



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Reabilitação de aves marinhas – Traços gerais e relato de casos

Paulo Guerreiro Martins

Orientador(es) | Helder Cortes

Francisca Falcão Vaz Hilário

Évora 2022



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Reabilitação de aves marinhas – Traços gerais e relato de casos

Paulo Guerreiro Martins

Orientador(es) | Helder Cortes

Francisca Falcão Vaz Hilário

Évora 2022



O relatório de estágio foi objeto de apreciação e discussão pública pelo seguinte júri nomeado pelo Diretor da Escola de Ciências e Tecnologia:

Presidente | Rui Ferreira (Universidade de Évora)

Vogais | Helder Cortes (Universidade de Évora) (Orientador)
Ricardo Brandão () (Arguente)

Agradecimentos

Em primeiro lugar agradeço aos meus orientadores, Dra. Francisca Hilário e Professor Doutor Helder Cortes, por terem aceite orientar-me e pela disponibilidade e simpatia com que sempre o fizeram.

Além da Dra. Francisca, deixo também o meu agradecimento a toda a restante equipa do CRAM-ECOMARE e em especial à Ema, à Rita e ao Jorge, com quem trabalhei muitas e muitas horas, neste período da minha vida. Obrigado por tão bem me receberem, por me aturarem ao longo destes meses e por me transmitirem tanto do vosso conhecimento acerca de um mundo que tanto gosto, o mundo dos animais marinhos.

Não posso deixar de agradecer ainda à equipa do RIAS, onde dei os meus primeiros passos na reabilitação de fauna selvagem, por me darem as bases nesta área tão especial da medicina veterinária. Aos profissionais dos restantes locais onde fiz pequenos estágios agradeço também o vosso contributo na minha formação, crescimento pessoal e profissional.

À minha família agradeço o apoio que me deram ao longo deste percurso, os valores que desde pequeno me transmitiram e todo o vosso carinho. Um agradecimento especial aos meus pais e irmã, que sempre me apoiaram nas minhas escolhas e sem os quais não teria sido possível chegar até aqui.

Aos amigos que já trazia do Algarve e àqueles que, em Évora, se tornaram a família longe de casa, agradeço a vossa coragem para me aturar (sei que não é fácil). Obrigado também pelos bons momentos passados convosco, pela vossa companhia nas longas sessões de estudo e nas de conversa também, pelo vosso apoio e conselhos e por estarem sempre presentes.

Aos “patudos”, “asudos”, “barbatanudos” e restantes animais que por mim passaram e algo me ensinaram. Foi por vocês e com vocês que batalhei para aqui chegar, muito obrigado.

A todos estes e aos restantes que de alguma forma contribuíram para aquilo que sou hoje, o meu sincero obrigado!

Resumo

A reabilitação de fauna selvagem é um processo complexo devido à grande diversidade de características entre as espécies. No caso das aves marinhas, as suas adaptações ao meio marinho trazem particularidades e necessidades especiais ao seu processo de reabilitação. Neste relatório apresentam-se a casuística e as atividades realizadas durante o estágio num centro de reabilitação de animais marinhos, entre outubro e dezembro de 2021. É apresentado em traços gerais todo o processo de reabilitação das aves marinhas, abordando temas como o alerta e resgate da ave, os procedimentos de admissão da ave num centro de recuperação, as características da reabilitação em seco e na água e ainda as considerações a ter na devolução da ave à Natureza e monitorização posterior. Este processo é também demonstrado com a descrição de dois casos de reabilitação de gansos-patola (*Morus bassanus*) juvenis emaciados, que culminaram com a sua devolução à Natureza.

Abstract

SEABIRD REHABILITATION – GENERAL PROCESS AND CASE REPORTS

Rehabilitating wildlife is a complex process due to the vast diversity of characteristics that each specie presents. For the seabirds' case, their adaptations to the marine environment requires some special needs and certain particularities during the rehabilitation process. This report presents the casuistry and activities done during an internship in a rehabilitation centre for marine animals, between October and December 2021. All the general process of seabirds' rehabilitation is then analysed, approaching topics like the notification and bird rescue, the bird admission procedures in a rehabilitation centre, the dry and in water rehabilitation and the considerations to have relative to the release and post-release monitorization. This process is also demonstrated by the case report of two emaciated juvenile northern gannets (*Morus bassanus*) that have been released.

Índice

Agradecimentos	I
Resumo	II
Abstract	III
Índice de gráficos	VI
Índice de tabelas	VII
Índice de figuras	VIII
Índice de fichas de espécie	XI
Lista de Abreviaturas e siglas	XII
1. Introdução	1
1.1. Apresentação do CRAM-ECOMARE	1
Objetivos	1
Breve história da reabilitação de animais marinhos e do CRAM-ECOMARE	1
Instalações	2
1.2. Considerações acerca da reabilitação de fauna selvagem	6
Importância para o indivíduo	6
Influência na conservação das populações e das espécies	7
Relação com o conceito <i>One Health</i>	7
Custos da reabilitação.....	9
Contribuição para a educação ambiental.....	9
1.3. Apresentação de algumas aves marinhas de Portugal	10
1.4. Adaptações anatomofisiológicas das aves ao meio marinho	18
Impermeabilização	18
Osmorregulação e glândula de sal.....	19
Voo e propulsão na água	21
Adaptações ao mergulho	22
Outras adaptações.....	23
2. Descrição das atividades desenvolvidas	24
2.1. A casuística do CRAM-ECOMARE durante o período de estágio	24
Espécies ingressadas	24
Causas de ingresso	24
Destino dos animais ingressados.....	26
2.2. Descrição das atividades mais frequentes	29
Rotina diária no CRAM-ECOMARE	29
Realização de procedimentos médicos.....	30
Alimentação	30
Maneio.....	31
2.3. Descrição das atividades esporádicas	34
Lavagem de aves	34
Anestesia	36
Endoscopia	37
Necrópsias de mamíferos marinhos	37

<i>Workshop</i> de reabilitação de aves marinhas.....	38
3. Traços gerais do processo de reabilitação de aves marinhas	39
3.1. Alerta, recolha e transporte	39
3.2. Admissão no centro	41
Avaliação clínica	41
Diagnóstico e plano terapêutico	44
3.3. Recuperação em seco	45
Motivos pelos quais as aves marinhas são alojadas em seco	45
Complicações secundárias.....	46
Tipos de alojamento em seco e suas condições.....	47
Hidratação durante a recuperação em seco	49
Alimentação durante a recuperação em seco	51
3.4. Recuperação na água	54
Transição para a água e avaliação da impermeabilização	54
Tipos de alojamento na água e suas condições	55
Hidratação e alimentação na água	57
3.5. Libertação	58
Critérios de aptidão para libertação.....	58
Planeamento e execução da libertação	59
Monitorização das aves após a libertação	60
3.6. Aplicação dos traços gerais ao caso do CRAM-ECOMARE	61
Alerta, recolha e transporte	61
Admissão no centro	61
Recuperação em seco	62
Recuperação na água.....	62
Libertação.....	63
4. Relato de dois casos de reabilitação de gansos-patola juvenis emaciados	64
4.1. Introdução	64
4.2. Apresentação dos casos	66
4.3. Discussão dos casos	70
Ingresso no centro	70
Alojamento durante a recuperação	71
Hidratação e nutrição durante a recuperação	71
Medicações e suplementações durante a recuperação.....	72
Evoluções do peso das aves durante a recuperação	74
Considerações acerca da monitorização.....	74
5. Conclusão	76
Referências bibliográficas	77
Anexo I – Principais aves marinhas de Portugal e seus estatutos de conservação	81
Anexo II – Lista de ingressos no CRAM-ECOMARE durante o período de estágio	82
Anexo III – Fichas e protocolos do CRAM-ECOMARE.....	84
Anexo IV – Cronogramas dos casos clínicos	88

Índice de gráficos

Gráfico 1 – Causas de ingresso ocorridas no CRAM-ECOMARE durante o último trimestre de 2021, para cada espécie.....	25
Gráfico 2 – Destino dos animais ingressados vivos no CRAM-ECOMARE no último trimestre de 2021 e duração até à sua morte ou até à eutanásia secundária.....	26
Gráfico 3 – Frequências absolutas dos destinos dos animais para cada uma das causas de ingresso no CRAM-ECOMARE, durante o último trimestre de 2021.....	27

Índice de tabelas

Tabela 1 – Frequência absoluta do número de animais ingressados de cada espécie no CRAM-ECOMARE, durante o último trimestre de 2021.....	24
Tabela 2 – Taxas de libertação e libertação ponderada para cada causa de ingresso em que foram libertados animais.	28
Tabela 3 - Avaliação do grau de desidratação em aves marinhas. Adaptado de Hernandez et al. (2020) e Kolesnikovas et al. (2020).	42
Tabela 4 – Resumo dos critérios que definem a aptidão de uma ave marinha para ser libertada, apresentados por Bill et al. (2012), Thomas (2016), Ward (2019), Hernandez et al. (2020) e Kolesnikovas et al. (2020).	58

Índice de figuras

Figura 1 – Edifício interno dedicado à reabilitação: (a) Sala de triagem; (b) Enfermaria; (c) Laboratório de saúde animal; (d) Sala de lavagem; (e) Sala de secagem; (f) Sala de alimentação; (g) sala de frio de alimentação animal; (h) Sala de frio de armazenamento de cadáveres.	3
Figura 2 – Unidade de cuidados intensivos: (a) Secção interna, com paredes; (b) Secção externa, sem paredes; (c) Tanques da secção interna, um sem redes e dois com; (d) Tanques da secção externa, um com redes e um pequeno de hidroterapia.	4
Figura 3 – Tanques exteriores: (a) Tanque vedado com rede, adaptado à colocação de aves; (b) - (d) Tanques adaptáveis a diferentes espécies de mamíferos e répteis marinhos.	5
Figura 4 – Sistema de suporte de vida: (a) Exemplo de sala técnica; (b) Bombas de circulação de água; (c) Filtro de areia; (d) Central de medição de parâmetros físico-químicos.	5
Figura 5 – Estrutura macro e microscópica da pena. Adaptado de Bill et al. (2012).	19
Figura 6 – Anatomia e organização histológica da glândula de sal. Adaptado de www.pigzart.com/portfolio (Consultado em 17 de janeiro de 2022).	20
Figura 7 – Limpeza e desbridamento de ferida em ganso-patola (<i>M. bassanus</i>). Fonte: CRAM-ECOMARE	30
Figura 8 – Processo de descongelação do pescado: (a) Embalagem comercial em câmara de congelação a -20°C; (b) Pequenas porções em câmara de descongelação a 4°C; (c) doses individuais em frigorífico a 5°C.	31
Figura 9 – Exemplos de manutenção dos tanques: (a) Aspiração do fundo; (b) doseamento colorimétrico dos níveis de cloro; (c) adição de hipoclorito de sódio.	32
Figura 10 – Diferença entre tanque com má manutenção (à esquerda) e boa manutenção (à direita).	33
Figura 11 – Lavagem de ganso-patola (<i>M. bassanus</i>). Fonte: CRAM-ECOMARE	35
Figura 12 – Ganso-patola (<i>M. bassanus</i>) sob anestesia geral com anestésico volátil. Fonte: CRAM-ECOMARE.	36
Figura 13 – Imagem endoscópica de estômago de ganso-patola (<i>M. bassanus</i>) com elevada carga parasitária. Fonte: CRAM-ECOMARE	37
Figura 14 – Colheita de dentes em golfinho-comum (<i>D. delphis</i>).	37

Figura 15 – Equipamento utilizado para captura e transporte de aves.	39
Figura 16 – Exemplo de forma de captura (em cima) e contenção (em baixo) de aves marinhas. Fonte: CRAM-ECOMARE	40
Figura 17 – Observação à distância de ganso-patola (<i>M. bassanus</i>) com luxação e desvio da cauda para a direita.	41
Figura 18 – Palpação de asa de gaivota-de-asa-escura (<i>L. fuscus</i>) durante o exame físico.	42
Figura 19 – Realização de exame radiográfico com projeção ventrodorsal (à esquerda) e laterolateral (à direita). Fonte: CRAM-ECOMARE	43
Figura 20 – Exemplo de diferentes tipos de caixa: (a) e (b) caixas de fundo sólido; (c) caixa de fundo de rede. Fonte: Hernandez et al., 2020.	47
Figura 21 – Hidratação orogástrica. Fonte: CRAM-ECOMARE.....	50
Figura 22 – Exemplo de alimento sólido colocado à disposição num comedouro, com gelo para manter a frescura. Fonte: CRAM-ECOMARE.	52
Figura 23 – Exemplo de tanques sem chão (à esquerda) e tanques com chão (à direita).	55
Figura 24 – Exemplos de dispositivos de escoamento superficial da água (skimmers). 56	
Figura 25 – Exemplo de libertações a partir da praia. Fonte: CRAM-ECOMARE	59
Figura 26 - Protocolo de admissão de animais no CRAM-ECOMARE.	61
Figura 27 – Exemplo de montagem de caixa no CRAM-ECOMARE: (a) caixa de fundo sólido; (b) colocação de cobertores; (c) colocação de lençóis.	62
Figura 28 – Exemplo de larídeo com anilha metálica oficial (tarsometatarso esquerdo) e anilha plástica colorida do CRAM-ECOMARE (tarsometatarso direito). Fonte: CRAM-ECOMARE	63
Figura 29 – Rota migratória de três gansos-patola (<i>M. bassanus</i>), com passagem por Portugal em direção a Sul em novembro (amarelo) e dezembro (laranja) e de regresso ao Norte em fevereiro/março (violeta). Adaptado de Furness et al. (2018).	64
Figura 30 – Esquema resumo do mecanismo da Síndrome da Realimentação, explicado por Khan et al. (2011) e Bill et al. (2012).	65

Figura 31 – Apresentação do caso clínico da ave 1.....	67
Figura 32 – Apresentação do caso clínico da ave 2.....	69

Índice de fichas de espécie

Ficha de espécie 1 - Gaivota-de-asa-escura (<i>Larus fuscus</i>). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014), IUCN (2021) e BirdLife International (2022). Imagem de CRAM-ECOMARE.	11
Ficha de espécie 2 - Gaivota-de-patas-amarelas (<i>Larus michahellis</i>). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de CRAM-ECOMARE.	12
Ficha de espécie 3 - Gaivotão-real (<i>Larus marinus</i>). Fontes: Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de Tomáš Bělka, em IUCN (2021).	13
Ficha de espécie 4 - Guincho (<i>Chroicocephalus ridibundus</i>). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de CRAM-ECOMARE. .	14
Ficha de espécie 5 - Ganso-patola /Alcatraz (<i>Morus bassanus</i>). Fontes: Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021).	15
Ficha de espécie 6 - Papagaio-do-mar (<i>Fratercula arctica</i>). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021).	16
Ficha de espécie 7 - Torda-mergulheira (<i>Alca torda</i>). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de CRAM-ECOMARE.....	17

Lista de Abreviaturas e siglas

- CRAM-ECOMARE – Centro de Reabilitação de Animais Marinhos do ECOMARE
- CRAM-Q – Centro de Reabilitação de Animais Marinhos de Quaias
- NaCl 0,9% – Solução salina de cloreto de sódio a 0,9%
- PV – Peso vivo
- RNCRF – Rede Nacional de Centros de Recuperação para a Fauna

1. Introdução

1.1. Apresentação do CRAM-ECOMARE

Objetivos

O principal objetivo do Centro de Reabilitação de Animais Marinhos do ECOMARE (CRAM-ECOMARE) é o resgate, reabilitação e devolução à natureza de aves, répteis e mamíferos marinhos, atuando numa extensão de mais de 300 km da costa portuguesa, nas regiões Centro e Norte de Portugal (CRAM, 2021). Este é um dos 14 centros de recuperação de animais selvagens, pertencentes à Rede Nacional de Centros de Recuperação para a Fauna (RNCRF), sendo que apenas dois deles se dedicam exclusivamente à reabilitação de animais marinhos. O CRAM-ECOMARE é o único destes que recebe aves marinhas, apesar de outros centros não especializados em animais marinhos também o fazerem (ICNF, 2021). Não sendo o seu foco principal, o CRAM-ECOMARE recebe por vezes animais da fauna terrestre e, sempre que possível, encaminha-os para outros centros de recuperação.

A par da sua atividade principal de reabilitação, o CRAM-ECOMARE colabora também com atividades de investigação, dispondo para isso de um banco de tecidos e laboratórios de ecologia, ecotoxicologia e saúde dos animais marinhos (CRAM, 2021). Este centro organiza ainda formações e projetos de educação ambiental.

Breve história da reabilitação de animais marinhos e do CRAM-ECOMARE

A reabilitação de animais marinhos teve o seu início em alguns países da Europa e nos Estados Unidos da América, durante a transição da década de 40 para a década de 50 do século XX, acontecendo depois uma dispersão e globalização da reabilitação para os restantes países. A primeira referência à reabilitação de animais marinhos em Portugal data de 1981, com o Decreto-lei nº 263/81 onde se prevê, entre outros, a assistência a mamíferos marinhos encontrados vivos junto à costa (Ferreira et al., 2012).

Em 1983 surge o primeiro centro de reabilitação de fauna selvagem em Portugal, generalista, mas dedicado predominantemente à avifauna terrestre. Segue-se a abertura de outros centros de cariz generalista que, em conjunto com diversas instituições zoológicas, prestam assistência aos animais marinhos. Só em 2002 surge o primeiro centro de reabilitação de mamíferos e répteis marinhos (Ferreira et al., 2012).

Surge oficialmente em 2006 o Centro de Reabilitação de Animais Marinhos de Quaios (CRAM-Q) e em 2009 é criada a RNCRF, onde este é incluído (Ferreira et al., 2012). O atual CRAM-ECOMARE surge em 2016 como continuidade do CRAM-Q, contando com a experiência da equipa que o construía e com umas novas instalações, tendo aumentado a eficiência da reabilitação dos animais marinhos e melhorado a sua relação com a conservação destas espécies em estado selvagem (CRAM, 2021).

Instalações

O CRAM-ECOMARE localiza-se no Edifício ECOMARE da Universidade de Aveiro, na Gafanha da Nazaré, estando apenas uma parte do edifício dedicada à reabilitação de animais marinhos e a restante associado a atividades de investigação desta universidade. A componente dedicada à reabilitação animal pode ser dividida em três partes: edifício interno, unidade de cuidados intensivos e tanques exteriores.

O edifício interno (Figura 1) dispõe de diversos espaços de trabalho:

- Sala de triagem, onde são realizados os exames clínicos dos animais no seu ingresso e antes da libertação, bem como a anilhagem das aves;
- Enfermaria, onde são efetuados os tratamentos durante a reabilitação, tal como exames imagiológicos (radiografia e endoscopia);
- Laboratório de saúde animal, onde se processam algumas análises das amostras colhidas;
- Sala de lavagem, onde é feita a higienização dos têxteis utilizados para as camas dos animais. Está também preparada para lavar aves oleadas, dispondo de um sistema de drenagem próprio, que evita a contaminação dos esgotos públicos;
- Sala de secagem, onde se prepara um ambiente adequado para que as aves sequem após o banho. É também utilizado para a realização de quarentenas em caso de suspeita de doenças infecciosas;
- Sala de alimentação, onde são preparadas todas as refeições e medicações;
- Sala de frio para a alimentação animal, onde existe uma câmara de congelação a -20°C para armazenamento do pescado;

- Sala de frio para armazenamento de cadáveres, onde existem câmaras de frio a 5°C e câmaras de congelação a -20°C, para armazenar os cadáveres até à necropsia e/ou recolha para incineração.
- Outras salas para armazenamento, escritórios e utilização do pessoal.



Figura 1 – Edifício interno dedicado à reabilitação: (a) Sala de triagem; (b) Enfermaria; (c) Laboratório de saúde animal; (d) Sala de lavagem; (e) Sala de secagem; (f) Sala de alimentação; (g) Sala de frio de alimentação animal; (h) Sala de frio de armazenamento de cadáveres.

A unidade de cuidados intensivos (Figura 2) é composta por uma estufa com duas secções, uma externa apenas com cobertura superior e outra interna também com cobertura lateral. Desta forma, é possível garantir um ambiente adequado à reabilitação dos animais, mesmo quando as condições climáticas no exterior não são adequadas. Nesta unidade existem quatro tanques que podem ser adaptados consoante a espécie que os ocupará, sendo que três deles estão vedados com redes para prevenir fugas de aves. Existe ainda espaço para colocar caixas com aves, quando estas não estão aptas a permanecer na água, e um outro tanque pequeno, multiusos e sem sistema de filtração.



Figura 2 – Unidade de cuidados intensivos: (a) Secção interna, com paredes; (b) Secção externa, sem paredes; (c) Tanques da secção interna, um sem redes e dois com; (d) Tanques da secção externa, um com redes e um pequeno de hidroterapia.

Para avaliar os comportamentos naturais dos animais na fase final da reabilitação e para que estes treinem a sua musculação, existem cinco tanques exteriores afetos ao centro de reabilitação. Um deles está vedado com redes para que se possam colocar aves e os restantes são utilizados para os restantes grupos taxonómicos, sendo facilmente adaptáveis à espécie que os irá ocupar (Figura 3).



Figura 3 – Tanques exteriores: (a) Tanque vedado com rede, adaptado à colocação de aves; (b) - (d) Tanques adaptáveis a diferentes espécies de mamíferos e répteis marinhos.

Existe também no CRAM-ECOMARE um sistema de captação de água da Ria de Aveiro, contígua ao edifício, que abastece todos os tanques com água salgada filtrada. Cada tanque possui ainda um sistema de suporte de vida individual, que funciona em circuito fechado e pretende assegurar a manutenção da qualidade da água. Os sistemas de suporte de vida encontram-se alojados em salas técnicas e o sistema básico é composto por bombas de circulação da água, filtros de areia, sistema de aquecimento de água e uma central de medição de parâmetros físico-químicos, como temperatura e pH (Figura 4).



Figura 4 – Sistema de suporte de vida: (a) Exemplo de sala técnica; (b) Bombas de circulação de água; (c) Filtro de areia; (d) Central de medição de parâmetros físico-químicos.

1.2. Considerações acerca da reabilitação de fauna selvagem

A reabilitação de fauna selvagem pode definir-se como o tratamento e cuidado temporário da fauna autóctone ferida, doente ou deslocada e subsequente libertação dos animais num habitat selvagem apropriado (E. A. Miller, 2012). Este é um dos principais objetivos da RNCRF, que regulamenta o trabalho dos centros de recuperação em Portugal. São também objetivos desta rede: aumentar a eficiência da recuperação; acompanhar a readaptação dos espécimes ao meio selvagem; gerir e disponibilizar informação relativa a espécimes recuperados; contribuir no aumento do conhecimento científico; participar em ações de conservação da natureza, de vigilância sanitária da fauna autóctone e de educação ambiental (Portaria n.º 1112/2009 de 28 de Setembro).

Apesar da regulamentação e esforço existente para a reabilitação de fauna selvagem, esta continua a gerar grande debate entre entidades oficiais, diversas áreas da ciência e opinião pública, devido às questões éticas e impacto ecológico a ela associadas (Hanson et al., 2021). Apresentam-se então algumas considerações acerca desta atividade.

Importância para o indivíduo

Apesar de diversos debates, é consensual entre os autores que a reabilitação de fauna selvagem é importante para assegurar o bem-estar dos indivíduos (Mullineaux, 2014; Hanson et al., 2021; Paterson et al., 2021). Idealmente pretende-se assegurar o bem-estar do animal pela melhoria do seu estado de saúde e posterior libertação no seu meio, no entanto há situações em que isso não é possível e a sua importância foca-se na prevenção do sofrimento desnecessário por meio da eutanásia (Mullineaux, 2014).

A maioria dos ingressos de fauna selvagem em centros de recuperação tem origem antropogénica, direta ou indiretamente (Molina-López et al., 2017; Hanson et al., 2021). Perante isto, muitos defendem ainda que o ser humano tem obrigação ética e moral de retificar o seu impacto negativo no bem-estar animal, porém existe o argumento de que o *stress* da permanência destes animais em cativeiro poderá ser mais traumatizante que o provocado pela própria causa de ingresso, o qual necessita de uma maior investigação (Mullineaux, 2014; Hanson et al., 2021). É também importante considerar que só uma pequena parte dos animais que sofrem com as ações do ser humano são encontrados, e chegam aos centros de recuperação a tempo de serem reabilitados (Estes, 1998).

Influência na conservação das populações e das espécies

Apesar dos esforços para a reabilitação individual de cada animal, é pequeno o seu impacto numa população numerosa e saudável (Hanson et al., 2021; Paterson et al., 2021). Porém, a reabilitação individual pode ter um marcado impacto positivo em espécies em perigo e nas populações reduzidas ou em declínio, onde pequenas reduções da mortalidade podem levar a consideráveis impactos positivos na saúde da população (Mullineaux, 2014; Paterson et al., 2021). Um estudo de Paterson et al. (2021) demonstrou mesmo que esta é uma ferramenta útil na estabilização de populações em risco de extinção e deve ser utilizada em planos de conservação. No entanto, a preocupação com a conservação da espécie nunca se deve sobrepor ao bem-estar do indivíduo (Mullineaux, 2014).

O estatuto de conservação das espécies a nível global e europeu é apresentado na “*The IUCN Red List of Threatened Species*” (IUCN, 2021), enquanto que o seu estatuto de conservação a nível nacional é apresentado no “Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal” (Cabral et al., 2005). Muitas das espécies reabilitadas em centros de recuperação apresentam estatuto de conservação “Pouco preocupante” ou “Quase ameaçado”, no entanto, e além dos restantes motivos apresentados, a sua reabilitação permite a aquisição de conhecimentos e técnicas passíveis de aplicar quando ingressam espécies com estatutos ameaçados, isto é “Vulnerável”, “Em Perigo” ou “ criticamente em perigo” (Mullineaux, 2014; IUCN, 2021).

Relação com o conceito *One Health*

A reabilitação de fauna selvagem é uma componente da medicina da conservação que contribui para a interligação entre a saúde humana, a vida selvagem e os ecossistemas, o que corresponde ao conceito de *One Health* (Paterson et al., 2021).

O contacto direto com a fauna selvagem nos centros de recuperação permite um aumento dos conhecimentos acerca destas espécies e possíveis fatores que levam ao declínio das suas populações (Hanson et al., 2021). Também durante a reabilitação, a alteração dos padrões de evolução clínica e de mortalidade para determinada espécie podem ser indicador de mudanças na saúde dos ecossistemas, particularmente nas espécies mais sensíveis às variações ambientais (Garcês et al., 2019).

A investigação da etiologia dos casos clínicos e a colaboração com envio de amostras para programas de vigilância sanitária podem ainda levar à descoberta e melhor compreensão de doenças emergentes (Mullineaux, 2014; Hanson et al., 2021). Estas descobertas têm importância não só para a saúde da população em questão, mas também para a saúde dos ecossistemas e humana, dada a possibilidade de transmissão dos novos agentes patogénicos a outras espécies, incluindo os humanos. Assim, os centros de recuperação devem manter registos de todo o seu trabalho e, quando necessário, reportar estas descobertas às entidades oficiais nacionais e internacionais (Mullineaux, 2014).

