto).
- Data de admissão.
- Procedência (local de captura ou instituição de origem, se possível com coordenadas geográficas).
- Peso e condição corporal (à admissão).
- Presença de óleo na plumagem (% do corpo atingido, áreas afetadas, etc.).
- Achados aos exames físico, clínico ou necroscópico.
- Data e tipo de destinação (óbito/soltura/transferência).
- Outras observações e informações complementares.

O formato das fichas individuais pode variar, mas de modo geral recomenda-se buscar uma organização que seja concisa e direta, que sirva como um *checklist* para lembrar a pessoa fazendo as anotações de quais informações deverão ser registradas. Além da ficha individual propriamente dita, recomenda-se que sejam arquivados de forma conjunta quaisquer documentos adicionais sobre a mesma ave, tais como documentos e fichas encaminhadas por instituições anteriores, resultados de exames laboratoriais e de imagem, etc.

Fotodocumentação

A fotodocumentação diferencia-se da fotografia de lazer por seu objetivo específico de registrar informações para uso técnico-científico, priorizando a qualidade da informação documentada. Fotografias podem ser utilizadas para armazenar certos tipos de informação que seriam difíceis de registrar de maneira escrita (p.ex. características de plumagem, lesões, distribuição de óleo na plumagem, etc.). A identificação de algumas espécies de Procellariiformes pode ser desafiadora e em alguns casos pode ser necessário consultar a opinião de especialistas. Nestes casos, a fotodocumentação permitirá a consulta posterior ou à distância. Além disso, a fotodocumentação pode ter utilidade jurídica (p.ex. animais sujeitos a maus tratos ou a impactos ambientais) e científicos (p.ex. análise de progressão de lesões).

Por estes motivos, recomenda-se a fotodocumentação padronizada de cada ave no momento da sua admissão, incluindo eventuais lesões, particularidades, deformidades ou manchas de óleo. Preferencialmente deve-se fazer mais de uma fotografia de cada indivíduo, em que se consiga visualizar o corpo todo e alguns detalhes que o caracterizem. De modo geral, recomenda-se que no mínimo as seguintes fotografias sejam obtidas de cada ave admitida ao centro de reabilitação (**Figura 13.2**):

- Aspectos dorsal e ventral do corpo inteiro.
- Aspectos laterais da cabeça e pescoço.

Algumas espécies de Procellariiformes são difíceis de diferenciar, sendo necessárias fotografias adicionais (**Figura 13.3**), como:

- Aspecto dorsal e ventral das asas (Diomedidae e Procellariidae).
- Aspecto dorsal e ventral da cauda (Diomedidae e Procellariidae).
- Aspecto ventral e lateral do pescoço (Procellariidae).
- Aspecto dorsal e plantar de membros inferiores (Hydrobatidae e Oceanitidae).
- Aspecto lateral do bico (Diomedidae e *Macronectes* spp.).
- Aspecto dorsal do bico (*Thalassarche* spp. e *Pachyptila* spp.).

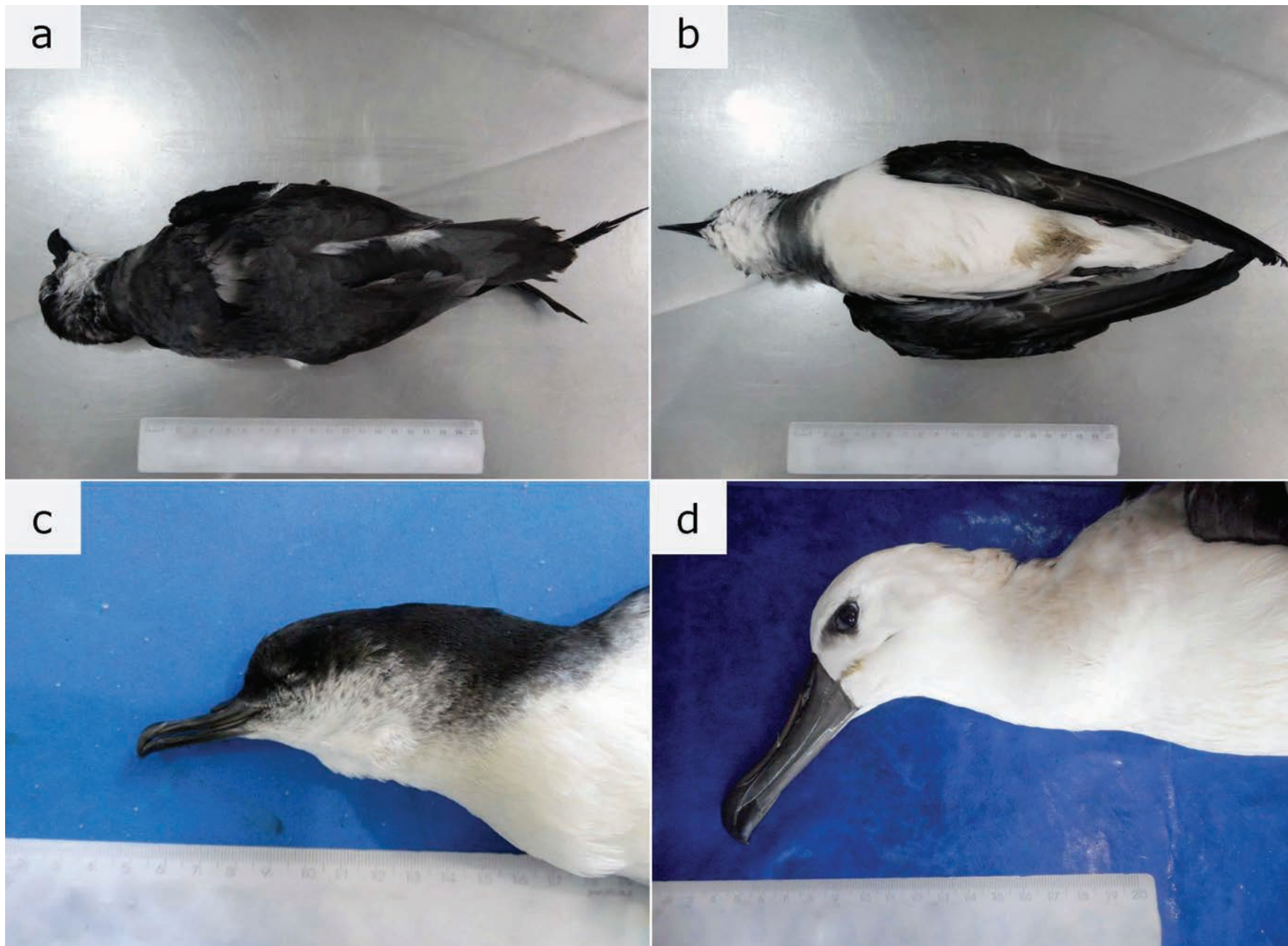


Figura 13.2. Exemplo de fotografias padronizadas de Procellariiformes para fins de documentação e identificação da espécie: (a) aspecto dorsal do corpo inteiro; (b) aspecto ventral do corpo inteiro; (c,d) aspecto lateral da cabeça e pescoço.
Créditos: Allan Santos / IPRAM.

