



UNIVERSIDADE DE ÉVORA
ESCOLA DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio
Clínica e Reabilitação de Animais Marinhos

Sara Raquel Melo Mendes

Orientador:

Prof. Doutora Joana Reis

Co-Orientador:

Doutor Josep Alonso Farré

10 de dezembro de 2012

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Clínica e Reabilitação de Animais Marinhos

Sara Raquel Melo Mendes

Orientador:

Prof. Doutora Joana Reis

Co-Orientador:

Doutor Josep Alonso Farré

*Este trabalho é dedicado a todos os que sinceramente me apoiaram ao longo da vida,
mas especialmente aos que me apoiaram sem emitir uma palavra.
Ao Aramis e à Pituxa fica cumprida a promessa...*

Agradecimentos

Este trabalho vem em sequência de uma conquista pessoal, que no entanto não é tomada com mérito próprio. Por ter atingido este ponto devo agradecer:

A todos os amigos que se cruzaram comigo, independentemente da espécie e do desenlace da relação, todos eles sem exceção tiveram algo para me ensinar e algo para me mostrar que fizeram de mim quem sou hoje. Alguns estão ainda hoje presentes e são os alicerces de uma estrutura de outra forma frágil, deixando aqui um agradecimento especial ao Lidório, à Magda, à Filipa e à Tânia;

A toda a minha família em geral, pelo seu apoio incondicional nas horas mais fáceis e nas mais complicadas;

Ao Doutor Josep, pela paciência e pela possibilidade que me concedeu de aprender e alargar os meus horizontes;

A toda a equipa do CRAM-Q, por me terem mostrado que uma família não se limita aos laços de sangue, por me terem incluído nesta família e por me terem conseguido dar uma casa fora de casa;

À Prof. Doutora Joana Reis não só pela sua orientação preciosa, e pela sua paciência infindável mas principalmente por ser um farol num mar de oportunidades, não me limitando a um porto e dispondo-se a iluminar-me qualquer caminho que eu escolhesse;

Ao meu pai, por nunca me deixar desistir e por me amparar a queda sempre que necessário e me ajudar a dar o primeiro passo em frente;

À minha mãe, porque sem ela não seria metade de quem sou nem teria conseguido metade do que consegui, por me mostrar que não importa quantas vezes caímos, importa sim quantas vezes nos levantamos e somos capazes de seguir o nosso caminho, por me ajudar a construir o caminho a seguir, fosse ele qual fosse e pelo apoio incondicional que sempre me deu;

E por fim à minha querida irmã, porque sem ela não se tinham aberto portas para chegar onde cheguei, porque em prol do meu futuro sei que era capaz de abdicar do seu e porque sempre acreditou em mim de uma maneira que me fez acreditar em mim própria.

Obrigada a todos por me trazerem até aqui...

Clínica e Reabilitação de Animais Marinhos

Em Portugal poucos são os centros de reabilitação dedicados a animais marinhos. Este trabalho é um breve resumo dos principais aspetos da reabilitação destes animais, tendo como base a experiência adquirida durante o período de estágio no Centro de Recuperação de Animais Marinhos de Quaios (CRAM-Q), e abrange os procedimentos desde o alerta de arrojamento de um animal até à sua libertação, sendo este o derradeiro objetivo da reabilitação de um animal. Incluem-se no trabalho não só procedimentos clínicos e o ponto de vista da medicina, mas também os cuidados básicos necessários com as instalações e considerações relativas à biologia dos animais.

Palavras-chave: reabilitação; animais marinhos; animais selvagens; arrojamentos; maneo; instalações; clínica de animais marinhos.

Abstract

Clinical and Rehabilitation Procedures in Marine Animals

There are only a few rehabilitation centers dedicated to marine animals in Portugal. This dissertation aims at briefly summarizing the main rehabilitation considerations based on the personal experience obtained from a traineeship at the Quiaios rehabilitation center for marine animals (CRAM-Q), and it includes the necessary procedures that go from the animals stranding until its release into the wild, the ultimate goal of rehabilitation. This work includes not only the clinical procedures from the medicine point of view but also the husbandry and housing requirements and the essential individual biology that have to be considered in each case.

The animals admitted for rehabilitation in the referred center include marine mammals, reptiles and seabirds.

Key words: rehabilitation; marine animals; wildlife; strandings; husbandry; housing; marine animals clinical procedures.

Índice

Agradecimentos	ii
Resumo	iii
Abstract.....	iv
Índice de Abreviaturas	1
Índice de Figuras	2
Índice de Tabelas.....	6
Introdução.....	7
O Centro de Recuperação de Animais Marinhos de Quaios (CRAM-Q)	7
Organização	7
Instalações	8
Recursos Humanos.....	11
Rotina.....	12
Ingresso de Animais	13
Casuística	13
Conceitos Básicos	19
Protocolos de Arrojamento de Animais Marinhos	19
Quelónios.....	20
Mamíferos Marinhos	21
Aves.....	23
Decisões possíveis.....	24
Biologia	25
Anatomia e Fisiologia.....	26
Quelónios	26
Mamíferos Marinhos.....	32
Aves	37
Manejo	38
Alimentação.....	38

Quelónios.....	38
Mamíferos Marinhos	41
Aves.....	42
Manuseamento.....	44
Captura e Contenção	44
Procedimentos base	50
Cuidados com as instalações.....	58
Quarentena	62
Clínica de Reabilitação de Animais Marinhos.....	62
Cuidados de emergência.....	63
Exame físico.....	64
Quelónios.....	64
Mamíferos Marinhos	65
Aves.....	66
Exames complementares	68
Quelónios.....	70
Mamíferos Marinhos	73
Aves.....	76
Medicação utilizada	78
Fluidoterapia.....	78
Quelónios.....	78
Mamíferos Marinhos	79
Aves.....	80
Cirurgias.....	81
Considerações anestésicas	82
Protocolos anestésicos	84
Técnicas cirúrgicas	86
Necrópsia.....	86

Quelónios	87
Mamíferos Marinhos	89
Aves	93
Caso clínico	97
História Clínica	97
Lista de problemas	101
Necrópsia	103
Diagnóstico Definitivo	106
Discussão	106
Conclusão	111
Bibliografia	112

Índice de Abreviaturas

ALP/AP (*Alkaline Phosphatase*) - Fosfatase alcalina

ALT - Alanina aminotransferase

Ampl. - Ampliação

AST - Aspartato aminotransferase

CHCM - Concentração de hemoglobina corpuscular média

CRAM-Q - Centro de Recuperação de Animais Marinhos de Quaios

CK (*Creatinine Kinase*) - Creatinina quinase

GDH - Glutamato desidrogenase

GGT - Gamma-glutamil transferase

GI- Gastrointestinal

GNR - Guarda Nacional Republicana

HCM - Hemoglobina corpuscular média

IC - Intracelómica

ICNF - Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas

IM - Intramuscular

IO - Intraósseo

ISN - Instituto de Socorros a Náufragos

IV - Intravenoso

LDH - Lactato desidrogenase

kVp (*Kilovolt peak*) - Pico de kilovoltagem

PCV (*Packed Cell Volume*) - Hematócrito

PM - Polícia Marítima

PO - *Per os* (por via oral)

RAMM - Rede de Arrojamento de Mamíferos Marinhos

RBC (*Red Blood Cell count*)- Contagem de células vermelhas do sangue

SC - Subcutânea

SPVS - Sociedade Portuguesa de Vida Selvagem

TAC - Tomografia Axial Computorizada

VCM - Volume corpuscular médio

VRT (*Volume Rendering Technique*) - Técnica de Renderização de Volume

WBC (*White Blood Cell count*) - Contagem de células brancas do sangue

Índice de Figuras

Figura 1- Fotografia da sala de preparação de alimento.	8
Figura 2 - Mesa de exame presente na zona da clínica. É possível observar atrás da mesa o armário para arquivo de registos.	9
Figura 3 - Zona exterior coberta. Podem-se observar dois dos tanques redondos de grandes dimensões e a estrutura de suporte da cobertura semelhante à de uma estufa.	10
Figura 4 - Sistemas de aspiração e filtração de água, localizados no exterior da secção coberta.	10
Figura 5 - Localização do tanque exterior não coberto, inserido num espaço amplo.	10
Figura 6 - Zona exterior coberta acessória. Esta zona permite também, conforme a necessidade, a montagem de tanques acessórios para a reabilitação de aves.	11
Figura 7 - Gráfico ilustrativo da proporção dos vários grupos de aves ingressados no CRAM-Q durante o período de estágio.	14
Figura 8 - Gráfico representativo das espécies de aves marinhas ingressadas no CRAM-Q durante o período de estágio.	16
Figura 9 - Causas de ingresso de animais no CRAM-Q durante o período de estágio.	17
Figura 10 - Destino final dos animais ingressados no CRAM-Q durante o período de estágio.	18
Figura 11 - Tartariga boba (<i>Caretta caretta</i>) identificada com radioemissor em período de pré-libertação.	25
Figura 12 - Imagem resultante da monitorização de várias tartarugas marinhas libertadas pelo CRAM-Q. Fotografia fornecida pelo CRAM-Q.	25
Figura 13 - Ilustração da carapaça e plastrão de uma <i>Caretta caretta</i> evidenciando as placas córneas (adaptado de [31]). (1) Vista ventral do plastrão: PsM- Placas submarginais; U- Unhas. (2) Vista dorsal da carapaça: PL- Placas laterais.	27
Figura 14 - Esquematisação da circulação cardíaca quando em ventilação (Adaptado de: [38])	30
Figura 15 - Esquematisação da circulação cardíaca quando em apneia (Adaptado de: [38])	30
Figura 16 - Ilustração da topografia dos órgãos de quelónios (Fonte: [20]). (A) Vista ventral; (B) Vista lateral; (C) Vista antero-posterior. B- Baço; Bx- Bexiga urinária; C- Coração; Ca- Cólon ascendente; Cd- Cólon descendente; Cl- Cloaca; Co- Cólon; D-	

Duodeno; E- Esófago; Es- Estômago; F- Fígado; I- Intestino; P- Pulmão; R- Rim; T- Traqueia. (Fonte: [20]).	31
Figura 17 - Reconstrução a três dimensões do aspeto exterior de um <i>Delphinus delphis</i> a partir de uma TAC. Imagem usada com a permissão de D. R. Ketten, Woods Hole Oceanographic Inst. (Fonte: [45]).	35
Figura 18 - Início da reconstrução de um esqueleto de <i>Delphinus delphis</i> realizada pela técnica de renderização de volume (VRT - Volume Rendering Technique) a partir de uma TAC. Imagem usada com a permissão de D. R. Ketten, Woods Hole Oceanographic Inst. (Fonte: [45]).	35
Figura 19 - Reconstrução de um esqueleto de <i>Delphinus delphis</i> pela técnica de renderização de volume (VRT - <i>Volume Rendering Technique</i>) realizada a partir de uma TAC. Imagem usada com a permissão de D. R. Ketten, Woods Hole Oceanographic Inst. (Fonte:[45]).	36
Figura 20 - Fotografia da zona diafragmática de um <i>Delphinus delphis</i>, obtida de uma necrópsia realizada no centro de Quiaios. A mão encontra-se em frente aos pulmões, e o dedo indicador mostra uma alteração na zona do início do diafragma. Caudalmente o diafragma está seccionado, podendo ser observadas algumas ansas intestinais.	36
Figura 21 - Administração de fórmula sob a forma gelatinosa a uma tartaruga de couro (<i>Dermodochelys coriacea</i>). Fotografia cedida pelo CRAM-Q.	40
Figura 22 - Situação em que se espera que o animal se aproxime dos operadores que irão realizar a contenção, estando neste caso duas pessoas dentro de água e três no exterior preparadas para a realização de uma colheita de sangue.	47
Figura 23 - Exemplificação de uma das atrações que visam a aproximação do animal.	47
Figura 24 - Margem esquerda: demonstração da limitação do espaço do tanque por colocação de uma rede da largura do mesmo; Margem direita: Procedimento de contenção e emersão suave do animal segurando o bico e mantendo o espiráculo fora de água.	47
Figura 25 - Procedimento de colheita de sangue, sendo o animal contido e suportado à tona de água por duas pessoas.	48
Figura 26 - Ilustração de uma contenção adequada de uma ave marinha (Fonte: [16]).	50
Figura 27 - Posicionamento para venopunção do seio cervical dorsal em tartarugas marinhas.	52

Figura 28 - Local de venopunção para aceder ao seio cervical dorsal numa tartaruga <i>Caretta caretta</i>	52
Figura 29 - Administração de fluidos via IC numa <i>Caretta caretta</i> , ao nível da fossa pré-femural na zona cranial ao membro posterior. De notar que o animal está com a cabeça para o lado esquerdo da fotografia e ligeiramente para baixo.	52
Figura 30- Posicionamento vertical previamente à entubação esofágica numa tartaruga <i>Caretta caretta</i>	53
Figura 31 - Lesão extensa num membro posterior de uma tartaruga <i>Caretta caretta</i>	54
Figura 32 - Colheita de sangue da veia do plexo dorsal da barbatana caudal num cachalote pigmeu (<i>Kogia breviceps</i>).	55
Figura 33 - Aparelho para controlo da qualidade química da água, sendo o seu funcionamento baseado em fotometria.	60
Figura 34 - Fotografia de uma aspiração diária de um dos tanques do CRAM-Q. .	60
Figura 35 - Esfregaço de sangue de uma tartaruga boba (<i>Caretta caretta</i>) corado com Diff-Quik. Ampl. 40x. (1) Trombócito; (2) Eritrócito normal; (3) Macrócito (eritrócito de maior volume).	69
Figura 36 - Esfregaço de sangue de um ganso-patola (<i>Morus bassanus</i>) corado com Diff-Quik. Ampl. 40x. (1) Eritrócito normal; (2) Macrócito; (3) Trombócito; (4) Eritrócito imaturo; (5) Heterófilo (equivalente a neutrófilos em mamíferos)	69
Figura 37 - Radiografia a uma <i>Caretta caretta</i> de incidência antero-posterior.....	72
Figura 38 - Radiografia de uma <i>Caretta caretta</i> de incidência dorso-ventral.	72
Figura 39 - Contenção de uma <i>Caretta caretta</i> recorrendo a ligaduras elásticas para a realização de um TAC.	73
Figura 40 - Corte axial de um TAC realizado a uma <i>Caretta caretta</i>	73
Figura 41 - Corte sagital de um TAC realizado a uma <i>Caretta caretta</i>	73
Figura 42 - Corte coronal de um TAC realizado a uma <i>Caretta caretta</i>	73
Figura 43 - Realização de uma gastroscopia a um animal da espécie <i>Delphinus delphis</i>	76
Figura 44 - Radiografia de incidência latero-lateral de um ganso-patola (<i>Morus bassanus</i>). De notar a presença de um objeto radiopaco (anzol) alojado na entrada da cavidade torácica.....	77
Figura 45 - Ilustração da esofagostomia para remoção de um anzol alojado nesta estrutura. A identificação inicial da localização e afeção do esófago foi possível recorrendo a um endoscópio.	77

Figura 46 - Adaptação da mesa de cirurgia para uma <i>Caretta caretta</i> . De notar a colocação de uma base alta e moldável para evitar pressão sobre o plastrão e de botijas de água quente para evitar a hipotermia nestes animais.	86
Figura 47 - Desbridamento cirúrgico da lesão do membro anterior direito da <i>Caretta caretta</i>	86
Figura 48 - Corte das inserções marginais entre o plastrão e a carapaça para que seja possível remover o plastrão.	89
Figura 49 - Remoção do plastrão seccionando os ligamentos e músculos ventrais.	89
Figura 50 - Vista ventral da cavidade celômica, sendo que para exposição dos órgãos não houve remoção dos membros mas sim desarticulação ao nível da cavidade glenoide, permitindo retrain a cintura escapular cranialmente.	89
Figura 51 - Necrópsia realizada a um <i>Delphinus delphis</i> . Ilustração do acesso às cavidades torácica e abdominal pelo lado esquerdo.	93
Figura 52 - Necrópsia a um <i>Puffinus mauretanicus</i> . Acesso à cavidade torácica por corte e retração do esterno e costelas.	96
Figura 53 - Coloração castanha avermelhada proveniente das defecações do <i>Kogia breviceps</i>	100
Figura 54 - Abrasões cutâneas ventrais do <i>Kogia breviceps</i>	105
Figura 55 - Lesões cutâneas necrosantes no <i>Kogia breviceps</i>	105
Figura 56 - Lesão hepática no <i>Kogia breviceps</i>	105
Figura 57 - Fotografia do mesentério do <i>Kogia breviceps</i> . De notar a congestão vascular e a adenomegália mesentérica.	105
Figura 58 - Conteúdo do segundo estômago do <i>Kogia breviceps</i>	105
Figura 59 - Úlcera gástrica no segundo estômago do <i>Kogia breviceps</i>	105
Figura 60 - Vias aéreas inferiores abertas expondo a espuma luminal. Caso do <i>Kogia breviceps</i>	106
Figura 61 - Encéfalo com vasos congestionados no caso do <i>Kogia breviceps</i>	106

Índice de Tabelas

Tabela 1 - Número de aves marinhas ingressadas no CRAM-Q durante o período de estágio, divididas por espécie.	15
Tabela 2 - Dieta formulada para tartarugas marinhas (Fonte: [9])	40
Tabela 3 - Doses de alimento e frequência de alimentação recomendadas para animais com alimentação forçada (Fonte: [7]).....	44
Tabela 4 - Exposição recomendada para diferentes estruturas a serem avaliadas (Fonte: [74]).	71
Tabela 5 - Resultados da primeira prova hematológica realizada ao <i>Kogia breviceps</i> . Valores de referência obtidos a partir de: [100].....	98
Tabela 6 - Resultados da primeira prova bioquímica realizada ao <i>Kogia breviceps</i> . Valores de referência obtidos a partir de: [100].....	98
Tabela 7 - Resultados da primeira prova eletrolítica realizada ao <i>Kogia breviceps</i> . Valores de referência obtidos a partir de: [100].....	99
Tabela 8 - Resultados da segunda prova hematológica realizada ao <i>Kogia breviceps</i> . Valores de referência obtidos a partir de: [100].....	100
Tabela 9 - Resultados da segunda prova bioquímica realizada ao <i>Kogia breviceps</i> . Valores de referência obtidos a partir de: [100].....	100
Tabela 10 - Resultados da segunda prova eletrolítica realizada ao <i>Kogia breviceps</i> . Valores de referência obtidos a partir de: [100].....	101
Tabela 11 - Baseado em: [20, 39, 83, 122, 123].....	1
Tabela 12 - Baseado em: [58, 100]	3
Tabela 13 - Baseado em: [7, 16, 124]	5
Tabela 14 - Baseado em:[11, 70, 88, 125]	7
Tabela 15 - Baseado em:[12, 126]	8
Tabela 16 - Baseado em:[16, 53, 69, 90, 91]	9

Introdução

Este relatório diz respeito ao estágio de domínio fundamental, realizado na área de reabilitação e clínica de animais marinhos. O estágio decorreu no período compreendido entre 1 de agosto e 30 de novembro de 2011, perfazendo um total de 4 meses.

Diversos fatores, como a vastidão da área marinha e oceanográfica, a consequente imensidão de fauna habitante e a dificuldade de estudo da mesma fazem com que a informação disponível seja limitada. Neste contexto, este relatório visa fazer uma breve introdução das várias disciplinas cujo conhecimento é fundamental para uma boa prática clínica em animais marinhos, no entanto, devido à grande diversidade de animais e diferenças significativas entre estes, o relatório compreende três grandes divisões: quelónios, aves e mamíferos marinhos.

Contudo, o sucesso da reabilitação de qualquer animal selvagem está dependente não só da experiência do médico veterinário, mas também da experiência e paciência da equipa responsável pelos cuidados de enfermagem e da disponibilidade de instalações adequadas [1], sendo portanto aqui abordado não só a parte médica associada à reabilitação destes animais mas também os cuidados e procedimentos básicos necessários a uma boa prática.

O Centro de Recuperação de Animais Marinhos de Quiaios (CRAM-Q)

O centro encontra-se localizado numa Casa Florestal que fazia parte dos antigos Serviços Florestais na Mata Nacional de Quiaios, a cerca de 3 quilómetros do centro de uma pequena povoação de nome Quiaios. Esta povoação, por sua vez, encontra-se a aproximadamente 13 quilómetros da Figueira da Foz, cidade onde se encontra o porto mais próximo. Este aspeto é importante, pelo facto da grande necessidade de correlação das instalações com os fáceis acessos ao meio marítimo.

Organização

Este centro pertence à Sociedade Portuguesa de Vida Selvagem (SPVS), uma associação científica sem fins lucrativos e surge em 2006, numa estrutura temporária, como resposta à necessidade da criação de um centro de reabilitação dedicado a animais marinhos, que abrangesse a zona norte e centro do país. Todavia, os serviços do CRAM-Q são prestados em áreas mais afastadas.

O centro está direcionado para o resgate e reabilitação de animais marinhos, mais especificamente aves, quelónios e mamíferos marinhos. No entanto, é feita a receção

de outro tipo de animais, que dependendo do estado do animal, da capacidade de internamento do centro e cuidados específicos que o animal inspira, podem permanecer no centro ou serem transferidos para outros centros.

O centro funciona também em associação com outras entidades e técnicos de modo a que seja permutado o conhecimento e que seja melhorada a capacidade de recuperação dos animais ingressados.

Instalações

O centro exerce as suas funções, tal como foi dito, numa antiga casa da guarda-florestal, adaptada às necessidades de recuperação dos animais ingressados. A casa possui dois blocos de edifícios: a casa principal, onde estão sediados os escritórios e o laboratório; e um edifício térreo com várias divisões contíguas. O espaço exterior onde estão localizadas as instalações para permanência dos animais fica entre estes dois edifícios, encontrando-se fisicamente delimitada. Para o efeito de reabilitação estão disponíveis as seguintes áreas:

- Sala de preparação de alimento (Figura 1)

Esta divisão destina-se à preparação e armazenamento do alimento destinado aos animais. Está equipada com uma bancada de preparação de alimento, uma bancada de água corrente, um frigorífico, uma arca congeladora, um micro-ondas e um armário para armazenamento de material útil para a confeção e administração do alimento aos animais.



Figura 1- Fotografia da sala de preparação de alimento.

- Clínica (Figura 2)

Zona destinada à avaliação clínica e tratamento de animais de pequeno porte cuja manipulação permite a colocação do animal numa mesa de exploração localizada nesta área. Nesta zona encontram-se também uma balança para pesar os animais e um armário para armazenamento dos registos de animais ingressados, assim como as folhas de registo diário da alimentação e tratamentos realizados aos mesmos. No mesmo armário é possível encontrar bibliografia útil para o trabalho de reabilitação.



Figura 2 - Mesa de exame presente na zona da clínica. É possível observar atrás da mesa o armário para arquivo de registos.

- Sala de internamento

Sala destinada à recuperação de animais em estado mais crítico ou que necessitem de isolamento. Esta sala está equipada com aquecedores, lâmpadas de aquecimento e mantas elétricas para o mesmo efeito. Numa zona separada, mas na mesma divisão encontram-se armazenados material médico como luvas, seringas, agulhas e medicamentos.

- Sala polivalente

Esta sala é uma adaptação de um balneário, servindo o propósito de armazenamento de material de mergulho e captura, sendo também utilizado como zona de quarentena para os animais ingressados.

- Zona exterior coberta (estufa) (Figura 3)

A zona coberta possui dimensões de 8 por 26 metros e alberga 5 tanques de água, todos com sistemas de limpeza de água independentes (Figura 4), e de controlo de qualidade individual. Existe ainda a possibilidade de colocar nesta zona caixas destinadas ao internamento de animais que não devem ou não podem permanecer todo o dia na água.

Esta área é limitada lateralmente por armações fixas que permitem a remoção e colocação de painéis para adaptação às condições climáticas, sendo retirados os painéis durante o período de verão e colocados no inverno.



Figura 3 - Zona exterior coberta. Podem-se observar dois dos tanques redondos de grandes dimensões e a estrutura de suporte da cobertura semelhante à de uma estufa.