Devido ao contacto direto da equipa técnica com os animais, esta é uma atividade considerada de risco para a transmissão de zoonoses, tanto no sentido dos animais para os humanos como em sentido inverso (Mullineaux, 2014; Gryseels et al., 2021). Isto pode colocar em risco a saúde humana e da fauna selvagem, por ser uma possível fonte de novas doenças para a espécie e fornecer a possibilidade de se estabelecerem novos reservatórios para o agente patogénico (Gryseels et al., 2021). No entanto, este risco de transmissão de doenças não é diferente daquele associado à manipulação de animais domésticos ou outro tipo de animais (Mullineaux, 2014).

De forma a minimizar o risco de transmissão de doenças, é essencial que os profissionais que contactam com a fauna selvagem realizem uma correta manipulação dos animais, utilizando equipamentos de proteção individual adequados à espécie e respeitando as normas de biossegurança estabelecidas (Gryseels et al., 2021). Na reabilitação “em casa”, ilegal em Portugal (Decreto-Lei n.º 140/99 de 24 de Abril), há um contacto próximo e descuidado das pessoas e espécies domésticas com as espécies selvagens, o que facilita a transmissão de doenças, tanto comuns, como emergentes e entre as quais possíveis zoonoses. Ao prevenir a reabilitação “em casa”, os centros de recuperação e o pessoal devidamente formado que neles trabalha acabam por ter alguma influência positiva na saúde pública ao reduzirem o risco de transmissão destas doenças (Hilário, 2017; Hanson et al., 2021).

Ainda relativamente à transmissão de doenças, é importante advertir para a possibilidade de disseminação de doenças da fauna selvagem quando há uma translocação dos animais reabilitados para outros locais geográficos (Paterson et al.,

2021). No entanto, é de considerar também que muitos destes animais apresentam grande liberdade de deslocação no estado selvagem, principalmente as aves, e são muitas as espécies migradoras que poderão transportar naturalmente estes agentes.

Custos da reabilitação

Os custos da reabilitação de fauna selvagem variam conforme a espécie, causa de ingresso e outros, mas são geralmente elevados (Sikarskie, 1992; Estes, 1998; Molina-López et al., 2017). Apesar de Estes (1998) considerar difícil uma redução significativa dos custos, Molina-López et al. (2017) defende que estes podem ser otimizados e reduzidos mediante uma análise de custo-benefício baseada na causa de admissão e de prognóstico.

É pouco o financiamento desta atividade e, por vezes, é utilizado o argumento de que os fundos aplicados na reabilitação seriam mais eficientes se utilizados em intervenções *in situ* para a conservação do habitat ou outros objetivos semelhantes (Mullineaux, 2014; Paterson et al., 2021). No entanto, Sikarskie (1992) defende que alguns dos fundos provêm da divulgação do trabalho realizado na reabilitação e que, de outra forma, esses não estariam disponíveis para ser utilizados *in situ*.

Contribuição para a educação ambiental

A existência dos centros de recuperação permite ainda a educação do público acerca da fauna autóctone e sensibilização do mesmo acerca das ameaças a que esta está sujeita (Mullineaux, 2014; Hanson et al., 2021). Isto é muito importante para que o público possa alterar os seus hábitos de forma benéfica para a conservação, tanto da fauna selvagem como do ambiente em geral (Mullineaux, 2014). Por outro lado, a divulgação do trabalho dos centros de recuperação permite uma maior consciência do público acerca da importância de entregar os animais a uma equipa especializada, o que se pode refletir num aumento do número de animais corretamente reabilitados (Hanson et al., 2021).

1.3. Apresentação de algumas aves marinhas de Portugal

O termo “aves marinhas” não tem qualquer valor taxonómico, no entanto refere-se ao conjunto de espécies que habitam o mar e dele se alimentam (CRAM, 2021; Mullineaux & Keeble, 2017). Apesar da variabilidade entre autores, Meirinho et al. (2014) define 43 espécies como as principais aves marinhas de Portugal (listadas no Anexo I), sendo que oito destas estão ameaçadas de extinção a nível global, 10 a nível europeu e 12 a nível nacional.

Dada a vasta diversidade de espécies, cada uma com as suas características, apresenta-se nas fichas de espécie 1 a 7 uma breve descrição apenas das aves marinhas abordadas neste relatório.

Gaivota-de-asa-escura



Distribuição

- **Época de nidificação** – Entre maio e junho, no noroeste europeu.
- **Fora da época de nidificação** - Invernada entre setembro e fevereiro, no sudoeste europeu, noroeste africano, mar Mediterrâneo e mar Negro.
- **Contexto em Portugal** - Local de invernada e passagem na migração. Existem pequenas e raras populações nidificantes.

Animalia
Chordata
Aves
Charadriiformes
Laridae
Larus
Larus fuscus

Habitat

- **Época de nidificação** - Locais com vegetação curta e densa ou falésias rochosas. Pode nidificar nos telhados das casas.
- **Fora da época de nidificação** - Pelágica e águas costeiras, repousando em regiões intertidais. Pode também ser encontrada em zonas estuarinas, rios, portos de pesca, aterros sanitários, zonas urbanas e outros.

Alimentação

- **Forma de captura** - Passa muito tempo à procura de alimento no mar, mas é omnívora e oportunista (com maior seletividade que outras gaivotas).
- **Dieta** - Peixe, invertebrados marinhos e terrestres, pequenos mamíferos terrestres, ovos e crias de aves, bagas e cereais. Por influência antropogénica, também rejeições da pesca e detritos dos aterros sanitários ou das estações de tratamento de águas residuais.

Estatuto de conservação

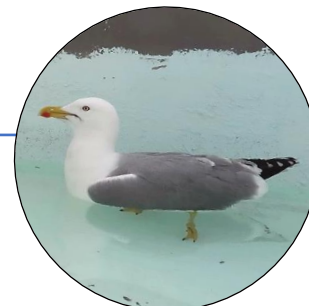
- **Global** - Pouco preocupante
- **Europeu** - Pouco preocupante
- **Nacional** - conforme a população:
 - Invernante - Pouco preocupante
 - Nidificante - Vulnerável

Principais ameaças

- Captura acidental em artes de pesca
- Intoxicação por organoclorados
- Intoxicação por biotoxinas
- Perturbação humana
- Exposição a hidrocarbonetos

Ficha de espécie 1 - Gaivota-de-asa-escura (*Larus fuscus*). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014), IUCN (2021) e BirdLife International (2022). Imagem de CRAM-ECOMARE.

Gaivota-de-patas-amarelas



Distribuição

- **Época de nidificação** – Entre março e abril, no sul da Europa, principalmente: costa da Península Ibérica, mar Negro, mar Mediterrâneo e ilhas da Macaronésia.
- **Fora da época de nidificação** - Sedentária ou realiza curtas dispersões. Alguns indivíduos realizam migrações mais amplas para a invernada.
- **Contexto em Portugal** - Distribui-se e nidifica por toda a orla costeira continental e insular.

Animalia
Chordata
Aves
Charadriiformes
Laridae
Larus
Larus michahellis

Habitat

- **Época de nidificação** - Locais com vegetação curta e densa ou falésias rochosas. Recentemente aumentou a colonização de áreas urbanas.
- **Fora da época de nidificação** - Águas costeiras, repousando em regiões intertidais. Pode também ser encontrada em zonas estuarinas, rios, portos de pesca, aterros sanitários, zonas urbanas e outros.

Alimentação

- **Forma de captura** - Passa muito tempo à procura de alimento no mar, mas é omnívora e oportunista (com menor seletividade que outras gaivotas).
- **Dieta** - Peixe, invertebrados marinhos e terrestres, pequenos mamíferos terrestres, ovos e crias de aves, bagas e cereais. Por influência antropogénica, também rejeições da pesca e detritos dos aterros sanitários ou das estações de tratamento de águas residuais.

Estatuto de conservação

- **Global** - Pouco preocupante
- **Europeu** - Pouco preocupante
- **Nacional** - Pouco preocupante

Principais ameaças

- Abate por conflito com humanos
- Captura acidental em artes de pesca
- Perturbação humana
- Exposição a hidrocarbonetos
- Intoxicação por organoclorados e/ou biotoxinas

Ficha de espécie 2 - Gaivota-de-patas-amarelas (*Larus michahellis*). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de CRAM-ECOMARE.

Gaivotão-real

Distribuição

- **Época de nidificação** - Entre abril e maio, na costa atlântica norte americana e europeia (do noroeste da Rússia ao noroeste de França).
- **Fora da época de nidificação** - Invernada entre novembro e março, em regiões de menores latitudes, até ao sul de Portugal (população europeia) ou às Caraíbas (população americana).
- **Contexto em Portugal** - Espécie muito escassa em Portugal, ocorre no continente e Açores durante a invernada, com abundância variável conforme o rigor dos invernos no norte da Europa.



Animalia
Chordata
Aves
Charadriiformes
Laridae
Larus
Larus marinus

Habitat

- **Época de nidificação** - Locais com vegetação curta e densa ou falésias rochosas.
- **Fora da época de nidificação** - Pelágica e águas costeiras, repousando em regiões intertidais. Pode ser encontrada em zonas estuarinas, rios, portos de pesca, aterros sanitários, zonas urbanas e outros.

Alimentação

- **Forma de captura** - Passa muito tempo à procura de alimento no mar, mas é omnívora e oportunista.
- **Dieta** - Peixe, invertebrados marinhos e terrestres, pequenos mamíferos terrestres, ovos e crias de aves, bagas e cereais. Por influência antropogénica, também rejeições da pesca e detritos dos aterros sanitários ou das estações de tratamento de águas residuais.

Estatuto de conservação

- **Global** - Pouco preocupante
- **Europeu** - Pouco preocupante
- **Nacional** - Não estabelecido

Principais ameaças

- Captura acidental em artes de pesca
- Intoxicação por organoclorados
- Intoxicação por biotoxinas
- Perturbação humana
- Exposição a hidrocarbonetos
- Caça desportiva na Dinamarca

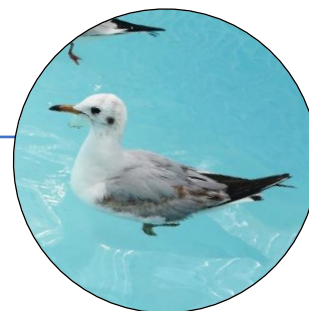
Ficha de espécie 3 - Gaivotão-real (*Larus marinus*). Fontes: Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021).
Imagem de Tomáš Bělka, em IUCN (2021).

Guincho

Distribuição

- **Época de nidificação** - Entre abril e maio, na Europa, Ásia central e nordeste da América do Norte.
- **Fora da época de nidificação** - Invernada na costa sul europeia e costas temperadas/tropicais africanas e asiáticas do hemisfério norte.
- **Contexto em Portugal** - Ocorre em maior número no outono e inverno, mas podem ser observados indivíduos não reprodutores durante todo o ano.

Animalia
Chordata
Aves
Charadriiformes
Laridae
Chroicocephalus
Chroicocephalus ridibundus



Habitat

- **Época de nidificação** - Zonas húmidas, calmas, rasas e com vegetação abundante, tais como bacias interiores de água doce, estuários de rios e sapais. Também dunas, praias e áreas artificiais, como pastagens ou terrenos agrícolas.
- **Fora da época de nidificação** - Zonas costeiras intertidais, como praias e estuários, podendo também surgir em bacias interiores. Evita áreas rochosas ou demasiado expostas às condições adversas.

Alimentação

- **Dieta** - Principalmente invertebrados aquáticos (moluscos, crustáceos e poliquetas) e terrestres (minhocas e insetos), podendo também ingerir peixes, pequenos roedores, cereais de cultivo e lixo dos aterros sanitários.

Estatuto de conservação

- **Global** - Pouco preocupante
- **Europeu** - Pouco preocupante
- **Nacional** - Pouco preocupante

Principais ameaças

- Perturbação, contaminação e destruição das áreas de nidificação.
- Captura acidental em redes de aquacultura
- Intoxicação por biotoxinas
- Exposição a hidrocarbonetos

Ficha de espécie 4 - Guincho (*Chroicocephalus ridibundus*). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de CRAM-ECOMARE.

Ganso-patola /Alcatraz



Distribuição

- **Época de nidificação** - Apenas os reprodutores, entre março e abril, na costa noroeste da Europa e, em menor número, na costa este do Canadá.
- **Fora da época de nidificação** – Reprodutores durante a invernada (entre setembro e fevereiro) e não reprodutores, em regiões de menores latitudes: costa ocidental africana e europeia e mar Mediterrâneo, para a população europeia; Golfo do México para a população americana.
- **Contexto em Portugal** – Presença todo o ano e em maior número durante as migrações e invernada. Abundante no continente, ocasional nos Açores e raro na Madeira.

Animalia
Chordata
Aves
Suliformes
Sulidae
Morus
Morus bassanus

Habitat

- **Época de nidificação** - Colónias em falésias e ilhas isoladas em alto mar.
- **Fora da época de nidificação** - Exclusivamente marinho, vive isolado ou em pequenos grupos na plataforma continental, podendo formar grandes bandos quando se alimenta.

Alimentação

- **Forma de captura** - Mergulho a pique de grandes altitudes.
- **Dieta** - Peixes pelágicos em grandes cardumes (cavala, carapau, sardinha, peixe-agulha). Pode ser oportunista, alimentando-se das rejeições das embarcações de pesca.

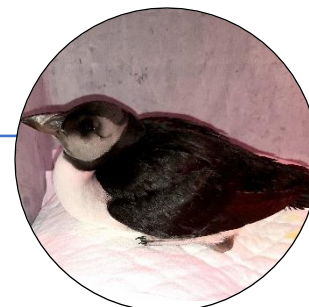
Estatuto de conservação

- **Global** - Pouco preocupante
- **Europeu** - Pouco preocupante
- **Nacional** - Pouco preocupante

Principais ameaças

- Captura acidental em artes de pesca (em Portugal é a espécie com maior mortalidade associada a esta atividade)
- Colisão com parques eólicos
- Poluição por plásticos
- Acumulação de metais pesados
- Caça para alimentação (na Escócia)

Papagaio-do-mar



Distribuição

- **Época de nidificação** - Costa atlântica norte, até ao sul do Canadá no lado americano e norte de França no lado europeu.
- **Fora da época de nidificação** - Oceano Atlântico Norte até à latitude das ilhas Canárias e ainda no mar Mediterrâneo ocidental.
- **Contexto em Portugal** - Observado entre outubro e abril na costa continental.

Animalia
Chordata
Aves
Charadriiformes
Alcidae
Fraterecula
Fraterecula arctica

Habitat

- **Época de nidificação** - Colónias em ilhéus ou costas rochosas, escavando o ninho em falésias ou encostas com vegetação ou rochas.
- **Fora da época de nidificação** - Exclusivamente marinho, vive em ambientes pelágicos.

Alimentação

- **Forma de captura** - Excelente nadador, captura o alimento por perseguição em mergulhos que podem chegar aos 60m de profundidade.
- **Dieta** - Peixes pelágicos juvenis (arenque, capelim e galeotas) e espécies demersais (gadídeos, crustáceos ou poliquetas).

Estatuto de conservação

- **Global** - Vulnerável
- **Europeu** - Em perigo (declínio das populações)
- **Nacional** - Pouco preocupante

Principais ameaças

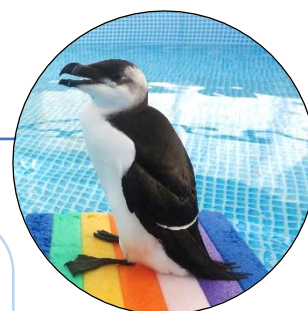
- Falta de presas (impacto das alterações climáticas e da indústria pesqueira)
- Perturbação e predação dos ninhos
- Abate de indivíduos reprodutores
- Tempestades no mar (impacto das alterações climáticas)
- Exposição a hidrocarbonetos
- Colisão com as componentes subaquáticas dos parques eólicos.

Ficha de espécie 6 - Papagaio-do-mar (*Fraterecula arctica*). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021).

Torda-mergulheira

Distribuição

- **Época de nidificação** - Costa atlântica norte, até ao sul do Canadá no lado americano e norte de França no lado europeu.
- **Fora da época de nidificação** - Oceano Atlântico Norte até à latitude das ilhas Canárias e ainda no mar Mediterrâneo ocidental.
- **Contexto em Portugal** - Observada entre outubro e abril na costa continental. Rara nos Açores e Madeira.



Animalia
Chordata
Aves
Charadriiformes
Alcidae
Alca
Alca torda

Habitat

- **Época de nidificação** - Colónias em ilhéus ou costas rochosas, escavando o ninho em falésias ou encostas com vegetação ou rochas.
- **Fora da época de nidificação** - Exclusivamente marinha, vive em ambientes costeiros, podendo até ser encontrada dentro de barras e portos de abrigo.

Alimentação

- **Forma de captura** - Excelente nadadora, captura o alimento por perseguição em mergulhos que podem chegar aos 120m de profundidade, mas fá-lo principalmente em águas rasas.
- **Dieta** - Sardinhas, biqueirões, galeotas, krill, espadilha e capelim.

Estatuto de conservação

- **Global** - Pouco preocupante
- **Europeu** - Pouco preocupante
- **Nacional** - Pouco preocupante

Principais ameaças

- Falta de presas (impacto das alterações climáticas e da indústria pesqueira)
- Captura acidental em artes de pesca
- Perturbação e predação dos ninhos
- Abate de indivíduos reprodutores
- Tempestades no mar (impacto das alterações climáticas)
- Exposição a hidrocarbonetos

Ficha de espécie 7 - Torda-mergulheira (*Alca torda*). Fontes: Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2021). Imagem de CRAM-ECOMARE

1.4. Adaptações anatomofisiológicas das aves ao meio marinho

As aves que habitam o meio marinho deparam-se com condições muito diferentes das encontradas pela avifauna terrestre, enfrentando diversos desafios como ambientes frios e condições atmosféricas extremas (Schreiber & Burger, 2001). Apesar da abundância de água, a sua elevada salinidade leva a que Sabat (2000) descreva este meio como um ambiente desértico em termos de osmolaridade. O seu comportamento alimentar leva ainda a que muitas destas aves tenham de mergulhar na água.

Ao longo da sua evolução as aves marinhas sofreram várias adaptações para conseguirem habitar e alimentar-se neste meio (Meirinho et al., 2014). De seguida apresentam-se algumas dessas adaptações.

Impermeabilização

Uma das adaptações das aves marinhas ao ambiente aquático é a presença de uma impermeabilização idealmente total da plumagem, conferindo a capacidade de evitar que as penas fiquem molhadas e que a água penetre pela plumagem. Isto leva à formação de bolsas de ar entre a superfície das penas e a pele, permitindo um aumento do isolamento térmico e da flutuabilidade (Bill et al., 2012; Morandin & O'Hara, 2014; Mullineaux & Keeble, 2017). Este fenómeno ocorre devido à microestrutura entrelaçada da pena e sua natureza lipofílica, que fornecem uma elevada tensão de superfície da água e, conseqüentemente, impedem a sua penetração (Morandin & O'Hara, 2014).

A plumagem das aves é constituída externamente pelas penas de contorno e internamente pelas plumas. As penas de contorno podem ser penas do corpo, que lhe conferem proteção, cor e forma, ou penas de voo, que sustentam o voo e permitem a propulsão subaquática em algumas espécies. As penas de voo dividem-se ainda em: retrizes, na cauda; rémiges primárias ou secundárias, na asa; tectrizes, penas de cobertura das anteriores (Bill et al., 2012).

Toda a pena é constituída por queratina e cada uma apresenta macroscopicamente um cálam e ráquis centrais, com um vexilo de cada lado. O cálam é a base da pena que a liga ao folículo e o ráquis é a parte de onde saem as barbas que compõe os dois vexilos. De cada barba saem ainda bárbulas que possuem barbicelas, pequenas projeções

em forma de gancho que interligam as bárbulas, formando um entrelaçado flexível (Bill et al., 2012. Figura 5). Para manter esta estrutura as aves realizam *preening*, isto é, com o seu bico limpam as penas, realinham as barbas e bárbulas, recolhem a secreção da glândula uropigial e espalham-na pelas penas (Bill et al., 2012; Mullineaux & Keeble, 2017).

A glândula uropigial está localizada na região dorsal da cauda e, apesar da variação entre espécies e intraespecífica, a sua secreção é composta predominantemente por ésteres e álcoois de ácidos gordos (Levy & Strain, 1982; Mullineaux & Keeble, 2017). A principal função desta secreção é manter a pena saudável e conferir-lhe flexibilidade sem estragar a sua estrutura (Bill et al., 2012).

A integridade da microestrutura da pena pode ser comprometida pelas penas estragadas ou por as aves estarem debilitadas e incapacitadas de realizar *preening*, o que leva à perda da impermeabilização. Também a presença de contaminantes, como óleos, algas, fezes, sangue e outros detritos, leva à redução da tensão de superfície e consequente penetração da água na plumagem. Esta perda da impermeabilização pode levar à hipotermia, perda de flutuabilidade ou até morte, pelo que é uma das considerações mais importantes a ter durante a reabilitação de aves marinhas (Bill et al., 2012; Morandin & O'Hara, 2014).

Osmorregulação e glândula de sal

Por viverem em ambientes com elevada salinidade, as aves marinhas ingerem grandes quantidades de sais, tanto no alimento como na água. Estas aves obtêm a maioria da água através do alimento ingerido, cuja salinidade varia conforme a espécie da presa e é geralmente maior nos invertebrados que no peixe. No entanto, e devido à sua concentração, a pouca água bebida pode contribuir com 20 a 30% do sódio total ingerido diariamente (Schreiber & Burger, 2001). Os sais ingeridos são absorvidos no

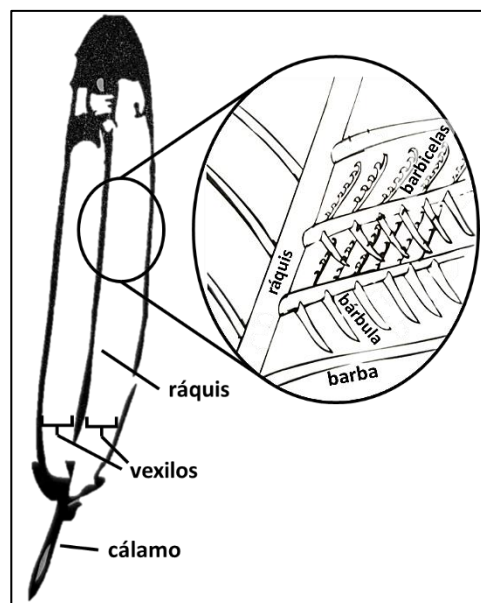


Figura 5 – Estrutura macro e microscópica da pena. Adaptado de Bill et al. (2012).

intestino e levam a um aumento da osmolaridade dos fluidos extracelulares, pelo que é necessário eliminar o excesso de eletrólitos (Sabat, 2000).

Uma forma adaptativa para reduzir esse excesso de eletrólitos é a redução da sua ingestão. Em ambiente selvagem, as aves utilizam alterações comportamentais com esse objetivo, tais como a redução da alimentação enquanto se encontram em ambientes de maior salinidade, a seleção de alimentos com menor salinidade ou a procura e ingestão de água doce (Sabat, 2000; Schreiber & Burger, 2001).

Para a excreção de eletrólitos, o rim das aves apresenta uma limitada capacidade de concentração da urina, insuficiente para eliminar o excesso de eletrólitos ingeridos (Holmes, 1975; Sabat, 2000). Assim, outra adaptação ao meio marinho é a presença de glândulas de sal bem desenvolvidas, uma via de excreção extra-renal que secreta um fluido constituído principalmente por cloreto de sódio, mas também outros iões. Este fluido é hiperosmótico, e tem uma concentração de eletrólitos cinco a oito vezes superior à concentração do plasma das aves marinhas e até duas vezes superior à concentração na água do mar, apesar de existirem variações da secreção entre espécies e conforme a salinidade do meio (Sabat, 2000; Schreiber & Burger, 2001).

A glândula de sal é um órgão par que se encontra no contorno dorsal das orbitas (Figura 6). É constituída por diversos lobos longitudinais, com um canal central onde confluem vários túbulos secretores. Os

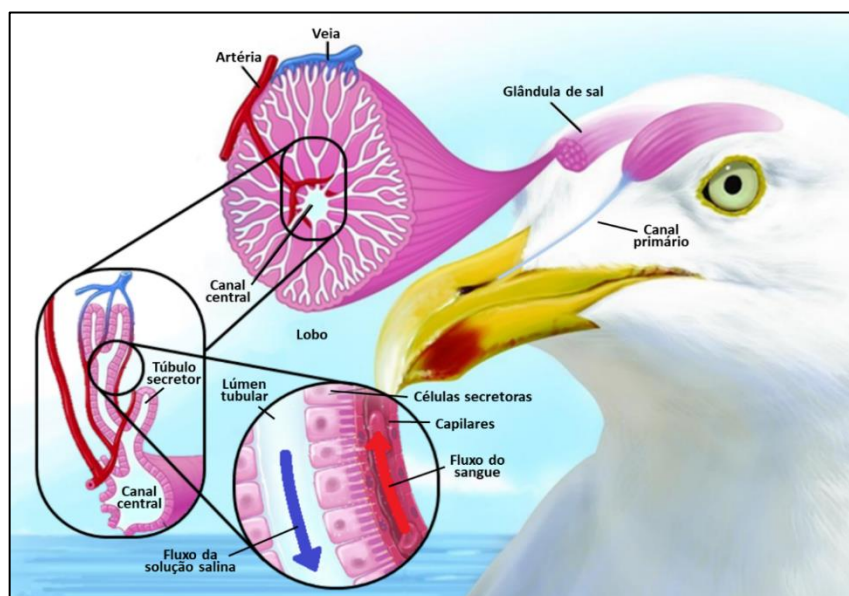


Figura 6 – Anatomia e organização histológica da glândula de sal. Adaptado de www.pigzart.com/portfolio (Consultado em 17 de janeiro de 2022).

canais centrais drenam para o ducto primário, que percorre a cavidade nasal e abre na narina, ou boca nas espécies sem narinas (Sabat, 2000; Mullineaux & Keeble, 2017). Os iões de sódio passam do plasma para o lúmen tubular por transporte ativo, nas células

secretoras, e os íons de cloro por co-transporte. Um mecanismo de contracorrente entre o fluxo sanguíneo capilar e o fluxo da solução salina no lúmen tubular facilita a troca de sais e o aumento da concentração osmótica da solução (Sabat, 2000).

A funcionalidade desta glândula varia com a salinidade do meio em que a ave se encontra, sendo regulada pela osmolaridade plasmática e consequente estímulo dos osmorreceptores do sistema nervoso central. O estímulo eferente para aumento da sua atividade ocorre diretamente por via neuronal parassimpática, mas também por via neuroendócrina através do eixo hipotálamo-hipófise-adrenal, com libertação de corticosteróides (Holmes, 1975; Mullineaux & Keeble, 2017). Há hipertrofia e diferenciação da glândula quando as aves estão em ambientes de elevada salinidade, com grau de desenvolvimento proporcional à carga osmótica presente, enquanto que, quando estão em água doce, há um atrofia da glândula (Holmes, 1975; Sabat, 2000).