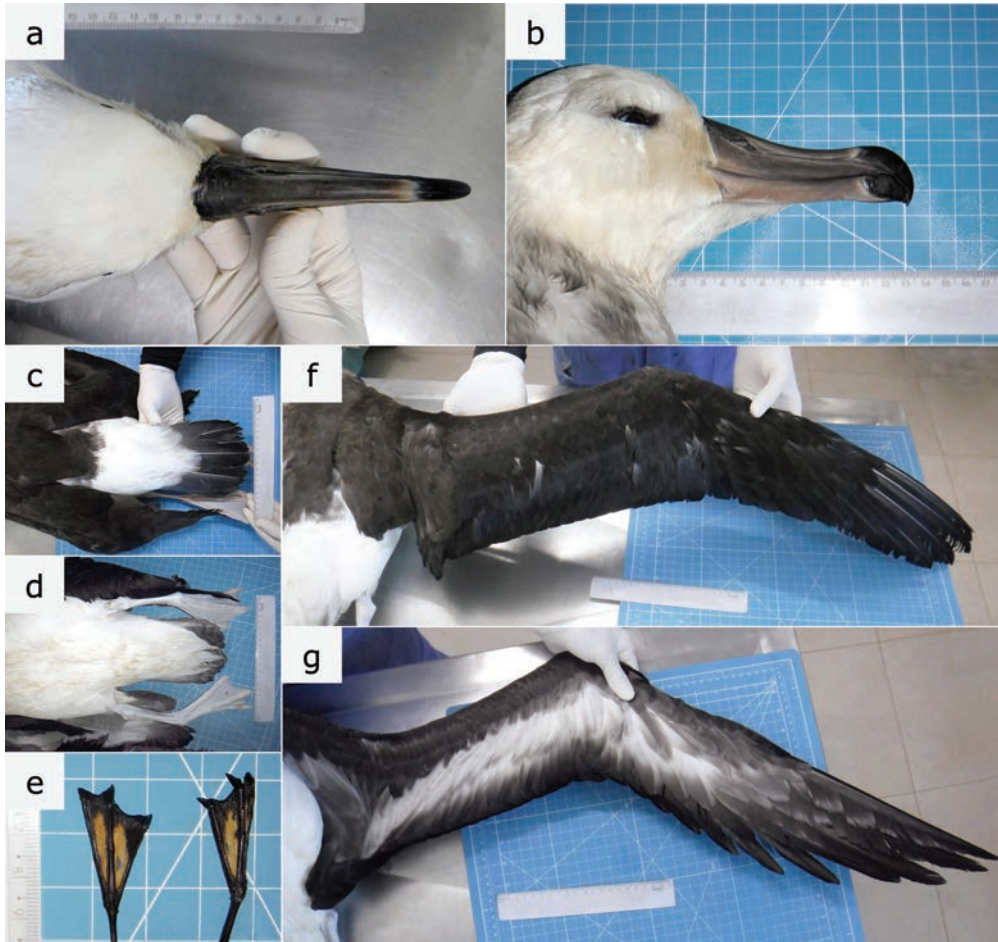


Figura 13.3. Exemplo de fotografias especiais para documentar aspectos particulares que auxiliam a identificação de Procellariiformes: (a) aspecto dorsal do bico, especialmente útil para a identificação de *Thalassarche* spp. e *Pachyptila* spp.; (b) aspecto lateral do bico, útil para a identificação de Diomedéidae e *Macronectes* spp.; (c,d) aspecto dorsal e ventral da cauda, útil para a identificação de Diomedéidae e Procellariidae; (e) aspecto dorsal das patas, útil para a identificação de Oceanitidae; (f,g) aspecto dorsal e ventral da asa, útil para a identificação de Diomedéidae e Procellariidae.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

A produção de fotografias com qualidade adequada para a finalidade de documentação requer atenção especial a alguns aspectos. Uma fotografia adequada deve ter em conta:

1. **Resolução:** refere-se à densidade de pontos na fotografia, e é definida pelas características da câmera fotográfica utilizada e do modo em que ela está programada. Para fins de fotodocumentação, recomenda-se que as fotografias possuam resolução de 5 megapixels (5 MP) ou superior. No caso de câmeras digitais que permitirem o ajuste da compressão das imagens (função *compression* ou *quality*), esta deve ser definida na opção mais elevada (opção *fine*).
2. **Enquadramento:** refere-se ao posicionamento dos elementos na imagem. Envolve a orientação (horizontal ou vertical) e o ângulo da câmera em relação ao objeto fotografado (abaixo, no mesmo nível ou mais alto). A fotodocumentação de animais vivos deve sempre buscar incluir todo o corpo da ave, sem cortar as extremidades (bico, cabeça, asas, membros inferiores, cauda). No caso de fotografias de detalhes, recomenda-se a inclusão de alguma parte do corpo que seja facilmente reconhecível para que a fotografia seja mais fácil de interpretar. Por exemplo, em uma fotografia de uma lesão no pescoço, seria recomendável posicionar a câmera a uma distância suficiente para que seja possível identificar qual a distância entre a lesão e o crânio, e depois tirar uma sequência de fotos mais próximas para que os detalhes menores sejam melhor capturados.
3. **Composição:** refere-se à escolha de quais elementos serão representados na fotografia e quais serão excluídos. De modo geral, uma fotografia deve representar apenas o objeto ou procedimento que se deseja documentar, eliminando ao máximo possíveis distrações na imagem. Um aspecto importante na fotodocumentação é a remoção de elementos desnecessários na fotografia, tais como equipamentos de necropsia, materiais de consumo, luvas usadas, pessoas alheias ao procedimento que estejam nas proximidades, etc.