Figura 4 - Sistemas de aspiração e filtração de água, localizados no exterior da secção coberta.

- Zona exterior descoberta (Figura 5)

Esta área está destinada à recuperação de animais a longo termo. Possui um tanque de água descoberto, equipado com sistema de aspiração, filtração e aquecimento da água individual.



Figura 5 - Localização do tanque exterior não coberto, inserido num espaço amplo.

- Zona exterior polivalente (Figura 6)

Esta zona está também coberta e serve o propósito de armazenamento de material necessário para o tratamento das águas dos tanques. Possui também um tanque para a manutenção de peixe vivo para alimentação de animais em fase final de reabilitação.



Figura 6 - Zona exterior coberta acessória. Esta zona permite também, conforme a necessidade, a montagem de tanques acessórios para a reabilitação de aves.

As restantes áreas são dedicadas à gestão do centro e trabalho de investigação que se realiza, encontrando-se então separadas fisicamente as referidas anteriormente e sem interferência no trabalho de reabilitação.

Recursos Humanos

O CRAM-Q conta com uma equipa constituída por 2 enfermeiras veterinárias, 1 tratador com experiência em vários zoológicos e 2 biólogos. Acrescentam-se ainda 5 biólogos em regime de *part-time* associados ao centro. Em casos que exijam a vigilância e acompanhamento dos animais durante 24 horas estão outros 7 biólogos da SPVS disponíveis para auxiliar.

Em termos de serviços veterinários, estes estão a cargo de um médico veterinário que trabalha com o centro em regime de voluntariado, disponibilizando a sua clínica, direcionada para o tratamento de animais domésticos, para a realização de meios auxiliares de diagnóstico mais complexos e para a realização de cirurgias quando necessário. Recorre-se também a um hospital veterinário mais próximo do centro para a realização de radiografias e procedimentos simples urgentes.

Tal como foi dito, a parceria com outras organizações permite também troca de informações sobre situações médicas, como casos clínicos, atividades realizadas, consultoria, entre outras. A estas organizações pertencem também médicos veterinários especializados em mamíferos e tartarugas marinhas, sendo que as decisões médicas finais são tomadas em consenso com a opinião destes.

Rotina

Em termos de rotina, enquanto estagiária, a adaptação foi feita aos horários e métodos de trabalho do centro. Esta rotina geria as necessidades de alimentação dos vários animais internados, a limpeza necessária dos alojamentos dos mesmos e cuidados médicos a serem prestados conforme o tempo disponível.

Para este efeito, a equipa encontrava-se inicialmente dividida em 2 turnos diários de uma ou duas pessoas, sendo o turno da manhã entre as 8 e as 16 horas e o turno da tarde das 15 às 23 horas. Posteriormente, pelo grande número de animais ingressados em simultâneo foi criado um turno intermédio entre as 11 e as 19 horas, que visava sobrepor-se aos turnos já existentes permitindo facilitar a logística do centro.

A forma de orientação do trabalho dependia da adaptação do técnico à rotina. Independentemente da rotina adotada, o turno matinal iniciava-se com a alimentação de todos os animais internados, com exceção de metade das tartarugas, que pelo facto de serem alimentadas uma vez por dia, eram divididas em dois grupos sendo cada turno responsável por um grupo diferente. De seguida prosseguia-se a limpeza de todos os alojamentos das aves, e metade dos tanques de água, que tal como as alimentações das tartarugas, eram divididas em dois grupos, sendo cada turno responsável por um. As diferentes alimentações e as limpezas eram alternadas de modo a regular os intervalos entre as refeições, sendo a frequência de alimentações e o intervalo entre as mesmas dependentes da espécie em questão. Entre as 15 e as 16 horas, período em que ambos os turnos se sobrepunham, eram realizados procedimentos médicos como mudanças de pensos, limpezas de lesões e desbridamentos de feridas, nos casos que estes não podiam ser realizados apenas por um técnico. O turno da tarde era responsável, para além da limpeza do grupo de tanques a seu cargo e das alimentações, pela manutenção da qualidade das águas em termos de valores de salinidade, de cloro e de temperatura. As limpezas das instalações eram repetidas neste turno.

Ingresso de Animais

Os animais ingressavam no centro, de duas formas: ou era dado o alerta e chamados os técnicos para a recolha de animais, ou estes eram entregues diretamente no centro.

O processo pelo qual se dá a recolha dos animais inicia-se com a emissão de um alerta por parte da Polícia Marítima (PM), da Guarda Nacional Republicana (GNR), dos bombeiros ou do Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas (ICNF) podendo também ser emitido por particulares via o número de contacto específico do centro para esse efeito. Aquando do alerta é obtida a maior quantidade de informação possível respeitante à localização, espécie, número de animais afetados, estado em que se encontram e procedimentos a que possam ter sido submetidos (quer transporte quer de tratamentos). Os técnicos dirigem-se então para o local de arrojamento com o material adequado à recolha e transporte do animal, sendo este dependente da espécie em questão.

Na chegada ao centro, os animais são identificados conforme a espécie e número de ingresso, local de proveniência e informações básicas sobre o estado do animal, incluindo lesões visíveis, diagnóstico provável, peso e estado de desidratação. A ficha de ingresso de animais é apresentada no Anexo III. Posteriormente procede-se ao tratamento dos animais conforme as suas necessidades. Os procedimentos para cada grande grupo de animais serão abordados mais adiante neste relatório.

Casuística

Aquando da entrada para estágio no centro de Quiaios estavam já presentes 7 tartarugas-boba (*Caretta caretta*), um golfinho-comum (*Delphinus delphis*), uma cagarra (*Calonectris diomedea*), uma pardela-balear (*Puffinus mauretanicus*), uma gaivota-de-patas-amarelas (*Larus michahellis*) e um ganso-patola (*Morus bassanus*). Há que referir também que existiam três gaivotas permanentemente no centro, sendo estas irrecuperáveis, mas apresentando bom estado geral compatível com a vida.

Durante os 4 meses de estágio compreendidos entre 1 de agosto e 30 de novembro deram entrada no CRAM-Q um total de 286 animais. Destes, 284 (99,3 %) eram aves, 1 (0.35%) réptil e 1 (0.35%) mamífero marinho.

O réptil era um exemplar de tartaruga-boba (*Caretta caretta*) a qual foi capturada acidentalmente em redes de emalhar e, apesar do alerta ter sido dado como o animal estando vivo, este acabou por morrer previamente à chegada ao centro.

O mamífero marinho tratava-se de um cachalote-pigmeu (*Kogia breviceps*) cujo alerta foi dado, o animal transportado e iniciada a reabilitação. No entanto, o animal acabou por morrer num espaço de 24h desde a chegada ao centro de Quiaios.

As aves formam todo o grosso da casuística e quanto ao ingresso destas obtemos o gráfico ilustrado na Figura 7, em que é feita a divisão das aves ingressadas pelo grupo a que pertencem.

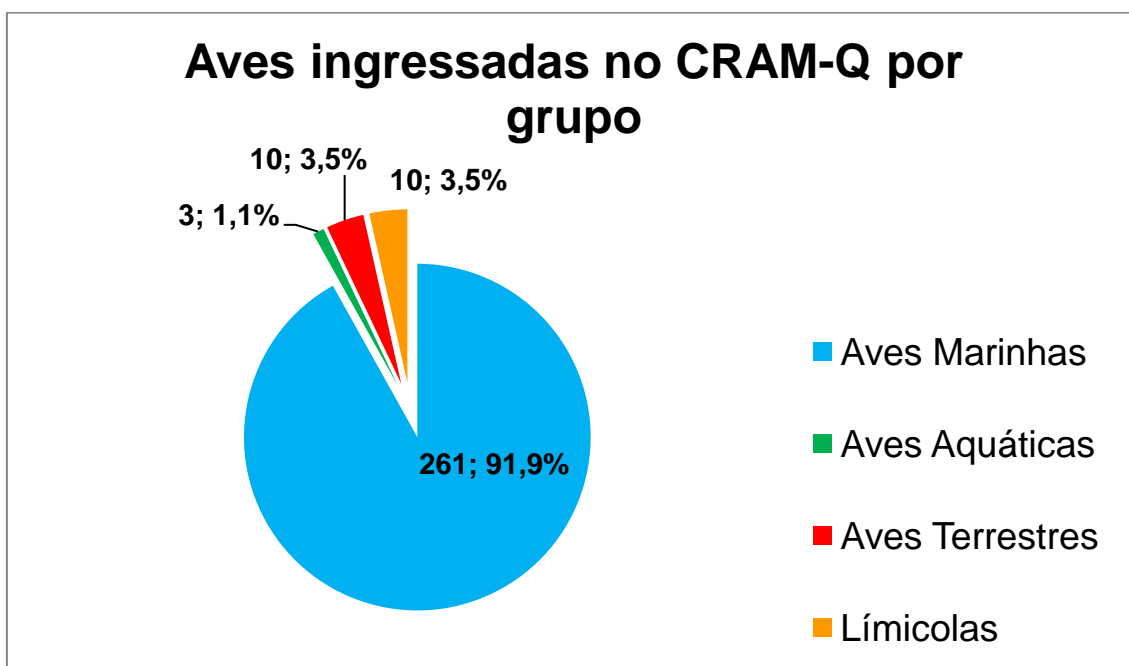


Figura 7 - Gráfico ilustrativo da proporção dos vários grupos de aves ingressados no CRAM-Q durante o período de estágio.

Das 284 aves ingressadas há que referir no entanto que 6 foram transferidas para outro parque para que a reabilitação fosse realizada com as condições indicadas para as espécies em questão. Foram estas aves: um mocho-galego (*Athene noctua*); um açor (*Accipiter gentilis*); um grifo (*Gyps fulvus*); um bufo-pequeno (*Asio otus*); uma águia-de-asa-redonda (*Buteo buteo*); e um flamingo (*Phoenicopterus roseus*). Com exceção do flamingo, que está incluído no grupo das aves aquáticas, todos os animais transferidos pertencem ao grupo das aves terrestres.

As aves aquáticas, o grupo com menos expressão no número de ingressados inclui dois flamingos (*Phoenicopterus roseus*) e um mergulhão-de-pescoço-preto (*Podiceps nigricollis*). Destes animais apenas o mergulhão ficou em recuperação no centro. No que respeita aos flamingos um foi transferido, como já foi referido, e o outro foi eutanasiado no momento de entrada.

Das aves terrestres, de um total de 10, as 5 referidas anteriormente foram transferidas. As restantes 5 eram: um andorinhão-pálido (*Apus palidus*) que foi reabilitado e libertado; uma águia-de-asa-redonda (*Buteo buteo*) que morreu previamente à sua transferência; e um noitibó-cinzento (*Caprimulgus europaeus*), uma coruja-das-torres (*Tyto alba*) e um tigueirão (*Emberiza calandra*) que foram eutanasiados à entrada no CRAM-Q em consequência da gravidade das lesões apresentadas.

Pertencentes ao grupo das limícolas, todos os animais iniciaram a reabilitação excetuando um pilrito-das-praias (*Calidris alba*) que deu entrada no centro já morto. O restante grupo consistia em outros três pilritos-das-praias, três borrelhos-de-coleira-interrompida (*Charadrius alexandrinus*), um borrelho-grande-de-coleira (*Charadrius hiaticula*) e duas rolas-do-mar (*Arenaria interpres*). Destes nove animais em reabilitação cinco foram libertados e quatro morreram durante a reabilitação.

As aves marinhas constituem o grupo mais representativo de animais a ingressarem no CRAM-Q, não só respeitante às aves, mas também em relação a toda a população de animais ingressados, abrangendo um amplo número de espécies. Na Tabela 1 são apresentados os valores absolutos de animais ingressados por espécie, e na Figura 8 está demonstrada a casuística em percentagem, sendo incluídos nos valores os animais que deram entrada vivos e os que chegaram ao centro mortos.

Tabela 1 - Número de aves marinhas ingressadas no CRAM-Q durante o período de estágio, divididas por espécie.

Espécie	Nº de animais ingressados
<i>Puffinus mauretanicus</i> (pardela-baleiar)	3
<i>Puffinus puffinus</i> (pardela-sombria)	2
<i>Puffinus gravis</i> (pardela-de-barrete)	1
<i>Morus bassanus</i> (ganso-patola)	28
<i>Melanitta nigra</i> (negrola)	1
<i>Larus michahellis</i> (gaivota-de-patas-amarelas)	89
<i>Larus fuscus</i> (gaivota-de-asa-escura)	76
<i>Larus argentatus</i> (gaivota-argêntea)	3
<i>Larus ridibundus</i> (guincho)	7
<i>Larus cachinnans</i> (gaivota-cáspica)	2
<i>Larus melanocephalus</i> (gaivota-de-cabeça-preta)	2
<i>Larus spp.</i> (juvenis de <i>L. michahellis</i> e de <i>L. fuscus</i>)	47

**Casuística das Espécies de Aves Marinhas Ingressadas no CRAM-Q
agosto 2011 - novembro 2011**

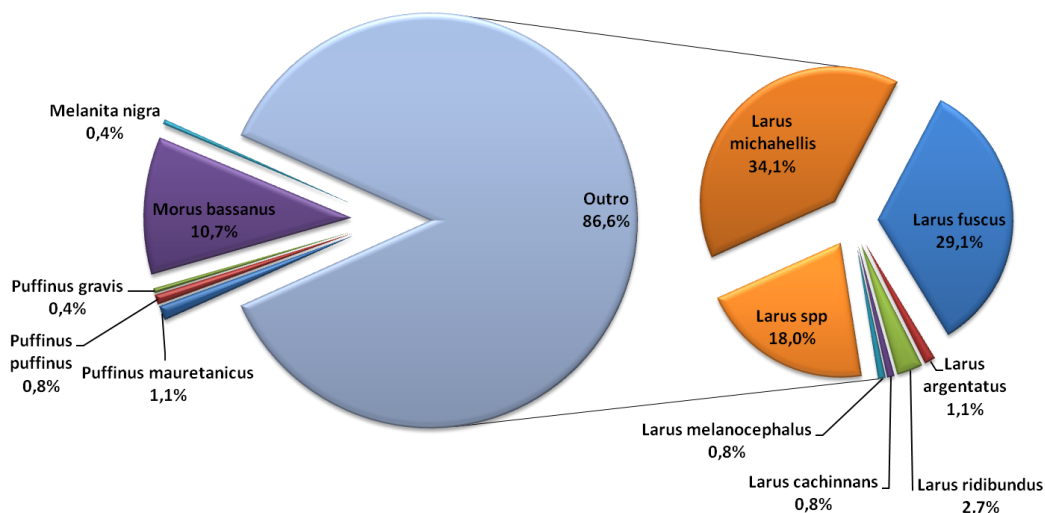


Figura 8 - Gráfico representativo das espécies de aves marinhas ingressadas no CRAM-Q durante o período de estágio.

Pode-se observar que a maioria das espécies ingressadas pertence ao género *Larus*, perfazendo um total de 226 animais (87%). Nestes animais há que referir que 47 animais (18%) são gaivotas cuja identificação foi feita, não sendo possível no entanto distinguir entre *Larus fuscus* e *Larus michahellis*, sendo também estas as espécies mais representadas. Para além do género é também significativo o número de gansos-patola (*Morus bassanus*) ingressados no centro, sendo o segundo maior género de aves representado, com um total de 28 animais (cerca de 11% do total de aves marinhas).

Em termos de causas de ingresso temos as causas e respetivos valores absolutos apresentados na Figura 9.

**Causas de ingresso de aves marinhas no CRAM-Q
agosto 2011 - novembro 2011**

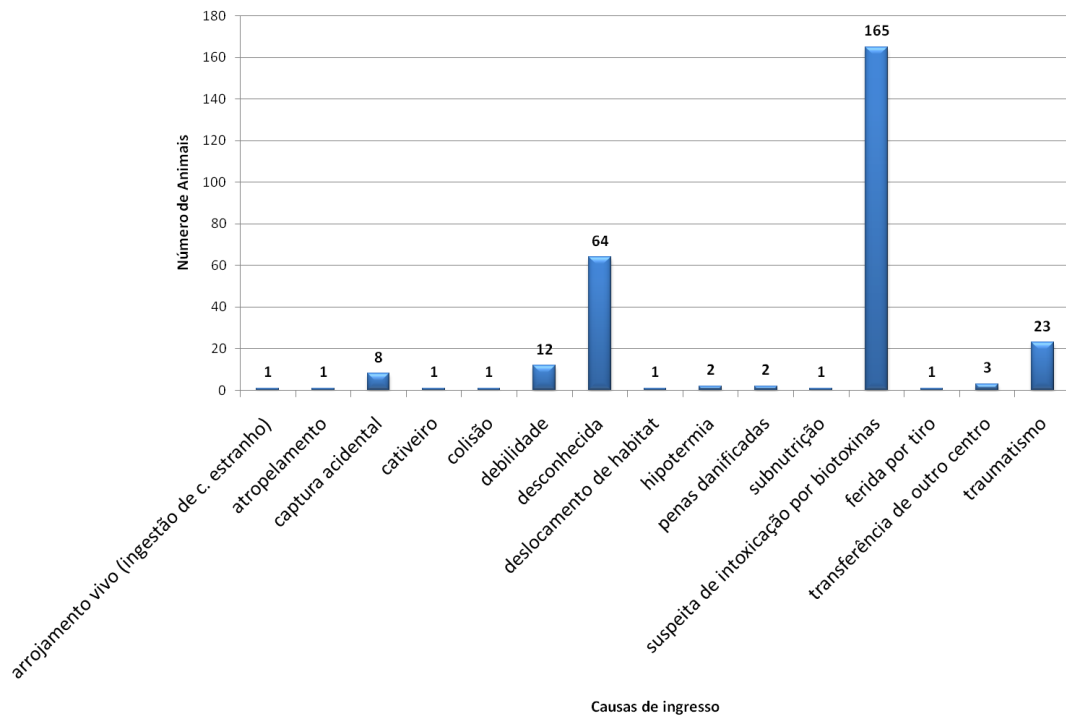


Figura 9 - Causas de ingresso de animais no CRAM-Q durante o período de estágio.

Quanto às causas de ingresso há que referir que apesar de a suspeita por intoxicação por biotoxinas ser o grupo mais representativo corresponde a um surto anormal quando comparado com a atividade anual do centro de reabilitação, e diz respeito na maioria a animais do género *Larus*, tendo sido afetados para além disso três gansos-patola (*Morus bassanus*) (de um total de 28 ingressados no centro), 8 aves limícolas (de um total de 10 ingressadas) e uma ave aquática (*Podiceps nigricollis*). Desta forma, de um total de 226 aves do género *Larus* ingressadas, 152 foram devido a uma possível intoxicação por biotoxinas, apresentando-se estas em surtos e com os mesmos sintomas de parésia, cabeça pendente e dispneia em vários graus de gravidade. Esta proporção representa 67,3% das gaivotas ingressadas no centro. Também nos limícolas a percentagem de animais ingressados por suspeita de intoxicação é de 80%, sendo nos restantes dois animais, um chegou morto ao centro e o outro entrou no centro por debilidade.

Quanto às causas de entrada dos animais que não aves, o arrojamento vivo diz respeito ao cachalote pigmeu (*Kogia breviceps*) ingressado e a única tartaruga ingressada está incluída nas capturas accidentais.

Para os animais cujo ingresso se deve a causas desconhecidas deve-se referir que apenas um animal entrou vivo e, dos restantes 63, 47 tinham a mesma proveniência

de outros animais cuja causa foi suspeita de intoxicação por biotoxinas. Como tal, supôs-se que a causa de morte estaria também relacionada com a intoxicação.

A causa de "deslocado do habitat" diz respeito a um grifo (*Gyps fulvus*) que erraticamente foi encontrado no mar por uma embarcação.

O animal que deu entrada proveniente de cativeiro foi entregue pelo SEPNA de Pombal, sendo as razões de recolha desconhecidas, mas o animal (um *Accipiter gentilis*) apresentava as penas danificadas e lesões na face plantar de ambas as patas.

Na casuística, pelo facto de se tratar de uma instituição de reabilitação de animais, é importante referir os resultados finais da reabilitação, sendo ilustrado na Figura 10 o destino final dos 221 animais que ingressaram vivos no centro de reabilitação. Neste gráfico são apenas considerados os animais que ingressaram no centro durante o período de estágio, e que viram a sua reabilitação concluída até ao fim do mesmo não sendo incluídos os animais previamente presentes no centro nem os animais que foram libertados, eutanasiados ou que morreram após o fim do estágio.

Destino dos animais ingressados no CRAM-Q durante o período de estágio

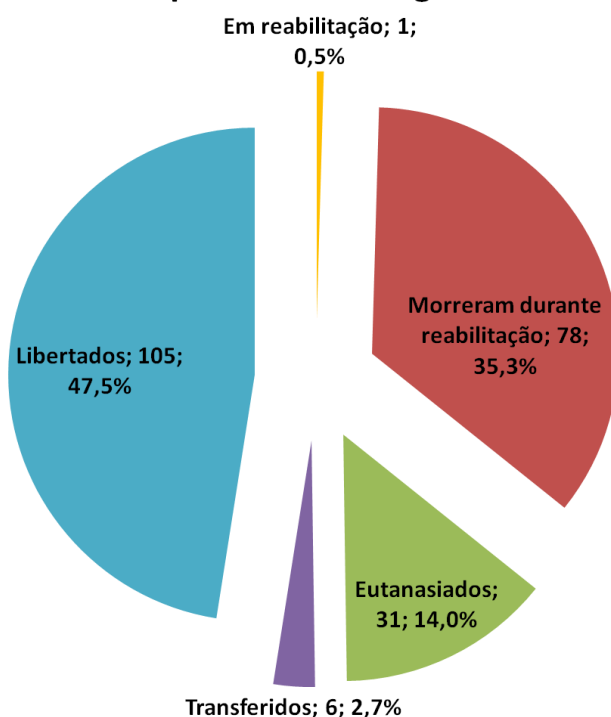


Figura 10 - Destino final dos animais ingressados no CRAM-Q durante o período de estágio.

É necessário referir que estes resultados não são demonstrativos dos resultados de reabilitação do centro, limitando-se apenas ao período de realização do estágio.

No caso dos animais eutanasiados há que referir que apenas cinco dos 31 que deram entrada foram eutanasiados durante a reabilitação, tendo sido os restantes 26 eutanasiados assim que os animais entravam no centro ou nas primeiras 24 horas, sendo que a decisão era de eutanásia, não tentando a reabilitação devido ao estado do animal evidentemente irrecuperável.

Dos animais que morreram durante a reabilitação, sem ser por eutanásia, 36 morreram nas primeiras 48h. Isto indica que os animais estavam débeis não resistindo o suficiente para prolongar a reabilitação. Estes 36 indivíduos representam 46% dos animais mortos durante a reabilitação.

Conceitos Básicos

Define-se por arrojamento qualquer corpo animado ou não que apareça em terra, sendo esta terra uma praia ou uma costa limitadora de uma extensão de água [2]. No caso de animais vivos, um arrojamento é qualquer situação em que o animal dá à costa, desprotegido e sem capacidade de voltar à água por fraqueza, doença, lesões, cansaço ou simplesmente por se ter perdido [2, 3].

Os arrojamentos podem ser singulares ou em massa [2-4], estando estes últimos associados a patologias infecciosas ou a problemas de intoxicações que envolvem dois ou mais animais, excetuando casos em que arroja a mãe e uma cria, sendo considerado neste caso como arrojamento singular [2, 4]. Por vezes os arrojamentos podem envolver mais que uma espécie de mais que uma classe, designando-se neste caso de arrojamento múltiplo.

Protocolos de Arrojamento de Animais Marinhos

Usualmente o avistamento dos animais selvagens é feito por civis e, neste ponto é importante o nível de consciencialização e informação que as pessoas possuem para auxiliar os animais, sendo esta obtida em grande parte nos meios de comunicação social [1].

De forma geral, quando um animal é encontrado deve-se perceber se o animal necessita de assistência ou não [1, 5] e, sendo o caso de se encontrar debilitada e, dependendo da espécie, dever-se-á tentar capturar o animal ou evitar que fuja até que chegue a equipa especializada na captura [1, 6, 7]. A forma de ação vai depender do animal em questão (espécie, estado geral e temperamento) e do material disponível,

mas o objetivo final é a contenção mínima, evitando a indução de stress no animal e o risco de lesões provocadas ao animal, ao operador ou aos espectadores [1, 6].