Em ambiente selvagem a transição entre meios de alta e baixa salinidade ocorre de forma gradual, permitindo uma adaptação da glândula. Na reabilitação deve-se expor o animal a uma salinidade adequada à encontrada no local da libertação, para manter uma correta atividade da glândula e evitar a desidratação da ave por incapacidade de excreção do excesso de eletrólitos (Mullineaux & Keeble, 2017).

Voo e propulsão na água

Também a conformação e anatomia apendicular destas aves está adaptada ao meio aquático. O corpo é normalmente fusiforme e hidrodinâmico, o que reduz o arrasto na água e aumenta a eficiência da deslocação (Schreiber & Burger, 2001; Ponganis, 2015). A forma da asa varia entre espécies e está adaptada ao nicho ecológico explorado pela espécie. Espécies pelágicas e que realizam voos de grandes distâncias apresentam asas longas e de pequena área, o que lhes permite tirar partido das correntes de vento ascendente junto da superfície da água e, consequentemente, poupar nos gastos energéticos. Já as espécies com hábitos de mergulho apresentam asas curtas e um maior tamanho corporal (Meirinho et al., 2014). Para melhorar a propulsão e agilidade na água, estas aves são palmípedes (têm membranas interdigitais bem desenvolvidas) e as pernas estão deslocadas caudalmente (Schreiber & Burger, 2001; Mullineaux & Keeble, 2017).

Apesar de algumas aves marinhas se alimentarem na superfície e sub-superfície, como as gaivotas, outras necessitam de mergulhar para capturar o seu alimento. A impermeabilização, ossos pneumáticos e espaço ocupado pelos pulmões e sacos aéreos conferem uma elevada flutuabilidade às aves mergulhadoras, o que implica um esforço constante e gastos energéticos para se manterem submergidas. No entanto, à medida que aumenta a profundidade do mergulho a compressão do ar reduz a flutuabilidade das aves e, conseqüentemente, o esforço e taxa metabólica necessários para se manter submergida, diminuindo o consumo energético e de oxigênio. Este fenômeno é mais importante até aos 20 metros de profundidade, no entanto e apesar do esforço e gasto energéticos superiores, muitas aves capturam o alimento em águas superficiais devido à maior disponibilidade de presas (Kato et al., 2006; Ponganis, 2015).

A forma de mergulho de cada espécie varia conforme a sua flutuabilidade, dieta específica e local onde procura o alimento. Algumas aves, como os alcídeos, utilizam as asas para se impulsionar debaixo de água, ao passo que outras se impulsionam com os pés, como os corvos marinhos. A propulsão com os pés alterna entre uma fase de impulsão e uma fase de arrasto, tendo gastos energéticos superiores à propulsão com as asas, que promovem impulsão em ambas as fases. Existem ainda espécies, como os gansos-patola (*Morus bassanus*), que mergulham a pique de grandes altitudes e atingem a água a velocidades superiores a 80 km/h, utilizando esse impulso para chegarem a maiores profundidades e de seguida impulsionam-se debaixo de água com as asas e com os pés (Kato et al., 2006; Ponganis, 2015; Chang et al., 2016).

Adaptações ao mergulho

Para mergulharem, as aves marinhas dispõem de outras adaptações anatómicas e fisiológicas além da capacidade de propulsão na água. Por forma a terem uma visão anfíbia, o cristalino destas aves apresenta uma grande capacidade de alteração da forma, entre achatado e quase esférico, adaptando-se às diferenças da refração nas superfícies ar-córnea e água-córnea. As aves que realizam mergulhos profundos têm também a capacidade de encerrar o canal auditivo externo. No caso dos sulídeos, como os gansos-patola, existem adaptações aos mergulhos a pique como a ausência de narinas externas, que evita a entrada de água para os pulmões, e presença de divertículos dos sacos aéreos,

que se estendem subcutaneamente ao longo do pescoço e esterno, permitindo absorver o choque do impacto do mergulho (Ponganis, 2015; Mullineaux & Keeble, 2017).

De forma a reduzir a sua taxa metabólica e diminuir o consumo energético e de oxigénio, há uma redução da frequência cardíaca destas aves durante o mergulho. No entanto, continua a existir um consumo de oxigénio e uma apneia que evita a sua reposição, pelo que as aves marinhas apresentam uma maior capacidade de armazenar oxigénio. Os pulmões são a sua principal reserva, dada elevada necessidade de ventilação durante o voo. Também o maior hematócrito e/ou concentração de hemoglobina no eritrócito levam ao aumento da hemoglobina total para o limite superior do intervalo de referência para aves, o que permite uma maior reserva de oxigénio. Já a reserva de oxigénio na mioglobina é variável entre espécie, mas a sua concentração tende a ser superior nos músculos utilizados para locomoção subaquática (Ponganis, 2015; Mullineaux & Keeble, 2017).

Outras adaptações

A conformação do bico é outra adaptação das aves marinhas, sendo que cada espécie ou grupo taxonómico apresenta um bico específico para o seu tipo de dieta e forma de alimentação. Exemplificam-se o bico em gancho dos procelariíformes, que permite segurar o peixe na ponta do bico, e o bico serrilhado dos sulídeos, que evita que o peixe escorregue após a captura (Schreiber & Burger, 2001; Mullineaux & Keeble, 2017).

Além da importância, já referida, da impermeabilização para a termorregulação destas aves, existem também mecanismos de contra-corrente e shunts arterio-venosos nas extremidades que evitam a perda de calor, tal como a possibilidade de vasoconstrição periférica (Ponganis, 2015; Mullineaux & Keeble, 2017).

Estão ainda descritas outras adaptações específicas em alguns grupos taxonómicos (ver Schreiber & Burger, 2001, e Mullineaux & Keeble, 2017).

2. Descrição das atividades desenvolvidas

2.1.A casuística do CRAM-ECOMARE durante o período de estágio

Espécies ingressadas

Os dados apresentados dizem respeito apenas aos animais ingressados durante o período do estágio, entre 1 de outubro e 31 de dezembro de 2021, e não refletem nem pretendem refletir os resultados gerais do CRAM-ECOMARE. Durante este período ingressaram no centro um total de 86 animais de 12 espécies diferentes, listados no Anexo II e com a distribuição de espécies apresentada na Tabela 1.

Tabela 1 – Frequência absoluta do número de animais ingressados de cada espécie no CRAM-ECOMARE, durante o último trimestre de 2021.

Grupo	Ordem	Família	Espécie	Nome comum	Número de ingressos
Mamífero marinho	Cetacea	Delphinidae	<i>Delphinus delphis</i>	Golfinho-comum	1
			<i>Stenella coeruleoalba</i>	Golfinho-riscado	1
Ave marinha	Charadriiformes	Alcidae	<i>Alca torda</i>	Torda mergulheira	1
			<i>Fratercula artica</i>	Papagaio-do-mar	1
		Laridae	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Guincho	8
			<i>Larus fuscus</i>	Gaivota-de-asa-escura	19
			<i>Larus marinus</i>	Gaivotão-real	1
			<i>Larus michahellis</i>	Gaivota-de-patas-amarelas	28
	Suliformes	Sulidae	<i>Morus bassanus</i>	Ganso-patola	22
Ave limícola	Charadriiformes	Recurvirostridae	<i>Himantopus himantopus</i>	Pernilongo	1
	Pelecaniformes	Threskiornithidae	<i>Platalea leucorodia</i>	Colhereiro-comum	1
Ave terrestre	Apodiformes	Apodidae	<i>Apus apus</i>	Andorinhão-preto	2

As aves marinhas foram o grupo que mais ingressou no CRAM-ECOMARE durante o estágio, predominando a família Laridae com 65% (n=56) dos ingressos, principalmente com as espécies *Larus michahellis* (32,6%; n=28) e *Larus fuscus* (22,1%; n=19). Foi também frequente o ingresso de gansos-patola (*Morus bassanus*), correspondendo a 25,6% (n=22) dos ingressos. A maioria dos animais ingressados (69,8%; n=60) era juvenil e apresenta estatuto de conservação “Pouco preocupante”. De entre as aves marinhas, apenas o papagaio-do-mar (*Fratercula artica*) apresenta um estatuto de conservação “Vulnerável” a nível global (Cabral et al., 2005; IUCN, 2021).

Causas de ingresso

No Gráfico 1 apresentam-se as diferentes causas de ingresso ocorridas para cada uma das espécies. Deste, depreende-se que nas gaivotas (família Laridae, n=56) a principal causa de ingresso foi o traumatismo (66,1%; n=37), seguida da suspeita de intoxicação por biotoxinas (17,9%; n=10). Os traumatismos em gaivotas podem ter

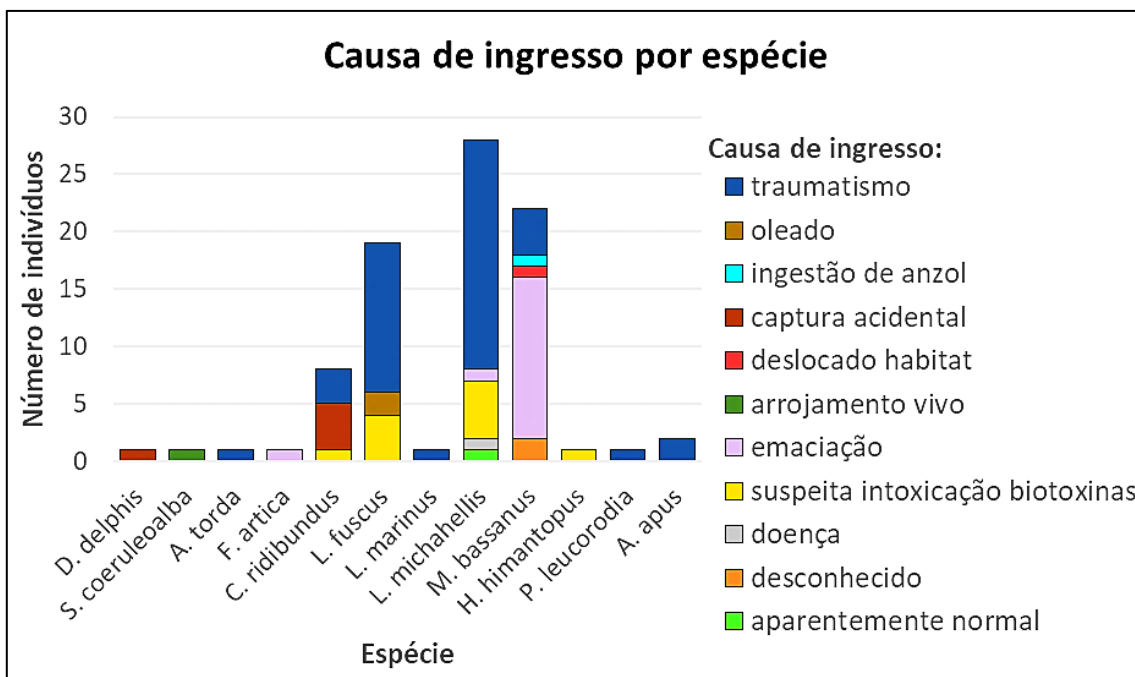


Gráfico 1 – Causas de ingresso ocorridas no CRAM-ECOMARE durante o último trimestre de 2021, para cada espécie.

diversas etiologias, como atropelamentos, colisão com estruturas, emaranhamento, predação e outras, resultando frequentemente em fraturas ósseas, principalmente nas asas, o que compromete um prognóstico favorável destas aves (Quirós, 2002). A suspeita de intoxicação por biotoxinas decorre da apresentação das aves com um síndrome parético onde predomina a paresia flácida ascendente, sendo que a ou as biotoxinas envolvidas na sua etiologia não estão totalmente definidas, apesar da suspeita de envolvimento da toxina botulínica (Ben-Gigirey et al., 2021). Ingressaram ainda quatro guinchos (*Chroicocephalus ridibundus*) por captura acidental, que haviam ficado presos numa rede de aquacultura juntamente com outros cinco, que foram de imediato libertados e não ingressaram no CRAM-ECOMARE. Destaque também para as duas aves que ingressaram oleadas e cuja lavagem será debatida no capítulo 2.3.

Já no caso dos gansos-patola, a emaciação (63,6%; n=14) foi a causa de ingresso mais frequente, seguida do traumatismo (18,2%; n=4). A emaciação é frequente em aves marinhas devido aos diversos fatores que podem levar à sua má alimentação e é frequente o aumento do ingresso de gansos-patola juvenis emaciados nos centros de recuperação portugueses entre setembro e novembro, dada a sua inexperiência na primeira migração para sul. Relativamente às etiologias dos traumatismos, e considerando a sua natureza exclusivamente marinha, é necessário orientar a linha de

pensamento para os possíveis motivos de traumatismo no mar, como o emaranhamento em artes de pesca, a colisão com embarcações e estruturas ou a predação. Causas de ingresso menos frequentes foram a de um indivíduo com um anzol alojado no estômago e outro que se encontrava em terra a cerca de 2 km da linha de costa, deslocado do seu habitat exclusivamente marinho após uma tempestade.

Nas espécies menos frequentes, além de causas de ingresso semelhantes às já referidas, destacam-se as dos mamíferos marinhos. Um golfinho-comum (*Delphinus delphis*) foi encontrado no mar emaranhado em redes de pesca, mas quando a equipa chegou ao local, este já tinha sido libertado por tripulantes de uma embarcação e, apesar de permanecer um resto de rede em torno do bico, não foi possível recaptura-lo para a remover. O outro foi um golfinho-riscado que arrojou vivo, mas morreu durante o transporte para o CRAM-ECOMARE.

Destino dos animais ingressados

Seis dos animais ingressaram mortos e outro corresponde ao golfinho-comum que não foi possível recapturar (classificado como “outro”). No Gráfico 2 são apresentados os destinos dos restantes 79 animais ingressados vivos, valor a considerar para o cálculo das diferentes taxas a apresentar. Já no Gráfico 3 apresenta-se a relação entre as diferentes causas de ingresso e o destino desses animais.

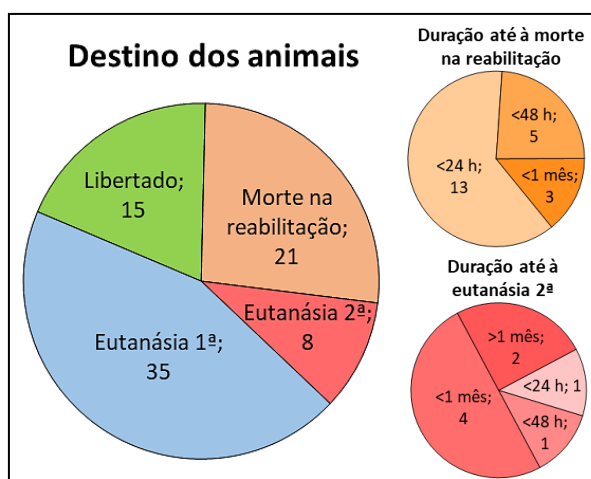


Gráfico 2 – Destino dos animais ingressados vivos no CRAM-ECOMARE no último trimestre de 2021 e duração até à sua morte ou até à eutanásia secundária.

Apesar do constante esforço para melhorar a capacidade de resolução das enfermidades que se apresentem, muitas vezes as lesões são irrecuperáveis ou não permitiriam a sobrevivência dos animais em estado selvagem após a recuperação. Nessas situações está recomendada a eutanásia no momento da admissão (eutanásia 1ª ou primária) para que não se prolongue o sofrimento do animal desnecessariamente, salvo em casos pontuais em que é importante recuperar o animal e mantê-lo em cativeiro, com objetivos específicos, devidamente fundamentados e priorizando sempre

o bem-estar individual. Durante o período de estágio, a taxa de eutanásia primária foi de 44,4% (n=35), sendo que 97,1% (n=34) destas eutanásias corresponderam a casos de traumatismo. Isto ocorreu porque as lesões mais frequentes decorridas dos traumatismos foram as fraturas ósseas nas asas, o que facilmente compromete a capacidade de voo após recuperação e consequente sobrevivência após a libertação.

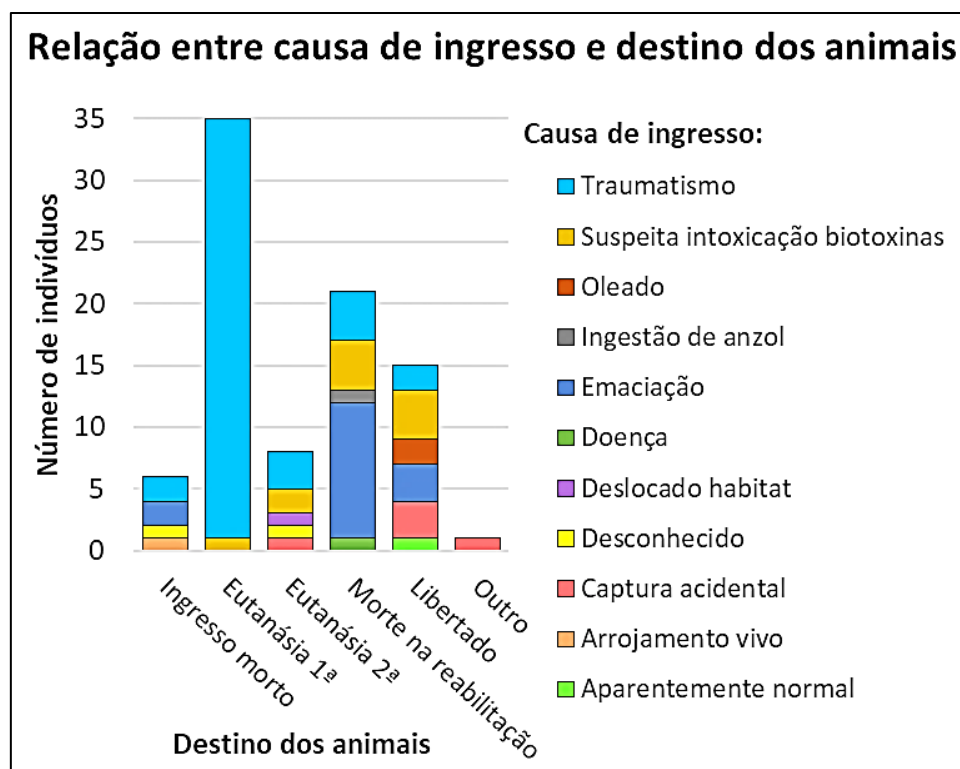


Gráfico 3 – Frequências absolutas dos destinos dos animais para cada uma das causas de ingresso no CRAM-ECOMARE, durante o último trimestre de 2021.

Devido à variabilidade individual, complicações secundárias, erro humano e outros motivos, nem sempre o prognóstico realizado na admissão corresponde à realidade observada mais tarde, podendo os animais morrer durante a reabilitação ou ser necessário eutanasia-los após tentativa de tratamento (eutanásia 2ª ou secundária).

Para este período, a taxa de mortalidade durante a reabilitação foi de 26,6% (n=21), tendo a maioria das mortes ocorrido nas primeiras 24 horas de reabilitação (61,9%; n=13), seguido das mortalidades entre as 24 e 48h (23,8%; n=5). A maior mortalidade observada nas fases iniciais da reabilitação deveu-se ao grave estado de debilidade em que muitas das aves se encontravam quando ingressaram no centro, sendo que esta reduziu depois de ultrapassado o período crítico de estabilização. A emaciação revelou ser a causa de ingresso que mais levou à morte durante o processo de recuperação, com a morte de 78,6% (n=11) dos emaciados ingressados vivos. Morreram também durante

a reabilitação 36,4% (n=4) dos ingressados vivos com suspeita de intoxicação por biotoxinas.

Já a taxa de eutanásia secundária foi de 10,1% (n=8), sendo que 75% (n=6) destas eutanásias só ocorreram depois de ultrapassado o período crítico de 48 horas, tendo sido de 52 dias a reabilitação máxima antes da eutanásia secundária. Em frequências absolutas, o traumatismo foi a principal causa de ingresso que mais culminou em eutanásia secundária, sendo a falta de resposta aos diversos tratamentos efetuados e o surgimento de complicações secundárias irrecuperáveis os principais motivos pelo qual estas foram realizadas.

A taxa geral de libertação foi de 19,0% (n=15) e na Tabela 2 Os animais libertados estiveram em média $19,4 \pm 10,3$ dias em reabilitação, com um mínimo de 8 dias e máximo de 50 dias. Apesar da taxa geral ser inferior à normal do centro, cerca de 47% (CRAM, 2021), o trabalho desenvolvido neste período permitiu o aperfeiçoamento de técnicas para melhorar os resultados futuros. Apesar das causas de ingresso com maior casuística terem menores taxas de libertação, a pequena amostragem das restantes pode estar a induzir um viés na análise.

Dado que o centro de recuperação não tem possibilidade de atuação nos casos em que se realiza eutanásia primária, os seus resultados são melhor apurados através da taxa de libertação ponderada, em que dos 79 indivíduos ingressados vivos se retira as 35 eutanásias primárias. Assim a taxa geral de libertação ponderada é de 34,1% e na Tabela 2 esta é também apresentada para cada causa de ingresso. Nos animais com traumatismo, esta taxa foi importante para melhor evidenciar a sua capacidade de reabilitação, tendo também sido a principal causa da variação nos resultados gerais com e sem ponderação.

Tabela 2 – Taxas de libertação e libertação ponderada para cada causa de ingresso em que foram libertados animais.

Causa de ingresso	Indivíduos libertados	Taxa libertação	Taxa libertação ponderada
Aparentemente normal	1	100%	100%
Captura accidental	3	75,0%	75,0%
Emaciação	3	21,4%	21,4%
Oleado	2	100,0%	100,0%
Suspeita intoxicação biotoxinas	4	36,4%	40,0%
Traumatismo	2	4,7%	22,2%
Total	15	19,0%	34,1%

2.2.Descrição das atividades mais frequentes

Rotina diária no CRAM-ECOMARE

Salvo situações em que seja exigida uma presença da equipa 24 horas por dia, o CRAM-ECOMARE funciona com dois turnos diários sete dias por semana, sendo o turno da manhã entre as 8h e as 16h e o turno da tarde entre as 14h e as 22h.

O turno da manhã começa com a administração de fluidoterapia oral, por entubação orogástrica, a todas as aves que não disponham de acesso permanente à água. Junto com esta entubação é administrada a medicação oral aos animais que dela necessitem. Segue-se a alimentação de todos os animais em recuperação no centro, sendo administradas as restantes medicações orais aos animais não entubados juntamente com o alimento. Durante a manipulação dos animais são também trocados os substratos das caixas ou estes são mesmo trocados de caixa, conforme o grau de sujidade.

Inicia-se então a lavagem de todos os materiais, tanto os utilizados para a alimentação como os substratos e caixas sujas. Depois preparam-se novas caixas limpas para colocação futura dos animais e prepara-se toda a alimentação para o dia seguinte.

Terminadas estas tarefas rotineiras, dá-se início a outras tarefas que possam fazer falta nesse dia, tais como sessões de hidroterapia, colocação de animais em piscinas e monitorização dos mesmos, manutenção de piscinas, gestão de stocks, entre outros.

Toda esta rotina pode ser interrompida por diversos motivos, entre eles a chegada de novos animais que necessitam de avaliação clínica e terapêutica, a necessidade de administração de medicação ou alimentação de acordo com os protocolos utilizados, a ocorrência de emergências, entre outros.

No período de troca de turno, entre as 14h e as 16h, estão presentes pelo menos dois membros da equipa e são debatidos os casos, reavaliados os animais e realizados os procedimentos médico-veterinários mais complicados, como limpeza e desbridamento de feridas, cirurgias, endoscopias ou lavagem de aves.

Para o turno da tarde as tarefas realizadas são semelhantes às do turno da manhã, embora por ordem diferente.

Realização de procedimentos médicos

Durante o período de estágio, as entubações orogástricas para administração de fluidos e alimento foram realizadas numa base diária, várias vezes por dia, por vezes com a administração oral de medicação associada. Esta é a via de administração mais utilizada no CRAM-ECOMARE, no entanto foram também utilizadas as vias intramuscular, intravenosa e subcutânea, em situações que assim o exigiram.

Realizou-se frequentemente o protocolo de admissão, sempre que ingressaram animais no CRAM-ECOMARE. Este está descrito no capítulo 3.2 e é constituído pela identificação do animal, anamnese (se possível), exame físico, análises hematológicas, estudo radiográfico, interpretação da informação obtida e determinação de um plano terapêutico. Além do protocolo de admissão, foram realizadas análises hematológicas em algumas reavaliações e antes de cada libertação. Também os estudos radiográficos foram repetidos em algumas reavaliações.

Outro procedimento regular foi a mudança de pensos e avaliação, limpeza e desbridamento de feridas (Figura 7). Foram também colocadas ligaduras para imobilizar luxações e fraturas, em especial nas asas.



Figura 7 – Limpeza e desbridamento de ferida em ganso-patola (*M. bassanus*). Fonte: CRAM-ECOMARE

Realizaram-se também alguns enemas para remover conteúdo intestinal acumulado em aves com síndrome de intoxicação por biotoxinas, após observação radiográfica desta acumulação. Ainda para a recuperação da intoxicação por biotoxinas e também noutros casos, foram realizadas sessões de hidroterapia colocando as aves num tanque com um nível baixo de água, para estimular a marcha removendo o peso do corpo.

Alimentação

A alimentação dos animais foi uma das atividades realizadas diariamente, sendo que esta atividade vai além do ato de fornecer o alimento. Inicialmente é necessário escolher o melhor alimento e quantidade diária necessária para a espécie, considerando não só os seus hábitos alimentares em estado selvagem, mas também a fase de reabilitação em que o animal se encontra e as suas preferências. O CRAM-ECOMARE utiliza

maioritariamente pescado congelado na alimentação das aves marinhas, principalmente arenque (*Clupea harengus*), capelim (*Mallotus villosus*), sardinha (*Sardina pilchardus*), cavala (*Scomber scombrus*), lula (*Loligo vulgaris*), peixe-rei (*Atherina spp.*), mexilhão (*Mytilus spp.*) e caranguejo-pilado (*Polybius henslowi*). Dispõe também de outros tipos de alimento, como rações comerciais ou poliquetas, para alguns casos específicos.

O pescado é adquirido já congelado e mantido numa câmara de congelação a -20°C. Para preservar as suas qualidades nutricionais e organoléticas, o CRAM-ECOMARE realiza um processo de descongelação controlada (Figura 8), que inicia com a colocação de pequenas quantidades de pescado numa câmara a 4°C com antecedência, seguido da preparação diária de doses individuais e colocação num frigorífico a 5°C, onde termina de descongelar até ao dia seguinte. Para colmatar as perdas nutricionais é ainda fornecido Aquaminivit®, um suplemento alimentar preparado para animais marinhos.