4. **Ângulo:** deve-se sempre buscar que as fotografias sejam feitas em ângulo perpendicular ao corpo do animal, de modo a evitar ilusões de ótica que possam distorcer as proporções das diferentes partes do corpo do animal. No caso de aves mortas ou anestesiadas, isso significa que a câmera deverá ser posicionada exatamente acima da ave, em um ângulo de 90° com relação à mesa. Já no caso de aves vivas, isso significa que é recomendável que o fotógrafo se agache para posicionar a câmera no mesmo nível que a ave.
 5. **Foco:** refere-se à nitidez da imagem, um componente crucial para fotografias técnicas. É importante assegurar-se que as fotos estejam perfeitamente focadas na ave (ou na lesão ou aspecto anatômico que se pretende documentar). Em câmeras digitais, o principal limitante para fotografias bem focadas costuma ser a iluminação ambiente (ambientes escuros tendem a resultar em fotografias mal focadas) e o movimento (tremores ou deslocamento por parte da ave ou do fotógrafo). A utilização de valores elevados de sensibilidade de filme (ISO) também pode ajudar a reduzir problemas de perda de nitidez, sendo recomendável utilizar o modo de ISO automático. Ainda, a função “estabilizador de imagem” deve estar sempre ligada de forma a minimizar o efeito borrado das imagens.
 6. **Iluminação:** deve favorecer o objeto que se deseja documentar. Fotografias excessivamente claras (“queimadas”) ou escuras prejudicam a visualização de detalhes, como a diferenciação de tons sutis de plumagem ou da coloração de lesões. De modo geral, é preferível buscar fontes de luz difusa (salas iluminadas por várias lâmpadas, luz solar no começo da manhã ou final da tarde) ao invés de fontes de luz “dura” (holofotes, fotografia com flash, luz solar ao meio dia). Também é importante atentar para o posicionamento da fonte de luz em relação à ave para evitar o efeito de contraluz, isto é, situações em que a fonte de luz está atrás da ave fotografada e como resultado a ave fica excessivamente escura na fotografia. Deve-se atentar para que partes relevantes da fotografia não fiquem cobertas por sombras indesejadas.
 7. **Escala:** fotografias de documentação individual (tanto para aves vivas quanto mortas) devem conter uma escala (régua ou similar) que permita a posterior mensuração do tamanho da ave e/ou das lesões documentadas em aplicativos de análise de imagem. Para isto, é importante que a escala também seja posicionada em eixo perpendicular à câmera para evitar possíveis distorções, e que ela esteja no mesmo plano de profundidade do objeto que se deseja documentar (ou seja, a escala não pode estar muito à frente nem muito atrás da ave ou da lesão).
 8. **Identificação:** é essencial que posteriormente seja estabelecido a qual ave pertence cada foto, caso contrário as fotografias perderão todo o seu valor documental. Uma estratégia para esta finalidade consiste em preparar uma placa ou pedaço papel com o número individual, e garantir que este número apareça em todas as fotografias. Pode-se, por exemplo, utilizar a própria régua de escala para esta finalidade, escrevendo o número de identificação individual da ave com uma caneta tipo retroprojeter. Outra estratégia é tirar uma foto da ficha do animal antes de iniciar o processo de fotodocumentação; como as câmeras digitais registram as fotos com uma numeração sequencial, a identidade das fotos poderá ser estabelecida com base na sequência dos arquivos de imagem.
- Além das fotos individuais, fotografias de grupos de aves podem ser úteis para a comprovação do número de animais atendidos durante emergências ambientais, bem como para a demonstração de procedimentos aos quais os animais foram submetidos. É sempre bom considerar que as fotografias também podem ser utilizadas para fins didáticos ou midiáticos, auxiliando a difusão de informação (p.ex. as fotografias utilizadas neste livro) e servindo para a elaboração de materiais de educação ambiental. Por fim, vale lembrar que o uso de equipamentos de proteção individual adequados é essencial para garantir a segurança da equipe. Portanto, fotografias que demonstrem procedimentos sendo realizados sem os devidos EPIs fragilizam a utilização das fotografias para fins didáticos.

Segurança de dados

Centros de reabilitação estão sujeitos a riscos como alagamentos, incêndios ou furtos que podem resultar na perda de documentos e registros. Da mesma maneira, eletrônicos portáteis (p.ex. notebooks, HDs externos) são vulneráveis. Por este motivo é importante que cópias de todas as informações sejam mantidas em outros locais, sejam eles físicos (outras instalações e bases) ou em sistemas de armazenamento em nuvem. Como não existe uma única estratégia que seja universalmente segura e prática (**Tabela**

13.1), recomenda-se a combinação de duas ou mais das seguintes estratégias:

- Documentação em papel (arquivos, fichários, cadernos, etc.).
- Dispositivos fixos (computadores de mesa, servidores).
- Dispositivos móveis (notebooks, HDs externos, pendrives, etc.).
- Armazenamento em nuvem (serviços de armazenamento tais como GoogleDrive, Dropbox, Box, Copy, OneDrive, CloudMe, ShareFile, MediaFire, etc.).

Tabela 13.1. Comparação das diferentes estratégias de armazenamento de dados.

	PAPEL	DISPOSITIVOS FIXOS	DISPOSITIVOS MÓVEIS	ARMAZENAMENTO EM NUVEM
Praticidade de entrada de dados durante a rotina de reabilitação	alta	baixa	baixa	baixa
Facilidade em gerenciar diferentes níveis de acesso às informações	média	média	baixa	alta
Facilidade de levantamento e análise de informações	baixa	alta	alta	alta
Segurança com relação a danos físicos (alagamentos, incêndios, etc.)	baixa	baixa	média	alta
Segurança com relação a roubos e furtos	média	baixa	baixa	alta
Segurança com relação ao furto ou disseminação indesejada de informações	alta	média	média	baixa

LITERATURA SUGERIDA:

INMLCF. 2013. Recomendações gerais sobre fotografia forense. Disponível em:

<http://www.inmlcf.mj.pt/wdinmlWebsite/Data/file/OutrasInformacoes/PareceresOrientacoesServico/Normas/NP-INMLCF-010-Rev01.pdf>

Miller EA. 2012. International Wildlife Rehabilitation Council: Minimum standards for wildlife rehabilitation. Disponível em:

<https://theiwrc.org/wp-content/uploads/2011/05/Standards-4th-Ed-2012-final.pdf>

Vanstreels RET, et al. 2012. Manual de campo para a colheita e armazenamento de informações e amostras biológicas provenientes de pinguins-de-Magalhães (*Spheniscus magellanicus*). 2ª. Edição. CEMAVE, São Paulo, Brasil. Disponível em: <http://www.icmbio.gov.br/cemave/pesquisa-e-monitoramento/pinguim-de-magalhaes.html>

14

▪ PRINCIPAIS ENFERMIDADES

Ralph E. T. Vanstreels, Patricia P. Serafini & Marcela Uhart



A ampla capacidade de deslocamento dos Procellariiformes, associada à extensa distribuição geográfica de algumas espécies e à capacidade de utilizar ambientes insulares e oceânicos são fatores relevantes influenciando a epidemiologia de agentes infecciosos nestas aves. Não é incomum que algumas espécies de Procellariiformes se alimentem a milhares de quilômetros das suas colônias reprodutivas, e algumas espécies podem inclusive completar várias voltas ao mundo ao longo de sua vida. Estes amplos deslocamentos podem favorecer o transporte de patógenos para locais distantes. Além disso, o potencial de transmissão entre aves é potencializado nas colônias, onde as aves se agregam em grandes números no período reprodutivo, e durante as interações com barcos pesqueiros, quando congregam-se diferentes espécies de albatrozes e petréis. É importante ressaltar, ainda, que a maior parte das espécies de Procellariiformes provavelmente não tiveram contato com a maioria dos patógenos que circulam em aves terrestres e domésticas e, portanto, estão imunologicamente despreparadas para defender-se dos mesmos.

Por estes motivos, é essencial o monitoramento da saúde destas aves nas colônias reprodutivas bem como de aves admitidas para reabilitação, com o objetivo de: (a) identificar possíveis rotas de disseminação de patógenos; (b) prevenir doenças infecciosas que possam comprometer o processo de reabilitação; (c) prevenir a

exposição das equipes de reabilitação a zoonoses; e (d) evitar a soltura de indivíduos carregando patógenos que possam representar risco às populações naturais de aves marinhas.

A dispersão geográfica de patógenos depende de variáveis bióticas, como a presença de vertebrados suscetíveis ou de vetores, e variáveis abióticas, como a temperatura e umidade ambiental, que afetam a sobrevivência e disseminação do patógeno em um novo ambiente. Acredita-se que aves estritamente oceânicas estejam sujeitas a um menor número de doenças, especialmente as causadas por bactérias, fungos e protozoários, uma vez que o ambiente marinho pode ser adverso a estes microrganismos. Por outro lado, aves oceânicas apresentam fauna helmíntica parasitária muito particular, relacionada à sua dieta variada e à elevada carga de cistos parasitários nos peixes e cefalópodes. Além disso, estas aves podem atuar como carreadoras de parasitas de outras espécies (p.ex. parasitas de peixes).