Importante em qualquer arrojamento e independentemente da espécie em questão é a rapidez da resposta, desde o arrojamento, ao avistamento até ao alerta e chegada da equipa de reabilitação [3, 8].

Nesta secção do relatório são descritos os procedimentos a serem realizados pela equipa de reabilitação em caso de arrojamento assim como os cuidados durante o transporte.

Pela experiência do CRAM-Q muitos dos alertas vêm da parte da polícia marítima, principalmente porque é a primeira entidade a ser chamada pois é uso corrente por parte do público contactar o número de emergência nacional que por si informa as autoridades locais. A sensibilização do público em geral realizada pelo CRAM-Q é realizada através do site da Sociedade Portuguesa de Vida Selvagem (<http://www.socpvs.org/>) e do CRAM-Q (<http://www.socpvs.org/cramq.php>) e através de redes sociais (<http://www.facebook.com/CramQ>). No Anexo III são apresentados os protocolos fornecidos às autoridades marítimas onde se encontram sintetizados os procedimentos base que podem ser realizados até à chegada da equipa de reabilitação e também a informação que deve ser recolhida e a ser posteriormente fornecida à equipa de reabilitação para otimizar a resposta da mesma.

Quelónios

Há que referir que, apesar de ferido, debilitado ou lesionado é ainda possível que o animal tente morder ou que, com as barbatanas, consiga provocar danos a pessoas que o estão a manipular [9], sendo por isso importante que sejam tomadas medidas de segurança para proteger os operadores antes de qualquer manipulação.

A resposta inicia-se no alerta, com a obtenção do maior número de informações possíveis sobre o local de arrojamento e condições do terreno onde se encontra, o estado geral do animal (respiração, lesões visíveis e movimentos e instinto de fuga), a espécie (muitas vezes a identificação só é feita pela equipa especializada, devendo no entanto ser obtida informação sobre o tamanho aproximado do animal) e as intervenções já realizadas ao animal, quer de movimentações, alimentação ou medicação administrada.

No local de arrojamento, devem-se confirmar as informações recebidas e deve-se proceder ao exame clínico para avaliar o estado do animal e desta forma decidir sobre o futuro desenvolvimento do caso. Parte do exame em caso de arrojamento passa

pela tentativa de reflutuar o animal numa zona de pelo menos 1m de água para verificar se o animal consegue escapar e também para permitir observar a movimentação do animal, obtendo assim informações clínicas importantes, desde a capacidade de mergulhar à capacidade de nadar em linha reta [10].

Devem-se colher amostras de sangue para provas hematológicas e bioquímicas e realizar raio-X, no entanto, estes aparelhos podem não estar disponíveis para as equipas de resposta ao arrojamento, não sendo os resultados destas análises incluídos na ponderação da decisão do futuro do animal no local de arrojamento.

A decisão é então tomada, sendo que o desenredo da situação de arrojamento resume-se a 3 decisões:

- Libertação - caso o animal se apresente em bom estado geral, sem lesões graves e se se declarar que a causa de arrojamento foi acidental;
- Eutanásia - esta decisão deve ser realizada apenas depois da obtenção do resultado das análises sanguíneas ou então em casos explicitamente graves e irrecuperáveis;
- Reabilitação - sempre que a situação não permita a libertação e não justifique a eutanásia.

Se a decisão for a reabilitação, procede-se então ao transporte do animal tendo em conta que deve sempre ser transportado em decúbito ventral sobre uma superfície almofadada e deve ser mantido húmido podendo para isso recorrer a toalhas, nebulizadores ou qualquer tipo de instrumento de irrigação [9, 11].

Se, devido às dimensões do animal, o transporte não for possível deve-se proceder aos primeiros socorros na praia, nomeadamente fluidoterapia, e se necessário (sinais de choque) administração de metilprednisolona.

Mamíferos Marinhos

No caso dos mamíferos marinhos há que considerar que estes animais são portadores de agentes zoonóticos, nomeadamente de *Brucella maris*, vírus da raiva, vírus influenza, poxvírus, *mycoplasma* e agentes bacterianos oportunistas, e patogénicos capazes de infetar humanos quando inalados ou contaminando feridas existentes, devendo a prevenção passar por roupa protetora e cuidados na aproximação e manipulação dos animais [12-14].

O procedimento de arrojamento tem início antes de a equipa aceder ao local de arrojamento, e tal como para as tartarugas, deve-se obter o maior número de informações sobre a localização, estado do animal, características identificativas do

animal, respiração, lesões e intervenções feitas. Para estes animais cuja manipulação e transporte devem ser cuidadosos pois ditam todo o desenrolar da reabilitação é importante planejar o transporte meticulosamente, de modo a poder adaptar o equipamento especializado necessário, ou no caso de não estar disponível, arranjar material que simule as mesmas condições. Para esta planificação convém também recolher informação sobre a localização do animal na praia (se no mar ou se já na costa) e informações sobre o tipo de solo (arenoso, argiloso ou rochoso).

Com a chegada da equipa ao local, devem ser realizado novo inquérito para confirmação das informações obtidas previamente, iniciando-se posteriormente o exame clínico. Também nestes animais devem ser colhidas amostras de sangue para avaliação hematológica e bioquímica. Conforme os dados obtidos deve então discutir-se qual o destino do animal sendo as opções a reflutuação (ou libertação), eutanásia e reabilitação. Os critérios das várias opções são os mesmos que para as tartarugas.

Intrínseca à obtenção dos resultados de hematologia existe uma demora, que pode não ser compatível com os procedimentos médicos necessários no momento, devendo o resto do exame clínico basear-se na resposta do animal a estímulos exteriores, em constantes vitais, reflexos palpebrais e a se já se instalou ou não o estado de choque no animal, que ocorre poucas horas depois do arrojamento [2, 5].

Estes animais devem sempre ser hidratados na praia, previamente ao transporte e, caso os animais estejam muito agitados, deve ser administrado diazepam por via intramuscular (IM). Na eventualidade de se apresentarem sinais de choque deve ser administrada metilprednisolona, também por via IM [2, 5].

Nos cetáceos o suporte dos animais deve ser em decúbito esternal para reduzir a compressão pulmonar e, caso sejam colocados em superfícies duras, dever-se-á colocar sempre um colchão ou um substrato capaz de suportar e suavizar a pressão provocada pelo peso do animal, aliviando assim os efeitos da dureza do piso [2, 12, 14]. Em termos de transporte e manuseamento deve ser evitada a elevação do animal recorrendo a qualquer uma das barbatanas [12, 14], recorrendo-se a macas, lonas, toalhas ou qualquer material que permita a elevação do animal quando possível [14].

O transporte é sempre uma situação indutora de grande stress e, por isso, um plano cuidado sobre o caminho mais curto e em melhor estado deve ser elaborado antes de realizar a viagem com o animal, quando a situação o permite [12, 14]. Cuidados referentes à temperatura, manutenção da humidade da pele do animal e o arejamento do transporte devem ser tomados sempre em conta em qualquer mamífero marinho, sendo que condições adversas no transporte podem provocar danos musculares e

predispor a infeções respiratórias [12, 14]. O controlo destes fatores pode passar pela hora do dia a que é realizado o transporte. Os animais devem ainda ser mantidos húmidos todo o tempo que estiverem fora de água [12, 14].

Aves

As aves marinhas arrojadas encontram-se normalmente debilitadas, com lesões ou presas, o que impede os animais de voarem e permite que sejam capturados com alguma facilidade, ficando por vezes totalmente imóveis ou em alguns casos fugindo até a um ponto de desistência ou até ao encurralamento [1]. No entanto, deve-se ter o cuidado de impedir o acesso dos animais à água, pois a captura a este nível requer material e assistência especializados [1, 7].

A contenção pode ser realizada, na maioria das espécies, recorrendo a peças de tecido como toalhas, casacos ou cobertores, utilizando estas para envolver os animais mantendo as patas e asas próximas do corpo e desta forma, maior parte dos animais acalmam-se quando sentem os movimentos restringidos [1, 7]. Métodos de captura para animais maiores são referidos em pormenor mais à frente neste relatório, devendo ser referido no entanto que, tratando-se de animais selvagens, existe sempre o perigo destes se tentarem defender da manipulação e provocarem lesões ao manipulador descuidado.

O transporte destes animais está dependente do tamanho dos mesmos, podendo ser realizado em caixas de transporte para o efeito que podem ser caixas de papelão furadas (com aberturas preferencialmente laterais e abaixo do nível dos olhos, e desde que adequadas ao tamanho dos animais) [1, 6, 7, 15] ou simplesmente com os animais envolvidos no tecido, desde que devidamente contidos [1, 15]. No entanto, independentemente do tipo de transporte há que ter em atenção a possibilidade de hipertermia nestes animais, principalmente se possuírem a cabeça e narinas (quando presentes) tapadas [1]. Qualquer restrição à abertura do bico deve ser removida antes do transporte pois estes animais têm muita tendência para regurgitar quando stressados [7]. Deve também ser fornecido um substrato confortável nas caixas de transporte, para evitar lesões podais [6].

Pela facilidade de manuseio e transporte que a maior parte destes animais apresentam, muitas vezes os animais são transportados até ao centro por particulares que conhecem o centro de reabilitação ou pelas autoridades marítimas. Mesmo em caso de o centro ser chamado para recolher o animal, os procedimentos na praia são limitados à recolha e ao transporte numa caixa, sendo os procedimentos médicos de

emergência realizados no centro assim como o exame clínico e fluidoterapia, pontos estes referidos mais adiante no relatório.

Decisões possíveis

Já foram referidas as opções face a animais ingressados, sendo estas a eutanásia imediata para animais irrecuperáveis, a libertação de animais quando se averigua que a situação foi acidental e que o animal está apto a voltar à natureza ou verificando-se que é possível a reabilitação, o encaminhamento do animal debilitado para os centros especializados na sua recuperação.

Quando se opta pela reabilitação o objetivo primário é que o animal seja de novo libertado [16, 17]. No entanto, um fator muitas vezes negligenciado é o facto de estes animais poderem ter sido expostos a agentes patogénicos durante a reabilitação para os quais não adquiriram imunidade específica. Assim podem vir a desenvolver a doença quando libertos ou vir a funcionar como portadores e transmissores da mesma doença para a população selvagem, sendo o risco não só para os indivíduos da sua espécie, como para outros indivíduos presentes no mesmo ecossistema [16, 18]. Este risco é exacerbado em consequência de a libertação ser um processo stressante de competição por espaço e alimento, que pode diminuir as defesas do animal, proporcionando aos agentes a possibilidade de causar doença [16]. Para evitar estas situações é importante que durante a reabilitação sejam implementados protocolos de quarentena, de avaliação clínica contínua e frequente (incluindo testes hematológicos, bioquímicos, de imunologia, bacteriologia e parasitologia) e que sejam realizadas profilaxia e monitorização de doenças capazes de causarem estes danos populacionais [16, 18].

A libertação dos animais após reabilitação só deve ser realizada quando se prevê que estejam reunidas condições que permitam a sua sobrevivência [18, 19]. Os requisitos são que o animal se apresente em bom estado geral, bem nutrido, livre de doenças transmissíveis, com boa coordenação motora, ativo e capaz de se alimentar autonomamente. Deve também ser capaz de disputar um nicho entre animais da mesma espécie e deve estar apto para fugir de predadores [18, 19]. Deve-se também ter em atenção a ecologia da espécie, conciliando a libertação com a época sazonal que maior probabilidade de sobrevivência demonstra, com o local mais apropriado (praias, lagoas, no mar perto ou longe da costa) [19].

No caso dos cetáceos existe uma agravante relativamente ao contacto e habituação humana, devendo o animal ser condicionado a evitar o contacto humano antes de ser libertado [18, 19].

É também importante identificar todos os animais que são devolvidos ao mar, podendo para além desta identificação serem associados a instrumentos de monitorização que permitem o estudo e acompanhamento dos animais libertados por períodos de tempo variáveis [19].

Nas Figuras 11 e 12 podem ser observadas respetivamente fotografias de uma tartaruga identificada com radioemissor e de um esquema de monitorização da localização geográfica de vários animais previamente libertados pelo CRAM-Q com aparelhos de localização.



Figura 11 - Tartaruga boba (*Caretta caretta*) identificada com radioemissor em período de pré-libertação.

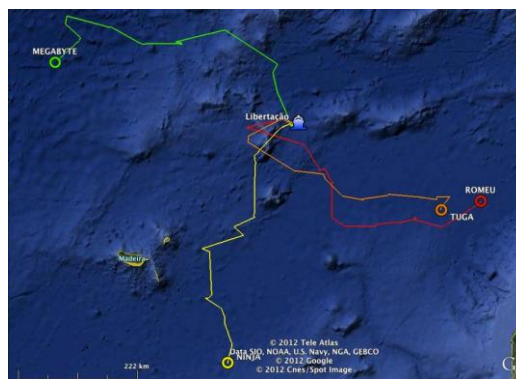


Figura 12 - Imagem resultante da monitorização de várias tartarugas marinhas libertadas pelo CRAM-Q. Fotografia fornecida pelo CRAM-Q.

Biologia

No que toca à taxonomia e biologia, será feita aqui uma breve introdução para as diferentes espécies que deram entrada ou estavam já presentes no centro durante o período de realização do estágio.

No caso das tartarugas marinhas estas pertencem à classe Reptilia, subclasse Anapsida, ordem Chelonia, subordem Cryptodira, superfamília Chelonioidea [20, 21]. Em termos de biologia, estes animais são marinhos, regressando a terra apenas para ovopostura [20]. Os membros estão adaptados ao nado, sendo barbatanas achatadas dorso-ventralmente e com pequenas garras no bordo cranial. Durante o período de estágio no CRAM-Q apenas foram observados exemplares da espécie *Caretta caretta*, comumente designada por tartaruga-boba. São animais que podem atingir 180kg

ocupando geograficamente todos os oceanos em zonas tropicais e subtropicais [9, 20, 21]. Em termos de hábitos alimentares, são omnívoras [9, 20].

Os mamíferos marinhos presenciados no centro durante o período de estágio pertencem à ordem Cetacea, subordem Odontoceti [22-24]. Desta subordem os animais presenciados pertenciam à:

- família Delphinidae, subfamília Delphininae [25], espécie *Tursiops truncatus* (golfinho-nariz-de-garrafa ou roaz) e *Delphinus delphis* (golfinho-comum). Os primeiros chegam a medir 4 metros de comprimento e na natureza são encontrados em pequenos grupos, normalmente até 25 indivíduos [12]. A segunda espécie são animais que atingem 2,6 metros e na natureza encontram-se em grupos que podem atingir centenas de animais [12];
- família Kogiidae, espécie *Kogia breviceps* (cachalote pigmeu). Estes animais atingem até cerca de 4 metros e em termos de comportamento, são encontrados sozinhos ou em grupos pequenos até 6 indivíduos [26, 27].

Há que referir que deste animais apenas o *Kogia breviceps* é incluído na casuística pois para os restantes animais não foram emitidos alertas de arrojamento vivo durante o período de estágio. Todos os restantes animais deram entrada já mortos com exceção de um indivíduo da espécie *Delphinus delphis* que estava já presente no centro na data de início do estágio.

As aves recebidas já dizem respeito a uma maior variedade de espécies. Em número mais significativo foram recebidos animais do género *Larus*, pertencente à ordem Charadriiformes e família Laridae e *Morus bassanus* (ganso-patola) pertencentes à ordem Pelecaniformes, família Sulidae [7]. As espécies do género *Larus* recebidas no centro foram: *Larus melanocephalus* (gaivota-de-cabeça-preta), *Larus ridibundus* (guincho), *Larus argentatus*, *Larus cachinnans*, *Larus michahellis* e *Larus fuscus*, sendo estas 4 últimas conhecidas comumente como gaivotas.

Como caso clínico será desenvolvido um caso de um arrojamento vivo de um cachalote pigmeu (*Kogia breviceps*) que chegou ao centro e iniciou o processo de reabilitação, mas acabou por morrer ao fim de 24 horas.

Anatomia e Fisiologia

Quelónios

Anatomicamente os indivíduos pertencentes à ordem Chelonia diferenciam-se dos restantes répteis pela apresentação de um casco rijo queratinoso, servindo esta de proteção contra os predadores [9, 20, 28]. O casco é uma estrutura óssea formada

pela fusão de ossos da coluna vertebral, costelas e cintura pélvica [20, 29]. A porção dorsal é denominada de carapaça e a ventral por plastrão, unindo-se as duas lateralmente pelas pontes [9, 20, 29]. Todo o casco é revestido por placas córneas, também denominadas escudos epidérmicos que estão dispostas em forma de mosaico, não acompanhando necessariamente as placas ósseas [20, 29, 30]. Estas placas dispõem-se sobre linhas simétricas de diferentes formas e em diferente número, sendo esta uma característica morfológica que permite a identificação das diferentes espécies de animais da mesma família [9, 20]. No caso das tartarugas presentes no centro no período de estágio, todas da espécie *Caretta caretta*, existem na carapaça 5 placas vertebrais (ou centrais), 5 placas costais (ou laterais) e ainda uma placa pequena e impar cranialmente denominada de placa nucal [20, 31]. No plastrão existem 3 placas submarginais [31]. Estas características podem ser observadas na Figura 13.

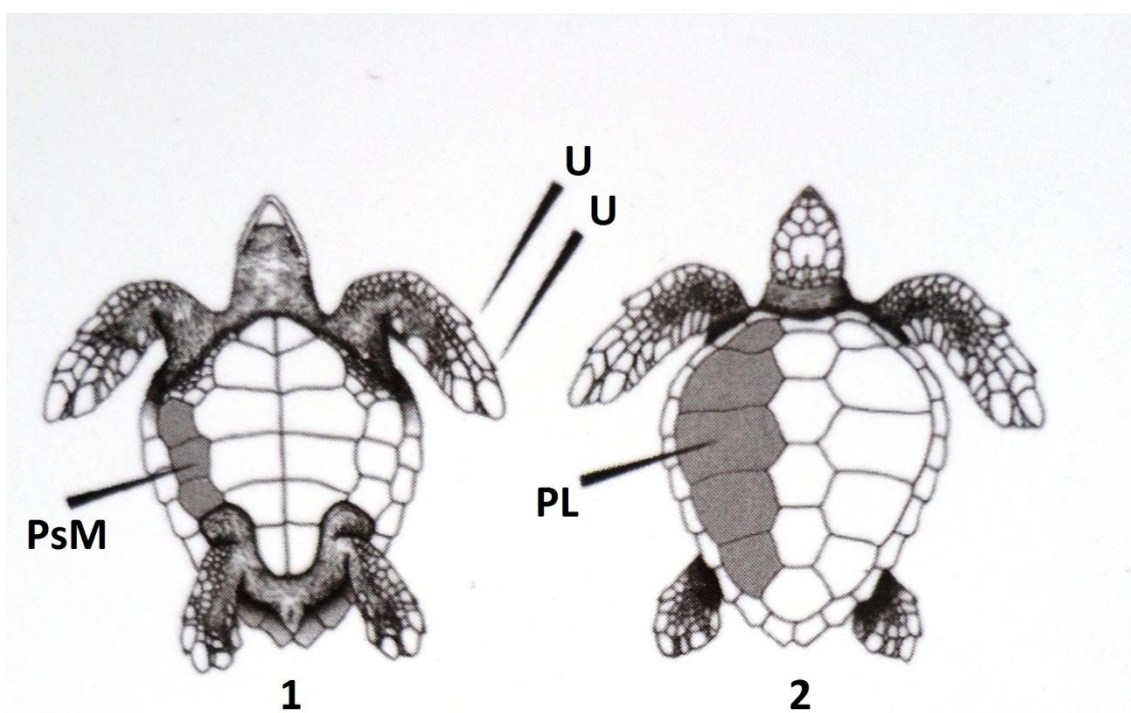


Figura 13 - Ilustração da carapaça e plastrão de uma *Caretta caretta* evidenciando as placas córneas (adaptado de [31]). (1) Vista ventral do plastrão: PsM- Placas submarginais; U- Unhas. (2) Vista dorsal da carapaça: PL- Placas laterais.

Em termos de trato respiratório, este é composto pelas vias aéreas superiores, glote, traqueia, brônquios (para cada um dos pulmões) e dois pulmões (esquerdo e direito) [29, 32].

A via inicia-se com a glote localizada na parte média posterior [32, 33] da língua que é suportada ventralmente pelo aparelho hioide [32, 34, 35]. Depois da glote inicia-se a traqueia, estrutura esta que possui os anéis cartilagosos completos e que se bifurca nos dois brônquios na zona dorsal e anterior ao coração [32, 34]. Por sua vez, os brônquios acompanham os pulmões em toda a sua extensão e possuem várias aberturas diretas para o sistema complexo de lóbulos internos do pulmão, aberturas estas que, não sendo suportadas por cartilagem, não são consideradas brônquios secundários [32]. Os pulmões são multilobados e ocupam grande parte da zona dorsal da cavidade interna, sendo cobertos ventralmente por uma fásia que os conecta ao fígado, estômago e intestino, enquanto dorsalmente são limitados pela carapaça estando os pulmões ligados à carapaça e também à coluna vertebral [20, 29, 32]. Os lobos pulmonares não são observados externamente [32, 34]. Os pulmões possuem grande capacidade, oferecendo vantagens para a flutuação [20] sendo que o volume *tidal* é amplo e em circunstâncias normais os animais conseguem sustentar a respiração até que os valores sanguíneos de oxigênio atinjam valores baixos [32].

A ventilação pulmonar ocorre sem necessidade de um diafragma, sendo realizada pelos movimentos dos músculos ventrais das cinturas peitoral e pélvica (cujas inserções são ao nível do plastrão), pela compressão da zona inguinal e através do balanço das massas musculares dos ombros [20, 32].

A respiração é feita normalmente através das narinas, sendo que, quando esta ocorre pela cavidade oral é um sinal clínico de que existe alguma afeição [20]. Há ainda que referir que, pela ausência de diafragma, a abertura da cavidade celômica, no caso de cirurgias e fraturas do casco, não afeta a respiração [20].

O trato gastrointestinal estende-se desde a boca até à cloaca [33, 35]. A boca, pela ausência de dentes, está adaptada para a dilaceração dos alimentos possuindo uma placa queratinosa rígida e afiada, ao nível do maxilar e da mandíbula [20, 29, 35, 36], denominando-se a estrutura de bico ou ranfoteca [20, 36]. Esta estrutura difere conforme a dieta e é também critério de identificação de espécies [36]. O interior da boca abrange várias estruturas do aparelho respiratório e do auditivo, para além das do aparelho gastrointestinal [33, 35]. Relativamente às aberturas do aparelho respiratório temos a glote que abre no corpo da língua, e as coanas internas que abrem no teto da cavidade oral [11, 29, 35]. As trompas de Eustáquio, pertencentes ao aparelho auditivo, conectam a faringe ao ouvido médio, sendo a sua função a manutenção da pressão normal nesta última estrutura [33, 35]. A língua é volumosa [20], fixa à zona ventral da boca e não capaz de fazer protusão [33].

O esófago é um órgão muscular que conduz o alimento até ao estômago e expelle o excesso de água, e inicia-se posteriormente à língua [11, 33]. É revestido por papilas pontiagudas e queratinizadas que estão direcionadas para o lumen e para o estômago [11, 33, 35, 37]. Estas papilas terminam na junção do esófago com o estômago e presume-se que têm como objetivo a retenção do alimento enquanto é expelido o excesso de água [11, 33, 37].