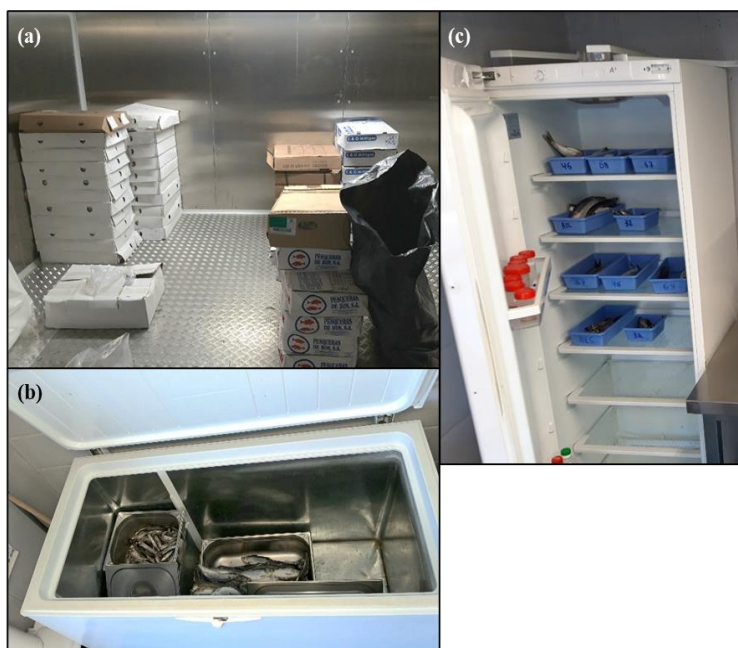


Figura 8 – Processo de descongelação do pescado: (a) Embalagem comercial em câmara de congelação a -20°C; (b) Pequenas porções em câmara de descongelação a 4°C; (c) doses individuais em frigorífico a 5°C.

Por fim, o alimento é fornecido aos animais de diferentes formas e em diferentes frequências, conforme a espécie e fase da reabilitação em que o animal se encontra (ver capítulos 3.3 e 3.4). Todos os materiais utilizados na preparação e administração são lavados com detergente da loiça comum e imersos em desinfetante por 30 minutos.

Maneio

O maneio foi outra atividade realizada diariamente, na qual se inclui a troca das caixas sujas de alojamento das aves, para evitar a conspurcação das penas com fezes e consequente perda de impermeabilidade. Depois destas trocas os substratos têxteis são

lavados e secados, sendo submetidos a um segundo ciclo de lavagem com desinfetante quando existiam no centro animais com suspeita de doença infecciosa transmissível, por exemplo a aspergilose. Já as caixas são lavadas com detergente da loiça e desinfetadas com solução de hipoclorito de sódio, assegurando sempre um bom enxaguamento para evitar a deterioração da estrutura da pena pelo cloro. Além de garantir a disponibilidade de materiais limpos não prejudiciais à impermeabilização das aves, toda esta limpeza e desinfecção é de extrema importância para minimizar a probabilidade de transmissão de agentes infecciosos dentro do centro.

A manutenção dos tanques é uma tarefa rotineira essencial ao manejo das espécies marinhas (Figura 9). Para assegurar a manutenção da qualidade da água, além de um tanque fisicamente limpo é ainda necessário realizar desinfecções regulares

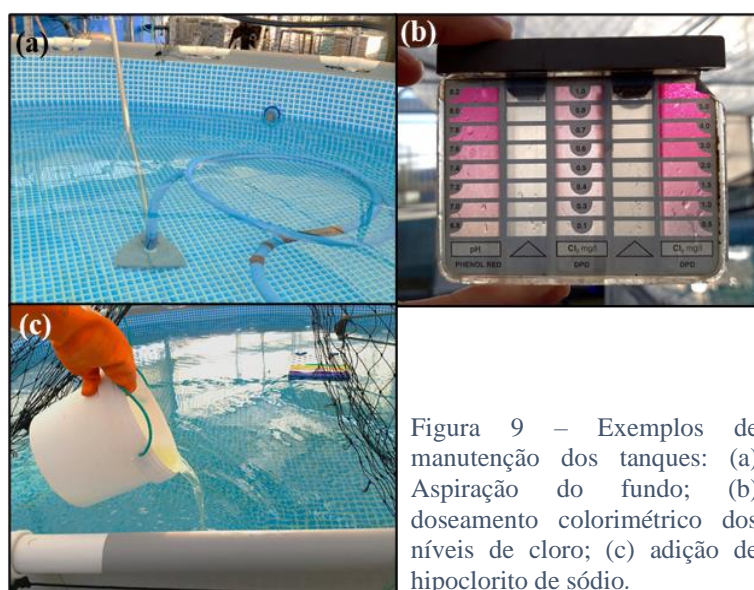


Figura 9 – Exemplos de manutenção dos tanques: (a) Aspiração do fundo; (b) doseamento colorimétrico dos níveis de cloro; (c) adição de hipoclorito de sódio.

com hipoclorito de sódio, renovar a água quando se deteta um excesso de subprodutos da desinfecção e realizar periodicamente análises microbiológicas à água. As principais tarefas de manutenção dos tanques são a limpeza física (aspiração do fundo, escovagem das paredes, ajuste dos *skimmers* (dispositivos de escoamento da água superficial), limpeza dos cestos de retenção de partículas e lavagem dos filtros de areia) e limpeza química (doseamento colorimétrico dos níveis de cloro e ajuste do seu teor às condições necessárias na piscina). O CRAM-ECOMARE realiza ainda periodicamente análises químicas e bacteriológicas à água dos seus tanques, num laboratório externo.

Esta manutenção é importante para garantir um ambiente com baixos níveis de matéria orgânica e livre de agentes patogénicos, de forma a assegurar a saúde dos animais. É também essencial para manter a superfície da água livre de gorduras e detritos, altamente prejudiciais à impermeabilidade das aves. Além da importância para a saúde dos animais, estas atividades foram úteis para aprender e consolidar

conhecimentos e técnicas essenciais à manutenção da vida marinha, como seja a manipulação das complexas canalizações de um sistema de suporte de vida ou a avaliação da qualidade da água (Figura 16) e ações a tomar para a corrigir.



Figura 10 – Diferença entre tanque com má manutenção (à esquerda) e boa manutenção (à direita).

2.3. Descrição das atividades esporádicas

Lavagem de aves

As aves marinhas são lavadas quando têm contaminantes na plumagem ou não são capazes de impermeabilizar autonomamente (rever “Impermeabilização” no capítulo 1.4). O principal motivo que leva à lavagem das aves no início do processo de recuperação é o oleamento, isto é a impregnação das penas com óleos, não só os hidrocarbonetos, como também óleos de motor, de peixe, vegetais e outros (Morandin & O’Hara, 2014). Já a necessidade de lavagem em fases mais tardias da recuperação ocorre quando os animais estão em contacto com a água e não conseguem adquirir impermeabilidade. Isto pode ocorrer devido a doenças ou alterações comportamentais do indivíduo ou devido à contaminação da plumagem durante a reabilitação, principalmente por fezes, óleos e detritos do peixe utilizado na alimentação (Bill et al., 2012; Morandin & O’Hara, 2014).

No decorrer do estágio foram lavadas três gaivotas (*Larus spp.*) e dois gansos-patola (*Morus bassanus*), sendo que duas das gaivotas haviam ingressado oleadas e as restantes aves foram lavadas após permanecerem muito tempo sem adquirir impermeabilização.

Todo o processo da lavagem é um procedimento muito *stressante* e energeticamente desgastante para os animais selvagens, pelo que poderá ser necessário estabilizar o animal, por um período de tempo variável, até este ser considerado apto a suportar o banho. Para avaliar essa aptidão, diversos autores sugerem vários critérios: apresentar uma atitude alerta, ativa e responsiva; não ter sinais de doença; ter hematócrito superior a 30%; proteínas plasmáticas totais superiores a 3g/dL; estabilização adequada (IPIECA-IOGP, 2017; Mullineaux & Keeble, 2017; Hernandez et al., 2020; Kolesnikovas et al., 2020).

Na lavagem (Figura 11) são necessárias pelo menos duas pessoas, uma para a contenção e outra para a lavagem, imergindo-se as aves num banho em água a 39-42°C e detergente Fairy® clássico ou Dawn® numa concentração de 2%, sendo estes os únicos detergentes efetivos. A plumagem é então lavada no sentido da pena, para não deteriorar a sua estrutura, ou por agitação vigorosa da água perto das penas sem que haja

contacto direto com as mesmas. Deve ser seguida uma metodologia rápida e que abranja todo o corpo. A água deve ser trocada sempre que estiver suja e devem ser feitos tantos ciclos quanto os necessários para remover todos os óleos e detritos da plumagem. Se o animal estiver a ficar excessivamente *stressado* ou debilitado é necessário interromper a lavagem, enxaguar,



Figura 11 – Lavagem de ganso-patola (*M. bassanus*).
Fonte: CRAM-ECOMARE

secar e estabilizar o animal, repetindo a sessão de lavagem quando possível (Hernandez et al., 2020; Mullineaux & Keeble, 2017).

Com o enxaguamento pretende-se retirar todo detergente e arrastar consigo os resíduos de óleos e detritos, utilizando-se para isso água corrente também a 42°C, com a maior pressão possível (máximo de 3,5bar) para que seja repelida quando embate na pena e no sentido contrário ao das penas para as desorganizar e estimular o *preening* posterior. Remove-se inicialmente toda a espuma dos equipamentos e operadores, seguindo depois com o enxaguamento do animal metodicamente e prevenindo a contaminação das zonas já enxaguadas (enxaguar da direção cranial para caudal e dorsal para ventral, lavagem constante das mãos que estão a conter o animal e passagem geral com a água no final). A lavagem e enxaguamento foram adequadas quando, em toda a plumagem, a água forma gotas na superfície das penas sem nelas penetrar e as plumas mais profundas readquirem o seu aspeto felpudo (Mullineaux & Keeble, 2017; Finlayson et al., 2018; Hernandez et al., 2020).

Por fim, e utilizando materiais e instalações limpas, o animal deve ser colocado durante algumas horas num local de secagem bem ventilado e a 32-35°C, com monitorização frequente. Este processo previne a hipotermia e estimula a realização de *preening*, o que favorece a reorganização da estrutura das penas e distribuição da secreção da glândula uropigial pelas mesmas. O ambiente ideal para esta secagem é conseguido recorrendo a caixas com fundo de rede e um secador de animais domésticos a ventilar de forma ascendente. É essencial que, antes de iniciar o procedimento, a ave

disponha de reservas energéticas para que nesta fase consiga realizar o *preening* (Bill et al., 2012; Mullineaux & Keeble, 2017; Hernandez et al., 2020).

O processo é semelhante em todas as espécies, mas no caso dos gansos-patola deve ser utilizado um dispositivo que garanta a abertura da boca durante a manipulação (como ilustrado na Figura 11), dado que esta ave não tem narinas externas e com a boca fechada não consegue respirar (Mullineaux & Keeble, 2017). Apesar de não ter sido presenciado no estágio, quando existem animais oleados com hidrocarbonetos ou óleos muitos resistentes, é feita uma limpeza e remoção inicial, prévia à lavagem, com óleos vegetais ou outras substâncias emulsificantes (IPIECA-IOGP, 2017), sendo o Supergel® e a parafina líquida produtos eficazes na remoção destas substâncias.

Anestesia

Durante o estágio foram feitas duas anestésias gerais de gansos-patola adultos, para realização de endoscopia e para limpeza de ferida profunda. A maioria dos animais selvagens têm elevado risco anestésico quando ingressam nos centros de recuperação, devido ao estado de desidratação e subnutrição que apresentam (Mullineaux & Keeble, 2017), o que se verificou nestes casos. Foi então realizada uma estabilização prévia à anestesia, durante a qual se realizou hidroterapia oral com suporte nutritivo. Cerca de 10 minutos antes da indução foram administrados 0,5 mg/kg de butorfanol por via intramuscular, por forma a reduzir o tempo de indução e dose de anestésico utilizada, bem como aumentar a estabilidade da anestesia e efeito analgésico.

Induziu-se a anestesia com isoflurano a 5% em câmara de indução coberta com tecido opaco e num local calmo, para reduzir os estímulos externos. Manteve-se por entubação endotraqueal (Figura 12) com o mesmo anestésico, em concentrações inferiores e adaptadas à profundidade anestésica. De entre



Figura 12 – Ganso-patola (*M. bassanus*) sob anestesia geral com anestésico volátil. Fonte: CRAM-ECOMARE.

os anestésicos voláteis, este é o de eleição em aves por apresentar a mesma eficácia com menores concentrações e um menor custo (Miller & Fowler, 2015; Mullineaux &

Keeble, 2017; Carpenter & Marion, 2018; Hernandez et al., 2020). A monitorização foi feita por auscultação respiratória e cardíaca e avaliação dos reflexos corneal e palpebral.

Endoscopia

Durante o protocolo de admissão foi identificado radiograficamente um fragmento de anzol no estômago de um ganso-patola adulto. Após estabilização, a ave fez um período de jejum e realizou-se uma endoscopia gástrica com endoscópio flexível, para remover o anzol.

Ao entrar no estômago observou-se uma elevada carga parasitária que dificultava a visibilidade (Figura 13). Procurou-se o anzol enquanto se removiam alguns dos parasitas, para melhorar a visibilidade, mas passados alguns minutos a instabilidade anestésica e apneia levaram à necessidade de parar a anestesia e endoscopia. Desparasitou-se o animal e pretendia-se repetir a endoscopia após melhoria, mas a ave morreu antes de ser possível fazê-lo. Na necropsia observou-se que o anzol já havia migrado para o intestino.

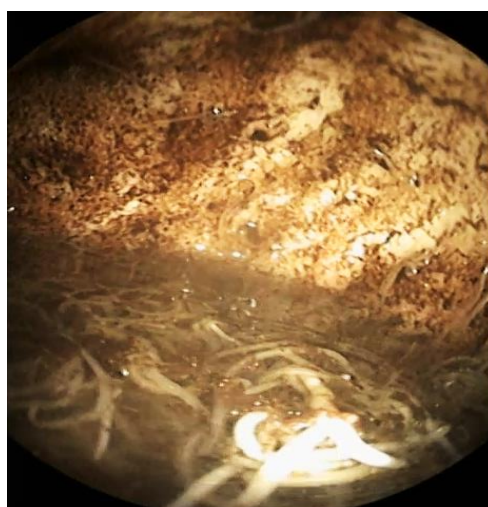


Figura 13 – Imagem endoscópica de estômago de ganso-patola (*M. bassanus*) com elevada carga parasitária. Fonte: CRAM-ECOMARE

Necrópsias de mamíferos marinhos

Durante o estágio foi também possível participar em quatro necrópsias de mamíferos marinhos, duas delas *in situ* e outras duas em sala de necrópsias.

In situ necropsiou-se um cadáver de baleia-anã (*Balaenoptera acutorostrata*) e outro de golfinho-comum (*Delphinus delphis*), ambos em avançado estado de decomposição. Apesar de não terem sido feitas necrópsias completas, por motivos logísticos alheios ao CRAM-ECOMARE, foram colhidas biometrias e algumas amostras para o banco de tecidos. Na baleia-anã foi colhida pele, músculo e barbas, enquanto que no golfinho-comum foi colhida pele, músculo, dentes (Figura 14) e estômago.



Figura 14 – Colheita de dentes em golfinho-comum (*D. delphis*).

Na sala de necrópsias analisou-se uma fêmea gestante de golfinho-riscado (*Stenella coeruleoalba*) que havia arrojado viva e morrido durante o transporte (referido no capítulo 2.1), bem como o seu feto após remoção do útero. Ambos os cadáveres estavam frescos e o trabalho em laboratório permitiu a realização de necrópsias completas, com colheita de tecidos da maioria dos órgãos e armazenamento no banco de tecidos, sob diferentes formas de conservação. Este banco de tecidos armazena amostras de tecidos de animais marinhos em excelentes condições de preservação, para futuros trabalhos de investigação.

Workshop de reabilitação de aves marinhas

Durante o estágio foi ainda possível participar num *Workshop* Internacional de Recuperação de Aves Marinhas, reservado a centros de recuperação da RNCRF e outros profissionais da área. Este decorreu em Olhão, nos dias 27 e 28 de novembro de 2021, e foi organizado pelo Centro de Recuperação e Investigação de Animais Selvagens – RIAS, no âmbito do projeto Life Ilhas Barreira (LIFE18/NAT/PT/000927).

Este *workshop* contou com especialistas de diversos centros de recuperação, que apresentaram os protocolos e metodologias de reabilitação utilizados nos seus centros, para várias patologias de aves marinhas. Contou ainda com a apresentação de casos clínicos, uma sessão de discussão de protocolos de reabilitação de aves marinhas emaciadas e sessões práticas de lavagem de aves e de manutenção de tanques.

3. Traços gerais do processo de reabilitação de aves marinhas

O processo de recuperação de animais selvagens é dinâmico e variável de caso para caso, estando dependente de vários fatores como: espécie em questão; causa de ingresso; evolução durante a reabilitação; protocolos utilizados; capacidade técnica e logística do centro de recuperação; entre outros. Assim, apresenta-se aqui uma pequena revisão dos seus traços gerais, tomando como modelo o exemplo do CRAM-ECOMARE.

3.1. Alerta, recolha e transporte

O alerta para a presença de aves marinhas feridas ou doentes é normalmente dado por particulares ou entidades oficiais, pelo que é de extrema importância a sua sensibilização quanto à importância destas aves nos ecossistemas, sua possibilidade de reabilitação e como atuar se encontrar uma ave selvagem ferida ou doente.

Aquando do alerta, a equipa de resgate deve recolher o máximo de informação possível, nomeadamente a localização, espécie e/ou dimensão do animal, estado em que se encontra e circunstâncias em que foi encontrado, de forma a melhor planear a sua recolha. Os principais equipamentos a considerar para a recolha de uma ave são camaroeiros para captura, uma toalha para contenção e uma caixa de transporte adequada ao tamanho (Figura 15) (Thomas, 2016; Kolesnikovas et al., 2020).



Figura 15 – Equipamento utilizado para captura e transporte de aves.

A captura e contenção do animal (Figura 16) devem ser planeadas e preparadas de forma a serem rápidas e pouco *stressantes*. Quem captura a ave deve posicionar-se de forma a impedir que esta avance em direção a eventuais riscos e, sempre que possível, entre a ave e o mar, dado que estes animais terão tendência a fugir de volta para o mar (Thomas, 2016; Kolesnikovas et al., 2020). O bico é o principal meio de defesa das aves marinhas, pelo que, por motivos de segurança, a cabeça deve ser imediatamente contida. De seguida é importante a contenção das asas e membros posteriores, envolvendo-os com uma toalha para prevenir lesões tanto do animal como da equipa (Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017; Kolesnikovas et al., 2020).



Figura 16 – Exemplo de forma de captura (em cima) e contenção (em baixo) de aves marinhas. Fonte: CRAM-ECOMARE

O transporte até ao centro de recuperação é muito *stressante* para as aves, pelo que deve ser realizado com muito cuidado e o mais rapidamente possível, sem que as aves sejam alimentadas (Kolesnikovas et al., 2020). Para isso, estas devem ser colocadas individualmente em caixas perfuradas de tamanho adequado e com substrato macio e absorvente, como toalhas ou espuma. O veículo onde é feito o transporte deve ser bem ventilado e ter temperaturas amenas (24 a 27°C), bem como um ambiente calmo e sem excesso de estímulos auditivos ou visuais (Hall, 2008; Kolesnikovas et al., 2020). A condução deve ser cuidada para prevenir que as aves se lesionem com o movimento.

3.2. Admissão no centro

Quando uma ave marinha ingressa num centro de recuperação deve ser-lhe atribuído um número único e individual, de forma a facilitar o registo de toda a informação e documentação a ele associada. Poderá também ser necessário marcar os animais temporariamente para distinguir indivíduos semelhantes entre si (Kolesnikovas et al., 2020). Inicialmente é importante identificar a espécie, idade e sexo, quando possível, de forma a reconhecer as especificidades de cada indivíduo. Posteriormente é realizada uma avaliação clínica e estabelecido um plano de tratamento e manejo para uma adequada recuperação, mantendo sempre registo de todas as informações relevantes.

Avaliação clínica

O historial destas aves é normalmente desconhecido, pelo que a anamnese é a parte mais deficiente do seu exame clínico. Ainda assim, e quando essa informação está disponível, é importante considerar o local e circunstâncias em que o animal foi encontrado, quando e como foi recolhido e a forma como foi mantido até chegar ao centro de recuperação (Hall, 2008).

A ave deverá ser observada à distância (Figura 17) antes da sua manipulação, para avaliar a atitude do animal, que pode estar alerta, deprimido ou em estupor. É também observada a sua postura e eventuais assimetrias das asas, supressão de apoio de membros posteriores, alterações na frequência e esforço respiratório ou lesões (Bill et al., 2012; Kolesnikovas et al., 2020).



Figura 17 – Observação à distância de ganso-patola (*M. bassanus*) com luxação e desvio da cauda para a direita.

De seguida deverá ser feito um exame físico sistemático, completo e detalhado. Porém este implica a manipulação da ave, o que é extremamente *stressante* para um animal selvagem e pode ter impactos negativos na sua saúde, pelo que poderá ser necessário restringir o exame físico aos passos mínimos essenciais para a triagem e diagnóstico preliminar (Kolesnikovas et al., 2020).

É então avaliado o peso das aves e a sua condição corporal por palpação da musculatura peitoral, considerando as flutuações sazonais normais de algumas espécies, como os alcídeos que apresentam uma redução acentuada do peso na época de muda sem que isso represente qualquer patologia (Mullineaux & Keeble, 2017; Kolesnikovas et al., 2020). Além da avaliação clínica, a determinação do peso das aves é necessária para o cálculo de doses de fármacos, volumes de fluidos e necessidades nutricionais. É também importante uma pesagem regular ao longo do processo de recuperação, a cada dois a quatro dias, para avaliar a sua evolução (Hall, 2008; Kolesnikovas et al., 2020).

Os passos mínimos do exame físico são a inspeção e palpação do corpo e membros, avaliação da cavidade oral, olhos e narinas e determinação do grau de desidratação. A inspeção e palpação do corpo e membros (Figura 18) pretende pesquisar ferimentos, úlceras, fraturas, luxações, sinais de inflamação, alterações da plumagem ou sua



Figura 18 – Palpação de asa de gaivota-de-asa-escura (*L. fuscus*) durante o exame físico.

contaminação, ectoparasitas, entre outros (Mullineaux & Keeble, 2017; Kolesnikovas et al., 2020). Na cavidade oral observa-se a cor e humidade das mucosas e pesquisa-se lesões ou corpos estranhos, como anzóis e fios de pesca (Mullineaux & Keeble, 2017). A avaliação dos olhos e narinas deve ser rápida e aproveitando a manipulação da cabeça para a avaliação da cavidade oral (Bill et al., 2012). Pelo tempo que já passaram em terra e sob *stress*, deve considerar-se uma desidratação mínima de 5% em qualquer ave ingressada (Hernandez et al., 2020), podendo estas apresentar um conjunto de sinais clínicos que indiquem graus de desidratação mais graves (Tabela 3).

Tabela 3 - Avaliação do grau de desidratação em aves marinhas. Adaptado de Hernandez et al. (2020) e Kolesnikovas et al. (2020).

Desidratação estimada		Sinais clínicos
Ligeira	<5%	Aparentemente hidratado
Moderada	5-7%	Perda de elasticidade da pele, mucosas pegajosas, letargia
Severa	7-10%	Pele fica com dobras, mucosas secas, deprimido
Muito severa	>10%	Sinais de choque hipovolémico ou morte

Além dos passos mínimos, deve ser realizado um exame mais detalhado sempre que houver suspeita de patologia em algum órgão ou sistema e desde que a condição do animal o permita. Na auscultação cardíaca e respiratória deve considerar-se que as respectivas frequências estarão alteradas devido ao *stress*, sendo esta mais útil para a avaliação dos sons cardíacos e respiratórios (Kolesnikovas et al., 2020). A temperatura corporal é medida na cloaca e também poderá estar alterada devido ao *stress*, pelo que a sua medição tem mais importância quando se suspeita de hipotermia (Bill et al., 2012).

Se a condição do animal o permitir, é ainda possível fazer uma grande diversidade de exames complementares. Os exames mais frequentemente realizados são os hematológicos e radiográficos, apesar de as coprologias e culturas bacterianas também serem um recurso acessível e com alguma utilização (Mullineaux & Keeble, 2017).

O sangue pode ser colhido nas veias metatársica medial, ulnar cutânea ou jugular e pode ser utilizado para realização de hematócrito, avaliação do soro, análises bioquímicas e realização de esfregaço. Os critérios hematológicos mais facilmente acessíveis e utilizados nestas aves são o hematócrito, as proteínas plasmáticas totais e a presença de camada leuco-plaquetária. Estes permitem avaliar o grau de desidratação e de perda de proteínas e detetar possíveis anemias, leucocitoses ou outras alterações (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Kolesnikovas et al., 2020).

Como em qualquer espécie animal, o exame radiográfico deve ter sempre um mínimo de duas projeções (Figura 19) e permite identificar e avaliar possíveis alterações, como sejam as fraturas ósseas, luxações articulares, alterações pulmonares compatíveis com aspergilose, corpos estranhos como anzóis e projéteis de armas, entre outros (Mullineaux & Keeble, 2017).

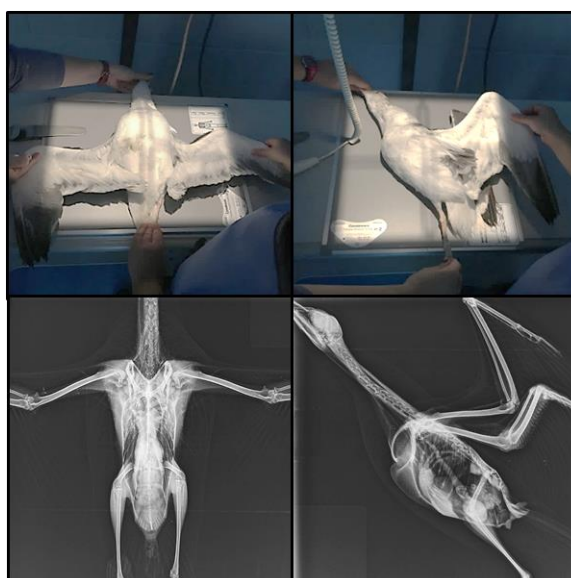


Figura 19 – Realização de exame radiográfico com projeção ventrodorsal (à esquerda) e laterolateral (à direita). Fonte: CRAM-ECOMARE

Diagnóstico e plano terapêutico

Com base na informação da anamnese, achados do exame físico e resultados dos exames complementares, o caso deve ser analisado e determinado um diagnóstico. Na elaboração de um plano terapêutico e de manejo para cada indivíduo deve considerar-se não só a possibilidade de tratar as enfermidades apresentadas, como também se os resultados desse tratamento permitirão a sobrevivência da ave no meio selvagem, após a libertação (Hall, 2008). Os animais devem ser eutanasiados sempre que se considere impossível o tratamento ou a sobrevivência após a libertação, de forma a evitar o seu sofrimento desnecessário (Hall, 2008; Bill et al., 2012; Kolesnikovas et al., 2020).