A determinação da prevalência de doenças virais e bacterianas é possível com o uso de técnicas moleculares, sorológicas, microbiológicas e de isolamento de patógenos. A **Tabela 14.1** apresenta uma lista resumida dos patógenos já registrados em Procellariiformes, e nas seções a seguir alguns patógenos de particular relevância serão abordados.

Tabela 14.1. Lista de parasitas e agentes infecciosos registrados em Procellariiformes.

GRUPO	AGENTES REGISTRADOS
Vírus	<i>Aviadenovirus</i> (Adenoviridae)*, <i>Avian avulavirus 1</i> (Paramyxoviridae)*, <i>Avipoxvirus</i> spp. (Poxviridae), <i>Hunter Island Group virus</i> (Bunyaviridae), <i>Influenzavirus A</i> (Orthomyxoviridae), <i>Simplexvirus</i> sp. (Herpesviridae), <i>Tremovirus A</i> (Picornaviridae)*
Bactérias	<i>Alcaligenes faecalis</i> , <i>Bacillus subtilis</i> , <i>Borrelia</i> spp., <i>Brevibacterium brunneum</i> , <i>Campylobacter</i> spp., <i>Chlamydiaceae</i> spp., <i>Clostridium perfringens</i> , <i>Edwardsiella tarda</i> , <i>Enterococcus faecalis</i> , <i>Erysipelothrix rhusiopathiae</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Mycoplasma</i> spp., <i>Nocardia asteroides</i> , <i>Pasteurella multocida</i> , <i>Plesiomonas</i> sp., <i>Proteus</i> sp., <i>Salmonella</i> spp., <i>Yersinia</i> sp.
Fungos	<i>Aspergillus</i> spp.
Protozoários	<i>Hepatozoon</i> spp., <i>Plasmodium</i> spp., <i>Sarcocystis</i> spp.
Carrapatos	<i>Ixodes</i> spp., <i>Ornithodoros capensis</i>
Ácaros	<i>Myialges nudus</i> , <i>Womersia midwayensis</i> , <i>Zachvatkinia</i> spp.
Piolhos	<i>Ancistrona</i> spp., <i>Austromenopon</i> spp., <i>Docophoroides</i> spp., <i>Episbates pederiformis</i> , <i>Harrisoniella</i> spp., <i>Halipeurus</i> spp., <i>Longimenopon</i> spp., <i>Naubates</i> spp., <i>Paraclisis</i> spp., <i>Pelmatocerandra</i> spp., <i>Perineus</i> spp., <i>Philoceanus robertsi</i> , <i>Pseudonirmus</i> spp., <i>Saemundssonina</i> spp., <i>Trabeculus</i> spp.
Pulgas	<i>Glaciopsyllus antarcticus</i> , <i>Notiopsylla enciari</i> , <i>Parapsyllus</i> spp.
Helmintos	<i>Capillaria convoluta</i> , <i>Diomedeenema diomedeeae</i> , <i>Kathleena scotti</i> , <i>Paranisakiopsis</i> spp., <i>Seuratia shipleyi</i> , <i>Stegophorus</i> spp., <i>Stomachus</i> sp., <i>Tetrabothrius</i> spp.

Legenda: * = Evidência indireta (sorodiológico).

Pox aviário

O pox aviário (*Avipoxvirus*) é uma das doenças mais importantes acometendo albatrozes em vida livre, conforme evidenciado pelos impactos em populações de albatrozes-de-Laysan (*Phoebastria immutabilis*) e albatrozes em ilhas subantárticas. A doença acomete principalmente indivíduos jovens, causando lesões cutâneas que crescem de modo irregular, principalmente nas áreas aptéricas do corpo, começando como pequenas lesões verrucosas e desenvolvendo-se em tumores deformantes que podem cegar ou impedir a ingestão de alimento (Figuras 3.1f e 14.1). Esporadicamente a

doença também pode afetar outras espécies de Procellariiformes, podendo inclusive ocorrer em exemplares em reabilitação. O vírus pode ser transmitido diretamente entre as aves principalmente por meio das crostas e secreções das lesões, saliva, secreções respiratórias, etc. É um vírus altamente contagioso e que consegue persistir em matéria orgânica no ambiente por períodos prolongados, demandando protocolos extremamente rigorosos de biossegurança e desinfecção de utensílios e instalações. Em menor escala, também se acredita que possa ser transmitido por artrópodes hematófagos como mosquitos, pulgas e carrapatos. Além da forma cutânea, o

pox aviário também pode assumir a forma diftérica em que as aves acometidas desenvolvem placas caseosas na orofaringe e esôfago e podem desenvolver um quadro de pneumonia grave.

O diagnóstico baseia-se na aparência característica das lesões, e é confirmado por análise histopatológica e molecular das lesões (punção, biópsia ou necropsia). Não há tratamento para a infecção viral. Devido à sua natureza altamente contagiosa, contudo, não se recomenda que Procellariiformes que tenham desenvolvido esta enfermidade sejam liberados à natureza (mesmo que as aves estejam clinicamente recuperadas). Caso haja casos suspeitos na instalação, é indicada a implementação imediata de medidas de quarentena das aves suspeitas e de desinfecção rigorosa de equipamentos e instalações.

Pasteurelose e erisipeloide

Surtos de pasteurelose (também conhecida como cólera aviária) são uma importante causa de mortalidade para albatrozes em vida livre, conforme ilustrado pelos sucessivos surtos dessa doença em albatrozes em ilhas oceânicas. A bactéria *Pasteurella multocida* causa uma infecção aguda e severa em indivíduos jovens, levando à morte por sepsis. Ocasionalmente, constata-se que os surtos de pasteurelose podem ser acompanhados por surtos de erisipeloide (causada pela bactéria *Erysipelothrix rhusiopathiae*). Ambas bactérias são potencialmente zoonóticas, portanto a adequada utilização das medidas e equipamentos de biossegurança é particularmente importante.

Raramente são observados sinais clínicos em vida livre antes de observar a mortalidade das aves, porém ocasionalmente podem ser observados torcicolo, convulsões, diarreia, cianose e dispneia. Após o óbito, as aves apresentam uma volumosa secreção espessa pelas narinas e hemorragia generalizada nas vísceras. O diagnóstico baseia-se nos achados de necropsia, em que normalmente observa-se um quadro generalizado de hemorragia, associado às

análises de histopatologia, biologia molecular e cultura microbiológica. Em aves vivas, *swabs* orotraqueais e cloacais podem ser testados por PCR e amostras de soro podem ser testadas para anticorpos contra *P. multocida* e *E. rhusiopathiae*. Devido à sua natureza transmissível, não se deve liberar Procellariiformes que tenham desenvolvido estas enfermidades. Caso haja casos confirmados na instalação, é indicada a eutanásia das aves acometidas e a implementação imediata de medidas de desinfecção rigorosa de equipamentos e instalações, com ênfase particular nas piscinas e estruturas hidráulicas.