No estômago iniciam-se os processos físico-químicos da digestão [33, 35]. Este órgão encontra-se no lado esquerdo e curva em torno do fígado e pericárdio, que se localizam mais medialmente [29, 33]. Está ligado ao lobo esquerdo do fígado e aos pulmões [33]. A mucosa é lisa ao longo de todo o estômago, terminando este numa zona muscular, o piloro [33, 35]. O pâncreas encontra-se externamente, ao longo do duodeno, prolongando-se desde o piloro até ao ducto biliar comum [29, 33, 35]. As secreções pancreáticas e biliares possuem enzimas digestivas e podem, em algumas espécies, ser secretadas para o lumen intestinal por um ducto comum [33]. Ao nível do intestino delgado dá-se a absorção de macro e micronutrientes sendo esta incrementada pela maior área de superfície resultante da mucosa que possui uma textura não lisa [33, 35]. A transição do ílio para o ceco é visível já que existe um esfíncter que marca esta transição [33]. O intestino grosso é responsável pela reabsorção de água e inicia-se com o ceco, não sendo este proeminente em *Caretta caretta*, estreitando depois desta porção [11, 33]. Este órgão afunila distalmente para formar um reto muscular com paredes espessas e enrugadas [33, 35]. O reto abre para a cloaca, uma câmara que é comum também ao aparelho urinário e reprodutor [33, 35]. Por sua vez a cloaca abre para o exterior [33, 35].

O sistema circulatório, pela grande vastidão de pormenores será aqui abordado somente em relação ao coração e características relevantes para a colheita de sangue ou administração medicamentosa intravenosamente. O coração ventralmente aos pulmões e limitado lateralmente pelos lobos hepáticos [38]. O coração possui quatro compartimentos: um seio venoso, dois átrios amplos e um ventrículo [29, 34, 38]. O ventrículo possui uma parede espessa e é parcialmente subdividido internamente em 3 compartimentos: *cavum venosum*, *cavum arteriosum* e *cavum pulmonate* [34, 38]. Da zona anterior e ventral do coração partem os grandes vasos, sendo que nestes animais existem 2 artérias aortas, a direita que distribui sangue para a cabeça, membros e parte posterior do corpo e a aorta esquerda distribui sangue para as vísceras. Ambas as artérias aortas saem do *cavum venosum*, não havendo artérias que partam do *cavum arteriosum* [38]. O tronco pulmonar, que parte do *cavum*

pulmonate, divide-se nas artérias pulmonares esquerda e direita irrigando os pulmões do mesmo lado [34, 38]. Em termos de fluxo de sangue, existem diferenças dependentes do encaminhamento do sangue para os pulmões e para o restante corpo, ou em exclusivo para o corpo [38]. Há ainda que considerar que ao contrário da circulação nos mamíferos não existe separação completa entre a circulação pulmonar e a sistêmica, no entanto existe eficiência e sincronização suficiente para que o ventrículo consiga separar os dois tipos de sangue [29, 34, 38]. No que toca ao retorno venoso, ao seio venoso retorna o sangue proveniente da cabeça, membros e restante corpo, passando do seio para o átrio direito e ao átrio esquerdo retorna o sangue proveniente da circulação pulmonar [29, 34, 38]. Nas Figuras 14 e 15 são esquematizados os fluxos de sangue no coração em condições de ventilação e de apneia, respetivamente.

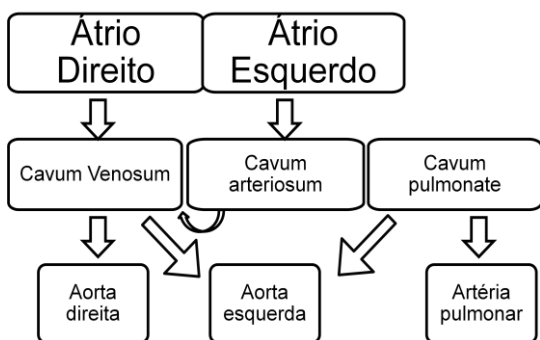


Figura 14 - Esquematização da circulação cardíaca quando em ventilação (Adaptado de: [38])

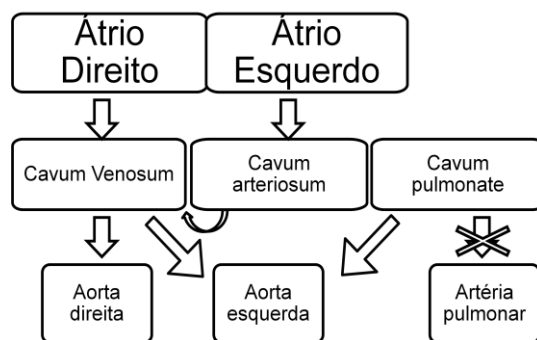


Figura 15 - Esquematização da circulação cardíaca quando em apneia (Adaptado de: [38])

Em termos de locais para colheita de sangue e administração intravenosa (IV), durante o estágio foi sempre utilizado o seio venoso cervical. Este é relativamente dorsal e superficial na região do pescoço, estando localizado entre os músculos digástrico cervical e o transverso cervical que são visíveis externamente e o seio encontra-se mais profundamente (0,5 a 3 cm) entre estes dois e mais medialmente que o transverso do pescoço [38]. Os músculos digástrico e transverso são músculos pares que se localizam na zona dorsal do pescoço, no caso do digástrico e lateral no caso do transverso. A colheita é feita nos seios bilaterais, laterais à linha média (cerca de 0,5 a 1 cm) do pescoço entre a parte posterior do pescoço e o bordo anterior da carapaça, devendo, para facilitar a colheita, colocar o animal com a cabeça para baixo [20, 38, 39].

O sistema urogenital das tartarugas marinhas abrange os rins, ureteres, gónadas e seus ductos, bexiga e o pénis ou clitóris localizados na face ventral da cloaca [29, 40, 41]. Os rins têm a função de excreção de produtos azotados e de osmoregulação [29,

40, 41]. Anatomicamente localizam-se fora do peritoneu, entre este e a carapaça [29, 40]. Não existe distinção entre o córtex e a medula, e os nefrônios são compostos por uma cápsula renal, um túbulo proximal (associado ao transporte de água e à síntese proteica), um segmento intermédio (de função desconhecida), um túbulo contornado distal (responsável pela reabsorção de fluidos) e um túbulo coletor (drenagem para os ureteres) [29, 40, 41]. Ao contrário dos mamíferos as tartarugas conseguem formar novos nefrônios funcionais conforme vão maturando [40].

O filtrado final (ácido úrico, amônia e água) é transportado pelos ureteres através do peritoneu até à cloaca, havendo aberturas laterais nesta para cada um dos ureteres [40]. Estes animais possuem ainda uma estrutura sacular altamente elástica, localizada ao nível da linha mediana da pélvis, abrindo por um único orifício para a face ventral da cloaca, e pela sua localização, pode acumular não só urina e água, mas por vezes outros produtos que entram pela cloaca incluindo fezes, parasitas e ovos no caso das fêmeas [40, 41]. A esta estrutura dá-se o nome de bexiga, tendo ainda duas bexigas acessórias, uma de cada lado que abrem para o colo vesical [40]. Na Figura 16 encontra-se ilustrada a organização interna dos órgãos, dando uma imagem simples da topografia destes animais.

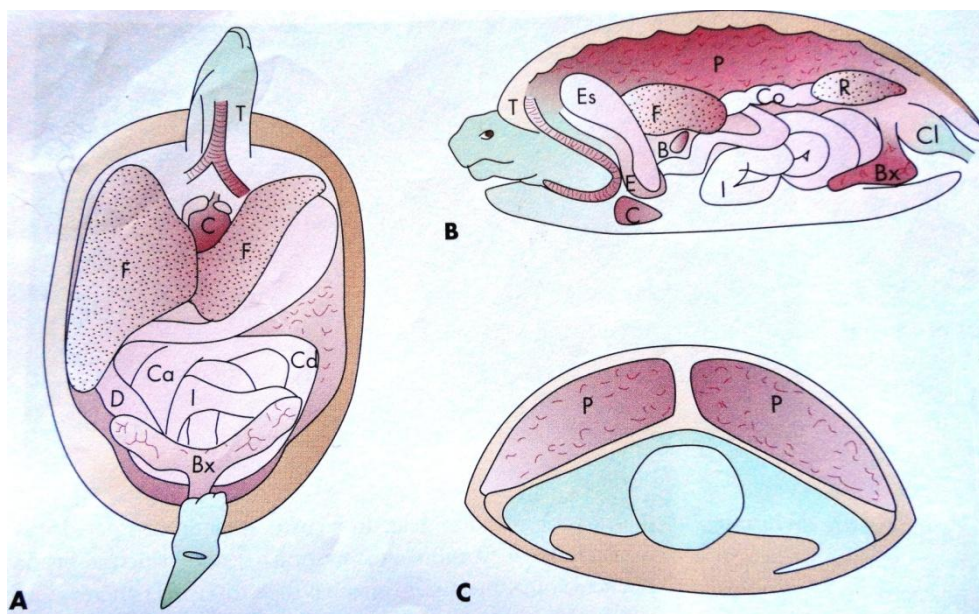


Figura 16 - Ilustração da topografia dos órgãos de quelónios (Fonte: [20]). (A) Vista ventral; (B) Vista lateral; (C) Vista antero-posterior. B- Baço; Bx- Bexiga urinária; C- Coração; Ca- Cólon ascendente; Cd- Cólon descendente; Cl- Cloaca; Co- Cólon; D- Duodeno; E- Esófago; Es- Estômago; F- Fígado; I- Intestino; P- Pulmão; R- Rim; T- Traqueia. (Fonte: [20]).

Mamíferos Marinhos

Os mamíferos marinhos da ordem cetácea estão totalmente adaptados e dependentes do meio aquático, tendo evoluído de tal maneira que as adaptações são únicas [22]. Estes animais possuem o corpo alongado e hidrodinâmico, com membros anteriores (ou barbatanas peitorais) achatadas dorsoventralmente para permitir o direcionamento do corpo em movimento [22, 42]. A barbatana caudal, também achatada dorsoventralmente serve o propósito da propulsão, enquanto a barbatana dorsal, quando presente, é achatada latero-lateralmente e tem como objetivo a estabilização do nado [22, 42].

Características que separam estes animais dos restantes mamíferos incluem a ausência de pavilhão auditivo, a adaptação da córnea para visão subaquática e a pele nua e lisa sem glândulas e sem queratina [22, 24, 27].

A subordem *Odontoceti*, a que pertencem os animais presentes no centro, são animais que possuem dentes na cavidade bucal, e sendo de dentição homodonte, ou seja, todos os dentes são iguais [22]. Estes animais possuem um único orifício respiratório, o espiráculo, com sacos aéreos associados responsáveis pela produção de sons [22, 27, 42].

No aspeto externo há que referir a ausência de membros pélvicos [42]. Existe uma estrutura na cabeça constituída por tecido adiposo, o melão [42], que tem implicações na ecolocalização das presas [12, 26, 27].

Quanto aos órgãos internos, a anatomia é semelhante à dos outros mamíferos, sendo as cavidades torácicas e abdominais separadas pelo diafragma, de constituição musculotendinosa, separando desta forma o trato gastrointestinal, renal e reprodutor (caudais ao diafragma) dos aparelhos respiratório e circulatório (craniais ao diafragma) [42]. No que toca ao aparelho respiratório deve-se referir o grande grau de adaptação que estes animais têm para a produção de sons, tendo para este efeito, imediatamente a seguir ao espiráculo (orifício respiratório único no caso dos animais da subordem *Odontoceti* [12, 22, 25] localizado dorsalmente [24] e ventralmente ao mesmo, dois pequenos divertículos [22, 42]. A laringe um órgão alongado, tubular que conecta a traqueia ao espiráculo, é uma estrutura rígida com a epiglote alongada e cartilagens que formam o denominado "bico de pato" e que se estendem por uma pequena abertura no esófago [42]. Esta estrutura é suportada por uma cartilagem tireoide forte, sendo o aparelho hioide bastante desenvolvido nestes animais [42]. Apesar de a abertura "bico de pato" ser mantida firmemente fechada por um esfíncter

palatofaríngeo, há que considerar que é possível o alimento passar em ambos os sentidos por esta estrutura [42], podendo então entrar e sair das vias aéreas. Não obstante, o animal é capaz de se alimentar e respirar simultaneamente [24]. Os pulmões, localizados na cavidade pleural, encontram-se dorsal e lateralmente ao coração na cavidade torácica, não são lobados e são altamente elásticos, possuindo uma porção no pulmão esquerdo muito fina que se sobrepõe ao coração [42]. Estruturalmente possuem, terminalmente, válvulas mioelásticas, esfíncteres musculares, anéis cartilagosos e septos alveolares com capilares paralelos para auxiliar numa troca gasosa mais eficiente, numa recuperação mais rápida e permitindo adaptarem-se a mergulhos profundos [22, 42]. O padrão respiratório difere entre mamíferos marinhos, sendo que os cetáceos inspiram antes de mergulharem, e quando voltam à tona expiram vigorosamente antes de inalarem de novo [12]. Quanto à respiração é importante referir que esta é inteiramente voluntária [43].

O coração ocupa uma posição ventral no tórax, localizando-se imediatamente cranial ao diafragma [24, 42]. Tal como nos restantes mamíferos o coração possui 4 câmaras independentes separando a respiração sistémica da pulmonar [42].

Na cavidade abdominal, como referências anatómicas de fácil orientação existe o fígado que é bastante extenso e os componentes do trato gastrointestinal (GI) que são variados e ocupam grande parte da cavidade abdominal [42].

O estômago possui três compartimentos, o primeiro, denominado pré-estômago, funciona como um distensão do esófago servindo de local de acumulação de alimento tendo uma parede muscular e distensível [22, 24, 42, 44]. O segundo compartimento ou compartimento glandular é o local primário de ação química a nível gástrico, sendo as enzimas presentes neste, semelhantes às dos restantes mamíferos [22, 24, 42, 44]. O último compartimento, em forma de "U", termina num esfíncter muscular que regula a passagem de ingesta para o duodeno [22, 42], sendo uma porção secretora de muco produzido para preparar o bolo alimentar para a digestão intestinal [22, 24]. É importante referir que o duodeno na porção proximal ao estômago possui um divertículo que pode ser confundido com um quarto compartimento gástrico [42].

O fígado localiza-se imediatamente caudal ao diafragma, sendo um órgão volumoso, multilobado, de cor acastanhada e que tem maior parte do seu volume localizado no lado esquerdo [22, 42]. Nos cetáceos a vesícula biliar está ausente [22, 24, 42].

O pâncreas é um órgão difuso e pode ser de difícil visualização por essa razão, podendo ser encontrado na porção proximal do duodeno [22, 42].

Em termos de intestinos, é de difícil distinção a transição entre as várias porções do intestino delgado e deste para o intestino grosso, devido esta última à pouca diferença de diâmetro entre as estruturas [22, 42].

Pela sua localização anatômica refere-se aqui o baço, um órgão que no caso dos cetáceos não se apresenta como um órgão único, sendo localizados na mesma zona, e separados do órgão principal, baços acessórios [22, 24, 42].

Os rins encontram-se dorsalmente, encostados à musculatura lombar e caudalmente ao diafragma [24, 42]. Anatomicamente são alongados e lobulados, em que cada lobo é uma unidade individual e independente de filtração, denominadas *reniculi* [22, 42]. De cada rim parte um uréter, prolongando-se estes até à inserção na bexiga, perto do pólo caudal da mesma [42]. É pela concentração da urina que estes animais fazem a conservação de água, sendo também pela urina que é feita a regulação de sal [12].

Dois características importantes de referir na adaptação destes animais ao seu habitat são a presença de várias redes de vasos (anastomoses) pelo corpo, denominadas *retia mirabilia* que permitem um mecanismo de contracorrente essencial para a termoregulação e redistribuição sanguínea durante os mergulhos [2, 22, 24, 42]. A outra característica importante para estes animais diz respeito à camada de gordura subcutânea espessa, conhecida como "blubber" que tem como função a reserva energética, a flutuabilidade dos animais e funciona ainda como barreira contra a perda de calor interno [2, 22].

Nas Figura 17 a 19 podem-se observar a progressão de imagens de um *Delphinus delphis* a três dimensões reconstruídas a partir de um TAC até se evidenciar o esqueleto, e na Figura 20 uma imagem de necrópsia realizada no centro, ilustrando a zona diafragmática de um *Delphinus delphis*.

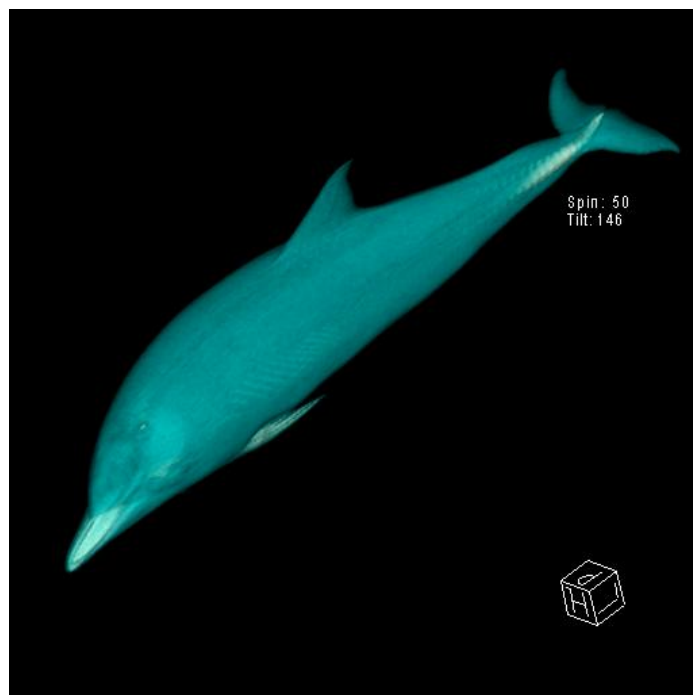


Figura 17 - Reconstrução a três dimensões do aspecto exterior de um *Delphinus delphis* a partir de uma TAC. Imagem usada com a permissão de D. R. Ketten, Woods Hole Oceanographic Inst. (Fonte: [45]).

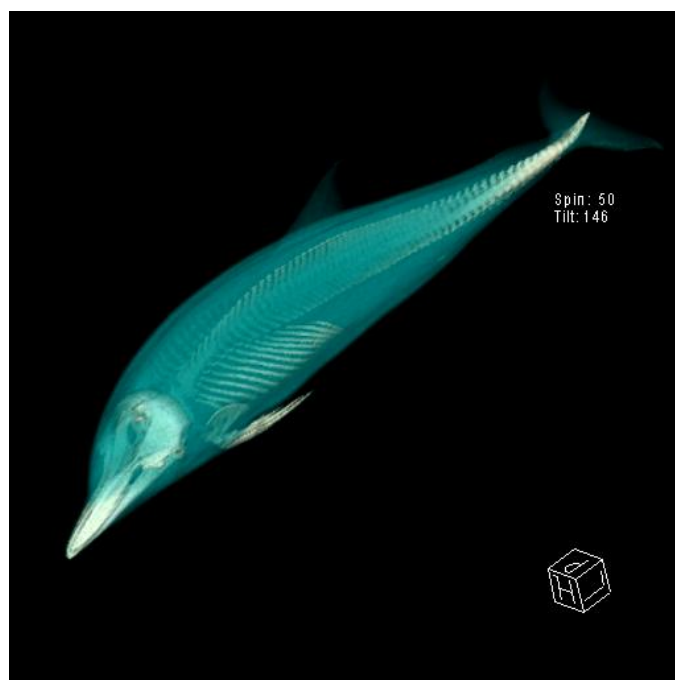


Figura 18 - Início da reconstrução de um esqueleto de *Delphinus delphis* realizada pela técnica de renderização de volume (VRT - Volume Rendering Technique) a partir de uma TAC. Imagem usada com a permissão de D. R. Ketten, Woods Hole Oceanographic Inst. (Fonte: [45]).

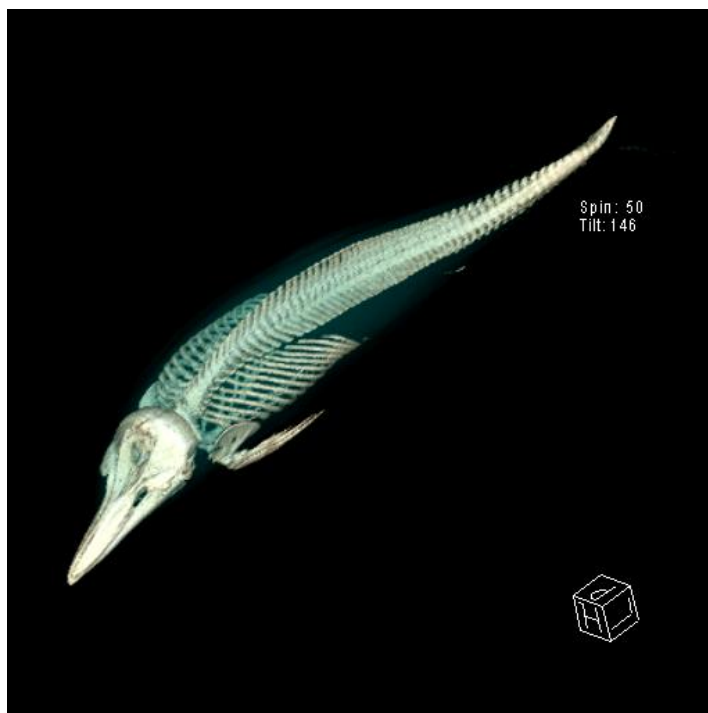


Figura 19 - Reconstrução de um esqueleto de *Delphinus delphis* pela técnica de renderização de volume (VRT - *Volume Rendering Technique*) realizada a partir de uma TAC. Imagem usada com a permissão de D. R. Ketten, Woods Hole Oceanographic Inst. (Fonte:[45]).



Figura 20 - Fotografia da zona diafragmática de um *Delphinus delphis*, obtida de uma necrópsia realizada no centro de Quiaios. A mão encontra-se em frente aos pulmões, e o dedo indicador mostra uma alteração na zona do início do diafragma. Caudalmente o diafragma está seccionado, podendo ser observadas algumas ansas intestinais.

Aves

As aves, pela necessidade de se adaptarem ao meio aquático possuem diferenças anatômicas relativamente a indivíduos da mesma classe cujo habitat é terrestre [7]. Iniciando-se a descrição pela postura que é vertical, os animais possuem uma deslocação mais caudal das patas relativamente ao restante corpo, assentando nelas grande parte do peso corporal e permitindo assim uma maior propulsão e agilidade na água [7, 16]. Por esta razão, quando em cativeiro, são frequentes as patologias podais [7].

No que diz respeito ao mergulho, as aves estão adaptadas anatomicamente para resistirem à pressão e fisiologicamente para suportarem situações de pouca disponibilidade de oxigénio, possuindo também uma adaptação oftalmológica que possibilita a visão dentro de água [7]. Os músculos são ricos em mioglobina [9]a que permite a armazenagem de oxigénio usado então durante o mergulho [7, 16]. Em casos de aves que realizam mergulhos profundos, estas possuem a capacidade de ocluir o canal auditivo externo [7].

Em termos de trato GI, estes animais possuem estômagos simples, com um proventrículo glandular alongado que acaba num pequeno ventrículo [7, 16].

Pela grande salinidade na água e comida ingerida as aves marinhas possuem glândulas do sal, que são responsáveis pela excreção do sal, em vez de esta ser realizada pelos rins [7, 16]. Estas glândulas abrem para as fossas nasais e estão situadas no ângulo medial das órbitas, sendo excretadas ao longo do bico, ou como acontece nos gansos-patola (*Morus bassanus*) que não possuem narinas externas, excretam diretamente para a boca [7, 16]. Os produtos de excreção destas glândulas são cloro, sódio, potássio e água funcionando intermitentemente dependendo da concentração de sais no sangue [7]. É por esta razão que estes animais se adaptam à passagem de um ambiente com água doce para água hipersalina, no entanto, quando em cativeiro, se não for fornecido suplemento de sal pode haver atrofia destas glândulas levando a que os animais desidratem aquando da devolução ao meio marinho [7, 16]. Há ainda que notar que uma absorção de eletrólitos a nível intestinal estimula a secreção glandular, e se houver impedimentos a nível intestinal à absorção, pode estar comprometida a capacidade de sobrevivência desses animais em meios de água salgada [7].