Apesar de cada caso necessitar de uma avaliação individual, existem diversos critérios de eutanásia. Em aves traumatizadas é comum tomar esta decisão quando se apresentam fraturas expostas ou segmentadas com degeneração óssea, fraturas periarticulares, fraturas múltiplas de rádio e ulna, lesões articulares, entre outras (Quirós, 2002; Bill et al., 2012). Animais que se apresentem extremamente emaciados têm grande probabilidade de morrer durante a reabilitação, pelo que Thomas (2016) sugere a eutanásia de aves com uma condição corporal esquelética (nível 1 numa escala de 1 a 5), hematócrito inferior a 15% ou proteínas plasmáticas totais inferiores a 1 g/dL. Em aves marinhas é também muito difícil a recuperação de lesões secundárias à permanência fora de água, como sejam a pododermatite severa ou as lesões de quilha e/ou tarsos (Bill et al., 2012; Thomas, 2016). A cegueira e patologias que necessitariam de tratamentos crónicos são outros motivos de eutanásia nestas aves (Thomas, 2016).

Em alguns casos a decisão de eutanasiar um animal pode ser complexa, sendo útil o debate desses casos com a restante equipa de reabilitação e, por vezes, com outros centros de recuperação e especialistas na área. Os recursos à disposição do centro de recuperação e a sua capacidade têm também influência na decisão (Bill et al., 2012).

3.3. Recuperação em seco

Apesar de, em estado selvagem, as aves marinhas passarem a maior parte do tempo na água ou perto dela, quando ingressam num centro de recuperação são diversos os motivos que numa fase inicial do processo de reabilitação as impedem de permanecer na água. Assim, o mais frequente é restringir-lhes esse acesso inicialmente e pelo mínimo período de tempo possível, de forma a prevenir complicações secundárias à permanência fora de água (Hall, 2008; Miller, 2012; Hernandez et al., 2020).

Motivos pelos quais as aves marinhas são alojadas em seco

Por um lado, a maioria das aves que ingressam num centro já passaram algum tempo sem se alimentar, estando debilitadas e sem a força necessária para se sustentar na água. Assim, correm o risco de afogamento quando colocadas na água, motivo pelo qual é necessário restringir-lhes esse acesso. Isto permite também uma maior facilidade de manipulação e tratamento, bem como uma melhor monitorização (Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019).

Por outro lado, muitas destas aves ingressam com algum grau de perda de impermeabilidade. Isto pode ser por se encontrarem oleadas ou, principalmente, secundário a etiologias que provocam contaminação da plumagem com sangue ou fezes ou que incapacitam a realização de *preening* (rever “Impermeabilização” no capítulo 1.4 e “Lavagem de aves” no capítulo 2.3). Numa ave com plumagem permeável, o contacto da água com a superfície da pele facilita a perda de temperatura corporal, o que leva a um elevado consumo de energia para a termorregulação e ao risco de hipotermia. Também está associada a perda de flutuabilidade, que leva ao risco de afogamento. Estes riscos são outros dos motivos pelos quais as aves não devem permanecer na água durante o período crítico de estabilização, apesar da necessidade de evitar a conspurcação da plumagem com fezes e óleos durante este período. Em seco é também possível aplicar fontes de calor, essenciais em aves hipotérmicas (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Ward, 2019).

No caso de existirem feridas, o seu contacto com a água pode atrasar o processo de cicatrização e ser uma fonte de conspurcação, o que aumenta a probabilidade de infeção.

Complicações secundárias

São diversas as complicações secundárias que podem ocorrer durante o processo de reabilitação de aves marinhas, surgindo a maioria quando estas ainda têm um acesso restrito à água.

As pododermatites e úlceras de decúbito nas regiões da quilha e do tarso são algumas destas complicações, por estas aves não estarem fisiologicamente adaptadas a permanecer em superfícies sólidas por longos períodos (Bill et al., 2012; Ward, 2019). A pressão exercida pelo apoio nestas superfícies leva à perda de perfusão tecidual, com consequente desvitalização e necrose. Inicialmente surge apenas descoloração da pele, que rapidamente evolui para ulceração e aprofundamento das lesões até às estruturas ósseas e articulares (Bill et al., 2012). É frequente surgirem infeções bacterianas secundárias e os tratamentos com antissépticos e antibioterapia não serem eficazes. Em casos severos pode ser necessário eutanasiar os animais (Hall, 2008; Mullineaux & Keeble, 2017). Assim, é de grande importância a prevenção destas lesões através da utilização de substratos fofos ou fundos de rede nas caixas, aplicação de pensos almofadados quando necessário e redução do tempo “a seco” (Hall, 2008; Bill et al., 2012; Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019; Hernandez et al., 2020).

Quando as aves ficam mais ativas e agitadas, mas ainda necessitam permanecer na caixa, as tentativas de bater as asas podem levar a lesões como feridas nos carpos ou degradação das penas primárias e da cauda (Bill et al., 2012; Ward, 2019). Assim, é importante prevenir estas lesões utilizando caixas adequadas.

As aves podem ingressar já com perda de impermeabilidade da plumagem, mas esta pode ser também uma complicação da reabilitação, por incapacidade de realização de *preening* ou por contaminação da plumagem com fezes, óleos do peixe utilizado na alimentação e outros detritos. Além de ser um problema quando as aves estão em seco, este estende-se também às aves que já permanecem na água, pela presença de óleos da alimentação ou outros detritos na superfície da água (Hall, 2008; Ward, 2019). Para prevenir este problema é necessário limpar frequentemente as instalações, borrifar ou lavar com água corrente as penas sujas após a alimentação, manter uma eficiente filtração da superfície da água nos tanques e utilizar toalhas limpas na manipulação das

aves (Ward, 2019). No capítulo 3.4 serão descritas as medidas tomadas para recuperar a impermeabilização.

A aspergilose é mais uma complicação frequente, devido à maior suscetibilidade das aves marinhas para esta infecção, por falta de exposição ao fungo em ambiente marinho e associada à imunodepressão causada pelo *stress* do cativo e estado debilitante com que a maioria das aves ingressa nos centros de recuperação (Hall, 2008; Mullineaux & Keeble, 2017). Esta infecção pode provocar estertores, dispneia, respiração de boca aberta e sinais inespecíficos, como perda de peso e de apetite, vômitos e letargia, podendo também ser observados radiograficamente os aspergilomas pulmonares (Bill et al., 2012). O prognóstico é mau quando são observados sinais clínicos e o tratamento raramente é eficaz, assumindo a prevenção um papel fundamental. Esta passa por tratamento profilático com itraconazol, redução do *stress*, ventilação adequada dos espaços e manutenção da limpeza das instalações (Hall, 2008; Bill et al., 2012; Mullineaux & Keeble, 2017). Apesar de a dosagem de itraconazol recomendada ser variável entre autores, Kolesnikovas et al. (2020) recomenda a utilização de 10mg/kg a cada 24h, por via oral e num mínimo de 14 dias, complementado com um protetor hepático como a silimarina, numa dose de 100 a 150mg/kg e na mesma frequência e duração.

Além da aspergilose, o *stress* do cativo pode também levar a outras complicações como anorexia, regurgitação, vômito, falhas na cicatrização ou miopatias de captura. Assim, é necessário criar condições que minimizem o *stress* destas aves (Ward, 2019).

Tipos de alojamento em seco e suas condições

Nesta fase inicial os animais são mantidos em diferentes tipos de caixas, adaptadas à espécie e disponibilidade do centro, sendo o fundo sólido ou de rede a principal distinção entre elas (Figura 20). Bill et al. (2012) refere ainda a utilização de aviários de pequenas dimensões,

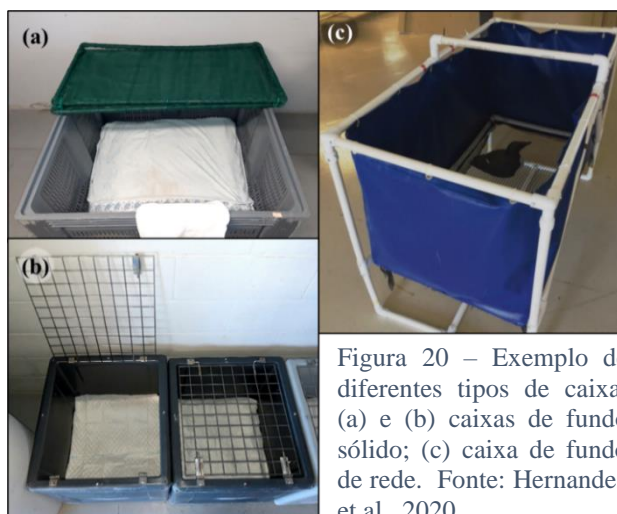


Figura 20 – Exemplo de diferentes tipos de caixa: (a) e (b) caixas de fundo sólido; (c) caixa de fundo de rede. Fonte: Hernandez et al., 2020.

construídos diretamente no chão e com materiais fáceis de desmontar e modificar.

As caixas de fundos sólidos podem ser transportadoras de animais, jaulas de clínica veterinária, caixas plásticas modificadas ou outras. De forma a reduzir as úlceras de pressão, devem ser colocados substratos almofadados no fundo destas caixas, tais como toalhas espessas, lençóis, cobertores, relva artificial ou tapetes de borracha (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019). Este tipo de caixa predispõe à perda de impermeabilidade por contaminação da plumagem com fezes, pelo que os materiais devem ser de fácil limpeza e todo o ambiente deve ser limpo diariamente, no mínimo. Materiais como cimento, azulejos, jornal, palha ou feno não estão recomendados para utilização como fundo das instalações (Hall, 2008; Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019; Hernandez et al., 2020).

Já as caixas de fundos de rede estão descritas como sendo melhores na prevenção das úlceras de pressão, por distribuírem melhor os pontos de pressão, e na prevenção da perda de impermeabilidade, por evitarem a acumulação de fezes dentro da caixa (Miller, 2012; Thomas, 2016; Hernandez et al., 2020). Este tipo de caixa não está disponível comercialmente, pelo que é necessário construí-la. As paredes e bordos da caixa devem ser feitas de um material suave e de fácil limpeza, enquanto que a rede do fundo pode ser uma grade ou, idealmente, uma rede muito bem esticada, sem nós e com malha de 1cm (Bill et al., 2012; Miller, 2012; Thomas, 2016).

Apesar das aves não permanecerem dentro de água, podem ser adicionadas pequenas taças com água para que bebam sem se afogar. Em algumas espécies poderão ainda ser colocadas pequenas banheiras quando as aves já têm alguma força, estimulando a realização de *preening* e impermeabilização (Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019).

De forma a prevenir lesões autoinfligidas, a dimensão de qualquer uma destas caixas deve permitir que as aves girem sobre si e estiquem as asas, sem que permita o voo (Ward, 2019). É importante que as paredes sejam suaves e forneçam uma barreira visual, para lhes dar privacidade e evitar tentativas de fuga, e que o teto permita a penetração de alguma luz sem que o animal fuja, por meio de uma rede, mantendo assim o seu ritmo circadiano e estimulando a alimentação autónoma (Miller, 2012; Ward, 2019; Hernandez et al., 2020).

O alojamento individual das aves marinhas quando estão em caixas, mesmo nas espécies gregárias, pode contribuir para a redução do *stress*, tal como o enriquecimento ambiental e a colocação de esconderijos para algumas espécies. Pelos mesmos motivos, as caixas devem ser mantidas em locais calmos e afastados do barulho, permitindo o descanso das aves quando não estão a ser manipuladas (Hall, 2008; Bill et al., 2012; Mullineaux & Keeble, 2017). De forma a prevenir a transmissão de aspergilose, as aves devem ser colocadas num local bem ventilado, com 10 a 12 renovações de ar por hora, e qualquer animal com suspeita de infeção deve ser separado dos restantes (Hall, 2008; Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017). Aves responsivas e em estado alerta podem ser colocadas à temperatura ambiente, enquanto que as aves debilitadas e emaciadas devem ser mantidas num ambiente aquecido, entre 26 e 30°C e com 50 a 70% de humidade. Quando são utilizadas fontes de calor diretamente dentro da caixa, as aves devem ter espaço para fugir do calor excessivo e aquelas que estão incapacitadas de o fazer devem ter uma monitorização estrita (Hall, 2008; Ward, 2019).

Hidratação durante a recuperação em seco

A hidratação é importante na reabilitação de qualquer animal, tanto para o manter saudável como para repor défices hídricos. As aves marinhas necessitam de 50 a 100ml/kg/dia de água para a sua manutenção, obtendo uma parte com o alimento e outra bebendo (Bill et al., 2012; Kolesnikovas et al., 2020).

Como já referido, deve-se considerar uma desidratação mínima de 5% do peso vivo (PV) em qualquer ave ingressada, sendo que a maioria destas desidratações é isotónica ou hipotónica, o que implica também défices eletrolíticos (Hernandez et al., 2020; Kolesnikovas et al., 2020). Assim, é necessário repor inicialmente os défices de fluídos e eletrólitos, administrando-se soluções eletrolíticas isotónicas num volume total diário que supra as necessidades de manutenção e ainda metade do défice, no primeiro dia, ou um quarto, nos dois dias seguintes. Este volume é distribuído por várias administrações diárias, em frequência e volume por toma adequado à via utilizada (Mullineaux & Keeble, 2017).

A via oral é uma das mais utilizadas em aves com desidratação moderada, pela sua simplicidade e segurança, quando bem utilizada (Thomas, 2016; Kolesnikovas et al., 2020). Esta é feita por entubação orogástrica (Figura 21), onde se pode administrar até

50 ml/kg em intervalos mínimos de uma hora (Hernandez et al., 2020; Kolesnikovas et al., 2020). Não pode ser feita em aves inconscientes ou incapazes de sustentar a cabeça e, se houver regurgitação ou estiverem demasiado debilitadas, o volume pode ser reduzido e ir aumentando gradualmente até ao máximo tolerado pelo animal



Figura 21 – Hidratação orogástrica.
Fonte: CRAM-ECOMARE

(Kolesnikovas et al., 2020). Também a via subcutânea pode ser utilizada neste tipo de desidratação, administrando-se na prega inguinal ou região interescapular, até 10ml/kg por local, uma ou duas vezes por dia. Apesar de ter uma absorção mais lenta, esta via é importante nos casos em que há regurgitação após a entubação (Kolesnikovas et al., 2020).

Em casos de desidratação severa deve-se utilizar vias de absorção mais rápida, como a intravenosa ou intraóssea (Hernandez et al., 2020; Kolesnikovas et al., 2020). Na via intravenosa podem ser administrados bolos intermitentes de 10 a 20 mL/kg de fluidos isotónicos, preferencialmente na veia metatársica medial, mas também nas veias ulnares ou braquiais. É ainda possível a administração de coloides até 20 mL/kg/dia, principalmente em animais hipoproteinémicos, e a colocação de cateteres com infusão contínua em aves prostradas, apresentando um elevado risco de contaminação (Hernandez et al., 2020; Kolesnikovas et al., 2020). A via intraóssea requer uma técnica mais complicada e é menos utilizada por haver maior probabilidade de complicações, como osteomielite e artrite (Kolesnikovas et al., 2020).

Uma vez recuperado o equilíbrio hídrico, é necessário manter a fluidoterapia oral sempre que as aves não tiverem água à disposição. Neste caso, os volumes a utilizar serão apenas os de manutenção e considerando a ingestão de água também no alimento (Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019). De forma a evitar a atrofia da glândula de sal, pode ser feita uma suplementação oral com 100 mg/kg por dia de cloreto de sódio. Esta suplementação não é tão importante em espécies que no estado selvagem alternem naturalmente entre o meio marinho e meios com água doce (Hall, 2008; Mullineaux & Keeble, 2017).

Alimentação durante a recuperação em seco

A alimentação é essencial para garantir o adequado aporte nutritivo e energético de qualquer animal. Num centro de recuperação, esta permite ainda corrigir défices e pode ser parte do enriquecimento ambiental, que ajuda a reduzir o *stress*. Assim, é necessário planear a dieta considerando não só a espécie do indivíduo e seus hábitos alimentares em estado selvagem, como também a sua condição clínica e disponibilidade de alimentos no centro (Hall, 2008; Kolesnikovas et al., 2020).

Para a alimentação de aves marinhas pode ser utilizado pescado vivo ou fresco, mas na maioria das vezes utiliza-se alimento descongelado, por questões logísticas e para que a congelação inative possíveis parasitas (Hall, 2008; Mullineaux & Keeble, 2017). O aumento da atividade enzimática na descongelação leva a uma maior perda da frescura do pescado e das suas propriedades organoléticas e nutricionais, com especial destaque para a proliferação bacteriana e perda de vitaminas B1 e E (Gulland et al., 2018; Hernandez et al., 2020). Por esse motivo, o pescado deve ser submetido a um processo de descongelação controlada e só deve fazer um ciclo de congelação, sendo ainda necessário manter rigorosos cuidados de higiene e armazenamento em todas as fases do processo (Hall, 2008; Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020).

Relativamente à quantidade de alimento a fornecer, Bill et al. (2012) sugere o cálculo das calorias fornecidas pelo alimento e necessidades diárias da ave, enquanto que Hall (2008) é mais generalista e refere uma necessidade diária de 200g de peixe/kg PV. É também necessária uma suplementação vitamínica para colmatar as perdas na congelação e descongelação, existindo formulações comerciais multivitamínicas específicas para animais piscívoros e/ou marinhos (Bill et al., 2012; Mullineaux & Keeble, 2017; Kolesnikovas et al., 2020).

É necessário iniciar a reidratação antes da alimentação, para que os gastos de água durante a digestão não agravem a desidratação. Depois de hidratado, pode então ser fornecido peixe inteiro, nas aves com boa condição clínica e que se alimentem voluntariamente, ou papa de peixe por entubação orogástrica, nas aves que não o façam ou nas debilitadas e sem capacidade para digerir o alimento (Hall, 2008; Thomas, 2016; Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020). Apesar da entubação assegurar a ingestão de

alimento e estimular o peristaltismo e apetite, esta requer um manejo que envolve *stress* para a ave e quando prolongada pode provocar alterações do trato digestivo, pelo que é importante estimular o consumo de peixe inteiro (Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017).

As entubações orogástricas para alimentação seguem os princípios apresentados para a fluidoterapia oral, apesar de o intervalo mínimo entre entubações ser de duas horas. O alimento deve estar a uma temperatura de 20 a 28°C e inicialmente ser diluído, aumentando gradualmente a concentração (Thomas, 2016; Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020). Para isso é utilizada uma papa resultante da trituração de peixe inteiro, seu músculo e vísceras, ou ração húmida de convalescença para gatos. Pode também ser utilizado um preparado comercial específico (EmerAid® piscivore), com proteínas hidrolisadas e alta digestibilidade. A papa de peixe deve ainda ser suplementada com as vitaminas já referidas e com óleo de peixe, que fornece energia e ácidos gordos essenciais (Hall, 2008; Hernandez et al., 2020; Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019). Hernandez et al. (2020) apresenta ainda a possibilidade de melhorar a digestibilidade das papas sem proteínas hidrolisadas, realizando uma hidrolisação proteica da papa com enzimas pancreáticas 30 minutos antes da sua administração.

A transição para o alimento sólido deve ser gradual, quando as aves estiverem mais fortes, manifestarem interesse no alimento ou observar-se a presença de digestão normal. Isto permite que a ave se alimente sozinha, reduzindo o *stress* da manipulação e aumentando a velocidade de recuperação e ganho de peso. O pescado deve ser fornecido duas ou três vezes por dia, inicialmente de pequenas dimensões que podem aumentar depois (Hall, 2008; Thomas, 2016; Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020).

O alimento sólido pode ser colocado à disposição num comedouro, de forma a que a ave não contamine a plumagem com o óleo do peixe e, idealmente, com um pouco de água salgada ou gelo para atrasar a perda de qualidade (Figura 22) (Bill et



Figura 22 – Exemplo de alimento sólido colocado à disposição num comedouro, com gelo para manter a frescura. Fonte: CRAM-ECOMARE.

al., 2012; Kolesnikovas et al., 2020). Esta é a forma que implica menor contacto com os animais e menos *stress*, no entanto as aves podem não reconhecer o peixe morto como alimento, principalmente os sulídeos e procelariiformes. Nesses casos a alimentação pode ser estimulada com a agitação do peixe, colocação junto do bico da ave ou utilização de peixes vivos junto dos mortos (Mullineaux & Keeble, 2017). Em alguns casos pode mesmo ser necessário forçar a alimentação, colocando o peixe na orofaringe em sentido craniocaudal e, se a ave não o engolir, massajando o esófago em direção ao estômago (Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020). Durante estes procedimentos deve ter-se o máximo cuidado para não contaminar a plumagem e no final deve-se limpar sempre o bico, com um pano húmido ou spray de água, e qualquer contaminação da plumagem, só com spray de água (Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020).

3.4. Recuperação na água

A água é o meio mais eficaz na prevenção das complicações secundárias descritas anteriormente, quer por reduzir a pressão exercida na ave quer por se aproximar mais ao seu meio natural. Assim, o processo de reabilitação das aves marinhas deve evoluir o mais rapidamente possível até à fase em que estas permanecem na água (Hall, 2008; Miller, 2012). Nesta fase pretende-se reduzir o maneo e que os animais retomem a sua condição corporal, impermeabilidade e comportamentos naturais, preparando-se assim para o regresso ao estado selvagem (Hall, 2008; Thomas, 2016).

Transição para a água e avaliação da impermeabilização

Estas aves devem iniciar o acesso à água depois de estarem fortes, alerta e quando não necessitarem de um maneo frequente ou não tiverem outros impedimentos, como feridas ou fraturas (Ward, 2019). Nesse momento deve ser avaliado o seu grau de impermeabilização, colocando por 10 a 90 minutos a ave num tanque interior com água a 32°C e 35°C e condições atmosféricas controladas, para prevenir o desconforto e hipotermia se a ave estiver permeável. Manchas molhadas na plumagem, a água não escorrer por cima da plumagem, ou afundar uma parte do corpo, são indícios de permeabilidade. No entanto, é útil manter registos esquemáticos das áreas permeáveis e sua evolução para atenuar a subjetividade desta avaliação. Este procedimento deve parar imediatamente se a ave começar a tremer, afundar, tentar sair da água ou estiver exausta (Bill et al., 2012; Thomas, 2016).

As aves molhadas ou exaustas devem ser colocadas a secar num local quente e ventilado, para descansar e realizar *preening* sem entrar em hipotermia. A repetição de ciclos de banho e secagem, com duração crescente dos banhos, permite que a ave restaure progressivamente a impermeabilização até ao ponto em que tolera ficar permanentemente na água. Complementarmente aos períodos de secagem, a ave pode também ter acesso a uma plataforma ou rampa que a permita sair sozinha da água, facilitando assim o seu descanso e saída da água antes de estar desconfortável. Contudo, é necessário controlar e limitar esse acesso, de forma a garantir que a ave passa algum tempo na água. As aves podem também ser lavadas em alternativa ao processo de impermeabilização gradual ou quando não ficam impermeáveis após longos períodos de tentativas (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Kolesnikovas et al., 2020).

Quando estiverem maioritariamente impermeáveis e desde que tenham supervisão, as aves marinhas podem ser deixadas sem forma de sair da água durante o dia. Só quando tiverem impermeabilidade total é que podem permanecer exclusivamente dentro de água e sem supervisão, mesmo durante a noite. Se cumprirem os restantes critérios, estas são consideradas prontas para libertar depois de permanecerem 48 horas seguidas dentro de água sem qualquer desconforto (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Ward, 2019).

Tipos de alojamento na água e suas condições

Nesta fase, o alojamento pode ser feito em instalações compostas exclusivamente por tanques e vedações ou dispor também de chão em torno do tanque (Figura 23). Aqui os indivíduos podem ser alojados em grupo, deste que não haja uma sobrepopulação nem comportamentos antagonistas entre si. Em espécies coloniais, isso pode mesmo ser um enriquecimento ambiental e reduzir o *stress* (Miller, 2012; Ward, 2019).



Figura 23 – Exemplo de tanques sem chão (à esquerda) e tanques com chão (à direita).

Os tanques podem ser de plástico, metal, fibra de vidro, cimento ou lagos naturais (Bill et al., 2012; Miller, 2012; Thomas, 2016) e o seu tamanho mínimo depende das dimensões do indivíduo e lesões que apresente, enquanto que a profundidade deve ser adequada aos hábitos alimentares e de mergulho da sua espécie (Miller, 2012; Mullineaux & Keeble, 2017; Kolesnikovas et al., 2020). Para enriquecimento ambiental e descanso das aves podem ser colocados objetos como plataformas, rochas ou poleiros, conforme a espécie (Bill et al., 2012; Miller, 2012; Ward, 2019). No caso das plataformas, idealmente estas devem ter fundos de rede e ser colocadas imediatamente abaixo da superfície da água, para que a ave não se molhe, mas também não se acumulem fezes (Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017).

Para prevenir problemas de impermeabilização é essencial manter a qualidade da água, necessitando para isso de um sistema de filtração de boa qualidade, com filtros de areia e capaz de filtrar quatro vezes o volume do tanque por hora. Para manter a superfície da água livre de óleos e detritos, os tanques devem ter um escoamento superficial da água no lado oposto à entrada de água (Figura 24). Já para manter o fundo livre de fezes, restos de comida e outros detritos é necessário



Figura 24 – Exemplos de dispositivos de escoamento superficial da água (*skimmers*).

aspirar o fundo regularmente, mas ponderando sempre o balanço entre a adequada limpeza e a perturbação do animal (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017; Kolesnikovas et al., 2020). Para manter ativa a glândula de sal e em alternativa à suplementação oral com cloreto de sódio, a água onde as aves se encontram pode ser salgada, inicialmente com uma salinidade mínima de 1% e que aumente até 3% antes da libertação (Ward, 2019). Também o crescimento de algas e agentes patogénicos nos tanques pode ser prejudicial à recuperação das aves, pelo que deve ser feita regularmente uma renovação parcial da água. Quando necessário para controlar o crescimento destes organismos, a água pode ser desinfetada retirando as aves do tanque e adicionando hipoclorito de sódio.

Relativamente às vedações, geralmente são utilizadas redes para prevenir fugas e proteger de predadores, sendo estas opacas ou com vegetação para formar uma barreira visual. Já no teto é utilizada uma rede de maior malha, para permitir a ventilação e acesso à luz solar (Bill et al., 2012; Miller, 2012; Ward, 2019). Kolesnikovas et al. (2020) sugere ainda a colocação dos tanques numa posição elevada e vedações sem barreiras visuais para mimetizar o ambiente de alto mar. As dimensões do espaço aéreo devem permitir que as aves voem, para treinar a musculatura de voo, no entanto há espécies que necessitam de espaços muito grandes para voar, impraticável numa instalação, pelo que se deve privilegiar os curtos tempos de reabilitação nesses casos (Ward, 2019).

No caso da instalação dispor de uma área de chão, este deve ser feito de materiais como gravilha, pedras de rio ou tapete antifadiga, para minimizar as lesões de cativo. A área dos tanques deve ser superior à do chão e estes devem ter rampas que permitam a saída das aves (Bill et al., 2012; Miller, 2012).

Todos os materiais utilizados devem ser impermeáveis, de fácil limpeza e estar colocados de forma a prevenir lesões nas aves (Mullineaux & Keeble, 2017).

Hidratação e alimentação na água

Quando são colocadas na água as aves já devem ter repostado o déficit hídrico e podem suprimir as suas necessidades de manutenção através do alimento e da ingestão de água, pelo que já não necessitam de fluidoterapia. No entanto, é necessário garantir que a água tem uma salinidade adequada àquela que a ave tem sido exposta, de forma a prevenir a desidratação por atrofia da glândula de sal.