Doença de Newcastle

A doença de Newcastle (*Avian avulavirus 1*) possui elevada importância para a avicultura comercial, mas ocasionalmente pode causar a mortalidade em massa de aves silvestres, muitas vezes com breves sinais neurológicos ou morte súbita. No entanto, nem toda estirpe viral de *Avian avulavirus 1* é patogênica, e sabe-se que várias estirpes deste vírus desprovidas de patogenicidade significativa ocorrem naturalmente em aves silvestres e marinhas. Este vírus ainda não foi demonstrado infectando Procellariiformes; porém, existe a probabilidade de ocorrer considerando seu caráter generalista e a detecção de anticorpos contra *Avian avulavirus 1* em albatrozes de vida livre. Os biguás e cormorões (Phalacrocoraciidae) são reconhecidos por sua elevada suscetibilidade a este vírus, sendo recomendada cautela ao alojar estas aves em proximidade a Procellariiformes para evitar um possível risco de transmissão.

O diagnóstico baseia-se no isolamento viral ou PCR a partir de *swabs* orotraqueais e cloacais, ou em provas sorodiológicas. No entanto, um resultado positivo para este vírus, seja por técnicas diagnósticas diretas (isolamento viral ou PCR) ou indiretas (sorodiológico) só deverá ser considerado clinicamente relevante se for acompanhado de morbidade ou mortalidade, ou caso provas laboratoriais específicas determinem que a estirpe viral é

patogênica. Também é importante ter em mente que a maioria das provas diagnósticas para este vírus apresentam reação cruzada com outros paramixovírus aviários que também ocorrem frequentemente em aves marinhas sem relevância clínica, sendo necessárias provas confirmatórias para determinar a espécie/estirpe viral.

Contudo, a doença de *Newcastle* é particularmente importante devido à sua classificação de “notificação imediata de qualquer caso suspeito” pelo Ministério de Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), conforme a Instrução Normativa nº 50/2013. Além disso, o vírus pode ocasionalmente causar infecções zoonóticas, ainda que não represente risco à vida humana.

Aspergilose

A aspergilose (*Aspergillus* spp.) é uma doença oportunista, que é particularmente relevante para aves marinhas em reabilitação. Os fungos *Aspergillus* spp. são onipresentes no ambiente, porém em casos de imunossupressão (como é frequentemente o caso de aves marinhas debilitadas) podem invadir o trato respiratório e causar aerossaculite, pneumonia ou, em casos mais graves, levar a uma infecção sistêmica e fatal.

O diagnóstico pode ser feito com base na presença de lesões características na necropsia (aerossaculite com placas fúngicas, pneumonia com lesões caseosas multifocais), e pode ser confirmado com provas complementares tais como histopatologia, cultura fúngica ou PCR. O diagnóstico em aves vivas é difícil, pois apesar de ser possível obter indicações por meio de provas sorológicas, da cultura fúngica de *swabs* orotraqueais ou lavados traqueais, ou de radiografias, estas técnicas apresentam baixa sensibilidade diagnósticas para aspergilose. Na necropsia, o diagnóstico é feito pela observação de placas fúngicas características nos sacos aéreos e

pela presença disseminada de placas e/ou nódulos caseosos nos sacos aéreos e pulmões. Devido à elevada sensibilidade dos Procellariiformes à aspergilose, muitos centros de reabilitação optam por administrar itraconazol (10 mg/kg VO q24h por, no mínimo, 14 dias) preventivamente a todas as aves deste grupo, mesmo quando não houver sinais clínicos ou diagnóstico confirmado da doença. Esta medicação profilática costuma ser iniciada no momento da admissão ou poucos dias depois, e também pode ser repetida quando a ave passar por um evento estressante (transporte, procedimento cirúrgico, lavagem, etc.).

A aspergilose tem potencial zoonótico para pessoas imunocomprometidas, tais como gestantes, indivíduos HIV-positivos, que recebem tratamento de quimioterapia ou corticóides, ou que tenham outras condições que reduzam a eficácia do sistema imune. Assim, estas pessoas devem evitar trabalhar diretamente em contato com as aves ou com as instalações ou equipamentos utilizados no seu manejo.

Malária aviária

A malária aviária (*Plasmodium* spp.) é uma doença transmitida por mosquitos, principalmente do gênero *Culex*. Embora o protozoário seja relativamente comum em aves silvestres, sobretudo nos Passeriformes, quando transmitidos às aves marinhas pode causar uma doença rápida e severa. Na maioria dos casos, os sinais clínicos são inespecíficos (prostração, letargia, perda de apetite) ou inexistentes (morte súbita). Na rotina dos centros de reabilitação, o diagnóstico pode ser feito através da investigação por microscopia dos protozoários em esfregaços sanguíneos (**Figura 14.2**). À necropsia, o achado mais característico é a esplenomegalia. Outras técnicas que auxiliam o diagnóstico incluem a histopatologia, o exame de decalques teciduais (pulmões, fígado, baço e rim), e a PCR de sangue ou tecidos.

A prevenção desta enfermidade baseia-se principalmente em evitar que as aves entrem em contato com mosquitos, por meio de telas mosquiteiro em combinação com outras medidas como ventiladores, repelentes, medicação preventiva à base de primaquina e cloroquina, entre outros. Devido à sua elevada patogenicidade, não se deve liberar Procellariiformes que tenham diagnóstico positivo para a presença destes protozoários. Os tratamentos à base de cloroquina e primaquina tradicionalmente empregados para outras aves marinhas podem ser utilizados. Recomenda-se, contudo, repetir o exame de esfregaço delgado tanto ao término do tratamento (para verificar se houve cura completa) quanto antes da soltura.



Figura 14.1. Lesões características de pox aviário na pata de um albatroz-errante (*Diomedea exulans*).

Créditos: Ralph Vanstreels / Nelson Mandela University.

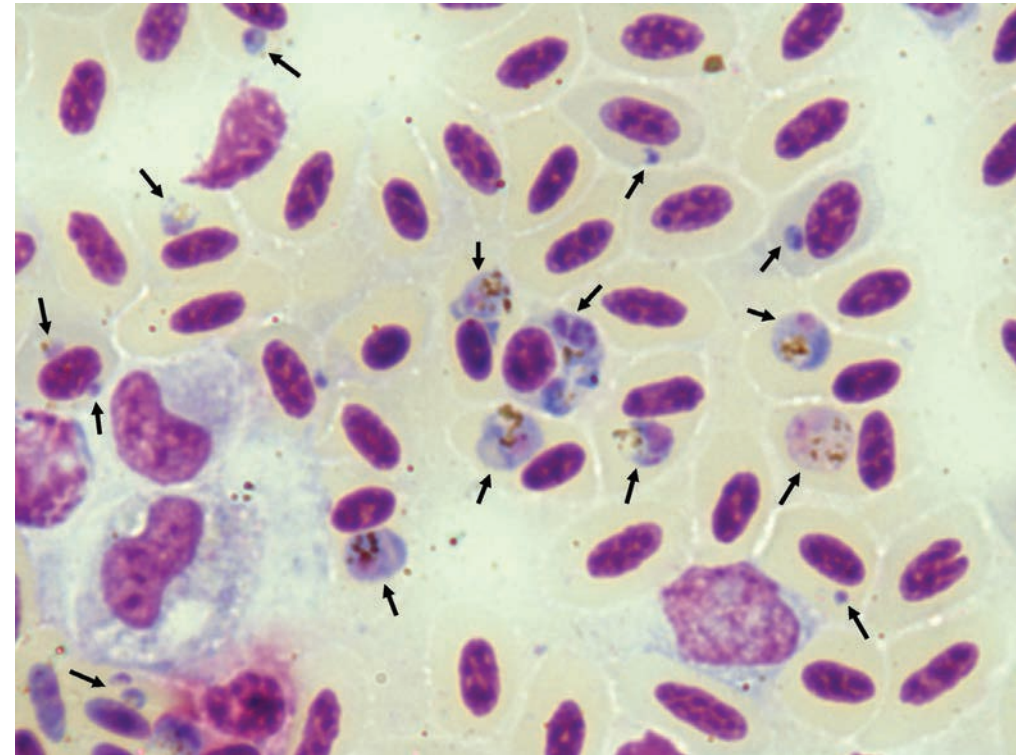


Figura 14.2. Diagnóstico de malária aviária em bobo-pequeno (*Puffinus puffinus*) pela visualização de *Plasmodium* sp. (setas) nos eritrócitos.