Maneio

Vários cuidados devem ser tomados na reabilitação de animais selvagens, não sendo exceção o caso dos animais marinhos. O cativeiro visa simular da melhor forma possível as condições selvagens, no entanto, a reabilitação exige que haja fatores não naturais que vão desde à interação humana e manuseamento dos animais para procedimentos veterinários até às condições de instalações e alimento que se vão adaptar à condição de saúde do animal.

Nesta secção serão descritos os cuidados básicos a ter na reabilitação dos animais selvagens das várias classes taxonómicas, sendo que as eventuais particularidades a serem descritas dirão respeito às espécies em reabilitação durante o período de estágio.

Alimentação

Para todos os tipos de animais em cativeiro existem alimentos processados ou fórmulas de peixe que visam suprir as necessidades dos animais em período de recuperação de uma afeição ao seu estado fisiológico normal. Em períodos em que o animal come voluntariamente, não apresenta patologias que dificultem a digestão e não tem necessidade de uma alimentação terapêutica é fornecido ao animal peixe inteiro, ultracongelado e descongelado no dia de alimentação.

Pelo facto de o peixe congelado perder muitas das características naturais quando congelado, tanto as fórmulas como o peixe que é fornecido inteiro são suplementados diariamente com vitaminas e sal conforme as necessidades de cada animal.

Quelónios

A alimentação é uma parte importante da terapêutica dos répteis, sendo que animais que não são adequadamente alimentados e que não vêm as suas necessidades calóricas supridas podem ficar desidratados, emaciados e pode levar a alterações hepáticas e comprometimento renal [20, 46, 47]. Para além disso, enquanto em cativeiro, mesmo que saudáveis, os animais podem apresentar menor ingestão de alimento e aproveitamento nutricional em consequência do stress induzido [48].

Um cuidado com a alimentação de répteis no geral diz respeito ao facto de serem animais ectotérmicos (cuja temperatura corporal está dependente da temperatura ambiental), e que como tal, em temperaturas mais altas possuem um maior metabolismo, podendo portanto, animais em ambientes quentes, serem

subalimentados por não se ter em conta esse parâmetro no cálculo das necessidades energéticas diárias, levando a uma perda de peso [48].

Para o cálculo das necessidades calóricas diárias, no caso das tartarugas, deve ser tido em conta que a carapaça e plastrão totalizam cerca de 15% a 30% do peso total do animal [48]. Donoghue defende no entanto que esse peso deve ser incluído nos cálculos de necessidades energéticas porque o tecido constituinte destas estruturas é metabolicamente ativo, acrescentando necessidades metabólicas [48].

As tartarugas marinhas da espécie *Caretta caretta* iniciam a vida como carnívoras e evoluem com a idade para uma alimentação omnívora, sendo que obtém os vários grupos nutricionais de várias fontes, e sendo as suas necessidades nutricionais de: 25% de proteína, 25% de gorduras e 50% de carboidratos [20, 47, 48]. Deve-se ter em atenção no entanto que nem todas as espécies de tartarugas marinhas são omnívoras, como é o caso da tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) e da tartaruga-de-couro (*Dermochelys coriacea*) que são, respetivamente herbívoras e gelatinívoras (dieta baseada em invertebrados marinhos do filo Cnidara e em animais do filo Chordata, subfilo Urochordata), devendo por isso a suas dietas serem adaptadas às suas necessidades e tentar simular a sua alimentação quando em estado selvagem [9].

A dieta baseada em papas pode ser fornecida ao animal sob a forma de pequenos pedaços gelatinosos ou ser forçada recorrendo a entubação esofágica. A formulação da papa é em tudo semelhante, exceto que para ficar com consistência gelatinosa é adicionada gelatina sem sabor e sem cor, sendo a fórmula refrigerada antes de ser fornecida ao animal. Na Figura 21 pode-se observar uma alimentação com a dita fórmula, sendo administrada com a contenção mínima do animal. Quando a fórmula é apresentada com uma consistência líquida, a alimentação é forçada recorrendo a um tubo esofágico de consistência semirígida e com a terminação suavizada para não lesionar a parede do esófago [9, 11, 46, 49]. Este tubo é lubrificado externamente e colocado, através da boca até ao estômago, evitando a glote [9, 11, 46]. A quantidade de fórmula fornecida por alimentação é de 0,5% a 3% do peso vivo, sendo as alimentações duas ou três por dia e seguem a formulação apresentada na Tabela 2 [9]. Para a entubação o animal deve ser colocado numa posição vertical, de cabeça para cima, para desta forma existir auxílio gravítico para a chegada do alimento ao estômago, evitando a regurgitação [9, 11].

Existe ainda a possibilidade de colocação de um tubo de faringostomia, tendo este procedimento sido realizado já em tartarugas marinhas que necessitam de

suplementação entérica prolongada, devendo ter em conta no entanto que se trata de um procedimento difícil e para o qual devem ser tomados em conta os benefícios e os riscos da mesma [9, 49].



Figura 21 - Administração de fórmula sob a forma gelatinosa a uma tartaruga de couro (*Dermochelys coriacea*). Fotografia cedida pelo CRAM-Q.

Tabela 2 - Dieta formulada para tartarugas marinhas (Fonte: [9])

Ingredientes	Peso a adicionar (g)	Percentagem na dieta (%)
Ração de truta	425	8
Peixe (variadas espécies)	568	10,6
Lula (sem vísceras)	282	5,3
Camarão sem casca	282	5,3
Cenoura	142	2,7
Espinafres	142	2,7
Gelatina	450	8,5
Água	2800 mL	53

A dieta de peixe inteiro é normalmente suficiente em macronutrientes devendo a dieta incluir peixe, lulas, caranguejos e camarões [37]. Importante referir que pela necessidade que estes animais apresentam em cálcio, convém fornecer o alimento inteiro para que possa ser absorvido cálcio do esqueleto das presas, em vez de apenas filetes de peixe [37]. Por esta necessidade em cálcio é também indicado a exposição ao sol, para permitir síntese de vitamina D [48]. Em termos de quantidade de alimento, nos primeiros dois dias os animais, se o seu estado de saúde o permitir, podem receber alimento inteiro até 1% do seu peso, sendo depois esse peso aumentado para 3% [11]. Para atingir a condição corporal ideal pode-se aumentar até

aos 5%, mas quando atingido o peso desejado, deve-se voltar à quantidade de manutenção de 3% do peso vivo do animal [11].

No centro os tipos de alimentação realizadas durante o período de estágio foram por entubação, fornecendo fórmula na forma líquida e o fornecimento de peixe inteiro, sendo que neste último caso, da lista recomendada na bibliografia apenas não era fornecido camarão diariamente.

Em termos de suplementação, todos os animais devem ser suplementados independentemente do tipo de alimentação a que estão sujeitos, sendo esta suplementação com as vitaminas e minerais que não constam na dieta formulada ou que podem ser insuficientes na mesma [11, 48]. Pela armazenagem e descongelação do peixe existem micronutrientes que se perdem, sendo, no centro estes compensados utilizando comprimidos que contêm vitaminas A, D3, B1, B12, C, ácido pantoténico, colina, ácido fólico, ferro, iodo, inositol e biotina. A dose recomendada pelo fabricante é de 1 comprimido por alimentação para animais de grande porte. A administração do suplemento, no caso de a alimentação ser com base em peixe inteiro, é feita colocando o comprimido nas guelras do peixe [48].

Para que o suporte nutricional em casos de doença seja bem sucedido deve também ser tido em conta as condições ambientais ótimas que permitam o aproveitamento nutricional [48]. Há que considerar que animais severamente traumatizados ou com infeções se encontram com um metabolismo alto e com um consumo incrementado de proteínas e gorduras para obtenção de energia, devendo ser por isso alimentados com uma dieta rica em nutrientes altamente digestíveis e que favoreçam a composição lipídica e proteica, devendo esta ser fornecida em refeições menores e mais frequentes [48].

Mamíferos Marinhos

A alimentação de mamíferos marinhos em cativeiro ou reabilitação requer um planeamento cuidadoso prestando atenção nos protocolos ao fornecimento de alimento de boa qualidade, suficiente em termos de necessidades nutricionais, à suplementação e à planificação horária da alimentação [50, 51]. Os peixes mais comumente usados são arenque, cavala, capelim, eperlano e lula [50]. Esta lista de constituintes está organizada em ordem decrescente do teor em gordura, sendo este parâmetro importante pois é da gordura que vem a maior quantidade de energia e é pelas necessidades calóricas que se faz a formulação da dieta [50]. Um aspeto a considerar no peixe fornecido é a quantidade de água que o peixe fornece, pois é da

água intrínseca ao peixe e do metabolismo de gorduras que estes animais retiram maior parte da água que necessitam [12, 22, 50].

O fornecimento de peixe deve ser com este inteiro sempre que possível, pois a evisceração retira valor nutricional [22, 50].

A suplementação vitamínica deve ser realizada com base no peso e atividade do animal (isto é, no caso de grandes mamíferos marinhos de menor atividade, a demanda vitamínica por kg é menor que para mamíferos mais pequenos) [50], sendo que no centro esta suplementação era realizada com as mesmas fórmulas comerciais que das tartarugas, sendo que neste caso são administrados 3 comprimidos por dia. Os suplementos devem incluir também a suplementação em sal (cloreto de sódio) [50, 51].

Nestes animais é também possível fornecer uma fórmula baseada em peixe, estando esta recomendada para crias ou para animais num estado crítico que beneficiem com alimentação forçada [19, 50]. As fórmulas para estes casos não são aqui apresentadas pois não foram utilizadas durante o período de estágio.

Em termos de quantidade, Marigo refere que animais jovens devem consumir entre 9% e 15% do seu peso vivo e os adultos entre 4% e 9% [22].

Aves

Como para os restantes animais que se alimentam de peixe, também às aves com a mesma dieta o fornecimento de peixe em boas condições nutricionais é fundamental [7]. Uma dieta equilibrada envolve uma mistura de várias espécies de peixe [7, 16], tendo em conta que ocorrem variações sazonais na qualidade nutricional do peixe [7]. Em termos de condições bacteriológicas, o peixe deve ser fresco e devem ser mantidas condições higiénicas que permitam a não contaminação do peixe com tal intensidade que possa causar infeções gastrointestinais [7]. Pela dificuldade de arranjar peixe fresco diariamente e para suprir todas as necessidades, este pode ser congelado e armazenado a -18 °C , por um período máximo de 6 meses para peixes magros e 3 para peixes gordos, sendo posteriormente descongelado para fornecer aos animais [16]. Idealmente esta descongelação deve ser feita entre os 4° e os 8°C [16].

A alimentação autónoma deve ser estimulada nos animais podendo para esse efeito movimentar o peixe na água ou injetar ar no peixe para que este flutue e seja desta forma mais apelativo [7, 16, 52].

Animais debilitados devem ser alimentados por meio de entubação esofágica, que por sua vez estimula o peristaltismo intestinal e o apetite [7, 15, 52], e devido ao facto de

serem incapazes de digerir o peixe corretamente pode ocorrer regurgitação ou obstrução [16]. A entubação deve ser realizada com tubos esterilizados para cada um dos animais evitando assim contaminações cruzadas [52]. Para a realização da técnica são necessárias uma ou duas pessoas conforme o tamanho do animal, e o pescoço do animal deve ser estendido verticalmente e mantido nesta posição durante a alimentação para evitar regurgitação [16, 52]. A boca é aberta e o tubo, previamente lubrificado, é encaminhado pela cavidade oral, evitando a glote, até ao esófago, pelo lado direito [16, 52]. Para avaliar a colocação correta do tubo pode-se palpar o pescoço ou molhar as penas para visualização do esófago entubado [52]. Após a administração do alimento, o tubo é retirado cuidadosamente para evitar refluxo, e o pescoço do animal é mantido esticado, pela mesma razão [52]. Caso exista regurgitação mesmo com a cabeça levantada, a contenção deve ser libertada assim que se verifique regurgitação para que o animal possa, sozinho, libertar a cavidade oral [52]. O alimento para entubação pode ter como base fórmulas comerciais de humanos ou animais, sendo estas misturadas com água ou soluções electrolíticas (Duphalyte®) [15, 16, 52]. Estas fórmulas são altamente energéticas e podem ser em pó ou líquidas, sendo uma das hipóteses dessas fórmulas humanas a Cerelac® (Nestlé®) [52, 53] e animais a a/d (Hill's®) [15, 53]. No centro, a fórmula utilizada consistia na utilização da comida húmida a/d, da Hills®, sendo esta dissolvida em iguais proporções de água ou duphalyte, estando esta fórmula já descrita [15].

Quando se inicia a ingestão de peixe, esta deve ser iniciada com peixes de menor dimensão, e se necessário forçar o peixe deve-se abrir o bico do animal e colocar o peixe no bico do animal, o mais profundo possível e com a cabeça do peixe orientada para o esófago, o bico é então fechado, o pescoço estendido e o animal deve então engolir o peixe [7, 15, 54].

Em termos de quantidade de alimento fornecido e a frequência de alimentações, esta depende do peso dos animais mais do que da espécie, e como tal, as indicações são como recomendadas na Tabela 3.

Também como nos restantes animais existe necessidade de suplementação em vitaminas e minerais [7, 16, 54], sendo utilizados os mesmos comprimidos numa dose de meio comprimido diário.

Tabela 3 - Doses de alimento e frequência de alimentação recomendadas para animais com alimentação forçada (Fonte: [7])

Peso do animal (kg)	Peixe inteiro (g)	Frequência de alimentação
< 0,5	10 - 35	6 - 7
0,5 - 1,5	25 - 100	5 - 6
1,5 - 3	60 - 180	4 - 5
3 - 5	180 - 369	4

Manuseamento

O stress associado a centros de reabilitação de fauna silvestre é conhecido, e associado a este está um estado não fisiológico que diminui a capacidade de reabilitação do animal. Desta forma convém conhecer quais as melhores formas de manipular os animais para que quaisquer procedimentos sejam realizados de forma rápida e induzindo a menor ansiedade possível no animal.

Captura e Contenção

Quelónios

A contenção e manipulação de tartarugas marinhas é relativamente fácil pelo facto de, fora de água, serem animais relativamente lentos e calmos [20]. No entanto não se deve desprezar o seu bico forte capaz de provocar sérias lesões ao manipulador [20, 28].

A captura pode ser realizada pela carapaça, nunca devendo porém ser realizada pelas barbatanas com o risco de luxações e fraturas nos membros correspondentes [20, 39]. Uma forma de captura de tartarugas de tamanho pequeno a médio pode ser pela colocação de uma mão a agarrar a carapaça na zona nugal e a outra a segurar a carapaça na zona caudal [39], no entanto em animais que permaneçam dentro de água e que tenham que ser capturados nesse meio deve-se ter cuidado para não stressar os animais aquando da realização da manobra, correndo o risco de deixar o animal escorregar, bater nas paredes do tanque e/ou respirar água em consequência do distúrbio na água e na posição do animal ao levantar o mesmo. Para todos os animais, independentemente do seu tamanho, a carapaça pode ser agarrada lateralmente, ou em animais muito pequenos e leves, por trás para evitar mordidas dos animais [28].

Para contenção, as barbatanas anteriores devem ser mantidas caudalmente junto ao corpo, sendo desta forma uma contenção segura para o manipulador, visto que evita a cabeça do animal [20, 39]. Animais pequenos podem ser enrolados em toalhas ou contidos com ambas as mãos de cada lado da carapaça, no entanto animais maiores podem requerer que sejam utilizadas lonas [39]. Em animais de grande porte podem ser necessárias mais que uma pessoa para o mesmo procedimento tendo em conta o tamanho e força destes animais [20].

A contenção química é também uma opção a considerar caso seja necessário manipular o animal, e impossível de o fazer de forma segura para o manipulador, no entanto este tipo de contenção tem os seus riscos e na formulação do plano o médico veterinário deve considerar sempre o uso de fármacos de fácil reversão [20, 39]. Se este tipo de contenção for utilizada, o animal não pode ser repostado em água até recuperar completamente da sedação/anestesia [39].

Independentemente da técnica de contenção utilizada deve-se manter o animal numa superfície almofadada como uma esponja ou um colchão e deve-se evitar ao máximo a colocação do animal em decúbito dorsal [39].

Mamíferos Marinhos

A contenção física destes animais com o objetivo de transporte deve ser feito recorrendo a uma lona com aberturas para as barbatanas peitorais e para a zona urogenital, sendo o animal assente preferencialmente em esponjas ou colchões [22]. Se o transporte for prolongado prefere-se que o animal vá dentro de água, ou que o colchão seja embebido em água [14, 22]. No transporte o animal deve estar protegido de luz solar direta e se aplicável o animal deve ser mantido humedecido na pele e nos olhos [14, 22]. As condições ambientais de transporte são também importantes pois o animal pode entrar em hipertermia, facilmente [22].

Mais uma vez, a contenção química é uma hipótese viável [22], sendo no entanto necessária a captura do animal ou a utilização de material especializado para a sedação/anestesia à distância, havendo neste último caso o problema da respiração que é exclusivamente voluntária nestes animais [43].

Nestes animais existe ainda a possibilidade de contenção comportamental, sendo os animais treinados para a remoção destes do meio aquático, permitindo assim a manipulação [43]. No entanto esta não é uma opção possível de ser considerada no CRAM-Q pois o objetivo é de reabilitação com devolução ao ambiente natural [1] sendo para isso evitado o condicionamento dos animais em relação à interação

humana. Inevitavelmente existem animais que começam a cooperar sem serem treinados para isso, engolindo os tubos de entubação sem que seja necessário forçá-lo [19].

Desta forma no centro de Quiaios recorre-se ao temperamento curioso deste tipo de animais face aos humanos e despendendo o tempo necessário para a captura calma do animal, estimula-se o animal para a aproximação e espera-se por esta. Se necessário coloca-se uma estrutura de rede que ocupa a largura do tanque de forma a limitar o espaço do tanque e aproximando o animal dos operadores. Quando o animal se encontra perto e calmo para permitir ser agarrado, é conduzido à tona da água agarrando o bico do animal quando o espiráculo se encontra fora de água, e com um número suficiente de pessoas o animal é suportado junto da beira do tanque para que possam ser realizadas as intervenções médicas necessárias. Nas Figuras de 22 a 25 é demonstrada a sequência de captura e a contenção do animal em reabilitação para colheita de sangue da veia do plexo dorsal da barbatana caudal.



Figura 22 - Situação em que se espera que o animal se aproxime dos operadores que irão realizar a contenção, estando neste caso duas pessoas dentro de água e três no exterior preparadas para a realização de uma colheita de sangue.



Figura 23 - Exemplificação de uma das atrações que visam a aproximação do animal.



Figura 24 - Margem esquerda: demonstração da limitação do espaço do tanque por colocação de uma rede da largura do mesmo; Margem direita: Procedimento de contenção e emersão suave do animal segurando o bico e mantendo o espiráculo fora de água.



Figura 25 - Procedimento de colheita de sangue, sendo o animal contido e suportado à tona de água por duas pessoas.

Aves

Na captura, se o animal se encontrar num espaço amplo deve-se encurralá-lo a um canto antes de se avançar para o segurar e, caso o animal seja ativo e tente voar, pela possibilidade de ocorrerem lesões ao apanhar no ar é preferível deixar o animal passar [6]. Bailey refere que podem ser utilizadas redes para a captura de animais quando encurralados, podendo esta rede ser utilizada com ou sem cabo [6], outros autores referem também a possibilidade de utilizar toalhas ou casacos para o mesmo efeito [7, 15, 16], sendo esta última a opção de contenção adotada no centro de Quiaios.

A contenção tem como objetivos restringir o movimento das asas e controlar as patas e bico [6, 15]. Conforme a estratégia de defesa dos diferentes animais assim serão diferentes as medidas de contenção a ter, dependendo também a eficácia da experiência do operador e do conhecimento da espécie com que está a lidar, prevendo assim as reações dos animais [6, 15, 16]. No caso do centro, em que os animais em reabilitação são maioritariamente aquáticos, e conseqüentemente com os membros posteriores adaptados para o nado, existe maior predisposição para o uso do bico [7, 16] como estratégia de defesa, sendo este o aspeto fundamental da contenção segura destes animais. Conceitos gerais a ter em conta em qualquer técnica incluem: a colocação do animal ao nível da cintura do operador para evitar o acesso aos olhos; e

o cuidado com o corpo do animal, pois visto o facto de não possuírem diafragma, se for realizada muita pressão sobre este, pode levar a dificuldades respiratórias [15]. A técnica varia conforme o tamanho do animal [15, 16], no entanto, de forma geral a primeira intervenção para contenção consiste em segurar o pescoço, junto à cabeça, limitando assim os movimentos da cabeça [6, 7], depois, mantendo a cabeça tapada, colocar o tecido em volta das asas para impedir o esvoaçar [7], e no caso de pegar no corpo do animais as patas devem ser contidas e mantidas estendidas paralelamente ao chão, evitando assim lesões a este nível [6]. Hall e Vogelnes referem que o ambiente é um parâmetro importante a ser controlado, não devendo o animal ser afagado pois trata-se de um animal selvagem, devendo ser evitados sons estridentes e movimentos bruscos e consideram ainda que alguns animais beneficiam com a cobertura dos olhos [15, 16]. Na Figura 26 está exemplificado como conter os animais recorrendo a esta técnica.

Existem espécies, como é o caso das gaivotas (*Larus spp.*) em que se deve considerar que quando são manipuladas têm tendência a regurgitar, não devendo por isso ser alimentadas previamente à manipulação [6, 16]. Pela aptência desta espécie para bicar, Bailey e Keeble recomendam o uso de um elástico para manter o bico fechado, evitando assim bicadas [6, 7]. Keeble aponta para as espécies com narinas internas propondo uma variação a esta técnica, na qual, quando atado o bico, se coloca no meio algo, como uma escova de dentes ou uma seringa, que permite ao animal manter o bico aberto [7]. No CRAM-Q é evitada esta abordagem também pelo facto de existir uma componente social associada, tentando desta forma dessensibilizar a população para a oclusão do bico. Sendo a população uma das principais entidades responsáveis pelos alertas de arrojamento, evita-se assim que nas espécies que não possuem narinas externas, como é o caso de gansos-patola (*Morus bassanus*) cujo arrojamento é frequente, ocorram situações que agravem ainda mais o estado de saúde do animal.

A ocorrência de morte em animais doentes é um risco a ser considerado aquando da contenção, especialmente em animais selvagens cuja interação com humanos é muito limitada [6]. Animais debilitados e dispneicos não devem ser imediatamente contidos, sendo recomendada oxigenoterapia prévia [7].

Se a manipulação for demorada, é preferível que seja realizada contenção química em vez de manter o animal fisicamente contido por um longo período de tempo [16].



Figura 26 - Ilustração de uma contenção adequada de uma ave marinha (Fonte: [16])

Procedimentos base

Quelónios

Os procedimentos realizados a tartarugas marinhas durante o período de estágio foram as administrações intramusculares (IM) e intracelômicas (IC), a colheita de sangue, entubação esofágica e desbridamento de lesões.

Antes de referir os procedimentos há que salientar que, caso o animal permaneça muito tempo fora de água deve ser mantida húmida toda a superfície corporal e deve ser colocada uma compressa embebida em soro fisiológico sobre os olhos.

A recolha de sangue era realizada a nível cervical dorsal, sendo este uns dos locais de recolha recomendados (seio cervical) [9, 11, 20, 28, 39], juntamente com a veia jugular, a veia metatarsiana [9, 28, 39, 55] e a veia dorsal da cauda [9, 11, 55]. Na colheita a partir do seio cervical a cabeça deve ser inclinada para baixo (ventroflexão) e para a frente para expor o local de venopunção, sendo que para o efeito, pode-se recorrer ao bordo de uma mesa ou de um colchão espesso [9, 11, 20, 28, 39], como exemplificado na Figura 27. As referências anatómicas são descritas na secção da anatomia, assim como o local de punção. A técnica de punção consiste na colocação da agulha lateralmente à linha média do pescoço, perpendicularmente à pele da zona dorsal e direcionada marginalmente [28, 39]. Wyneken refere que a agulha deve ser inserida cerca de 2 a 4 cm caudal à cabeça em direção axial [9]. No centro de Quiaios era colocada a agulha dirigida ligeiramente marginalmente, ou em paralelo com a linha média dependendo da técnica do operador, sendo redirecionada a agulha em várias direções até que fosse atingido o seio, sem claro, exagerar na movimentação da agulha. Na Figura 28 está demonstrada uma das colheitas de sangue durante o

período de estágio. Importante referir que é possível que exista contaminação da amostra de sangue por linfa em qualquer local de punção, sendo menos provável a contaminação quando esta é realizada na veia jugular [28, 55]. Hernandez-Divers afirma que a colheita no seio cervical é raramente contaminada por linfa [28].