Quanto à alimentação, esta deve seguir os princípios de quantidade e qualidade apresentados para a reabilitação em seco, devendo ser o mais próxima possível da levada em estado selvagem, para preparar as aves para a libertação. Apesar da difícil simulação da procura e caça do alimento, pode-se estimular a natação e mergulho atirando-o para a água, que é o método ideal nesta fase da recuperação (Thomas, 2016). Este método permite ainda avaliar o estado da ave, o seu comportamento e a aptidão para captura do pescado. Quando as aves não têm interesse em apanhar o alimento, este pode ser colocado à disposição nas plataformas ou cestos nos bordos do tanque e, em espécies que capturam naturalmente os peixes na superfície da água, pode-se injetar ar no peixe e colocá-lo a flutuar na água (Bill et al., 2012; Kolesnikovas et al., 2020; Thomas, 2016). O alimento deve ser fornecido perto do escoamento de superfície e qualquer resto deve ser retirado de imediato, para evitar a libertação de óleos para a superfície da água.

3.5.Libertação

A devolução ao estado selvagem é o principal objetivo da reabilitação de qualquer animal selvagem e também o último contacto direto que a equipa tem com o animal. Apesar do objetivo ser a devolução, durante todo o processo de reabilitação e em qualquer tomada de decisão é necessário pensar além deste momento, uma vez que aves inaptas para sobreviver em ambiente selvagem irão sofrer e/ou morrer após a libertação, contrariando os próprios objetivos da reabilitação. Também por isso, a decisão de quando e como libertar as aves é um momento crítico que merece várias considerações.

Critérios de aptidão para libertação

Diversos autores apresentam vários critérios, resumidos na Tabela 4, que definem a aptidão das aves para serem libertadas e que atenuam a subjetividade desta decisão. Idealmente a libertação deve ocorrer entre o pico máximo da recuperação e o início das complicações secundárias ao cativeiro, o que Kolesnikovas et al. (2020) define como a “janela de libertação”. Excecionalmente, o aumento dos fatores predisponentes a complicações secundárias pode obrigar à libertação antes da máxima recuperação, desde que já esteja garantida a sobrevivência após a libertação.

Tabela 4 – Resumo dos critérios que definem a aptidão de uma ave marinha para ser libertada, apresentados por Bill et al. (2012), Thomas (2016), Ward (2019), Hernandez et al. (2020) e Kolesnikovas et al. (2020).

Parâmetro	Critérios de aptidão para libertação
Estado de saúde da ave	<ul style="list-style-type: none">• Recuperação total da causa de ingresso;• Sem outras doenças ou lesões em curso;• Conclusão de todos os tratamentos e medicações;• Sem lesões crónicas que provoquem dor ou incompatíveis com a sobrevivência na natureza (por exemplo, que impeçam o voo, ingestão de presas, natação ou flutuação);• Sem doenças infecciosas epidemiologicamente relevantes.
Impermeabilidade	<ul style="list-style-type: none">• Penas com boa qualidade;• Impermeabilidade total após mais de 48 horas na água.
Parâmetros sanguíneos	<ul style="list-style-type: none">• Hematócrito superior a 35-40%;• Proteínas plasmáticas totais superiores a 4g/dL.
Condição corporal	<ul style="list-style-type: none">• Peso corporal normal para a espécie e evolução favorável;• Musculatura peitoral em condição boa ou excelente.
Comportamento	<ul style="list-style-type: none">• A voar (ou a bater as asas com força, em espécies que normalmente não conseguem voar dentro das instalações);• Com instintos de alimentação, natação, mergulho, <i>preening</i>, luta e fuga adequados à espécie.

Planeamento e execução da libertação

A libertação deve ser bem planeada, de forma a trazer ao animal o maior benefício e capacidade de sobrevivência. No transporte aplicam-se os princípios já apresentados no capítulo 3.1, sendo a mínima duração um fator a considerar na escolha do local.

O animal deve ser libertado num habitat adequado às características biológicas da espécie, dentro da sua zona de distribuição normal e, idealmente, perto de indivíduos coespecíficos. É ainda importante que o habitat seja de elevada qualidade, com acesso a comida e água, afastado da pressão antropogénica e livre de contaminação ambiental, predadores ou outras ameaças à sua sobrevivência (Bill et al., 2012; Thomas, 2016; Kolesnikovas et al., 2020). Geralmente as aves costeiras podem ser libertadas em praias (Figura 25) ou no mar, enquanto que as pelágicas devem apenas ser libertadas em alto-mar (Bill et al., 2012). O local de libertação pode ainda ser influenciado por restrições legais ou pela capacidade logística à disposição do centro.



Figura 25 – Exemplo de libertações a partir da praia. Fonte: CRAM-ECOMARE

Além de um local adequado, é também importante que o animal seja libertado nas condições ideais para se readaptar ao ambiente selvagem. O período da manhã é mais favorável à libertação de aves diurnas e o da tarde de noturnas, uma vez que lhes oferece mais tempo para se restabelecerem no habitat. É também importante consultar as previsões meteorológicas para evitar condições extremas na libertação e primeiros dias pós libertação, tais como tempestades, ondulação e frio excessivos. No entanto, a presença de algum vento encoraja o voo das aves e, nas de grande porte, são mesmo recomendados ventos mais fortes, de até 20 nós. No momento da libertação deve-se apenas abrir as caixas de transporte e, quando se libertam várias aves, esta deve ser

simultânea para que as primeiras a voar estimulem as restantes (Thomas, 2016; Mullineaux & Keeble, 2017; Ward, 2019; Kolesnikovas et al., 2020).

Monitorização das aves após a libertação

Após a libertação das aves, deve ser observado e avaliado o seu comportamento e atitude durante algum tempo. Caso este não seja adequado, é necessário recapturá-las e voltar de novo para o centro de recuperação para corrigir o problema (Bill et al., 2012; Kolesnikovas et al., 2020).

Como demonstrado por Goldsworthy et al. (2000) e Valkenburg & Azevedo (2014), a marcação e monitorização destas aves pode, a longo prazo, revelar informações acerca da sobrevivência dos animais reabilitados, o que é importante para avaliar o sucesso do centro de recuperação e das metodologias utilizadas.

Em Portugal continental a marcação de aves é coordenada pela Central Nacional de Anilhagem, a cargo do Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas, e na Europa pela EURING (ICNF, 2021). Esta deve ser feita por anilhadores credenciados que utilizam anilhas metálicas oficiais de anilhagem científica, colocadas no tarso-metatarso (ICNF, 2021). Para aumentar a probabilidade de identificação e seguimento da ave sem que seja necessário capturá-la, podem também ser utilizadas outras formas de marcação complementares às anilhas metálicas, como anilhas plásticas coloridas, marcas alares ou transmissores de satélite, desde que inseridas em projetos específicos e devidamente autorizados (ICNF, 2021; Burger & Shaffer, 2008; Wilson & Vandenabeele, 2012). Apesar dos benefícios da marcação das aves, é necessário assegurar que esta não interfere com o bem-estar do animal, em especial nos métodos que prejudiquem a plumagem ou a sua impermeabilização (Kolesnikovas et al., 2020).

3.6. Aplicação dos traços gerais ao caso do CRAM-ECOMARE

Alerta, recolha e transporte

O resgate das aves marinhas e restante fauna autóctone portuguesa, deve ser feito por entidades oficiais (Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas, Guarda Nacional Republicana e Polícia de Segurança Pública), que as transportam até ao centro de recuperação mais próximo, entre eles o CRAM-ECOMARE. Assim, é de extrema importância que estas entidades estejam formadas quanto aos cuidados e metodologias a ter durante o resgate e transporte.

Admissão no centro

Quando um animal ingressa no CRAM-ECOMARE é seguido o protocolo interno de admissão (Figura 26) e a sua informação é registada na ficha de admissão e na ficha clínica do animal, apresentadas no Anexo III.

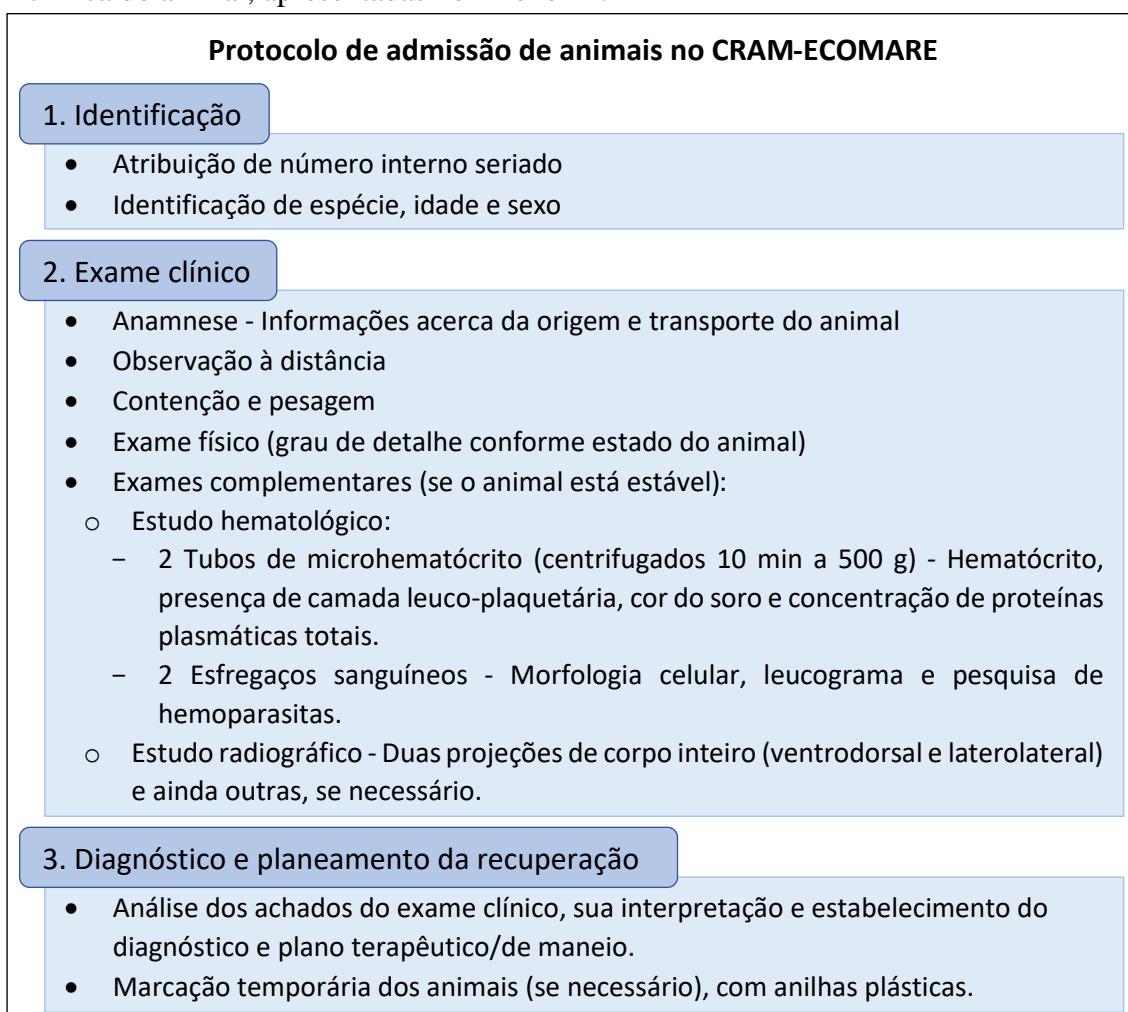


Figura 26 - Protocolo de admissão de animais no CRAM-ECOMARE.

Recuperação em seco

No CRAM-ECOMARE são utilizadas caixas com fundos sólidos e uma espessa camada de cobertores, mantas ou almofadas, seguido de uma cobertura com lençóis ou resguardos descartáveis, para facilitar a mínima manipulação do animal durante a limpeza das caixas (Figura 27). Os lençóis ou resguardos são trocados várias vezes ao dia, sempre que estão sujos, e o animal é trocado de caixa sempre que necessário. As caixas são cobertas com uma tampa de rede (Figura 20 – (a) e (b)) e mantidas no local mais adequado à espécie e fase de reabilitação, sendo sempre calmo e ventilado e tendo em atenção a luminosidade e temperatura. Quando necessário são adicionadas fontes de calor como lâmpadas de aquecimento, termoventiladores ou mantas elétricas.



Figura 27 – Exemplo de montagem de caixa no CRAM-ECOMARE: (a) caixa de fundo sólido; (b) colocação de cobertores; (c) colocação de lençóis.

Relativamente à fluidoterapia, a via mais utilizada é a via oral, com solução salina de cloreto de sódio a 0,9% (NaCl 0,9%), Duphalyte® e soro glucosado. São também utilizadas as vias subcutânea e intravenosa sempre que necessário. Depois de repostos os défices hídricos, é feita uma entubação diária com 50 ml/kg de NaCl 0,9% enquanto as aves continuam a passar algum período do dia nas caixas.

Os animais só são alimentados após a reidratação e, se necessário, antes de iniciar a alimentação com peixe inteiro são utilizadas entubações orogástricas com papa preparada a partir de peixe descongelado e triturado. É utilizado o tipo de peixe mais adequado à espécie de ave e as transições alimentares são feitas de forma gradual. O peixe é fornecido das diferentes formas já apresentadas e com os referidos cuidados.

Recuperação na água

Para alojar as aves na água o CRAM-ECOMARE dispõe de vários tanques interiores, que são piscinas comerciais de lona colocadas na unidade de cuidados intensivos, uma estufa onde é possível controlar as condições atmosféricas. Dispõe

também de um tanque exterior construído em cimento e fibra de vidro, com um pequeno espaço de chão e uma rampa amovível para controlar o acesso à água de aves que não voem. Os tanques têm vedações de rede, um sistema de controlo da temperatura da água e um sistema de filtração em circuito fechado, com forte escoamento da camada superficial da água. É utilizada água salgada natural.

Quando as aves têm acesso à água, o alimento é normalmente atirado para a água ou colocado à disposição. É mantido a fluidoterapia oral diária enquanto as aves passam algum período em caixas, suspendendo-a quando ficam permanentemente na água.

Libertação

Na fase final do processo de reabilitação as aves são observadas diariamente à distância, para avaliar os critérios de aptidão para a libertação. Quando aparentam estar aptas, é feito um exame físico e colhida uma amostra de sangue para tomar a decisão final, após a qual se planeia a libertação.

A escolha dos locais e condições em que os animais são libertados segue os princípios já apresentados e, quando as espécies podem ser libertadas a partir da praia e estão condições meteorológicas favoráveis, o centro realiza o transporte até praias próximas e pouco movimentadas para a realizar. No caso das espécies ou condições meteorológicas requererem uma libertação em alto-mar, recorre-se ao auxílio da Polícia Marítima para o fazer. Os animais são transportados até ao local de libertação em caixas com as mesmas condições das utilizadas para a recolha.

Antes da sua libertação, as aves são marcadas com uma anilha metálica oficial. Os grandes larídeos são ainda marcados com uma anilha plástica de cor azul e código alfanumérico branco, iniciado com “M:” e seguido de três algarismos, entre “M:001” e “M:999” (Figura 28). Graças a estas anilhas, já foi possível observar estas aves vários anos após a libertação e a grande distância desse local.



*Figura 28 – Exemplo de larídeo com anilha metálica oficial (tarsometatarso esquerdo) e anilha plástica colorida do CRAM-ECOMARE (tarsometatarso direito).
Fonte: CRAM-ECOMARE*

4. Relato de dois casos de reabilitação de gansos-patola juvenis emaciados

4.1.Introdução

Os gansos-patola (*Morus bassanus*) reproduzem-se no noroeste da Europa e muitos deslocam-se para sul durante a invernada, entre eles os juvenis. Portugal, além de um local de invernada, é principalmente um ponto de passagem na migração para outros locais de invernada, o que ocorre entre setembro e novembro (rever capítulo 1.3). Apesar de se referir a indivíduos adultos, na Figura 29 demonstram-se essas rotas migratórias.

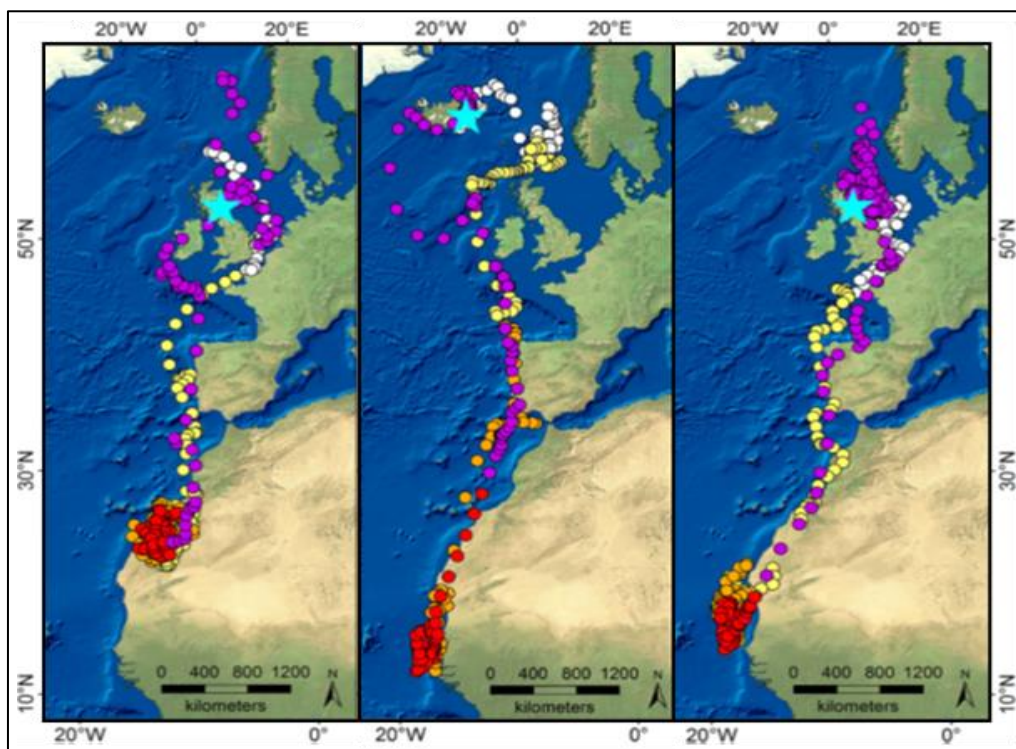


Figura 29 – Rota migratória de três gansos-patola (*M. bassanus*), com passagem por Portugal em direção a Sul em novembro (amarelo) e dezembro (laranja) e de regresso ao Norte em fevereiro/março (violeta). Adaptado de Furness et al. (2018).

Coincidente com a temporada de migração para os locais de invernada, ocorre todos os anos um pico de ingressos de indivíduos desta espécie nos centros de recuperação de Portugal continental, em especial juvenis emaciados. Apesar de não existirem estudos relativos a este fenómeno, acredita-se que está relacionado com a inexperiência dos juvenis na sua primeira migração para os locais de invernada, o que se pode traduzir em exaustão e incapacidade de se alimentar, com conseqüente debilidade e emaciação.

Durante este processo de emaciação, o jejum prolongado promove inicialmente o catabolismo das reservas de glicogénio e, mais tarde, das lipídicas e proteicas (Duerr & Klasing, 2015). Isto provoca um conjunto de adaptações metabólicas no organismo das aves, o que facilita o aparecimento da Síndrome da Realimentação quando estas são alimentadas repentinamente (Figura 30). Assim, quando ingressam no centro de recuperação é necessário prevenir esta síndrome reintroduzindo a alimentação de forma muito gradual e cuidada (Khan et al., 2011; Bill et al., 2012; Fordham & Roberts, 2016). Além dos processos catabólicos, o jejum prolongado promove também a atrofia gastrointestinal, sendo depois demorada a recuperação total da função gastrointestinal e da ingestão de comida (Duerr & Klasing, 2015). Sendo que, grande parte da hidratação destas aves em estado selvagem ocorre através do alimento, o jejum leva ainda à sua desidratação, obrigando à correção dos défices hídricos no início da reabilitação.

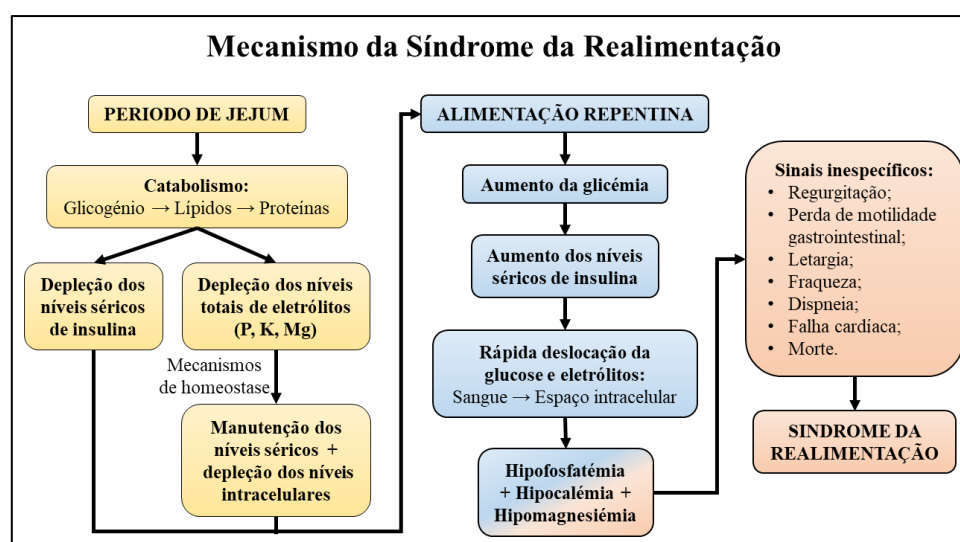


Figura 30 – Esquema resumo do mecanismo da Síndrome da Realimentação, explicado por Khan et al. (2011) e Bill et al. (2012).

No período de estágio, coincidente com este pico, 13 gansos-patola juvenis ingressaram vivos no CRAM-ECOMARE por emaciação, tendo 72,7% (n=8) morrido nos primeiros dois dias de reabilitação e três sido libertados. Apesar desta mortalidade na reabilitação ser superior à taxa geral do centro para o mesmo período (26,6%), esta reflete o aumento da mortalidade que se tem registado nos últimos anos em gansos-patola juvenis emaciados, tanto no CRAM-ECOMARE como noutros centros de recuperação nacionais e internacionais (*Debate de protocolos de reabilitação de aves emaciadas*, 2021). Apresentar-se-ão de seguida dois dos casos de sucesso presenciados durante o estágio.

4.2. Apresentação dos casos

Na Figura 31 e Figura 32 apresentam-se os referidos casos.

Ave 1

Ingresso

- **Data e local de resgate** – 25 de outubro de 2021, Praia de Quiaios
- **Número interno** – 3642
- **Identificação** – Ganso-patola (*M. bassanus*), juvenil, sexo indeterminado.
- **Resultados do exame clínico**

Exame físico	
Estado geral	Alerta e fraco
Peso^a	1,87 kg
Condição corporal	Magro
Plumagem	Molhado
Outras alterações	Ausentes

Exames complementares	
Hematócrito^a	25,7%
Camada leuco-plaquetária	Ausente
Proteínas plasmáticas totais^a	2,8g/dL
Cor do soro	Amarelo pálido
Estudo radiográfico	Sem alterações

^a Valores de referência: Peso = 2,1-3kg; Hematócrito = 41%; Proteínas plasmáticas totais: 4,05g/dL. Fonte: Mullineaux & Keeble, 2017.

- **Diagnóstico** – Emaciação severa
- **Plano de recuperação** – Seguir o protocolo de emaciação severa do CRAM-ECOMARE (apresentado no anexo III), para estabilizar a ave e retomar a função digestiva.
- **Observações** – A ave foi entregue à equipa do CRAM-ECOMARE no dia do resgate e iniciou o protocolo de emaciação severa com base no diagnóstico preliminar. Só foi transportada para as instalações do centro no terceiro dia de reabilitação, tendo realizado os exames complementares logo após a chegada ao centro.

Processo de recuperação

Esquematizado no cronograma do anexo IV

- **Alojamento**
 - Recuperação totalmente em seco (1º ao 7º dia) – Caixa com substrato almofadado, seguindo os cuidados descritos no capítulo 3.3 e 3.6.
 - Intercala entre recuperação em seco e na água (8º ao 22º dia) – Períodos crescentes de contacto com a água até ao 12º dia, em que passa a permanecer na água todo o período diurno e em seco o noturno. Segue os cuidados descritos no capítulo 3.4 e 3.6.
 - Permanentemente na água (23º ao 30º dia) – Impermeabilização total.

Ave 1 (continuação)

Processo de recuperação (continuação)

• Hidratação e nutrição

- Fluidoterapia oral (1° e 2° dia) – Entubações orogástricas a cada 1,5 horas:
 - Duphalyte® (50ml) + NaCl 0,9% (50ml), a cada três horas.
 - Soro glucosado 5% (50ml) + NaCl 0,9% (50ml), a cada três horas.
- Administração de papa (3° ao 7° dia) - Entubações orogástricas:
 - Papa a cada três horas (100ml).
 - Concentração crescente de 10% a 100% até ao 4° dia.
 - Preparada com ração húmida Hill's a/d® moída antes da transferência para as instalações do centro e com peixe descongelado e liquidificado (suplementada com óleo de salmão) depois da transferência.
 - NaCl 0,9% (100ml) uma hora antes de cada papa.
- Fornecimento de peixe inteiro – Mantem hidratação diária com 100ml de NaCl 0,9% até ao 23° dia (quando deixa de ter períodos em seco).
 - Capelim forçado (6° ao 15° dia).
 - Capelim e arenque atirados para a água (16° ao 30° dia).
- **Medicações e suplementações** – Via oral nas entubações ou no interior do peixe (quando inteiro).
 - Itraconazol (1° ao 30° dia) – 20mg/kg a cada 24h.
 - Aquamivit® (1° ao 30° dia) – 2 comprimidos a cada 24h.
 - Silimarina (1° ao 30° dia) – 150 mg/kg a cada 24h.
- **Variação do peso corporal** – Ligeira diminuição inicial, seguido de um aumento constante até ao momento da decisão de libertação (2,65kg).

Libertação

- **Decisão de aptidão** (28° dia) – Peso dentro dos valores de referência e cumpre os restantes critérios referidos no capítulo 3.5.
 - Colocada anilha metálica oficial e aguarda planeamento da libertação.
- **Libertação** (30° dia) – Dia 23 de novembro de 2021, no mar, a 0,5 milhas náuticas da Barra do Porto de Aveiro
- **Monitorização** – O CRAM-ECOMARE não recebeu qualquer registo de observação desta ave até à data de submissão do presente relatório.



Imagem de CRAM-ECOMARE

Figura 31 – Apresentação do caso clínico da ave 1.