Créditos: Ralph Vanstreels / IPRAM.

Parasitas

Os Procellariiformes são hospedeiros de uma ampla variedade de ectoparasitas, sobretudo piolhos. Destes, os ectoparasitas que tendem a causar mais problemas são os carrapatos, levando à formação de pequenas lesões nodulares características nas membranas interdigitais (**Figura 14.3**) e às margens das narinas, bico, olhos e interior do ouvido. Estes parasitas causam grande desconforto às aves, além de potencialmente transmitir patógenos como *Borrelia* spp. e *Hepatozoon* spp. Em casos extremos, a alta infecção por carrapatos pode inclusive levar à anemia e à morte. Além disso, algumas espécies de carrapato do gênero *Ixodes* podem produzir neurotoxinas que levam a uma paralisia ascendente e progressiva, podendo inclusive levar ao óbito por asfixia em Procellariiformes de pequeno porte.

Também há casos de infecção severa por ácaros *Myialges nudus*, podendo causar lesões cutâneas e até a mortalidade de filhotes de albatrozes. Em algumas localidades, ataques por formigas de espécies não-nativas têm sido relatados como uma importante causa de morte para filhotes de albatrozes. Por outro lado, embora ácaros de penas e piolhos não costumem causar impactos diretos significativos à saúde dos Procellariiformes, quando em grandes números estes parasitas podem levar a um desconforto crônico e à perda de qualidade das penas que, em última instância, levarão à redução de desempenho no voo e na busca de alimentos. Da mesma forma, embora os helmintos sejam relativamente incomuns nestas aves e costumem apresentar abundância baixa na maioria das aves, estes parasitas ocasionalmente acarretam infecções letais em aves debilitadas.

Outros patógenos e enfermidades de potencial relevância

Doenças de cunho generalista tais como a Febre do Oeste do Nilo (*West Nile Virus*), a gripe aviária (*Influenzavirus A*) e a salmonelose (*Salmonella* spp.) sempre devem ser consideradas durante a reabilitação de aves marinhas, tanto pelo seu potencial de causar surtos quanto pela sua relevância econômica e eventual risco zoonótico. Os Procellariiformes são hospedeiros naturais de diversas espécies de *Salmonella* spp. e de estirpes de baixa patogenicidade de *Influenzavirus A*, portanto é importante que sejam realizadas provas complementares para comprovar a patogenicidade destas infecções quando diagnosticadas. Vale notar que a Febre do Oeste do Nilo e a gripe aviária são enfermidades de “notificação imediata de qualquer caso suspeito”, conforme a Instrução Normativa MAPA nº 50/2013.

A pufinose é uma doença de etiologia desconhecida, porém suspeita-se que seja causada por um coronavírus. A doença foi registrada em bobos-pequenos (*Puffinus puffinus*) e caracteriza-se pela formação de bolhas nas membranas interdigitais das patas, repletas de líquido transparente (**Figura 14.4**). Esta enfermidade aparenta ser altamente transmissível e pode causar surtos com elevada mortalidade, porém muito pouco se sabe acerca da sua patologia e diagnóstico. É provável que também possa infectar outros Procellariiformes de pequeno porte, e considerando o elevado número de bobos-pequenos recebidos com frequência para reabilitação no Brasil recomenda-se atenção para o registro e diagnóstico dessa enfermidade.



Figura 14.3. Lesões nodulares nas membranas interdigitais causadas por carrapatos em um albatroz-de-cabeça-cinza (*Thalassarche chrysostoma*).

Créditos: Ralph Vanstreels / Nelson Mandela University.

A doença de Lyme (*Borrelia burgdorferi* sensu lato) é uma enfermidade significativa para humanos, levando a um quadro sistêmico (dor muscular e articular, febre, sinais neurológicos) que pode ser potencialmente letal. As aves marinhas (inclusive Procellariiformes) são reservatórios de infecção para várias bactérias do grupo *B. burgdorferi* s.l., porém não parecem desenvolver sinais clínicos em decorrência destas infecções. Portanto, recomenda-se que as equipes adotem medidas de biossegurança para evitar a possível inoculação acidental ao lidar com Procellariiformes, principalmente com



Figura 14.4. Lesões características de pufinose na pata de um bobo-pequeno (*Puffinus puffinus*).

Créditos: Matt Wood / University of Gloucestershire.

relação à exposição a carrapatos e a lesões acidentais com agulhas e instrumentos perfurocortantes durante procedimentos de colheita de sangue ou necropsia.

Pouco se sabe acerca dos herpesvírus que infectam aves marinhas. Contudo, sabe-se que há herpesvírus específicos de albatrozes, cuja patogenicidade é desconhecida. Considerando as descobertas recentes de que herpesvírus podem causar surtos de mortalidade em outras aves marinhas tais como fragatas (sinais inespecíficos de secreção ocular, perda de peso e letargia) e

pinguins (infecções respiratórias com traqueíte hemorrágica e aerossaculite caseosa), recomenda-se que equipes lidando com Procellariiformes estejam atentas a possíveis doenças causadas por estes vírus.

Lesões traumáticas decorrentes de interação com linhas e anzóis de pesca são frequentes em Procellariiformes resgatados na costa brasileira. Além disso, a ingestão de resíduos antropogênicos, principalmente fragmentos de plástico, é registrada com elevada frequência nestas aves. A maioria dos resíduos encontrados no ventrículo de indivíduos juvenis e adultos (encalhados vivos) são pequenos e não aparentam estar associados a lesões significativas, porém há casos em que a ingestão de resíduos membranosos (sacolas, balões, etc.) leva à obstrução gástrica apesar da sua massa

reduzida (**Figura 14.5**). Sabe-se também que a retenção de plásticos no estômago de Procellariiformes adultos pode ter efeitos indiretos sobre a saúde destas aves devido à liberação gradual de químicos tóxicos (organoclorados, ftalatos, etc.). Por estes motivos, recomenda-se que resíduos antropogênicos encontrados no trato gastrointestinal de Procellariiformes sejam cuidadosamente fotografados e armazenados para estudos científicos posteriores. Um guia detalhado com orientações sobre a coleta e análise padronizada de amostras e informações sobre a presença de macro e microplásticos em Procellariiformes foram elaborados em conjunto por alguns países no âmbito do ACAP, e recomendamos que sirvam de modelo para os casos identificados no Brasil.