A colheita da veia jugular é feita posicionando a agulha na face lateral do pescoço, caudalmente ao tímpano e em direção caudal, podendo ser feito torniquete na zona lateral caudal do pescoço, e a pressão negativa deve ser realizada só quando houver punção para evitar formação de hematoma [28]. A veia dorsal da cauda pode ser acedida inserindo uma agulha na linha mediana da cauda, o mais cranial possível e direcionada para baixo e para a frente [28, 39]. A seringa deve manter uma ligeira pressão negativa, e caso a agulha atinja uma vértebra deve ser ligeiramente retraída e se necessário redirecionada cranial ou caudalmente até atingir a veia [28]. Hernandez-Divers apesar de referir a possibilidade de colher sangue dos membros ou por corte de unhas afirma que o sangue obtido tem pouco valor clínico [28].

Durante o período de estágio foi ainda realizada uma transfusão sanguínea num exemplar de *Caretta caretta* presente para reabilitação, tendo esta sido realizada no mesmo local que o utilizado para recolher sangue. O sangue fornecido foi recolhido a partir de outro animal presente no centro mas em fase de pré-libertação, não apresentando qualquer patologia. Foram recolhidos aproximadamente 100 mL, em seringas de 20ml, tendo estas sido previamente preparadas com heparina para evitar a coagulação. A transfusão foi imediatamente a seguir à recolha. Em termos de volume que pode ser colhido, pode-se retirar até 1,5 mL/kg de peso vivo para a realização de provas hematológicas e bioquímicas necessárias [39]. Hulst refere que se pode retirar apenas até 10 mL/kg (1% do peso vivo), no entanto, este volume pode ser problemático para animais muito pequenos [11].

As injeções via IM podem ser realizadas nos membros anteriores ou posteriores [9].

As administrações intracelómicas (IC) são preferencialmente realizadas na fossa pré-femural, localizada cranialmente às coxas dos animais [9, 56]. Na Figura 29 é demonstrada uma administração via IC realizada durante o período de estágio.



Figura 27 - Posicionamento para venopunção do seio cervical dorsal em tartarugas marinhas.



Figura 28 - Local de venopunção para aceder ao seio cervical dorsal numa tartaruga *Caretta caretta*.



Figura 29 - Administração de fluidos via IC numa *Caretta caretta*, ao nível da fossa pré-femural na zona cranial ao membro posterior. De notar que o animal está com a cabeça para o lado esquerdo da fotografia e ligeiramente para baixo.

A entubação esofágica é realizada em animais fracos e/ou anoréticos, sendo alimentados (com as fórmulas referidas na secção do manejo nutricional), ou hidratados por esta via [9, 46, 48]. Para a entubação o animal é colocado numa posição vertical para que a gravidade ajude no fluxo do alimento até ao estômago, evitando assim a regurgitação [9], sendo este posicionamento demonstrado na Figura 30. O tubo de plástico semirígido é colocado por via oral, evitando a traqueia, e dirigido para o fundo da boca, devendo este tubo ser rombo na ponta para evitar lesões da parede esofágica [9]. Pelo facto de estes animais possuírem um bico com capacidade de dilacerar facilmente o alimento e com bastante força, mesmo em animais pequenos, deve-se ter cuidado ao abrir a boca do animal para segurança do operador e deve ser utilizada uma proteção do tubo de alimentação. No centro de Quiaios foi

fabricada uma proteção simples recorrendo a um tubo de PVC, rombo em ambas as terminações, que por si estava colocado dentro de um tubo de mangueira. Desta forma era conferida à proteção dureza suficiente para impedir que o animal fechasse a boca ao mesmo tempo que era protegida a estrutura do bico de lesões por pressão direta no tubo de PVC.



Figura 30- Posicionamento vertical previamente à entubação esofágica numa tartaruga *Caretta caretta*.

As lesões cutâneas em tartarugas marinhas, tal como outros répteis, parecem não produzir pus em reação a infeção bacteriana aguda, sendo criada uma camada protetora de macrófagos pelo tecido inflamado [10]. Estas lesões costumam ter origem em agressões por barcos de pesca (propulsores) ou interações com redes e fios de pesca, ou ainda em encontros com predadores [57]. O tratamento das lesões inclui desbridamento, tratamento de suporte, analgésicos e antibioterapia de largo espectro [57]. É importante ter em conta a evolução de uma lesão em tartarugas é lenta pois o seu metabolismo é mais baixo que o dos mamíferos [10]. No CRAM-Q os protocolos iam variando, conforme o tipo e evolução da lesão e a resposta à terapêutica, consistindo no entanto numa base de desbridamento cuidadoso recorrendo a instrumentos cirúrgicos, seguido de um *flush* de soro fisiológico para remover detritos presentes na ferida, uma desinfeção abrasiva recorrendo a compressas embebidas em solução a 2% de clorexidina, e por fim a colocação de uma pomada enzimática ou bacteriostática. Estes procedimentos eram diários. Desbridamentos profundos devem no entanto ser realizados com o animal anestesiado e num estado de saúde estável

[11]. Na Figura 31 podem-se verificar lesões infectadas numa tartaruga *Caretta caretta* em reabilitação durante o período de estágio.



Figura 31 - Lesão extensa num membro posterior de uma tartaruga *Caretta caretta*.

A pesagem destes animais era também realizada regularmente, sem necessidade de contenção, sendo os animais colocados em cima da balança. Alguns animais no entanto, por serem mais agitados eram colocados dentro de tabuleiros que restringissem a sua movimentação para fora da balança.

Devido à observação da ausência de fezes nas instalações de um animal a certa altura do estágio decidiu-se fazer um enema. A solução utilizada consistia em água quente, parafina e iodopovidona solução dérmica.

Mamíferos Marinhos

Durante o período de estágio foram observados dois procedimentos que exigiam a contenção do animal em reabilitação. Esses dois procedimentos realizados foram uma endoscopia gástrica (gastroscoopia) cuja indicação clínica para a sua realização era a regurgitação frequente de alimento, e várias colheitas de sangue, sendo este último realizado periodicamente para avaliação do estado de saúde e evolução clínica do animal.

A endoscopia foi realizada recorrendo a um procedimento básico de captura do animal, tendo apenas diferenciado da técnica descrita anteriormente no facto de o animal ter sido retirado do tanque, recorrendo para isso a uma lona com orifícios para as barbatanas e para os orifícios urogenitais e anal. Houve a administração *per os* (PO) prévia de diazepam como sedativo numa dose de 0.2 mg/kg, sendo o comprimido fornecido num capelím, peixe apelativo para o animal em questão. Como cuidados base enquanto o animal estava a ser submetido à endoscopia, a pele foi

mantida molhada, tendo o devido cuidado para não ir água para o espiráculo, e os olhos foram humedecidos com soro fisiológico.

As colheitas de sangue podem ser realizadas na barbatana caudal, na face ventral do pedúnculo caudal, nas barbatanas peitorais e na barbatana dorsal [2, 5, 22, 58]. No CRAM-Q o local elegido era normalmente ao nível da barbatana caudal, tal como se pode ver nas Figuras 25 e 32.



Figura 32 - Colheita de sangue da veia do plexo dorsal da barbatana caudal num cachalote pigmeu (*Kogia breviceps*).

Adicionalmente, aproveitando as contenções realizadas, eram medidos os perímetros corporais do animal para avaliar a condição corporal, e desta forma obter informação do estado nutritivo do animal. Os perímetros medidos eram os mesmos considerados nas necrópsias, sendo os locais de medição descritos na respetiva secção de necrópsia deste relatório.

Aves

Em aves as principais necessidades de manipulação durante o período de estágio incorreram nas colheitas de sangue, entubações esofágicas para alimentação forçada ou hidratação, administrações PO e via IM e tratamentos médicos de lesões.

A técnica para a realização de entubações foi já descrita na secção da nutrição, sendo o bico da ave aberto com cuidado, e colocado o tubo previamente lubrificado preferencialmente pelo lado direito até ao fundo da boca e continuando até que exista resistência, não devendo o tubo ser forçado a partir desse ponto. Para verificação de uma entubação correta pode-se palpar a zona cervical sendo palpável o tubo no

esófago (caso o tubo seja colocado na traqueia apenas se sente esta, visto que o tubo de alimentação está protegido pela estrutura rija da traqueia) [52].

O sangue nas aves pode ser colhido na veia ulnar, na veia jugular ou na veia tibial caudal (metatarsiana medial) [7, 16, 59]. A veia braquial atravessa ventralmente a superfície da articulação umero-rádio-ulnar, imediatamente por baixo da pele; a veia jugular apresenta a mesma localização que para os mamíferos, sendo no entanto preferível a venopunção da veia direita que é mais larga que a esquerda, podendo em certas espécies ser a única existente; a veia tibial caudal ou metatarsiana medial pode ser puncionada na face medial do tibio-tarso, imediatamente proximal à articulação do tarso [59]. A colheita pode ser realizada em animais, apenas com contenção física e colocados em decúbito dorsal [16, 59]. Outros métodos como o corte da unha para obtenção de uma amostra de sangue devem ser evitados, e utilizado apenas como último recurso pois este sangue costuma apresentar artefactos celulares e distribuições celulares anormais não representativas do estado real do animal [59]. Para facilitar a colheita a nível da veia braquial e metatarsiana o executor da técnica pode preferir dobrar ligeiramente a agulha (25° a 30°) [59]. Em termos de volume pode ser recolhido o equivalente a 1% do peso corporal do animal, ou seja, de um animal de 300g podem ser retirados até 3 mL [7, 59]. Enquanto se faz a recolha deve-se ter o cuidado de não exercer excessiva pressão negativa, pois os vasos destes animais colapsam facilmente [59], principalmente a veia ulnar por não possuir suporte de pele rija como acontece com a metatarsiana [16]. Esta via pode ser usada para fornecer fluidos aos animais, não sendo aconselhado a permanência de cateteres, pois os animais tendem a tirá-los e a movimentar-se bastante, sendo por isso administrada fluidoterapia em bolus [16].

As administrações medicamentosas PO eram adicionadas no peixe ou na fórmula para entubação. No caso da administração via IM, esta pode ser realizada em qualquer músculo no corpo, sendo que dependendo do tipo de habitat do animal, pode ser escolhido um músculo cuja inflamação seja menos incomodativa ao animal e desta forma no caso das aves marinhas, que utilizam mais os membros posteriores que as asas pois os voos que realizam são curtos e pouco altos e necessitam maioritariamente dos membros posteriores para o nado, as administrações via IM devem ser realizadas nos músculos peitorais [52].

Existe a possibilidade de realização de fluidoterapia ou administrações intraósseas (IO) nestes animais [16, 52, 60], no entanto esta técnica requer a anestesia prévia do animal e a preparação cirúrgica do local de inserção do cateter [60]. Qualquer osso,

desde que não pneumático, que tenha uma cavidade medular grande o suficiente pode ser cateterizado, sendo mais utilizadas a ulna e a tíbia [52]. Também podem ser fornecidos fluidos via subcutânea (SC) a nível inguinal, peitoral ou interescapular, sendo raramente utilizada esta via nas aves marinhas [16]. Estas técnicas não foram aplicadas durante o período de estágio, e por isso é evitada uma descrição extensa das técnicas envolvidas.

No que toca ao tratamento de feridas, o procedimento médico consistia na desinfecção das feridas e colocação de uma pomada ou solução antiséptica, sendo que quando necessários eram colocados pensos para proteger a ferida, dependendo a colocação ou não do penso do tamanho da lesão e se o animal seria colocado na mesma caixa com outros animais ou sozinho, sendo que com outros animais, pela curiosidade poderia haver agravamento da lesão se fosse deixada descoberta. Outra situação em que existia a colocação de ligaduras era em luxações de asa. Os princípios da colocação de ligaduras/pensos são: o animal deve estar confortável, a ligadura deve estar segura e deve também servir o propósito para o qual foi colocada [52]. Existem vários tipos de ligaduras, cada uma adaptando-se à anatomia do animal, à extensão da lesão e à necessidade da ligadura, mas os seus propósitos são: de proteção (de agentes patogénicos e do arranhar e bicar a ferida por parte dos animais); de manter a pressão (para prevenção de edema e hemorragia e diminuição de edemas existentes); de suporte (a fraturas existentes ou para imobilizar o local da afeção restringindo movimentos e diminuindo a dor); de absorção e desbridamento (as ligaduras podem servir o propósito de absorção de exsudados lesionais, sendo que ao serem removidas realizam desbridamento da lesão); e de conforto [52].

A pesagem destes animais é importante para a avaliação da evolução do animal, e sendo os animais pesados, no mínimo, uma vez por semana, era realizada ou sem contenção do animal, colocando-o em cima da balança, ou recorrendo a uma toalha a envolver o animal [15, 61]. Qualquer que fosse o material utilizado para a pesagem do animal, tinha que ser obtido o peso do animal sem contar com o material usado, sendo que para isso, ou era tarada a balança com o material antes de colocar o animal, ou então era pesado o total de animal e material, e depois pesado apenas o material, e subtraído este valor ao total obtido. Para pesar uma ave que necessita de contenção deve-se utilizar uma toalha a envolver o animal e a cabeça do mesmo [61].

Cuidados com as instalações

Existe um número imenso de instalações disponíveis, em variados materiais de construção e com diferentes adaptações para as várias espécies [62]. Para todas existem regras básicas a serem seguidas, e são estas:

- Devem existir três áreas ou instalações separadas, sendo estas destinadas a: (1) Vigilância e cuidados intensivos para animais recentemente ingressados, que tenham sido submetidos a cirurgia e estejam em convalescença ou animais que pelo estado debilitado precisam de cuidados regulares e monitorização constante sendo estas instalações de tamanho reduzido para que o animal esteja forçosamente em repouso; (2) Recuperação para animais cujo estado inspira cuidados de reabilitação mas não exige contacto permanente com humanos tendo estas instalações o maior número de adaptações possíveis ao comportamento do animal; (3) Pré-libertação para animais já recuperados, sendo uma simulação do habitat e que permite aos animais exercitar o comportamento natural;
- O número de instalações deve estar adequado aos ingressos de animais no centro;
- Deve existir um local destinado ao exame clínico e procedimentos médicos, equipado com uma mesa e com material de intervenção médico;
- Deve haver uma equipa ou um tempo dedicado especificamente à limpeza e desinfeção das instalações [62].

Antes de referir as particularidades de instalações para cada classe de animais, é necessário fazer referência à iluminação das instalações, sendo, em todos os casos, iluminação natural.

Quelónios

No caso das tartarugas, as instalações ideais são tanques de água de condições controladas. No entanto, quando em cuidados intensivos é necessário que o animal fique a seco [9, 11].

No caso de ter que permanecer a seco, o animal deve ser humedecido regularmente durante o dia e os olhos devem ser sempre mantidos com uma compressa embebida em soro fisiológico. Para humedecer a superfície corporal do animal pode-se utilizar substâncias gordurosas como parafina, impedindo a desidratação [9], ou então mantê-lo num tanque raso que não permita a acumulação de água e que possua um aspersor de água por cima [11]. Adicionalmente o animal deve ser colocado sobre um colchão ou uma superfície mole que permita aliviar o plastrão do suporte do peso do animal [9].

Caso o animal consiga levantar a cabeça e respirar na água, pode ser colocado num tanque com água cuja altura de água não ultrapasse a altura do animal, quando assente no fundo [11]

No caso dos tanques, os parâmetros a controlar são a salinidade e níveis de cloro [9]. A salinidade deve ser aproximadamente 35 ppt e o cloro, idealmente deve estar a 0,5 ppm para controlar o crescimento bacteriano e de algas [9, 11]. O cloro não deve ultrapassar nunca 1 ppm pois nesta concentração é irritante para os olhos das tartarugas [9, 11]. No caso de tanques exteriores deve ser fornecida uma zona de sombra [9].

Em ambos os tipos de ambiente devem ser controladas as condições de temperatura, sendo o ideal manter os tanques de água entre 25°C e 30°C [9, 11]. Fora de água a temperatura pode também ser regulada, tendo em conta que temperaturas baixas podem levar a imunossupressão, diminuição do apetite e cicatrização demorada e temperaturas altas podem causar hipertermia e em consequência causar patologias metabólicas [9].

No centro a verificação da qualidade e temperatura da água é realizada bi-diariamente recorrendo a termómetros de aquários de simples funcionamento, a um refratómetro para avaliar a salinidade e a um aparelho de leitura por fotometria capaz de analisar os valores de cloro livre e total, pH e de bromo [63], sendo este aparelho o ColorQ®, da marca LaMotte© (Figura 33). Para além da verificação bidiária existe uma avaliação externa por parte de um laboratório especializado na qualidade de águas, que se realiza quinzenalmente e para além dos parâmetros acima mencionados, analisa ainda a carga microbiana na água. O tratamento da água depende das condições da mesma no momento da análise, estando disponível no centro, para tratamento da água, cloro, sal (cloreto de sódio), algicida e floculante (para permitir a agregação de partículas não solúveis na água, para que assim possam ser aspiradas e retiradas da piscina).

Em termos de higiene, todos os tanques possuem um sistema de aspiração e filtração individual que funciona 24 horas por dia, todos os dias da semana, e é ainda realizada a aspiração manual a todas as piscinas uma vez por dia.

Na Figura 33 é demonstrado o aparelho de análise de água e na Figura 34 uma situação de aspiração de um dos tanques.



Figura 33 - Aparelho para controlo da qualidade química da água, sendo o seu funcionamento baseado em fotometria.



Figura 34 - Fotografia de uma aspiração diária de um dos tanques do CRAM-Q.

Mamíferos Marinhos

Ao contrário das tartarugas marinhas, os mamíferos marinhos presentes no centro durante o período de estágio, todos eles cetáceos, são animais que vivem exclusivamente na água, não podendo ser retirado o animal da piscina por longos períodos de tempo, e assim, em termos de controlo das instalações apenas se aplicam os cuidados a ter com os tanques de água.

Os parâmetros a avaliar são os mesmos, mudando no entanto os valores ideais sendo que a salinidade pode variar entre os 25 e 35 ppt [22] e o pH deve ser mantido entre 7,5 e 8,2 [22, 64].

No centro existe ainda um sistema de aquecimento da água do tanque utilizado maioritariamente no inverno, período em que as temperaturas baixam ao ponto de criar gelo na superfície da água que, foi já registado, cria lesões na superfície corporal do animal.

A avaliação da qualidade da água, tal como para os tanques dos répteis, é realizada bi-diariamente e os parâmetros ajustados conforme as necessidades, sendo igualmente verificado por um laboratório externo a qualidade da água cada quinze dias.

Aves

Muitos problemas estão associados à permanência de aves marinhas em centros de reabilitação por longos períodos de tempo [7, 15]. Para evitar estes problemas são fundamentais padrões elevados de higiene e limpeza das instalações, associados a uma boa qualidade das instalações e ventilação das mesmas [7]. De forma geral as aves marinhas são animais de grupo, devendo ser mantidas em bandos quando ultrapassam a fase crítica de recuperação, e passam para uma fase pré-libertação em

que a monitorização não necessita de ser tão estrita [7], tendo sempre o cuidado de não ultrapassar o número de animais por espaço, sendo o ideal 1m² por animal [16].

Importante na preparação das instalações é o fornecimento de um substrato confortável e que alivie o suporte do peso dos animais, sendo que são bastante frequentes úlceras de decúbito ao nível do esterno e nos membros posteriores podendo ocorrer infeção bacteriana associada, que em casos graves implica a eutanásia dos animais [7, 15, 16]. Este substrato deve ser fácil de limpar podendo usar-se cobertores, tapetes de borracha, cortiça, entre outros, evitando no entanto a palha e o feno pelo risco de aspergilose associado [7, 15, 16].

A temperatura ambiental ideal para aves doentes e lesionadas é entre 25° e 27°C [15]. Em termos de higiene, a falta desta leva a uma elevada acumulação de amónia proveniente das fezes, amónia essa que predispõe os animais para patologias respiratórias [7]. É neste aspeto que a ventilação é um fator de extrema importância [7].

No que toca a tanques de água estes devem ter sistemas de aspiração contínuas para remover a acumulação de óleos de peixe à superfície [7], devem ser profundos o suficiente para que os animais não batam com as patas no fundo (e em algumas espécies para desenvolver o comportamento natural de mergulho), devem conter zonas secas para os animais descansar sendo o acesso a estas facilitado e os limites das piscinas [7, 16], ao nível da tona da água, devem ser regularmente limpos para evitar acumulação de fezes a este nível [7].

No centro onde foi realizado o estágio as aves marinhas são mantidas a seco em caixas de PVC de várias dimensões conforme o estado de reabilitação em que se encontram, sendo mantidas em caixas pequenas quando estão em períodos de cuidados intensivos, em caixas de tamanho médio em que é fornecida água limpa mas apenas a uma altura suficiente para atingir a articulação tarso-metatarsiana e limitada a um dos cantos da caixa (normalmente é fornecida em tabuleiros rasos). Os animais em estado de pré-libertação são colocados em piscinas amplas, sendo a parte seca fornecida pela colocação de plataformas flutuadoras de fácil acesso. Apenas as gaivotas possuem uma jaula gradeada e coberta com rede, com o chão em areia e um tanque de água de dimensões de aproximadamente 100x30x30 cm, não permanecendo em tanques de água antes de serem libertadas.

Quarentena

Pelo facto de não se saber em que condições de saúde chegam os animais ingressados no centro, estes são mantidos durante períodos de tempo variáveis conforme a classe a que pertencem, isolados dos restantes animais em recuperação, evitando assim que doenças infecciosas possam ser transmitidas a animais que possam estar já em período de pré-libertação, e no caso de contágio tenham que permanecer mais tempo em recuperação [11, 18]. Existe também o risco de que um animal ingressado debilitado contraia uma patologia a partir de animais presentes no centro [18]. Geraci refere que para melhor capacidade de isolamento, a preparação do alimento e uma fonte de água separadas das restantes do centro são também benéficas [18].

Cuidados incluídos na prevenção da transmissão incluem desinfeção do calçado, das mãos e mudança de roupa cada vez que se entra e se sai da área onde estão alojados os animais recém-chegados. Entenda-se por mudança de roupa a colocação e remoção de vestuário protetor quando se entra e sai, respetivamente, das referidas áreas.

Clínica de Reabilitação de Animais Marinhos

Antes de iniciar a descrição dos procedimentos médicos deve-se mencionar a importância de manter estes o mais curtos possível e mantendo os fatores indutores de stress como barulhos, fontes de luzes fortes e movimentos bruscos num nível mínimo [61, 65]. Uma outra consideração a ter é que o estado dos animais selvagens é desconhecido, e muitos não exibem sinais clínicos que demonstrem patologias inerentes, e como tal, devem ser tomadas medidas de proteção quanto a possíveis contaminações, não só dos restantes animais presentes para reabilitação mas também em relação ao operador, havendo a possibilidade de contágio deste por agentes de zoonoses patológicos para o ser humano [1, 3, 12, 65]. Estes agentes podem ser víricos, bacterianos e parasitários, sendo que a prevenção de contágio passa por condições básicas de manuseio e higiene, mas também pela higiene pessoal do operador.

A avaliação clínica do estado do animal em reabilitação é um processo fundamental para o bem-estar do animal, sendo importante não só para avaliar a progressão do animal no centro, mas também para considerar a possibilidade de libertação ou de eutanásia em casos em que a reabilitação não é uma hipótese viável.