Ave 2

Ingresso

- **Data e local de resgate** – 4 de outubro de 2021, Praia de Quiaios
- **Número interno** – 3608
- **Identificação** – Ganso-patola (*M. bassanus*), juvenil, sexo indeterminado.
- **Resultados do exame clínico**

Exame físico		Exames complementares	
Estado geral	Alerta e fraco	Hematócrito^a	25,4%
Peso^a	1,58 kg	Camada leuco-plaquetária	Ausente
Condição corporal	Esquelético	Proteínas plasmáticas totais^a	6,5g/dL
Plumagem	Molhado, com areia	Cor do soro	Leitoso
Outras alterações	Ausentes	Estudo radiográfico	Sem alterações

^a Valores de referência: Peso = 2,1-3 kg; Hematócrito = 41%; Proteínas plasmáticas totais: 4,05g/dL. Fonte: Mullineaux & Keeble, 2017.

- **Diagnóstico** – Emaciação severa
- **Plano de recuperação** – Seguir o protocolo de emaciação severa do CRAM-ECOMARE (apresentado no anexo III), para estabilizar a ave e retomar a função digestiva.
- **Observações** – A ave foi entregue à equipa do CRAM-ECOMARE no dia do resgate e iniciou o protocolo de emaciação severa com base no diagnóstico preliminar. Só foi transportada para as instalações do centro no terceiro dia de reabilitação e, como se encontrava debilitada ao chegar às instalações do centro, os exames complementares só foram efetuados após 1 dia de estabilização.

Processo de recuperação

Esquematizado no cronograma do anexo IV

- **Alojamento**
 - Recuperação totalmente em seco (1º ao 6º dia) – Caixa com substrato almofadado, seguindo os cuidados descritos no capítulo 3.3 e 3.6.
 - Intercala entre recuperação em seco e na água (7º ao 10º dia) – Períodos crescentes de contacto com a água, seguindo os cuidados descritos no capítulo 3.4 e 3.6, até que no 10º dia perde a impermeabilidade já adquirida.
 - Recomeça a fase anterior (10º ao 32º dia) – Inicia suplementação com óleo de fígado de bacalhau e recomeça os períodos crescentes até ao 13º dia, em que passa a permanecer na água todo o período diurno e em seco o noturno.
 - Permanentemente na água (33º ao 51º dia) – Impermeabilização total.

Processo de recuperação (continuação)

- **Hidratação e nutrição**
 - Fluidoterapia oral (1º dia) – Entubações orogástricas a cada 1,5 horas:
 - Duphalyte® (50ml) + NaCl 0,9% (50ml), a cada três horas.
 - Soro glucosado 5% (50ml) + NaCl 0,9% (50ml), a cada três horas.
 - Administração de papa (2º ao 6º dia) - Entubações orogástricas:
 - Papa a cada três horas (100ml).
 - Concentração crescente de 10% a 100% até ao 4º dia.
 - Preparada com ração húmida Hill's a/d® moída antes da transferência para as instalações do centro e com peixe descongelado e liquidificado (suplementada com óleo de salmão) depois da transferência.
 - NaCl 0,9% (100ml) uma hora antes de cada papa.
 - Fornecimento de peixe inteiro – Mantem hidratação diária com 100ml de NaCl 0,9% até ao 32º dia (quando deixa de ter períodos em seco).
 - Capelim forçado (6º dia) e atirado para a água (7º dia).
 - Arenque atirado para a água (8º ao 19º dia).
 - Retoma da administração de papa (20º ao 25º dia) – De forma semelhante à realizada do 2º ao 6º dia.
 - 20º dia – Vomita peixe do dia anterior, perde apetite e regurgita papas administradas
 - 21º dia – Suspende administração de silimarina e óleo de fígado de bacalhau e inicia metoclopramida. Deixa de regurgitar. Faz análises hematológicas (Hematócrito de 35%; sem camada leuco-plaquetária; soro incolor; proteínas plasmáticas totais de 6g/dL).
 - Retoma do fornecimento de peixe inteiro – Arenque e capelim forçados (22º ao 26º dia) e atirados para a água, quando recuperou o apetite (26º ao 51º dia). Ao 29º dia retomou a suplementação com silimarina.
- **Medicações e suplementações** – Via oral, nas entubações ou no interior do peixe (quando inteiro), exceto na metoclopramida.
 - Itraconazol (1º ao 51º dia) – 20mg/kg a cada 24h.
 - Aquaminivit® (1º ao 51º dia) – 2 comprimidos a cada 24h.
 - Silimarina (1º ao 20º dia e 28º ao 51º dia) – 150 mg/kg a cada 24h.
 - Sucralfato (1º ao 3º dia) – 25mg/kg a cada 8h.
 - Óleo de fígado de bacalhau (11º ao 20º dia) – 1g a cada 24h.
 - Metoclopramida (21º ao 26º dia) – 0,5 mg/kg a cada 12h (intramuscular de manhã e oral à tarde).
- **Variação do peso corporal** – Ligeira diminuição inicial, seguido de um aumento até ao momento da decisão de libertação (2,65 kg), exceto no período de perda de apetite, em que houve uma estabilização.

Libertação

- **Decisão de aptidão** (28º dia) – Peso dentro dos valores de referência e cumpre os restantes critérios referidos no capítulo 3.5.
 - Colocada anilha metálica oficial e aguarda planeamento da libertação.
- **Libertação** (30º dia) – Dia 23 de novembro de 2021, no mar, a 0,5 milhas náuticas da Barra do Porto de Aveiro.
- **Monitorização** – O CRAM-ECOMARE não recebeu qualquer registo de observação desta ave até à data de submissão do presente relatório.

Figura 32 – Apresentação do caso clínico da ave 2.

4.3.Discussão dos casos

Ingresso no centro

As aves 1 e 2 foram entregues ao CRAM-ECOMARE com pesos muito inferiores ao normal para a sua espécie, com a agravante de se encontrarem molhadas, pelo que o seu peso real seria inferior ao avaliado inicialmente. Assim, consideraram-se mais realistas os pesos obtidos na segunda pesagem (cronogramas do anexo IV), em que as aves já estariam secas.

A conjugação da perda de peso com a má condição corporal, fraqueza e ausência de outras alterações no exame físico permitiu estabelecer o diagnóstico preliminar de emaciação severa, que mais tarde foi parcialmente corroborado pelos exames complementares. Idealmente os exames deveriam ter sido feitos no momento da admissão, mas estes só são efetuados nas instalações do CRAM-ECOMARE e as aves só chegaram ao centro três dias depois de serem entregues à equipa, e de terem iniciado o processo de recuperação. A ave 2 necessitou ainda de mais um dia de estabilização antes de fazer os exames complementares, devido ao estado debilitado em que chegou após o transporte.

A ave 1 apresentava os resultados hematológicos típicos de uma ave emaciada, isto é, anemia e hipoproteinémia. Já a ave 2, apesar de apresentar uma anemia típica, apresentava também uma hiperproteinémia não compatível com emaciação. Isto pode ser justificado pelo facto de, antes da colheita de sangue, esta ave ter sido alimentada com uma dieta altamente proteica (Hill's a/d®) por dois dias, e outro dia com papa de peixe, enquanto que ave 1 foi alimentada apenas um dia com dieta altamente proteica. Apesar de não ter acontecido nestes casos, é frequente surgirem aves emaciadas com falsos hematócritos e proteinémias "normais", devido à desidratação, revelando-se as verdadeiras anemias e hipoproteinémias quando esta é corrigida.

Relativamente aos estudos radiográficos, não havia qualquer indício de alterações no exame físico, mas o CRAM-ECOMARE realiza-os por rotina para rastrear possíveis alterações visíveis radiograficamente e que possam dar complicações durante o processo de recuperação.

Alojamento durante a recuperação

As aves não tiveram acesso à água até terminarem as administrações de papas, tanto para facilitar a frequente manipulação necessária para as administrar como por estarem ainda muito fracas e não terem a energia necessária para se manterem quentes na água e realizarem *preening*, essencial para manter a impermeabilização e flutuação.

Mais tarde, o acesso à água iniciou-se de forma gradual e em períodos crescentes, conforme descrito no capítulo 3.4, para que as aves adquirissem impermeabilidade sem terem gastos energéticos exagerados. Quando já só apresentavam pequenas manchas de permeabilidade, decidiu-se que ficariam na água durante o dia e em seco durante a noite, de forma a prevenir complicações durante a noite, período em que não eram monitorizadas e quando fazia mais frio. As aves ficaram permanentemente no tanque a partir do momento em que estavam totalmente impermeáveis, de forma a se readaptarem às condições climáticas do estado selvagem.

Hidratação e nutrição durante a recuperação

Para prevenir a Síndrome da Realimentação já apresentada e para repor os défices hídricos, o tratamento destes animais iniciou-se com fluidoterapia oral com NaCl 0,9% suplementado com Duphalyte® e soro glucosado a 5%. O Duphalyte® foi utilizado para repor as perdas de eletrólitos, pelo seu conteúdo equilibrado, e para restaurar a síntese enzimática e de proteínas sanguíneas em eletrólitos, pelo seu conteúdo em vitaminas do complexo B e aminoácidos rapidamente disponíveis. A glucose presente no Duphalyte® e soro glucosado forneceu energia às aves, mas só pôde ser utilizada por ter um aporte simultâneo de eletrólitos, evitando assim o desequilíbrio que ocorre na Síndrome da Realimentação. Apesar de não se ter revelado necessário, a fluidoterapia poderia também ter sido realizada por vias parentéricas.

Após a fluidoterapia, iniciou-se a alimentação com a administração de papas, por apresentar uma maior digestibilidade e para estimular o restabelecimento do trânsito gastrointestinal. Estas foram diluídas em concentrações gradualmente crescentes para prevenir uma sobrecarga nutricional e para facilitar a readaptação do trato gastrointestinal ao alimento. Quando se transitou para o peixe inteiro, esse foi também o motivo pelo qual se utilizou primeiro capelím, um peixe de menores dimensões, e só mais tarde o arenque, peixe de maiores dimensões. A progressão das concentrações da

papa e da transição para peixe inteiro foram monitorizadas através da avaliação do aspeto das fezes, que permite perceber se o animal está a conseguir digerir o alimento fornecido e se existem alterações relevantes.

Como esta espécie não tem o instinto de apanhar o peixe do chão ou de outro tipo de comedouros, a forma ideal de o oferecer enquanto as aves se encontravam na caixa seria aproximando-o do seu bico e que estas o comessem voluntariamente. Apesar de ter sido tentado, nenhuma ave mostrou interesse e foi necessário forçar a ingestão de acordo com o método descrito no capítulo 3.3. Assim que as aves tiveram acesso à água começou-se a tentar alimenta-los atirando o peixe para a água, que é a forma ideal de alimentação quando estão nos tanques, por reduzir o contacto com o humano, estimular o instinto de predação e promover a limpeza autónoma do bico. A ave 2 aceitou bem esse método, à exceção do período em que perdeu o apetite, enquanto que na ave 1 foi necessário forçar a ingestão por mais algum tempo até que começasse a comer sozinha.

Medicações e suplementações durante a recuperação

Para colmatar as perdas de nutrientes associadas à congelação e descongelação do pescado e evitar carências nutricionais, a alimentação de ambas as aves foi suplementada diariamente com comprimidos de Aquaminivit®, um suplemento vitamínico e mineral específico para animais marinhos em cativeiro, com dieta piscívora. Não obstante, também o armazenamento e descongelação do pescado foi feito de forma a minimizar essas perdas. As papas de peixe foram ainda suplementadas com óleo de salmão para fornecer energia e enriquecer o seu teor em ácidos gordos essenciais, sem com isso aumentar o teor em glúcidos.

Foi também administrado itraconazol durante todo o processo de recuperação, com objetivo profilático contra a aspergilose, uma frequente complicação secundária do cativeiro e que pode levar à morte do animal durante a recuperação, como referido no capítulo 3.3. A elevada metabolização desta droga no fígado pode provocar lesões hepáticas, motivo pelo qual foi simultaneamente administrada silimarina, um protetor hepático que mostrou ser eficaz na redução do dano hepático provocado pelo itraconazol em cães (Ramírez & Díaz, 2019) e cuja utilização em aves marinhas com esse objetivo é recomendada por Kolesnikovas et al. (2020).

Em resposta às diversas complicações que surgiram no processo de recuperação da ave 2, foi ainda necessário utilizar outras medicações e suplementos. Quando esta apresentou sangue digerido nas fezes, no primeiro dia de reabilitação, suspeitou-se de hemorragia no trato gastrointestinal superior. Em aves marinhas emaciadas, esta hemorragia está principalmente associada a úlceras de *stress* (Phillips et al., 2011), motivo pelo qual foi administrado sucralfato, uma droga com ação local terapêutica e preventiva deste tipo de úlceras. Apesar de menos frequentes, esta hemorragia pode ainda ter outras etiologias, de origem infecciosa, toxicológica, traumática, imunomediada ou outras (Boysen, 2015), pelo que poderiam ter sido feitas análises coprológicas e de outros tipos, para avaliar essa possibilidade.

Na ave 2 iniciou-se também a suplementação com óleo de fígado de bacalhau em resposta à perda de impermeabilidade, mantendo-se depois a recuperar para prevenir nova perda. Apesar desta descrição não ter sido encontrada na bibliografia, o CRAM-ECOMARE tem utilizado este suplemento com sucesso em casos de perda ou dificuldade em adquirir impermeabilização. Embora seja necessária investigação futura acerca do mecanismo de ação, suspeita-se que possa haver uma relação entre o seu elevado teor em ácidos gordos essenciais e o aumento da qualidade ou capacidade de produção da secreção da glândula uropigial.

Ainda no caso desta ave, foram efetuadas análises hematológicas quando vomitou o peixe fornecido, perdeu o apetite e começou a regurgitar qualquer alimento, com o objetivo de perceber alguma possível causa. Estas análises não revelaram qualquer alteração e decidiu-se suspender as suplementações com óleo de fígado de bacalhau e silimarina, para evitar eventuais perturbações que pudessem estar a causar na digestão. Não se suspendeu a administração de Aquaminivit® para evitar carências nutricionais, nem de itraconazol para evitar o desenvolvimento oportunista da aspergilose. Iniciou-se então a terapêutica sintomática com metoclopramida, um fármaco antiemético e procinético, de forma a permitir que o animal se alimentasse. Apesar de mais *stressante* para o animal, utilizou-se a via intramuscular nas administrações da manhã porque o animal estava a regurgitar logo após a primeira entubação do dia, o que impediria a correta absorção do fármaco pelas vias entéricas. Na administração da tarde, o animal já não regurgitava o alimento, pelo que se utilizou a via oral. Após três dias a fornecer arenque de forma forçada, sem que o animal apresentasse apetite, ponderou-se a

possibilidade de o tamanho do pescado estar a dificultar a digestão ou de o lote de peixe em questão apresentar alterações da qualidade, apesar de nenhum outro animal no centro manifestar sintomatologia semelhante. Assim, decidiu-se alterar para capelím e a ave recuperou o apetite, tendo-se então suspenso a administração de metoclopramida e, após confirmar a estabilização, reintroduzido a suplementação com silimarina. Não foi encontrada uma justificação para este episódio.

Evoluções do peso das aves durante a recuperação

Como já referido, ambas as aves estavam molhadas aquando da sua admissão, pelo que os pesos obtidos nesse momento estariam enviesados. Isto demonstra a importância da avaliação simultânea do peso e condição corporal durante o exame clínico e pode ser o motivo da perda de peso observada entre a primeira e segunda pesagens.

A má digestão e absorção associadas à atrofia gastrointestinal, decorrente do jejum prolongado, explicam a estabilização e aumento ligeiro dos pesos verificados numa fase inicial da recuperação. Acresce também o facto de que, para evitar a Síndrome da Realimentação, a quantidade de alimento fornecida nesta fase foi igual ou inferior às suas necessidades de manutenção, impedindo um acentuado aumento do peso.

Depois de retomado o normal processo digestivo e ser fornecida a quantidade de peixe ideal, foi possível observar um aumento acentuado e constante do peso. Excetua-se o período em que a ave 2 apresentou pequenas flutuações de peso, quando ocorreram os episódios de vómito, regurgitação e perda de apetite, o que se justifica pela pouca ou nula ingestão e absorção de alimento.

O critério de peso ideal para libertar uma ave pode variar dentro do intervalo normal para a espécie, sendo que no caso do CRAM-ECOMARE os gansos-patola são libertados quando atingem um peso de 2,5 kg. Posto isto e considerando que já cumpriam os restantes critérios, tomou-se a decisão de libertação na primeira pesagem em que as aves tinham um peso superior a este valor.

Considerações acerca da monitorização

Em voo os gansos-patola encolhem as patas e na água estas ficam submersas, o que dificulta a observação, leitura e registo das anilhas metálicas colocadas no tarsometatarso quando estes animais estão em estado selvagem. Posto isto, a maioria

dos registos de observação de anilhas são feitos quando estas aves pousam em terra, principalmente na época de nidificação, ou quando são encontrados os seus cadáveres.

Assim sendo e considerando que se tratam de gansos-patola juvenis em ambos os casos, que só entrarão em reprodução e visitarão as colónias aos quatro ou cinco anos, é expectável que só a partir desse momento aumente a probabilidade de observação dessas aves nesses locais, pelo que não é significativo as aves ainda não terem sido observadas depois da libertação.

5. Conclusão

Perante o exposto é perceptível a importância da reabilitação de fauna selvagem para a saúde do indivíduo, da sua população, do ambiente e dos humanos. É também perceptível a diversidade de aves marinhas que habitam as águas portuguesas e a diversidade de adaptações ao meio marinho que devem ser consideradas na sua reabilitação.

Relativamente ao estágio, concluiu-se que as principais espécies ingressadas foram *Larus michahellis*, *Larus fuscus* e *Morus bassanus*, principalmente por traumatismos, suspeita de intoxicação por biotoxinas e emaciação. Durante o estágio foram libertados 15 animais, tendo os restantes morrido durante a reabilitação ou sido eutanasiados, a maioria logo na sua admissão. Conclui-se também que os procedimentos médicos mais realizados foram a administração de medicação, exames clínicos, reavaliação e tratamento de lesões, realização de enemas e fluidoterapia. Frequente foi também a alimentação dos animais, seu manejo e manutenção das suas instalações. Foram ainda realizadas outras atividades como lavagem de aves, anestesia, endoscopia, treino de cirurgia em cadáver, necrópsias de mamíferos marinhos e um *workshop* de reabilitação de aves marinhas.

Quanto ao processo de reabilitação de aves marinhas constata-se que, após a recolha e exame clínico de admissão, inicialmente estas são mantidas em caixas em seco, passando depois para tanques com água salgada, com ou sem acesso a plataformas. A escolha do momento ideal para a libertação é tão importante para o sucesso da reabilitação como o restante processo. Depreende-se também que o bem-estar do animal e a sua capacidade de sobrevivência após a libertação devem ser considerados em qualquer fase do processo, que a alimentação deve ser adequada à espécie, estado do animal e fase de reabilitação e que no manejo são fundamentais as precauções com a impermeabilidade das aves, com as complicações secundárias e com a segurança do animal e da equipa.

Em relação aos dois casos clínicos, apesar de serem muito semelhantes na admissão, constata-se que houve muitas diferenças durante o processo de recuperação. Isto demonstra que os traços gerais indicados para o processo de recuperação das aves marinhas não podem ser encarados como um protocolo inflexível, sendo sempre necessário adapta-lo às particularidades de cada caso.

Referências bibliográficas

- Ben-Gigirey, B., Soliño, L., Bravo, I., Rodríguez, F., & Casero, M. V. M. (2021). Paralytic and Amnesic Shellfish Toxins Impacts on Seabirds, Analyses and Management. *Toxins*, 13(7), Art. 7. <https://doi.org/10.3390/toxins13070454>
- Bill, J. O., Corsiglia, L., Masvidal, V., Merrick, M., & Riggs, S. M. (2012). *An Introduction to Aquatic Bird Rehabilitation*. Bird Ally X.
- Boysen, S. R. (2015). Gastrointestinal Hemorrhage. *Small Animal Critical Care Medicine*, 630–634. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4557-0306-7.00119-7>
- Burger, A. E., & Shaffer, S. A. (2008). Perspectives in Ornithology Application of Tracking and Data-Logging Technology in Research and Conservation of Seabirds. *The Auk*, 125(2), 253–264. <https://doi.org/10.1525/auk.2008.1408>
- Cabral, M. J., Almeida, J., Almeida, P. R., Dellinger, T., Ferrand de Almeida, N., Oliveira, M. E., Palmeirim, J. M., Queirós, A. I., Rogado, L., & Santos-Reis, M. (2005). *Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal*. Instituto da Conservação da Natureza.
- Carpenter, J. W., & Marion, C. (2018). *Exotic Animal Formulary* (5th edition). Saunders.
- Chang, B., Croson, M., Straker, L., Gart, S., Dove, C., Gerwin, J., & Jung, S. (2016). How seabirds plunge-dive without injuries. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 113(43), 12006–12011. <https://doi.org/10.1073/pnas.1608628113>
- CRAM. (2021). *CRAM - Centro de Reabilitação de Animais Marinhos*. <https://cram.org.pt/>
- Debate de protocolos de reabilitação de aves emaciadas*. (2021, novembro 28). Workshop de Reabilitação de Aves Marinhas - RIAS/Life Ilhas Barreira (LIFE18/NAT/PT/000927), Olhão, Portugal.
- Decreto-Lei n.º 140/99 de 24 de Abril, n.º Diário da República n.º 96/1999, Série I-A. Ministérios do Ambiente.
- Duerr, R. S., & Klasing, K. C. (2015). Tissue Component and Organ Mass Changes Associated with Declines in Body Mass in Three Seabird Species Received for Rehabilitation in California. *Marine Ornithology*, 43(1), 11–18.
- Estes, J. A. (1998). Concerns about Rehabilitation of Oiled Wildlife. *Conservation Biology*, 12(5), 1156–1157. <https://doi.org/10.1046/j.1523-1739.1998.97507.x>
- Ferreira, M., Marçalo, A., Nicolau, L., Araújo, H., Santos, J., Pinheiro, C., Lopes, T., Mendes, S., Vaqueiro, J., Medina, P., Cascalho, A., Sequeira, M., Eira, C., & Vingada, J. (2012). *Estado actual das redes de arrojamentos e de reabilitação em Portugal Continental* (Anexo do Relatório intercalar do projecto LIFE MarPro PT/NAT/00038).
- Finlayson, G. R., Louise Chilvers, B., Pearson, H., White, B. J., Finlayson, S. T., Sievwright, K., van Zyl, N., Morgan, K. J., & Clumpner, C. (2018). Efficacy of

- seawater for washing oiled birds during an oil spill response. *Marine Pollution Bulletin*, 126, 137–140. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.10.080>
- Garcês, A., Pires, I., Pacheco, F., Fernandes, L. S., Soeiro, V., Lóio, S., Prada, J., Cortes, R., & Queiroga, F. (2019). Natural and anthropogenic causes of mortality in wild birds in a wildlife rehabilitation centre in Northern Portugal: A ten-year study. *Bird Study*, 66(4), 484–493. <https://doi.org/10.1080/00063657.2020.1726874>
- Goldsworthy, S. D., Giese, M., Gales, R. P., Brothers, N., & Hamill, J. (2000). Effects of the Iron Baron oil spill on little penguins (*Eudyptula minor*). II. Post-release survival of rehabilitated oiled birds. *Wildlife Research*, 27(6), 573–582. <https://doi.org/10.1071/wr99076>
- Gryseels, S., De Bruyn, L., Gyselings, R., Calvignac-Spencer, S., Leendertz, F. H., & Leirs, H. (2021). Risk of human-to-wildlife transmission of SARS-CoV-2. *Mammal Review*, 51(2), 272–292. <https://doi.org/10.1111/mam.12225>
- Gulland, F. M. D., Dierauf, L. A., & Whitman, K. L. (Eds.). (2018). *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine* (3.^a ed.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781315144931>
- Hall, E. (2008, julho). *Rescue & Intensive Care of Seabirds*. National Wildlife Rehabilitation Conference, Canberra.
- Hanson, M., Hollingshead, N., Schuler, K., Siemer, W. F., Martin, P., & Bunting, E. M. (2021). Species, causes, and outcomes of wildlife rehabilitation in New York State. *PLOS ONE*, 16(9). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0257675>
- Hernandez, S. M., Barron, H. W., Miller, E. A., Aguilar, R. F., & Yabsley, M. J. (Eds.). (2020). *Medical Management of Wildlife Species: A Guide for Practitioners* (1st edition). Wiley-Blackwell.
- Hilário, F. F. V. (2017). *Conservação de Fauna Selvagem—Maneio e Atuação Clínica em Centros de Recuperação e Jardins Zoológicos* [Dissertação de Mestrado em Medicina Veterinária]. Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro.
- Holmes, W. N. (1975). Hormones and osmoregulation in marine birds. *General and Comparative Endocrinology*, 25(2), 249–258. [https://doi.org/10.1016/0016-6480\(75\)90195-1](https://doi.org/10.1016/0016-6480(75)90195-1)
- ICNF. (2021). *ICNF - Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas*. <https://www.icnf.pt>
- IPIECA-IOGP. (2017). *Key principles for the protection, care and rehabilitation of oiled wildlife—EUROWA*. <https://eurowa.eu/resource/key-principles-for-the-protection-care-and-rehabilitation-of-oiled-wildlife/>
- IUCN. (2021). *The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2021-3*. <https://www.iucnredlist.org/en>
- Kato, A., Ropert-Coudert, Y., Grémillet, D., & Cannell, B. (2006). Locomotion and foraging strategy in foot-propelled and wing-propelled shallow-diving seabirds. *Marine Ecology Progress Series*, 308, 293–301. <https://doi.org/10.3354/meps308293>

- Kolesnikovas, C. K. M., Saviolli, J. Y., Reisfeld, L., Mayorga, L. F. S. P., Uhart, M., Serafini, P. P., Vanstreels, R. E. T., Hurtado, R., Heredia, S. R., & Neves, T. (2020). *Reabilitação de Procellariiformes: (Albatrozes, petréis, pardelas)* (R. Hurtado, J. Y. Saviolli, & R. E. T. Vanstreels, Eds.). Editora Comunicar.
- Levy, E. M., & Strain, P. M. (1982). The composition of the preen gland waxes of some marine birds: A word of caution for chemotaxonomists. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Comparative Biochemistry*, 72(2), 255–260. [https://doi.org/10.1016/0305-0491\(82\)90043-8](https://doi.org/10.1016/0305-0491(82)90043-8)
- Meirinho, A., Barros, N., Oliveira, N., Catry, P., Lecoq, M., Paiva, V., Geraldés, P., Granadeiro, J. P., Ramírez, I., & Andrade, J. (2014). *Atlas das Aves Marinhas de Portugal*. Sociedade Portuguesa para o Estudo das Aves.
- Miller, E. A. (2012). *Minimum standards for wildlife rehabilitation* (4th ed.). National Wildlife Rehabilitators Association; International Wildlife Rehabilitation Council.
- Miller, R. E., & Fowler, M. E. (2015). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine* (Vol. 8). Elsevier Health Sciences.
- Molina-López, R. A., Mañosa, S., Torres-Riera, A., Pomarol, M., & Darwich, L. (2017). Morbidity, outcomes and cost-benefit analysis of wildlife rehabilitation in Catalonia (Spain). *PLOS ONE*, 12(7). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0181331>
- Morandin, L. A., & O'Hara, P. D. (2014). Fish oil disrupts seabird feather microstructure and waterproofing. *Science of The Total Environment*, 496, 257–263. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.07.025>
- Mullineaux, E. (2014). Veterinary treatment and rehabilitation of indigenous wildlife. *Journal of Small Animal Practice*, 55(6), 293–300. <https://doi.org/10.1111/jsap.12213>
- Mullineaux, E., & Keeble, E. (2017). *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association.
- Paterson, J. E., Carstairs, S., & Davy, C. M. (2021). Population-level effects of wildlife rehabilitation and release vary with life-history strategy. *Journal for Nature Conservation*, 61, 125983. <https://doi.org/10.1016/j.jnc.2021.125983>
- Phillips, E. M., Zamon, J. E., Nevins, H. M., Gible, C. M., Duerr, R. S., & Kerr, L. H. (2011). SUMMARY OF BIRDS KILLED BY A HARMFUL ALGAL BLOOM ALONG THE SOUTH WASHINGTON AND NORTH OREGON COASTS DURING OCTOBER 2009. *Northwestern Naturalist*, 92(2), 120–126.
- Ponganis, P. J. (2015). *Diving Physiology of Marine Mammals and Seabirds*. Cambridge University Press.
- Portaria n.º 1112/2009 de 28 de Setembro, n.º Diário da República n.º 188/2009, Série I. Ministérios do Ambiente, do Ordenamento do Território e Desenvolvimento Regional e da Agricultura, do Desenvolvimento Rural e das Pescas.
- Quirós, J. R. (2002). TRAUMATOLOGIA EN AVES. *Canis et felis*, 59, 7.