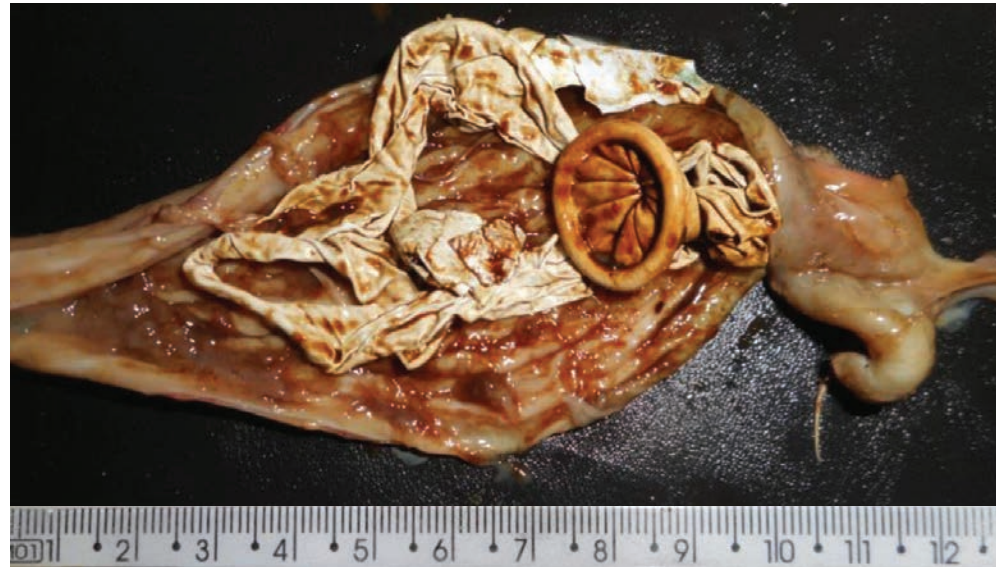


Figura 14.5. Não é incomum encontrar fragmentos de plástico ou outros resíduos sólidos no trato gastrointestinal de Procellariiformes. Nesta foto, destaca-se a presença de um balão de látex em estômago de um albatroz-de-nariz-amarelo (*Thalassarche chlororhynchos*) encalhado morto.

Créditos: Allan Santos / IPRAM.

LITERATURA SUGERIDA:

- Atkinson CT, Thomas NJ, Hunter DB. 2008. Parasitic diseases of wild birds. Ames: John Wiley & Sons.
- Barbosa A, Palacios MJ. 2009. Health of Antarctic birds: A review of their parasites, pathogens and diseases. *Polar Biology* 32:1095-1115.
- Friend M, Franson JC. 1999. Field manual of wildlife diseases: General field procedures and diseases of birds. Madison: United States Geological Survey.
- Iveson JB, Shellam GR, Bradshaw SD, Smith DW, Mackenzie JS, Mofflin RG. 2009. *Salmonella* infections in Antarctic fauna and island populations of wildlife exposed to human activities in coastal areas of Australia. *Epidemiology & Infection* 137:858-870.
- Jaeger A, Lebarbenchon C, Bourret V, Bastien M, Lagadec E, Thiebot JB, Boulinier T, Delord K, Barbraud C, Marteau C, Dellagi K. 2018. Avian cholera outbreaks threaten seabird species on Amsterdam Island. *PLoS One* 13:e0197291.
- Kerry KR, Riddle M. 2009. Health of Antarctic wildlife: A challenge for science and policy. New York: Springer.
- MAPA. 2013. Instrução Normativa no. 50, de 24 de setembro de 2013. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/arquivos-das-publicacoes-de-saude-animal/Listadoencasanimaisdenotificacaoobrigatoria.pdf>
- Padilla LR. 2014. Gaviiformes, Podicipediformes, and Procellariiformes (Loons, Grebes, Petrels, and Albatrosses). In: Miller RE, Fowler ME. *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine, Volume 8*. pp. 89-96.
- Provencher JF, Borrelle SB, Bond AL, Lavers JL, van Franeker JA, Kühn S, Hammer S, Avery-Gomm S, Mallory ML. 2019. Recommended best practices for plastic and litter ingestion studies in marine birds: Collection, processing, reporting. *FACETS* 4:111-130.
- Schoombie S, Schoombie J, Oosthuizen A, Suleman E, Jones MG, Pretorius L, Dilley BJ, Ryan PG. 2018. Avian pox in seabirds on Marion Island, southern Indian Ocean. *Antarctic Science* 30:3-12.
- Thomas NJ, Hunter DB, Atkinson CT. 2009. Infectious diseases of wild birds. Ames: John Wiley & Sons.
- Uhart MM, Gallo L, Quintana F. 2018. Review of diseases (pathogen isolation, direct recovery and antibodies) in albatrosses and large petrels worldwide. *Bird Conservation International* 28:169-196.
- Uhart M, Serafini PP, Gallo L, Hardesty BD, Wienecke B. 2019. Sampling guidelines to assess plastic ingestion in ACAP species. Fifth Meeting of the Population and Conservation Status Working Group, ACAP. Disponível em: <https://www.acap.aq/en/documents/working-groups/population-and-conservation-status-working-group/population-and-conservation-status-wg-meeting-5/pacswg5-meeting-documents/3495-pacswg5-doc-05-sampling-guidelines-to-assess-plastic-ingestion-in-acap-species-summary/file>
- Vanstreels RET, Hurtado R, Dutra DA, Braga EM, Egert L, Bhering RCC, Mayorga LFSP. 2019. Malária aviária em bobo-pequeno (*Puffinus puffinus*) em reabilitação no Espírito Santo - relato de caso. *Anais do XXVI Congresso Brasileiro de Ornitologia*. pp. 208.
- Weimerskirch H. 2004. Diseases threaten southern ocean albatrosses. *Polar Biology* 27:374-379.

15

▪ CONSIDERAÇÕES DE BIOSSEGURANÇA PARA ATIVIDADES DE CAMPO

Patricia P. Serafini



Durante a realização de atividades de campo, sejam elas de pesquisa, monitoramento ou resgate de aves marinhas, a implementação de medidas de biossegurança tem como objetivos evitar a exposição dos profissionais envolvidos a agentes zoonóticos e evitar o carreamento acidental de patógenos. Considerando que existem diferentes grupos de agentes infecciosos (vírus, bactérias, fungos e protozoários), deve-se adotar medidas de prevenção que sejam efetivas contra todos os grupos.

Além disso, no trabalho de campo com Procellariiformes é preciso atentar à possibilidade de exposição a vetores e outros animais que possam apresentar riscos à saúde humana. No caso de carrapatos (Ixodidae), o risco está associado ao seu hábito alimentar hematofago, e seu potencial risco de transmissão de patógenos diversos para o ser humano tais como Rickettsiales (erliquiose, febre maculosa, anaplasmoze) e *Borrelia* spp. (febre recorrente, doença de Lyme), que podem levar a quadros clínicos bastante graves ainda que os sintomas não se apresentem subitamente. Por outro lado, acidentes com animais peçonhentos como aranhas (principalmente *Loxosceles* spp., *Lycosa* spp. e *Phoneutria* spp.), escorpiões e serpentes de várias espécies, com destaque para o gênero *Bothrops* (responsável por 95% dos acidentes ofídicos no Brasil), apresentam riscos sérios e imediatos à equipe em campo.