Cuidados de emergência

Para a realização dos exames é necessário que o animal resista aos ferimentos de maneira a permitir a realização dos mesmos, sendo de extrema importância o suporte de vida em casos graves [66-68]. Os sinais vitais do animal permitem avaliar o estado imediato do mesmo, e são estes a frequência cardíaca (FC), a frequência respiratória (FR) e força do pulso, a capacidade respiratória, a cor das mucosas, o tempo de repleção capilar e a temperatura corporal [66]. Conforme a primeira avaliação podem ser impostos procedimentos de emergência para resolver os problemas apresentados que são incompatíveis com a sobrevivência do animal, sendo estes procedimentos respeitantes a: desobstrução das vias áreas ou abertura de um novo orifício que permita a respiração caso não seja possível desobstruir; estimular a respiração caso exista paragem respiratória, podendo esta ser realizada por ventilação forçada ou compressão torácica, e no caso de o animal apresentar dispneia fornecer oxigénio; forçar o coração a bater de novo ou compassadamente, sendo para isso estimulado o animal com massagem cardíaca; e por fim recorrer a medicação que reavive o animal estimulando o coração a bater, como é o caso da atropina e adrenalina [66, 69]. Aves que entrem em choque e que aumentem exponencialmente a frequência cardíaca devem ser colocadas imediatamente num ambiente escuro e calmo, sem contacto humano para evitar paragem cardíaca, no entanto, o prognóstico de recuperação nestes casos é mau [66].

Em casos de hipo e hipertermia, que são, respetivamente a descida e subida da temperatura corporal ultrapassando os limites fisiológicos do animal devem ser adaptadas as condições externas, aquecendo ou arrefecendo o animal para que o animal possa recuperar [16, 66]. Em aves a temperatura ideal é de 25°C a 35°C [16]

Caso os animais apresentem hemorragias externas ativas estas devem ser resolvidas [1, 66], podendo para isso recorrer a pressão digital, a ligaduras compressivas, ligaduras vasculares (para grandes vasos e em condições que o permitam), produtos hemostáticos e torniquetes não devendo estes últimos ocluir todos os vasos que irrigam ou drenam o sangue para uma determinada zona, e se assim o fizerem, não serem mantidos por mais de 15 minutos para evitar danos permanentes e irreversíveis [66].

No entanto, alguns destes parâmetros não podem ser avaliados em animais marinhos, ou são de difícil acesso e avaliação, como é o caso da frequência cardíaca em tartarugas em que a palpação de pulso ou a auscultação através do plastrão é muito complicada [10, 70], ou a frequência respiratória em qualquer animal marinho, que

fisiologicamente está habituado a largos períodos de apneia, sendo que a ausência de movimentos respiratórios pode não ser significativa de patologia ou morte.

Exame físico

Os parâmetros considerados para o exame clínico servem não só para os procedimentos no centro, mas também para as intervenções a serem realizadas no local de arrojamento, sendo que neste último os meios podem ser mais limitados, mas as bases a considerar para tomar a decisão terapêutica são os mesmos.

Quelónios

À apresentação todas as tartarugas marinhas devem ser submetidas a um exame físico completo que inclui a avaliação da face ventral, o interior da boca e os olhos [11, 28]. Para abrir a boca é segurado a parte superior do bico com uma mão enquanto a outra tenta puxar a porção inferior para baixo insistindo, apesar de o animal cerrar a boca repetidamente, para conseguir abrir a boca por exaustão do animal nem que seja apenas o suficiente para ver para o seu interior [11, 28]. Caso esteja disponível pode-se recorrer a um instrumento forte de madeira (alisado) ou de PVC, para manter a boca aberta [11]. No interior do bico, ou seja, a cavidade bucal, deve-se procurar anormalidades como zonas inflamadas, infecção e corpos estranhos, não esquecendo de avaliar, se for possível manter a boca do animal aberta, a glote procurando alterações visíveis desta [28, 39]. A mucosa deve ser rosa pálida, e uma mucosa hiperémica pode estar associada a septicemia ou toxémia [28]. Por sua vez, a presença de uma mucosa uniformemente branca está associada a anemia, enquanto que zonas esporádicas com a mesma cor são indicadoras de infecção [28]. Exteriormente o bico deve ser analisado para alterações no crescimento do mesmo, e nas narinas deve ser pesquisado corrimento anormal [28, 39]. As pálpebras devem ser abertas pesquisando inflamação e aumento das mesmas, e os olhos devem ser observados, sendo brilhantes e límpidos o esperado para animais sem alterações a este nível [28, 39]. Ao nível de alterações auriculares deve-se procurar indícios exteriores de alteração nas escamas auriculares (dorsalmente na face lateral da cabeça) e procurados corrimentos anormais nas aberturas das trompas de Eustáquio ao nível da faringe [28, 39].

Ao nível do tegumento, este deve estar livre de lesões visíveis, e deve-se procurar para além destas aumentos subcutâneos (abscessos, aumento de articulações, artrite séptica, fraturas ou osteomielite), presença de parasitas e culturas de fungos [28, 39].

O casco deve ser avaliado em termos de integridade, dureza, simetria e infecção [28, 39].

Os membros podem, mediante tração leve e cuidada, ser estendidos e observados, procurando zonas edemaciadas e lesões nas barbatanas [28, 39].

A nível de alterações dos órgãos e pelo facto destes se encontrarem dentro do casco é difícil a sua avaliação, podendo no entanto ser realizada palpação da fossa pré-femoral para identificação de alterações muito evidentes sendo esta palpação simultânea a um leve embalar do animal [28].

A nível cloacal deve ser verificada presença de edema, traumas, descargas anormais, parasitismo [39] e se não existe prolapso de estruturas, sendo mais frequente o prolapso do tecido cloacal, cólon, bexiga e pénis [28]. Estas estruturas podem ser examinadas digitalmente por palpação ou através de endoscopia [28]

Deve ser recolhida uma amostra de sangue e avaliado o estado de hidratação e avaliados parâmetros metabólicos, celulares e o nível de glicemia [11].

São também parte do exame clínico os exames complementares [11], sendo abordados neste relatório mais adiante.

De forma geral todos os animais ingressados devem ter uma avaliação contínua ou frequente do estado de saúde durante 6 meses, incluindo esta um registo do peso do animal, dimensões da carapaça, exame oftalmológico e da boca, palpação da fossa inguinal (ou pré-femoral), colheita de sangue para contagem total e bioquímicas, processamento de amostras fecais e avaliação da capacidade de mergulho e de nado [11].

Mamíferos Marinhos

O exame físico deve ser realizado o mais rapidamente possível para permitir decidir sobre a terapia a instaurar, e para permitir o início desta o mais cedo possível [19]. Uma avaliação clínica detalhada que inclua parâmetros de hematologia, bioquímica, parasitologia e microbiologia pode ser adiado por 24 horas até que o animal esteja recuperado do stress de captura/resgate e transporte [19].

Para repor o equilíbrio de sal e água em cetáceos desidratados e em choque, os animais podem ser colocados até uma semana em água salgada até 10 ppm, abaixo do indicado para as piscinas mas em concentração semelhante aos fluidos corporais ou em água fresca frequentemente, mas durante pouco tempo, na esperança que o animal beba a água [19]. Outra hipótese é entubar o animal fornecendo líquidos por entubação gástrica [19].

Aves

Tendo em conta a natureza das aves, especialmente em estado selvagem, e a forma como os casos de reabilitação se apresentam, o exame à distância é dificultado, tendo que a avaliação do estado do animal basear-se maior parte das vezes no exame próximo [1]. No entanto Samour e Tully Jr. dão importância à observação do comportamento quando não existe manipulação humana, sendo a princípio o animal observado sem estar ciente da presença humana e depois com o conhecimento da presença [61, 67].

No caso de se optar pela técnica de observação, esta deve ser realizada no princípio do exame [61, 67], ou remetidas para o final do mesmo [61], pois a libertação durante a realização do exame pode afetar a investigação a outros níveis [61]. Devem ser procuradas afeções do sistema locomotor cuja avaliação requer ver o animal a voar, andar ou nadar, a avaliação dos movimentos respiratórios, a postura e a condição das penas [61, 67]. A análise das penas pode alertar o médico veterinário para um estado de saúde normal apenas pela aparência, distribuição e coloração das mesmas [61, 67]. Nos animais marinhos cuja integridade das penas é especialmente importante para manter a temperatura e nível de flutuação do animal, as penas devem ser um parâmetro importante na avaliação do estado do animal influenciando a possibilidade ou não de ser libertado e influenciando as instalações em que o animal permanecerá durante a reabilitação. Ainda na observação antes da manipulação, podem ser observados os excrementos dos animais podendo estes ser indicadores do estado de saúde do animal apresentando 3 partes diferentes, quando normais: material fecal (verde ou castanho), uratos (fase branca) e urina (normalmente límpida e aguada) [60].

Com a realização do exame à distância pode-se ponderar se a manipulação é ou não viável [67], devendo este ser realizado no entanto com pouca luz para reduzir o stress do animal [67].

Apesar de haver a possibilidade de realizar exames físicos a aves sem que seja necessário a contenção física, no que toca a aves selvagens e que visam voltar a ser libertadas (logo o treino não é uma opção a ter em conta) tal não é possível, e como tal, as alterações ao estado fisiológico que ocorrem quando um animal é manipulado fisicamente devem ser consideradas quando tiradas as conclusões [61, 67].

Do exame clínico devem fazer parte também as considerações relativamente ao historial do animal e das condições de habitação, quando estas estiverem disponíveis [61, 67]. Importante de notar que o animal deve ser examinado de todas as

perspetivas, podendo por vezes o animal esconder um problema unilateral, fornecendo ao observador sempre o mesmo lado do corpo [61].

Uma ave deve sempre ser pesada sempre que é manipulada e/ou contida, fornecendo esta pesagem informação importante para a avaliação do estado de saúde do animal, especialmente quando associada a medidas morfométricas (como medidas da asa ou das patas) [61, 67], e à avaliação da condição corporal por palpação da zona da quilha, onde um animal é classificado numa escala de 1 a 5, onde 1 é a ausência de massa muscular e 5 o estado em que não é possível sentir a estrutura óssea (o normal é que os músculos formem uma forma ligeiramente convexa sem que no entanto cubra o osso) [67, 71]. Esta pesagem é útil não só para a avaliação primária do animal, mas também para avaliar a evolução da reabilitação do animal, incluindo quando estes apresentam estados clínicos anormais [61].

Um exame sistemático envolve um seguimento lógico de um protocolo, evitando assim desprezar um ponto importante do procedimento e consequentemente diagnósticos errados e libertações sem capacidade de recaptura que podem resultar em morte do animal ou disseminação da doença na população para a qual o animal é libertado [61]. Para vários autores a sequência mais apropriada é iniciada pelo exame da cabeça, depois asas, o corpo, a cauda, os membros posteriores e extremidade podal, devendo em todos os momentos avaliar a bilateralidade das alterações, para diferenciar afeções agudas de sistemáticas [61, 67]. Na cabeça deve-se procurar descargas nasais (penas da zona apresentam-se molhadas), avaliar o estado de hidratação pela análise dos olhos (olhos afundados e córnea seca são sinais de desidratação) e procurar corrimentos nos mesmos, e apesar de raras patologias afetarem as aves, devem também ser analisados os ouvidos [61, 67]. A cavidade oral e as coanas (aberturas nasais para a cavidade oral) devem ser avaliadas abrindo a boca e devem-se apresentar lisas e secas, sem lesões ou inflamação aparente [7, 61, 67] e a manobra de abertura do bico ser realizada ao nível da ponta do bico para evitar danificar as estruturas laterais do bico [67]. Ao nível do corpo, a entrada para o tórax deve ser palpada avaliando estase de comida no esófago assim como corpos estranhos [61, 67]. Nas patas e asas devem ser avaliadas todas as articulações, sendo estas fletidas e estendidas para o efeito [61, 67]. As superfícies plantares das patas devem sempre ser cuidadosamente investigadas mesmo para pequenas lesões ou alterações da estrutura normal (superfície deve ser rugosa, sendo sinal de hiperémia a situação contrária), pois estas podem ser o início de patologias degenerativas que exigem uma terapêutica particular [61, 67]. A endoscopia cloacal

pode ser um método de avaliação da mucosa em caso de estar disponível o equipamento necessário [61, 67]. Por fim com localização mais caudal é examinada a glândula uropigial, localizada no extremo caudal dorsal do animal, para localizar assimetrias e alterações do aspeto geral [67]. A avaliação cardiopulmonar é preferencialmente realizada recorrendo à auscultação com um estetoscópio pediátrico, sendo para a auscultação cardíaca mais adequado posicionar o estetoscópio na parede lateral do corpo, enquanto que para avaliar a função pulmonar deve ser colocado na parede craniodorsal do corpo [67].

É também importante considerar que as aves marinhas, especialmente gaivotas (*Larus spp.*), têm tendência a regurgitar se alimentadas há pouco tempo, e como tal existe a possibilidade de ocorrer aspiração de alimento e levar a afeções secundárias [7, 67].

Um aspeto em que o exame de aves difere do de mamíferos diz respeito ao facto de não existirem linfonodos palpáveis a ser avaliados durante o exame físico [67].

Exames complementares

Todos os exames realizados a outras espécies podem ter relevância para os animais selvagens, incluindo os marinhos. No entanto, na realização dos mesmos é necessário ter em consideração as particularidades de cada classe. Estas particularidades podem ser observadas numa radiografia, ou podem ser respeitantes a células morfológicamente diferentes das suas homólogas em animais habitualmente atendidos em clínica (por exemplo as hemácias são nucleadas no caso de répteis e aves [72, 73]).

Nesta secção serão apenas referenciadas e descritas as análises realizadas durante o estágio devido à grande vastidão de exames disponíveis e pelo facto da descrição das particularidades exigidas para cada classe tornar ainda mais extensa esta secção.

Remete-se para o Anexo I para consulta de valores padrão de análises hematológicas e bioquímicas, obtidos estes valores na consulta da bibliografia. Ainda quanto a hematologia há que referir que aquando da colheita de sangue, quando possível por questões de tempo e disponibilidade de observação, eram realizados esfregaços sanguíneos, corados e observados no laboratório do centro. A coloração utilizada era de Diff-Quik. Nas Figuras 35 e 36 observam-se duas fotografias de esfregaços de sangue de uma tartaruga boba (*Caretta caretta*) e de um ganso-patola (*Morus bassanus*), respetivamente.

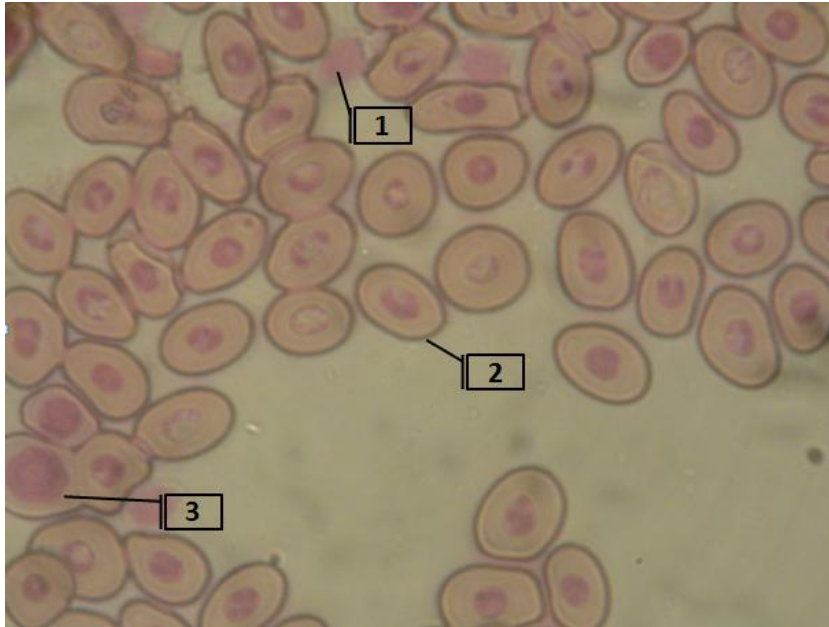


Figura 35 - Esfregaço de sangue de uma tartaruga boba (*Caretta caretta*) corado com Diff-Quik. Ampl. 40x. (1) Trombócito; (2) Eritrócito normal; (3) Macrócito (eritrócito de maior volume).

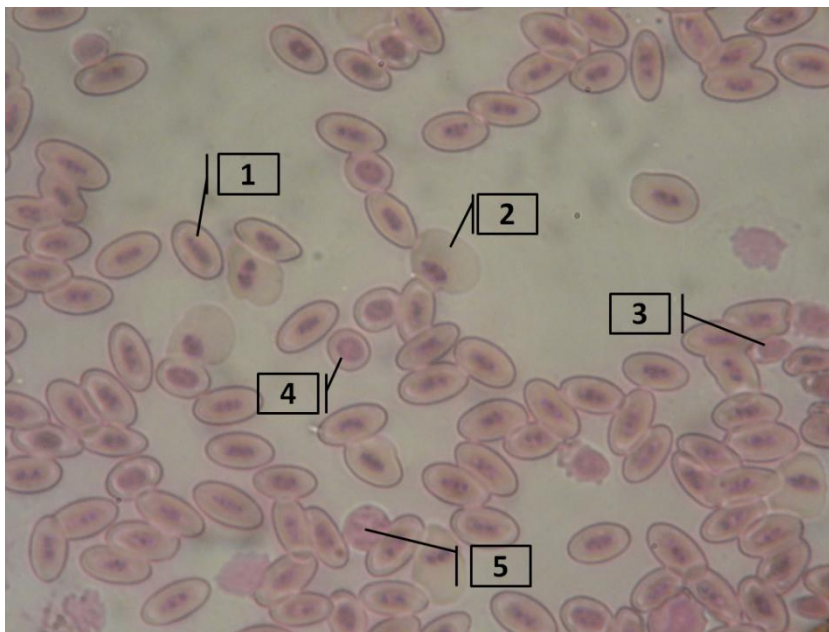


Figura 36 - Esfregaço de sangue de um ganso-patola (*Morus bassanus*) corado com Diff-Quik. Ampl. 40x. (1) Eritrócito normal; (2) Macrócito; (3) Trombócito; (4) Eritrócito imaturo; (5) Heterófilo (equivalente a neutrófilos em mamíferos)

Quelónios

As tartarugas marinhas acompanhadas durante o período de estágio eram regularmente sujeitas a colheitas de sangue, sendo realizadas a partir destas análises bioquímicas e hematológicas. Tal como foi referido anteriormente, os valores de referência para as tartarugas marinhas são apresentados no Anexo I, e os locais de colheita e a técnica associada são descritos previamente neste relatório.

No que toca a exames realizados a partir de uma amostra de sangue, é de extrema importância a escolha dos laboratórios que usem os métodos mais adequados de análise e mensuração para estas espécies, para assim obter valores fiáveis para avaliação [39, 70]. Na colheita de sangue deve-se ainda aproveitar e realizar a mensuração dos níveis sanguíneos de glicose [39].

Quanto a exames de imagiologia, foram realizados raio-X e TAC (tomografia axial computadorizada). De forma geral, a radiografia em répteis é caracterizada por gerar uma imagem com pouco contraste [70, 74] em consequência da estrita proximidade dos órgãos nestes animais, da escassez de gordura interna, da falta de diferenciação óbvia entre cavidade torácica e abdominal e do exosqueleto que se sobrepõe às estruturas (no caso do quelónios) ou das escamas cutâneas [74, 75]. Os parâmetros adequados para a realização de radiografias nestes animais são 40 a 60 kVp para animais com menos de 2kg, 60 a 80 kVp para animais de tamanho médio (2 a 8 kg) e 80 a 100kVp para animais com mais de 8 kg [70, 76] e a capacidade de produzir 300 mA em tempos de exposição de 0,01 segundos [76].

Na interpretação das imagens destes animais existem vários princípios que não podem ser extrapolados, sendo um exemplo disso a imagem pulmonar nestes animais que, ao contrário da dos mamíferos, não vai apresentar padrão alveolar, pleural, intersticial ou brônquico e muitas vezes as estruturas vasculares são indistintas [74, 77].

As incidências usadas incluem a dorso-ventral, antero-posterior e latero-lateral (ou simplesmente lateral) [74, 75, 78]. Na Tabela 4 estão descritas as incidências recomendadas para avaliar as diferentes estruturas ou sistemas de órgãos em quelónios.

Tabela 4 - Exposição recomendada para diferentes estruturas a serem avaliadas (Fonte: [74]).

Estruturas a avaliar	Incidência		
	Dorso-ventral	Antero-posterior	Lateral
Sistema Respiratório		X	X
Sistema Digestivo	X		
Sistema Genito-urinário	X		
Carapaça e Plastrão	X	X	X
Esqueleto	X		

Os animais não devem ser radiografados pouco tempo depois de serem alimentados, pois a presença de ingesta no sistema GI pode, pela sua radiopacidade, diminuir a distinção de estruturas sobre as quais se sobrepõe e também pelo facto de a distensão do trato digestivo comprometer a inflação pulmonar [74, 77]. O momento da incidência deve coincidir com o pico da inspiração [74].

No sistema esquelético a radiopacidade geral dos ossos é comparada com a dos ossos da cintura peitoral, que idealmente apresentam uma aparência radiopaca com bordos marcados, cavidade medular pequena e uma zona cortical de radiopacidade homogénea [74].

No que toca ao sistema digestivo deve-se considerar que estes animais possuem um trato muito mais curto que os mamíferos, comparativamente, tendo no entanto tempos de trânsito muito maiores, e como tal, diferentes tempos decorridos entre a radiografia e a última alimentação fornecem diferentes imagens [74, 77]. Quando normais o fígado e pâncreas não são visíveis [70, 74, 75]. O estômago por sua vez pode ser observado em algumas radiografias localizado na zona média esquerda da cavidade celómica [74, 77]. Ao longo do trato GI é possível observar pedras, gravilha ou areia em pequenas quantidades, sendo este achado normal, podendo estas quando em grande quantidade provocar obstipação ou obstrução [30, 74]. A imagem radiográfica quando esta obstipação acontece consiste no aumento do diâmetro do órgão afetado [74].

A sombra radiológica do coração apresenta-se como as de tecidos moles, na zona ventral do corpo, adjacente à terminação da traqueia, quando não existem alterações [30, 74]. Os bordos cardíacos não são distintos, mas pode ser estimado o tamanho aproximado do coração, mas se for este o objetivo, deve-se recorrer preferencialmente a ecocardiograma [74].

Os pulmões são visíveis dorso-ventralmente, no entanto as restantes incidências são mais adequadas e em consonância com a sua estrutura parenquimatosa podem-se observar áreas de conformação irregular intercalando zonas de tecido respiratório e

muscular [30, 74]. As vias aéreas a este nível são indistintas ou indistinguíveis [74]. A pneumonia é radiograficamente caracterizada pelo aumento da opacidade difusa, podendo ser observadas também lesões focais [74].

Nas Figuras 37 e 38 podem-se observar 2 raio-X realizados durante o período de estágio em duas incidências diferentes.



Figura 37 - Radiografia a uma *Caretta caretta* de incidência antero-posterior.



Figura 38 - Radiografia de uma *Caretta caretta* de incidência dorso-ventral.

A tomografia axial computadorizada (TAC) é o meio de diagnóstico ótimo para a avaliação do trato respiratório [74, 75]. Consiste na incidência de raio-X num ângulo de 360° em volta do animal, e as várias sombras obtidas são processadas por um programa de computador que permite a reconstrução das imagens a duas ou três dimensões [79]. A TAC realizada durante o período de estágio foi obtida a partir de um aparelho Tomoscan M-EG (Philips Medical Systems) de seccionamento único localizado na faculdade de Lugo, tendo sido utilizado o protocolo de cortes transversais de 1mm de espessura. Foram aplicados durante o exame dois filtros adaptados um aos tecidos moles e outro ao tecido ósseo, permitindo assim a reconstrução 3D das imagens.

Na Figura 39 está ilustrada uma fotografia da colocação do animal no aparelho para a realização de TAC, e nas Figuras 40, 41 e 42 estão exemplificadas imagens a duas dimensões de cada uma das progressões segundo diferentes eixos. De notar que nas imagens respeitantes à TAC foi feita uma seleção das imagens ilustrativas de calcificações ao nível pulmonar.