- Ramírez, V. Y. L., & Díaz, R. de L. P. (2019). *Efecto de la Silimarina sobre el perfil hepático en perros tratados con Itraconazol* [UNIVERSIDAD NACIONAL PEDRO RUIZ GALLO - FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA]. <http://repositorio.unprg.edu.pe/handle/20.500.12893/8298>
- Sabat, P. (2000). Birds in marine and saline environments: Living in dry habitats. *Revista chilena de historia natural*, 73, 401–410.
- Schreiber, E. A., & Burger, J. (2001). *Biology of Marine Birds*. CRC marine biology.
- Sikarskie, J. G. (1992). The Role of Veterinary Medicine in Wildlife Rehabilitation. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 23(4), 397–400.
- Thomas, T. (2016). *EUROWA Module Part B Animal care during an oiled wildlife response: Vol. 1.1*. Sea Alarm Foundation.
- Valkenburg, T., & Azevedo, F. (2014, março 4). *A marcação e seguimento de gaivotas-d'asa-escura (Larus fuscus) e gaivota-de-patas- amarelas (Larus michahellis) como ferramenta auxiliar ao trabalho de um centro de recuperação de fauna selvagem*. VIII Congresso de Ornitologia da SPEA, Almada. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.34446.59209>
- Ward, J. (2019). *Rehabilitation guide for pelagic seabirds*. New Zealand Department of Conservation. https://natlib-primo.hosted.exlibrisgroup.com/primo-explore/fulldisplay?docid=NLNZ_ALMA11350108620002836&context=L&vid=NLNZ&search_scope=NLNZ&tab=catalogue&lang=en_US
- Wilson, R. P., & Vandenabeele, S. P. (2012). Technological innovation in archival tags used in seabird research. *Marine Ecology Progress Series*, 451, 245–262. <https://doi.org/10.3354/meps09608>

Anexo I – Principais aves marinhas de Portugal e seus estatutos de conservação

Principais aves marinhas de Portugal e seus estatutos de conservação global, europeu e nacional

Adaptado de Cabral et al. (2005), Meirinho et al. (2014) e IUCN (2022)

Ordem	Família	Espécie	Nome comum	Estatuto global	Estatuto europeu	Estatuto nacional ¹
Anseriformes	Anatidae	<i>Melanitta nigra</i>	Negrola	LC	LC	EN
Charadriiformes	Alcidae	<i>Alca torda</i>	Torda-mergulheira	LC	LC	LC
		<i>Fratercula arctica</i>	Papagaio-do-mar	VU	EN	LC
		<i>Uria aalge</i>	Airo	LC	LC	CR/NT
	Laridae	<i>Chlidonias niger</i>	Gaivina-preta	LC	LC	–
		<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Guincho	LC	LC	LC
		<i>Hydrocoloeus minutus</i>	Gaivota-pequena	LC	LC	–
		<i>Larus audouinii</i>	Gaivota-de-audouin	VU	VU	VU
		<i>Larus fuscus</i>	Gaivota-d'asa-escura	LC	LC	VU/LC
		<i>Larus marinus</i>	Gaivotão-real	LC	LC	–
		<i>Larus melanocephalus</i>	Gaivota-de-cabeça-preta	LC	LC	LC
		<i>Larus michahellis</i>	Gaivota-de-patas-amarelas	LC	LC	LC
		<i>Onychoprion fuscatus</i>	Garajau-de-dorso-preto	LC	VU	–
		<i>Rissa tridactyla</i>	Gaivota-tridáctila	VU	VU	LC
		<i>Sterna dougallii</i>	Garajau-rosado	LC	LC	–
		<i>Sterna hirundo</i>	Garajau-comum	LC	LC	EN
		<i>Sterna paradisaea</i>	Garajau-do-ártico	LC	LC	–
		<i>Sternula albifrons</i>	Chilreta	LC	LC	VU
		<i>Thalasseus sandvicensis</i>	Garajau-de-bico-preto	LC	LC	NT
	<i>Xema sabini</i>	Gaivota-de-sabine	LC	LC	–	
	Scolopacidae	<i>Phalaropus fulicarius</i>	Falaropo-de-bico-grosso	LC	LC	–
	Stercorariidae	<i>Catharacta skua</i>	Alcaide	LC	LC	LC
		<i>Stercorarius longicaudus</i>	Moleiro-rabilongo	LC	LC	–
		<i>Stercorarius parasiticus</i>	Moleiro-pequeno	LC	EN	–
<i>Stercorarius pomarinus</i>		Moleiro-do-ártico	LC	LC	–	
Procellariiformes	Hydrobatidae	<i>Hydrobates castro</i>	Roque-de-castro	LC	LC	VU
		<i>Hydrobates leucorhous</i>	Painho-de-cauda-forcada	VU	–	–
		<i>Hydrobates monteiroi</i>	Painho-de-monteiro	VU	VU	EN
		<i>Hydrobates pelagicus</i>	Alma-de-mestre	LC	LC	–
	Oceanitidae	<i>Oceanites oceanicus</i>	Casquilho	LC	–	–
		<i>Pelagodroma marina</i>	Calca-mar	LC	EN	VU
	Procellariidae	<i>Ardenna gravis</i>	Pardela-de-barrete	LC	–	–
		<i>Ardenna grisea</i>	Pardela-preta	NT	–	–
		<i>Bulweria bulwerii</i>	Alma-negra	LC	LC	EN
		<i>Calonectris borealis</i>	Cagarra	LC	LC	VU
		<i>Pterodroma deserta</i>	Freira-do-bugio	VU	VU	VU
		<i>Pterodroma madeira</i>	Freira-da-madeira	EN	EN	EN
		<i>Puffinus lherminieri</i>	Pintainho	LC	NT	VU
<i>Puffinus mauretanicus</i>		Pardela-balear	CR	CR	CR	
<i>Puffinus puffinus</i>	Fura-bucho-do-atlântico	LC	LC	EN		
Suliformes	Phalacrocoracidae	<i>Phalacrocorax aristotelis</i>	Galheta	LC	LC	VU
		<i>Phalacrocorax carbo</i>	Corvo-marinho	LC	LC	LC
	Sulidae	<i>Morus bassanus</i>	Alcatraz	LC	LC	LC

¹O estatuto apresentado é o mais grave entre o Continente, Açores e Madeira. Quando são apresentados dois estatutos para a mesma espécie, o primeiro é relativo à população nidificante e o segundo à população invernante.

²Categorias ameaçadas de extinção

Estatutos possíveis:

–	Não estabelecido
LC	Pouco preocupante
NT	Quase ameaçado
VU	Vulnerável ²
EN	Em perigo ²
CR	Criticamente em perigo ²

Anexo II – Lista de ingressos no CRAM-ECOMARE durante o período de estágio

Código	Nome Comum	Espécie	Idade	Causa de ingresso	Dias em reabilitação	Destino
3603	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	doença	0	morte na reabilitação
3604	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	2º ano	traumatismo	7	eutanásia
3605	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	morte na reabilitação
3606	Andorinhão-preto	<i>Apus apus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3607	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3608	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	50	libertado
3609	Andorinhão-preto	<i>Apus apus</i>	Adulto	traumatismo	0	morte na reabilitação
3610	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	2º ano	traumatismo	1	eutanásia
3611	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Adulto	suspeita intoxicação biotoxinas	2	eutanásia
3612	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	suspeita intoxicação biotoxinas	17	libertado
3613	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	traumatismo	3	morte na reabilitação
3614	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	traumatismo	2	eutanásia
3616	Golfinho-comum	<i>Delphinus delphis</i>	Juvenil	captura acidental		outro
3617	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	oleado	15	libertado
3618	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3619	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	emaciação	1	morte na reabilitação
3620	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3621	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3622	Colhereiro-comum	<i>Platalea leucorodia</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3623	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	1	morte na reabilitação
3624	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3625	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	1	morte na reabilitação
3626	Pernilongo	<i>Himantopus himantopus</i>	Juvenil	suspeita intoxicação biotoxinas	3	eutanásia
3627	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	2	morte na reabilitação
3628	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3629	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	traumatismo	0	eutanásia
3630	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	oleado	16	libertado
3631	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	1	morte na reabilitação
3632	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	suspeita intoxicação biotoxinas	51	eutanásia
3633	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	suspeita intoxicação biotoxinas	1	morte na reabilitação
3634	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	traumatismo	0	eutanásia
3635	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	2º ano	traumatismo	1	morte na reabilitação
3636	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Adulto	emaciação	2	morte na reabilitação
3637	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	suspeita intoxicação biotoxinas	0	morte na reabilitação
3638	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	suspeita intoxicação biotoxinas	12	libertado
3639	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	0	ingresso morto
3640	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	traumatismo	2	eutanásia
3641	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	suspeita intoxicação biotoxinas	6	morte na reabilitação
3642	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	29	libertado
3643	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	1	morte na reabilitação
3644	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	2º ano	traumatismo	1	eutanásia
3645	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	2º ano	traumatismo	0	eutanásia
3646	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	deslocado habitat	52	eutanásia

Código	Nome Comum	Espécie	Idade	Causa de ingresso	Dias em reabilitaçã	Destino
3647	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Adulto	ingestão de anzol	1	morte na reabilitação
3648	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	traumatismo	0	eutanásia
3649	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	2	morte na reabilitação
3650	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	2º ano	traumatismo	0	eutanásia
3651	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	2	morte na reabilitação
3652	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	2	morte na reabilitação
3653	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	0	ingresso morto
3654	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Adulto	traumatismo	0	eutanásia
3655	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3656	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	suspeita intoxicação biotoxinas	24	libertado
3657	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	traumatismo	0	eutanásia
3658	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3659	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3660	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	1	eutanásia
3661	Papagaio-do-mar	<i>Fratercula artica</i>	Juvenil	emaciação	3	morte na reabilitação
3662	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3663	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3664	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3665	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3666	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Adulto	desconhecido	0	ingresso morto
3667	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Adulto	desconhecido	16	eutanásia
3668	Ganso-patola	<i>Morus bassanus</i>	Juvenil	emaciação	26	libertado
3669	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3670	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3671	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	captura acidental	11	libertado
3672	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	captura acidental	7	eutanásia
3673	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	captura acidental	8	libertado
3674	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	captura acidental	13	libertado
3675	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3676	Golfinho-riscado	<i>Stenella coeruleoalba</i>	Adulto	arrojamento vivo	0	ingresso morto
3677	Torda mergulheira	<i>Alca torda</i>	Adulto	traumatismo	13	libertado
3678	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3679	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	traumatismo	23	libertado
3680	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	ingresso morto
3681	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	1	eutanásia
3682	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3683	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3684	Gaivotão-real	<i>Larus marinus</i>	2º ano	traumatismo	0	eutanásia
3685	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Juvenil	traumatismo	0	eutanásia
3686	Gaivota-de-patas-amarelas	<i>Larus michahellis</i>	Juvenil	Sem alterações	18	libertado
3687	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	suspeita intoxicação biotoxinas	16	libertado
3688	Gaivota-de-asa-escura	<i>Larus fuscus</i>	Adulto	suspeita intoxicação biotoxinas	1	morte na reabilitação
3689	Guincho	<i>Chroicocephalus ridibundus</i>	Juvenil	traumatismo	0	ingresso morto

Anexo III – Fichas e protocolos do CRAM-ECOMARE

Ficha de admissão de animais

ADMISSÃO DE ANIMAIS		
ADMISSÃO		
Data: _____		CÓDIGO: _____
IDENTIFICAÇÃO		
Espécie: Nome comum _____ Nome científico _____		
Anilhas: _____		
Idade: Cria <input type="checkbox"/> Juvenil <input type="checkbox"/> 1º Ano <input type="checkbox"/> 2º Ano <input type="checkbox"/> 3º Ano <input type="checkbox"/> 4º Ano <input type="checkbox"/> Adulto <input type="checkbox"/>		
Sexo: Macho <input type="checkbox"/> Fêmea <input type="checkbox"/> Desconhecido <input type="checkbox"/>		
ORIGEM		
Encontrado em: _____		Concelho: _____
Entregue no CRAM-ECOMARE <input type="checkbox"/>		CRAM-ECOMARE foi recolher <input type="checkbox"/>
Entregue por:		
Entidade <input type="checkbox"/>		Particular <input type="checkbox"/>
Nome: _____		Contacto: _____
ESTADO		
Estado: vivo <input type="checkbox"/> morto <input type="checkbox"/> morte no transporte <input type="checkbox"/>		
Peso: _____ Temperatura: _____ Estado nutricional: Bom <input type="checkbox"/> Moderado <input type="checkbox"/> Magro <input type="checkbox"/> Esquelético <input type="checkbox"/>		
Estado mental: Alerta <input type="checkbox"/> Deprimido <input type="checkbox"/> Estupor (tarda a resposta a estímulo vigoroso) <input type="checkbox"/>		
Mucosas: pálidas <input type="checkbox"/> rosadas <input type="checkbox"/> cianóticas <input type="checkbox"/>		
Neurológico: Descoordenação de mov. <input type="checkbox"/> Paralisia geral <input type="checkbox"/> Paralisia posterior <input type="checkbox"/> Incapacidade suster <input type="checkbox"/> Incapacidade voar <input type="checkbox"/> Cabeça inclinada <input type="checkbox"/> Convulsões <input type="checkbox"/> Parésia pálpebras <input type="checkbox"/> Dilatação pupilas <input type="checkbox"/> Respiratório: Descarga (Oral Nasal Glote) <input type="checkbox"/> Dispneia (Leve Mod Grave) <input type="checkbox"/> Tail bobbing <input type="checkbox"/> Ruídos respiratórios <input type="checkbox"/>	Digestivo: Vômito <input type="checkbox"/> Regurgitação <input type="checkbox"/> Fezes: <input type="checkbox"/> Diarreia <input type="checkbox"/> Secas <input type="checkbox"/> Muco <input type="checkbox"/> Mau cheiro (Ligeiro Intenso) <input type="checkbox"/> Parasitas <input type="checkbox"/> Amarelo/verde fezes <input type="checkbox"/> Sangue (Digerido Vivo) <input type="checkbox"/> Uratos: <input type="checkbox"/> Secos <input type="checkbox"/> Cor anormal <input type="checkbox"/> Impactação cloacal <input type="checkbox"/>	Plumagem: Deteriorada <input type="checkbox"/> Fezes <input type="checkbox"/> Ectoparasitas <input type="checkbox"/> Molhada <input type="checkbox"/> Oleada _____ <input type="checkbox"/> Outros: Aparentemente normal <input type="checkbox"/> Socializado <input type="checkbox"/> Hipovolemia <input type="checkbox"/> _____ <input type="checkbox"/> Exames complementares: RX DV LL OUTRO <input type="checkbox"/> Sangue HT PT esfreg bioq <input type="checkbox"/> Outro: _____ <input type="checkbox"/>
OBSERVAÇÕES:		

ADMISSÃO DE ANIMAIS

TRAUMATISMOS							
Tpo		Local	Tpo	Grav.	Local	Tpo	Grav.
1	<input type="checkbox"/>	Fratura exposta	Cabeça			<i>Membros inferiores:</i>	
2	<input type="checkbox"/>	Fratura não exposta	Bico			Fémur E D	
3	<input type="checkbox"/>	Luxação	Boca			Tibiotarso E D	
4	<input type="checkbox"/>	Edema	Olho E D			Metatarso E D	
5	<input type="checkbox"/>	Ferido	Pescoço			Dedos E D	
6	<input type="checkbox"/>	Necrose	<i>Membros superiores:</i>			Membranas interdig. E D	
7	<input type="checkbox"/>	Isquémia	Úmero E D			Almofada plantar E D	
8	<input type="checkbox"/>	Hematoma	Rádio E D			<i>Corpo:</i>	
9	<input type="checkbox"/>	Abcesso	Ulna E D			Vértebras torácicas	
10	<input type="checkbox"/>	Ruptura tendão	Metacarpos/falanges E D			Vértebras lombares	
11	<input type="checkbox"/>	Bumblefoot	Ombro E D			Vértebras caudais	
12	<input type="checkbox"/>	_____	Cotovelo E D			Pélvis	
13	<input type="checkbox"/>	_____	Propatágio E D			Outro: _____	

Fazer corresponder o tipo de traumatismo (número) com o local anatómico; Gravidade: L – leve, M- moderada, G- grave

DESCRIÇÃO DOS FERIMENTOS:

CAUSA DE ENTRADA	
Traumatismo	<input type="checkbox"/> Causa: _____
Captura acidental	<input type="checkbox"/> Profissional desportiva ingestão anzol
Emaciação	<input type="checkbox"/> _____
Emaranhamento	<input type="checkbox"/> Fios nylon Fios algodão lixo cabo multifilamento outros: _____
Oleado	<input type="checkbox"/> Produto: _____
Síndrome intoxicação 1 2 3 4 5	<input type="checkbox"/> Causa: biotoxinas botulismo outro: _____ desconhecido
_____	<input type="checkbox"/> _____

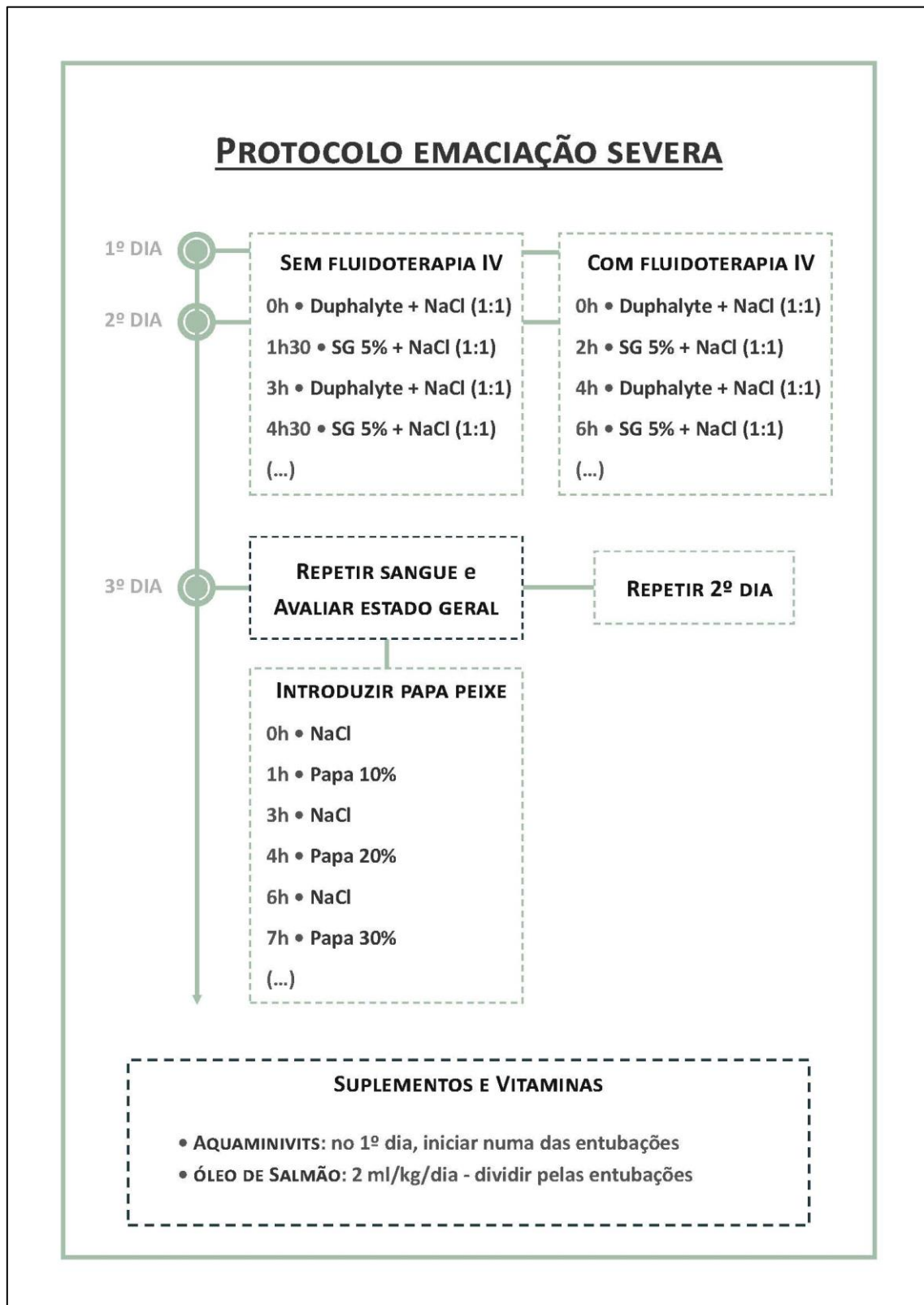
Notas

Síndrome parético graus

- 1-Em pé mas não consegue voar; pode descair uma asa ou ambas.
- 2-Não consegue ficar em pé mas fica apoiada nos tarsos.
- 3-Está totalmente paralisada; sustem a cabeça; pode apresentar dispneia. Nota: É o nível mais frequente.
- 4-Está totalmente paralisada; não sustem a cabeça ou sustem com dificuldade; apresenta dispneia.
- 5-Parálise total, praticamente morta.

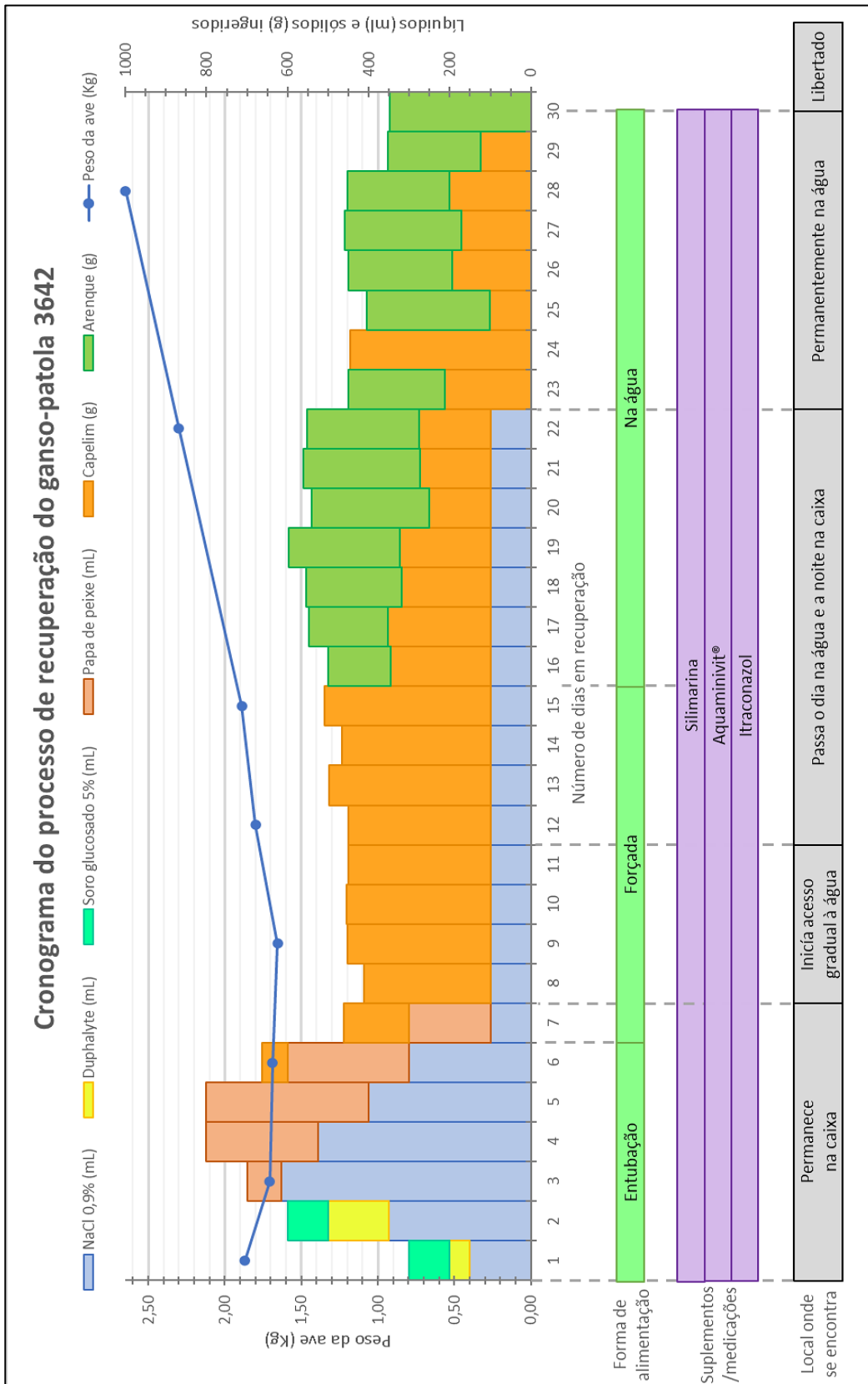
DESTINO DO ANIMAL		
MORTE ANTES DE ENTRAR NO CRAM	<input type="checkbox"/>	___/___/___ Causa: _____
MORTE DURANTE REABILITAÇÃO	<input type="checkbox"/>	___/___/___ Causa: _____
EUTANÁSIA 1 2	<input type="checkbox"/>	___/___/___ Justificação: _____
TRANSFERIDO	<input type="checkbox"/>	___/___/___ Local: _____
OUTRO	<input type="checkbox"/>	___/___/___ _____
LIBERTADO	<input type="checkbox"/>	___/___/___ Local: _____

Protocolo de reabilitação de aves com emaciação severa



Anexo IV – Cronogramas dos casos clínicos

Processo de recuperação da ave 1



Processo de recuperação da ave 2