Por estes motivos, o Centro Nacional de Pesquisa e Conservação

de Aves Silvestres (CEMAVE) do ICMBio adotou há alguns anos e recomenda as seguintes medidas de biossegurança que devem ser adotadas durante os trabalhos de campo, visando diminuir os riscos de contaminação e acidentes para os profissionais envolvidos. Tais medidas foram baseadas nos procedimentos sugeridos pelo *National Wildlife Health Center* (USGS NWHC), pelo *Center for Disease Control and Prevention* (CDC) e pela *Sociedad Española de Ornitología* (SEO-Birdlife), além de orientações técnicas fornecidas pelo Instituto Adolfo Lutz. Em qualquer atividade de campo com aves marinhas, o CEMAVE recomenda as seguintes medidas de biossegurança:

- Todo novo técnico que se envolver nas atividades de campo deve receber, previamente, treinamento e orientação específica sobre as potenciais zoonoses transmitidas por aves e recomendações de biossegurança aplicadas ao trabalho que irá desenvolver.
- Em áreas com ocorrência de serpentes peçonhentas, o uso de perneiras de couro deve ser obrigatório.
- Inspeccionar sempre o vestuário (roupas, meias e sapatos) antes de vesti-lo, a fim de evitar acidentes com aranhas e escorpiões.
- Lavar as mãos com água e sabão (ou detergente), e depois utilizar substâncias à base de álcool ou outros desinfetantes comerciais. Álcool gel é particularmente indicado para a higienização das mãos por sua eficácia e praticidade. Os procedimentos de

antisepsia devem ser feitos antes e após os trabalhos de manipulação de aves ou de instrumentos utilizados na atividade, mesmo com o uso de luvas.

- Para higiene corporal diária é recomendada a utilização de sabonetes à base de enxofre ou de alcatrão, com a finalidade de auxiliar a eliminação de carrapatos.
- Não tocar boca, nariz, olhos, rosto, cabelo ou manipular alimentos, bebidas e nem fumar durante a manipulação das aves (ou depois da manipulação das aves, caso ainda não tenha se lavado adequadamente).
- Fazer a manipulação das aves com uso adequado de EPIs (equipamentos de proteção individual) tais como luvas de procedimento, máscaras N95/PPF2 e óculos de proteção, em ambientes bem ventilados e, quando ao ar livre, mantê-las no mesmo sentido do fluxo de ar (pesquisador “de costas” para o vento).
- Fazer o acondicionamento de aves em recipientes separados, evitando ao máximo o contato entre elas para evitar a disseminação de eventuais patógenos.
- Providenciar limpeza e desinfecção de todo material não descartável utilizado nas práticas ao final de cada dia de campo, preferencialmente com compostos à base de amônia quaternária.
- Não guardar objetos de uso pessoal nem alimentos junto ao equipamento de campo.
- Manter separadas roupas usadas durante a manipulação das aves e instrumentos de trabalho daquelas utilizadas para outros fins.
- Não circular com as roupas de trabalho nas áreas destinadas à alimentação e repouso da equipe.
- Não utilizar sandálias ou outros tipos de calçados abertos nas atividades de campo.

- Não manter bolsas, roupas ou quaisquer outros objetos pessoais não relacionados com o trabalho próximos ao local de manipulação dos animais.
- Fazer a correta disposição de todo material descartável utilizado durante o trabalho, bem como de todo o lixo proveniente do mesmo, conduzindo-o para lixos hospitalares para serem destinados da maneira adequada.
- Na completa impossibilidade desta atitude, todo o material a ser descartado deve ser acondicionado em um saco plástico duplo, para ser incinerado com álcool em uma cova de 1 metro de profundidade, distante de habitações humanas e criações animais; após a queima total do resíduo, a cova deverá ser preenchida com terra, de maneira a cobrir totalmente as cinzas. As agulhas ao serem descartadas devem ser depositadas em recipientes rígidos.

Há que se considerar que existem procedimentos mais rigorosos e bastante específicos para zoonoses com maior potencial patogênico, entretanto, estas diretrizes visam estabelecer medidas simples, de fácil utilização e assimilação por todos os técnicos envolvidos, de forma a atender a maioria das situações possíveis. Quando houver informação da ocorrência de uma zoonose específica em determinada área de trabalho, deve-se planejar a adoção de medidas mais rigorosas, seguindo as orientações de profissionais da área. Durante surtos de agentes infecciosos, as aves muitas vezes estarão com a saúde comprometida e a continuidade dos esforços de pesquisa pode gerar um estresse adicional que contribui à continuidade do surto. Nestes casos, também deve-se considerar suspender completamente as atividades de campo até que o surto esteja encerrado, devendo haver uma justificativa extraordinária para embasar a necessidade de dar continuidade aos trabalhos de campo.

LITERATURA SUGERIDA:

- Centers for Disease Control and Prevention. 1993. Guidelines for arbovirus surveillance in the United States. Fort Collins: US Department of Health and Human Services, Public Health Service.
- Cowan DA, Chown SL, Convey P, Tuffin M, Hughes K, Pointing S, Vincent WF. 2011. Non-indigenous microorganisms in the Antarctic: Assessing the risks. *Trends in Microbiology* 19:540-548.
- Epp T, Waldner C. 2012. Occupational health hazards in veterinary medicine: Zoonoses and other biological hazards. *Canadian Veterinary Journal* 53:144.
- Grimaldi W, Jabour J, Woehler EJ. 2011. Considerations for minimising the spread of infectious disease in Antarctic seabirds and seals. *Polar Record* 47:56-66.
- Iveson JB, Shellam GR, Bradshaw SD, Smith DW, Mackenzie JS, Mofflin RG. 2009. *Salmonella* infections in Antarctic fauna and island populations of wildlife exposed to human activities in coastal areas of Australia. *Epidemiology & Infection* 137:858-870.
- Kerry KR, Riddle M. 2009. Health of Antarctic wildlife: A challenge for science and policy. New York: Springer.
- Ministério da Saúde. 2001. Manual de Diagnóstico e Tratamento de Acidentes por Animais Peçonhentos. Disponível em: http://bvsms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/funasa/manu_peconhentos.pdf
- Pinilla J. 2000. Manual para el anillamiento científico de aves. Madrid: SEO/BirdLife y DGCN-MIMAM.
- Uhart M, Quintana F. 2014. Programa Nacional para la Conservación del Petrel Gigante del Sur: Avances sobre recomendaciones de bioseguridad y buenas prácticas. Second Meeting of the Population and Conservation Status Working Group, ACAP. Disponível em: <https://acap.aq/en/documents/working-groups/population-and-conservation-status-working-group/population-and-conservation-status-wg-meeting-2/pacswg2-information-papers/2238-pacswg2-inf-01-rev-1-programa-nacional-para-la-conservacion-del-petrel-gigante-del-sur-avances-sobre-recomendaciones-de-bioseguridad-y-buenas-practicas/file>
- Wobeser G. 2007. Disease in wild animals: Investigation and management. Berlin: Springer-Verlag. 400 p.
- Work TM. 2015. Mortality investigation. In: Franson JC, Friend M, Gibbs SEJ, Wild MA. Field manual of wildlife diseases: U.S. Geological Survey Techniques and Methods 15-B3. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.3133/tm15b3>

Elaboração:



Colaboração:



Apoio:



Patrocínio:



ISBN 978-85-8136-138-3



9

788581

361383