Figura 39 - Contenção de uma *Caretta caretta* recorrendo a ligaduras elásticas para a realização de um TAC.

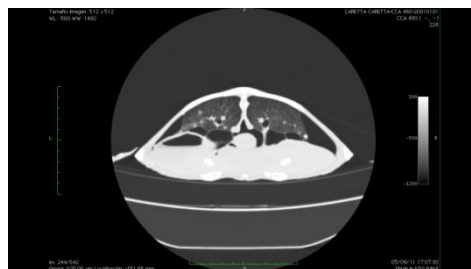


Figura 40 - Corte axial de um TAC realizado a uma *Caretta caretta*.

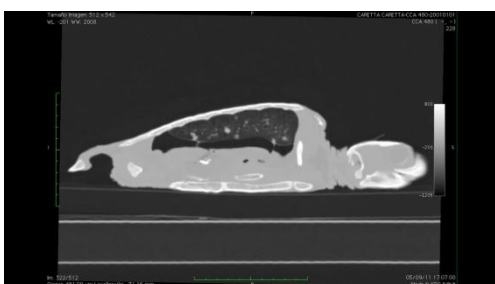


Figura 41 - Corte sagital de um TAC realizado a uma *Caretta caretta*.

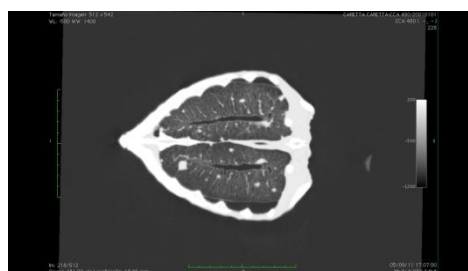


Figura 42 - Corte coronal de um TAC realizado a uma *Caretta caretta*.

Foram ainda realizadas, para além de exames de imagiologia, zaragatoas de feridas dos animais sendo estas enviadas para realização de cultura, identificação do agente e antibiograma. Este tipo de material é de fácil colheita pela grande facilidade de acesso, no entanto os resultados podem ser de difícil interpretação pela facilidade com que o local de colheita é contaminado e pelo facto de alterações secundárias poderem ocultar a verdadeira etiologia da alteração, como é o caso de contaminação fecal por enterobactérias ou a presença de *Pseudomonas spp.* que causam a dermatite mas como agente secundário [28]. Para tornar os resultados fiáveis são imperativos os cuidados de higiene e desinfeção no momento da colheita e no transporte, e é também necessário que a interpretação dos resultados microbiológicos seja cuidadosa [28].

Mamíferos Marinhos

Nos mamíferos marinhos os procedimentos de diagnóstico acessórios realizados durante o período de estágio foram a colheita de sangue para análises bioquímicas e hematológicas, endoscopia, e colheita de material das vias aéreas enviado para observação citológica, cultura microbiológica e antibiograma.

No que toca à colheita de sangue os procedimentos são previamente descritos no relatório, e quanto aos valores de referência para as análises bioquímicas e hematológicas são apresentados no Anexo I.

Há que referir que para investigação do estado de saúde destes animais é frequente a realização de ecografia abdominal no CRAM-Q, sendo para o efeito utilizada um aparelho de ultrassonografia portátil (SONOVET 600) com uma sonda de 3,5 MHZ.

A endoscopia pode ser realizada por endoscópio rígido ou flexível e permite a visualização do interior de vísceras ocas, como são as do trato intestinal ou o trato respiratório até atingir os brônquios, ou das cavidades torácica e abdominal podendo também servir para tratamento de certas afeções nestas estruturas [44, 80, 81]. As indicações deste procedimento são mais comumente o exame do esófago e primeiro estômago dos golfinhos, podendo ser realizado no momento a remoção de corpos estranhos, a observação meticulosa da mucosa e da motilidade e colheitas de material para citologia, microbiologia e histologia [44, 80].

As limitações associadas a esta técnica dizem respeito às dimensões do endoscópio, que para golfinhos deve ter no mínimo 1,50m de comprimento para realização de gastroscopia [44, 82], podendo este comprimento não ser suficiente para mamíferos marinhos de grandes dimensões, e em contraste, endoscópios que possuam até 2m de comprimento, suficientes para mamíferos maiores, possuem um diâmetro demasiado grande para animais mais pequenos [44]. Outra limitação diz respeito à utilização do aparelho ter que ser junto da piscina de água salgada, água esta que para além de aumentar o risco de eletrocussão pode ser prejudicial para o equipamento que não é fabricado para se adaptar a estas condições [44]. Em termos de contenção, muitos golfinhos permitem a realização da endoscopia sem que seja necessária sedação ou anestesia, no entanto, esta situação é mais fácil em animais domesticados e condicionados que no caso de animais selvagens [44]. Caso seja necessária pode-se utilizar diazepam ou midazolam [44, 82].

A gastroscopia em golfinhos, a técnica utilizada no centro, permite por razões anatómicas observar a faringe, esófago, primeiro estômago e avaliar limitadamente o segundo estômago [44, 82]. A técnica requer que o animal esteja em jejum há pelo menos 6 horas [44, 82], sendo o tempo de permanência de alimento no estômago de golfinhos saudáveis de 4 horas, e a presença de alimento às 6 horas é indicadora de atraso no trânsito de ingesta neste órgão [44]. Animais não treinados para a realização da endoscopia na água devem ser retirados da água e mantidos no exterior preferencialmente em decúbito esternal e sobre uma superfície acolchoada [44, 82]. A

boca do animal deve ser aberta por duas pessoas colocando uma ou duas toalhas (conforme o tamanho do animal), primeiro na mandíbula e só depois na maxila e realizando força para abrir a boca do animal, tendo no entanto cuidado para não fraturar as bases ósseas a este nível [44, 82]. Idealmente duas pessoas devem manipular o endoscópio: uma delas deve inserir o endoscópio, podendo para se proteger dos dentes aguçados destes animais envolver a mão em toalha; a outra pessoa deve orientar e realizar a observação da sonda de gastroscopia [44]. O endoscópio é então colocado na mucosa oral, sendo ou não passado através de um espéculo para proteção da sonda [44, 82]. A sonda é encaminhada por cima da língua em direção à orofaringe, e até ao esófago e então para o estômago [44, 82]. É importante ter em conta que o muco oral e esofágico é bastante espesso e adere facilmente ao endoscópio, sendo uma fonte de lavagem importante para o sucesso da técnica [44]. Em termos de movimentos da sonda para progressão e orientação são, por ordem de eficácia, utilizadas a retração ligeira, rotação, deflexão da ponta e avanço [44, 82].

Na orofaringe serão observadas várias zonas punctiformes na mucosa que correspondem à abertura de glândulas secretoras de muco que lubrifica o alimento para passar no esófago [44]. É possível observar também a laringe a bifurcar o esófago, ponto em qual o endoscópio é passado por um dos lados e progredido pelo esófago, órgão este que apresenta pregas longitudinais até ao esfíncter inferior, menos pronunciado em cetáceos que nos outros mamíferos marinhos [44]. Não existe marcada diferença da mucosa na transição do esófago para o estômago, sendo apenas as pregas na parede do estômago mais claras que as do esófago [44]. Quando no lumen do pré-estômago existe uma prega proeminente na parede do lado direito do compartimento, ficando o lumen para o lado esquerdo [44]. O líquido presente em quantidade moderada, em animais sem alterações a este nível, é turvo, de cor verde-acastanhado [44].

No CRAM-Q foi realizada a gastroscopia tendo como indicação o facto de o animal regurgitar regularmente após as refeições, e à endoscopia foi possível verificar a presença de alimento parcialmente digerido no estômago, apesar do animal se encontrar em jejum havia cerca de 8 horas. A mucosa do pré-estômago apresentava-se hiperémica, Perante estas alterações foi decidido realizar uma biópsia gástrica através da pinça de biópsia do endoscópio. Na Figura 43 pode-se observar uma imagem da realização da endoscopia no Centro de reabilitação de animais marinhos.



Figura 43 - Realização de uma gastroscopia a um animal da espécie *Delphinus delphis*.

Aves

No caso das aves, há que considerar para a realização de exames complementares que exijam colheita de amostras que a recolha destas deve ser realizada antes do início do exame físico e que, quando o animal for capturado para realizar esta colheita todo o material necessário deve já estar preparado [67].

Para além da colheita de sangue para análises laboratoriais, esta classe de aves foi submetida no centro de Quaios durante o período de estágio a radiografias, sendo este um procedimento muito frequente, e uma das aves foi submetida a endoscopia intracirúrgica devido ao alojamento de um anzol no esófago, sendo a radiografia deste caso ilustrada na Figura 44 e uma fotografia da cirurgia apresentada na Figura 45.

A radiografia é um exame simples, de fácil interpretação e rápidos resultados que fornece informação sobre o esqueleto e cavidade celómica destes animais, podendo ser aplicado a animais de variadas dimensões [7, 16, 59]. Permite também a identificação de corpos estranhos, como chumbos de tiros ou anzóis, sendo estes últimos bastante frequentes em aves marinhas, mesmo quando não são aparentes no exame clínico [7, 16]. Em termos de parâmetros devem ser utilizados aparelhos com capacidade de kilovoltagem entre 45 e 75 kVp (apesar de o mais utilizado se 50 - 55 kVp), podendo uma imagem de boa qualidade ser obtida com 20 mA e tempos de exposição de 0,05 a 0,2 segundos [59].

Em termos de contenção, a forma mais segura é por anestesia inalatória, utilizando isoflurano, tanto para o operador como para o animal, sendo então o animal corretamente colocado e preso à mesa com fita adesiva na posição desejada [59].

Pode-se recorrer também à contenção física, quer por manipulação, quer também por fixação à mesa de raio-X [68]. Durante o estágio as radiografias eram realizadas num hospital veterinário próximo com os animais despertos, sendo mantidos em posição apenas por contenção física exercendo pressão firme mas leve para evitar lesões iatrogénicas aos animais.



Figura 44 - Radiografia de incidência latero-lateral de um ganso-patola (*Morus bassanus*). De notar a presença de um objeto radiopaco (anzol) alojado na entrada da cavidade torácica.



Figura 45 - Ilustração da esofagostomia para remoção de um anzol alojado nesta estrutura. A identificação inicial da localização e afeção do esófago foi possível recorrendo a um endoscópio.

A endoscopia, tal como em qualquer outro animal, serve o propósito de observação do interior de órgãos ou da cavidade celômica em si [16, 59]. O uso em aves foi utilizado inicialmente para a determinação do sexo dos animais, sendo atualmente o seu uso extenso como meio auxiliar de diagnóstico ou como meio de terapia [16, 59], tendo sido já utilizado para realização de vasectomias em pombos, para remoção de filárias da cavidade celômica de falcões [59] e para tratamento local de lesões de aspergilose concomitantemente com o tratamento tópico [16, 59]. As indicações para a realização de endoscopia podem ser então para diagnóstico de afeções do trato respiratório e gastrointestinal e dos ouvidos ou para terapia ou remoção de corpos estranhos nos mesmos locais [16, 59].

Durante o período de estágio a endoscopia esofágica para remoção do anzol foi realizada sobre anestesia volátil, tendo sido utilizado para o efeito isoflurano. A localização do anzol foi confirmada por radiografia, e após indução da anestesia foi aberto o bico do animal e foi feito passar o endoscópio pela cavidade oral, dirigindo-a para o esófago, lenta e cuidadosamente. Após visualização do anzol, foi confirmada

que existia perfuração da parede esofágica e como tal, foi feita uma incisão lateral na zona do pescoço para remover o anzol e suturar a mucosa e serosa esofágica.

Medicação utilizada

A medicação mais utilizada no centro de Quiaios, assim como alguma descrita para uso em animais marinhos é apresentada no Anexo II, representada apenas o princípio ativo, formas de administração e frequência de administrações.

Há que referir que no caso das aves, a antibioterapia que seja necessária deve ser acompanhada de terapia antifúngica para prevenção de aspergilose [16].

Fluidoterapia

Quelónios

A avaliação do estado de hidratação nestes animais com base em sinais clínicos físicos apresentados é mais limitada que para os animais domésticos, sendo também mais complicada a avaliação a partir de parâmetros sanguíneos como proteínas totais, sódio, cloro e hematócrito pois os valores de referência são limitados em algumas espécies de répteis, não devendo no entanto ser desprezados [46, 49, 83].

A avaliação baseia-se na observação da elasticidade da pele, verificação das membranas mucosas e consistência do muco na cavidade oral, que se torna espesso e pegajoso [46, 83]. A ecdise (muda da pele) parcial é também um sinal comum de desidratação em répteis [46]. A presença de fezes muito secas e pequenos volumes de urina são sinais que podem ser notados, e para tal, deve ser mantido registo das micções e defecações [46]. Graus de desidratação entre 8% e 10% levam ao afundamento do olho na órbita [46].

A seleção de fluidos a administrar deve ter em conta que pelo metabolismo lento destes animais e que a água sintetizada pelo animal não cobre as necessidades fisiológicas, e como tal, os animais podem mais facilmente que os restantes animais desidratar quando lhes é restringido o acesso à água [46, 49, 84]. Deve também ser tido em conta que tipo de desidratação existe, estando normalmente estados hipertónicos associados a privação de água, isotónicos a perda de sangue, diarreia e desidratação hipotónica associada a anorexia prolongada [46, 49]. Para desidratação hipertónica podem ser usadas soluções isotónicas como o caso de solução de lactato de Ringer, soro fisiológico ou dextrose. Para desidratações isotónicas ou hipotónicas é recomendada uma solução inicial composta por duas partes de solução salina 0,45% com dextrose a 2,5% e uma parte de solução de lactato de Ringer, podendo também

ser utilizada uma solução de dextrose a 5% e uma solução sem lactato [46, 49]. Esta terapia é seguida de reposição de fluidos recorrendo a soluções isotónicas [46]. Todos os fluidos administrados devem ser pré-aquecidos até aos 30-35° C [49].

Os répteis em geral beneficiam da fluidoterapia oral, no entanto, caso os animais não se encontrem aquecidos adequadamente, a eficiência da absorção enteral está diminuída, ocorrendo igualmente uma insuficiente absorção dos fluidos via subcutânea (SC) e intracelómica (IC) na mesma situação de temperatura [46, 84]. Por esta razão as vias intravenosa e ocasionalmente a intraóssea devem ser utilizadas quando o animal não está aquecido [84]. O máximo de fluidos que podem ser administrados de cada vez por via oral em répteis é cerca de 5% a 8% do peso do animal, no entanto Mitchell não recomenda ultrapassar os 2% ou 3% de peso para evitar regurgitação e atonia gástrica [46]. A via PO é normalmente usada para animais com desidratação moderada, e casos mais sérios de desidratação devem ver a reposição de líquidos ser realizada por via intravenosa, intraóssea ou intracelómica [46, 49]. A via subcutânea, apesar de disponível, deve ser evitada porque para além da pele dos répteis ser pouco elástica e permitir a administração de pequenos volumes, também é pouco irrigada, limitando a velocidade de absorção dos líquidos [46, 49]. De forma particular, em quelónios, Mitchell recomenda o uso da via intracelómica, e refere ainda que a colocação de cateteres intraósseos é difícil em consequência da forma sigmoide do fémur destas espécies [46].

Quanto à via intravenosa é mais indicado para quelónios a cateterização da veia jugular direita (preferencialmente por ser maior), não sendo necessário, para a maior parte dos casos, a realização de incisão cirúrgica, procedimento este realizado nos restantes répteis devido à presença de escamas que impedem a punção direta da veia [46]. No entanto, devido à capacidade de desviar o sangue periférico em situações de hipotermia e desidratação por períodos longos de tempo a hidratação por esta via pode-se ver dificultada para o clínico [49, 84].

Mamíferos Marinhos

Ao contrário do que acontece com animais terrestres, em mamíferos marinhos a avaliação do grau de hidratação pelo tempo de retração da prega cutânea é impraticável [85]. A avaliação é então feita por sinais clínicos indicadores de desidratação como os globos oculares afundados na órbita, falta de lágrimas, condição corporal magra e fezes secas ou mesmo ocorrência de obstipação [85]. Os testes complementares desempenham um grande papel nesta avaliação fornecendo pistas

que permitam avaliar a situação do animal [85]. Desta forma os animais desidratados apresentarão um aumento do hematócrito (HCT > 55% em cetáceos) e de proteínas totais, apresentando valores também altos de sódio, cloro, ureia sérica e creatinina sérica [85]. Estes parâmetros devem ser cuidadosamente avaliados pois animais anêmicos não permitem avaliar o estado de hidratação fielmente e os valores de cloro e sódio podem-se dever à extravasão de fluido intracelular mas também podem ser consequência de um maior consumo de água do mar [85].

A via de administração depende do grau de desidratação, do temperamento do animal e da fisiologia da espécie, sendo o método preferencial por via oral [85]. A hidratação oral consiste na entubação esofágica do animal, sendo um método bem tolerado em cetáceos [85]. Os fluidos utilizados podem ser água corrente ou uma solução de eletrólitos (cristaloides) e a sua utilização depende dos resultados de sangue [85]. A solução eletrolítica, ou mesmo um soro fisiológico, deve ser diluída para metade da concentração, ou seja, em igual volume de água [85].

As doses a calcular devem incluir um volume de manutenção de 40 mL/kg/dia e fluidos de reposição de 80 mL/kg/dia [85]. Podem ser administrados 2 a 4 litros até quatro vezes por dia [85].

Caso a motilidade esteja comprometida existe refluxo, e é necessário prestar atenção a esta situação. Nestes casos podem os fluidos ser administrados por via parenteral, que nos cetáceos se resume à via intraperitoneal [85]. A via intravenosa pode também ser utilizada, mas a permanência de um cateter nestes animais é inviável, sendo os fluidos administrados em bolus se necessário recorrer a esta via [85]. Walsh e Gearhart referem que por experiência pessoal a via IV é evitada pois leva a formação de trombos [85].

Aves

Nas aves os indicadores do estado de desidratação são a turgescência, tempo de repleção e volume luminal da veia ulnar, e neste aspeto, tempos de repleção superiores a 1 ou 2 segundos são indicadores de desidratação moderada (até 7%) [52, 68]. Desidratação severa (mais de 10%) é evidenciada por olhos afundados no globo ocular, membranas mucosas viscosas e tempos de retração de pregas cutâneas muito demorados [16, 52]. Outros achados dizem respeito ao hematócrito (PCV - *Packed Cell Volume*), proteínas totais e ureia sérica, todos aumentados em caso de desidratação [52, 68]. Vogelnest refere que bons indicadores da desidratação do

animal são a sua letargia, o facto de aceitar ou não comida imediatamente, a presença de diarreia ou de perdas de sangue [16].

As vias de administração de fluidos em aves são a oral, subcutânea, intravenosa e intraóssea [16, 52, 53, 68, 69, 86]. A via oral só é eficiente para desidratações ligeiras e moderadas [52, 53, 69] e é contraindicada em caso de estase do trato gastrointestinal, em animais com convulsões, ou que estejam permanentemente em decúbito lateral com historial de trauma craniano [52]. Esta via, assim como a subcutânea são ineficientes em caso de choque [52, 53, 68]. A via subcutânea é usada para administrar fluidos de manutenção e é administrada na prega cutânea inguinal ou no flanco lateral, sendo a dose máxima por local de 5 a 10 mL/kg [16, 52, 69]. As vias intravenosa e intraóssea são utilizadas para casos de choque e desidratação severa e têm a vantagem de terem efeito quase imediato à administração [16, 52]. Devem ser evitadas administrações intravenosas de grandes volumes na veia ulnar pois pode levar à formação de hematomas [52]. Pela dificuldade de manutenção de um cateter sem que o animal o retire pode-se optar por realizar hidratação em bolus, podendo ser repetidas 2 ou 3 vezes conforme a integridade das veias, e até 1 mL/100g de peso vivo (PV) [16].

Os fluidos mais comumente utilizados são de dextrose a 5%, lactato de Ringer e soro fisiológico [16, 52, 69] e devem ser administrados aquecidos a uma temperatura de 38°-39°C, especialmente em animais jovens [16, 52, 53].

A quantidade de fluidos a administrar é dada pela soma dos volumes de manutenção estimados em cerca de 50 mL/kg/dia e os de reposição de défice, sendo estes calculados segundo a fórmula [16, 52, 53, 68, 69]:

Grau estimado de desidratação (%) x Peso vivo (g) = Défice de fluidos (mL)

A administração dos fluidos deve ser dividida em 3 dias, sendo que metade do total calculado é administrada nas primeiras 12 a 24 horas, e o resto dividido ao longo das 48 horas seguintes [52, 68].

Cirurgias

Esta secção do trabalho retratará apenas os cuidados referentes a tartarugas da espécie *Caretta caretta* e a aves, pois foram os únicos animais submetidos a cirurgia durante o período de estágio.

No que toca à anestesia, o objetivo é a indução suave e eficaz que permita contenção e relaxamento muscular do animal, terminando com um acordar rápido, completo e sem complicações [11, 49, 87, 88]. No entanto, existem considerações anatómicas e protocolos anestésicos com diferentes aplicações para cada classe que devem ser consideradas na elaboração e preparação do material necessário para a realização da anestesia [87].

Considerações anestésicas

Tartarugas Marinhas

No que diz respeito a particularidades anatómicas deve-se referir o facto de possuírem a glote na porção média da língua e que a traqueia possui anéis completos e que se bifurca em dois brônquios principais ao nível da entrada torácica [11, 89].

Fisiologicamente estes animais podem converter o metabolismo para anaeróbico sendo capazes assim de grandes períodos de apneia [34, 49, 89]. Tal como os outros répteis o estímulo respiratório dá-se pelas baixas concentrações oxigénio [34, 89]. O aumento de temperatura e a recuperação de mergulhos prolongados não aumenta a frequência respiratória, aumentando ao invés o volume *tidal* [34, 49, 89].

É importante referir que a hipotermia, apesar de induzir a imobilidade dos animais deve ser evitada pois para além de por si ser um processo doloroso e poder provocar necrose cerebral, não tem efeito anestésico nem analgésico sendo desumanas as intervenções realizadas a animais neste estado [89].

A alimentação deve ser retirada 24h antes da cirurgia [11]. A temperatura ambiente durante a cirurgia deve ser mantida no intervalo de temperatura ideal para o animal em questão [11, 49].

Para avaliação do plano anestésico deve-se ter em conta os movimentos voluntários e tónus muscular, diminuindo estes com o aprofundar da anestesia [11, 49]. Seguem-se os reflexos palpebral, de retração da cabeça e de retração dos membros e cauda quando pinçados, atingindo assim o plano anestésico ideal [11, 49]. Quando o plano se torna profundo de mais perdem-se os reflexos da córnea e pupilar [11]. A auscultação cardíaca pode ser útil, mas pelo facto de o coração se encontrar na cavidade celómica e de não produzir sons imediatamente identificáveis à auscultação do plastrão, esta avaliação é difícil [11, 49]. A anatomia do lumen do esófago impede também a utilização de um estetoscópio esofágico [11].

Pelo facto destes animais perderem a função motora é necessária a ventilação manual, sendo o ideal 1 a 3 respirações por minuto [11, 49].

Nestes animais é de extrema importância a entubação traqueal, pois a posição de repouso da glote é fechada, e a entubação permite mantê-la aberta permitindo a respiração assistida [49, 88].

Aves

Anatomicamente há que ter em consideração que as aves possuem anéis traqueais completos, podendo estes ser cartilagineos ou ósseos, devendo por isso ser evitados tubos endotraqueais com *cuff*, ou se utilizados, não se deve insuflar o mesmo [53, 87, 90]. Outro aspeto é que os pulmões das aves são estruturas relativamente rígidas que não alteram o seu volume significativamente durante a respiração, devendo a observação dos movimentos ser cuidadosa [87]. O facto de não possuírem diafragma leva a inspiração esteja dependente dos movimentos musculares, e como tal o posicionamento do animal para cirurgia e a pressão exercida sobre o corpo do animal são aspetos para os quais deve existir ponderação e cuidado quando estes animais são submetidos a cirurgias [87].

Fisiologicamente pelo facto da traqueia das aves ser muito extensa quando comparada com mamíferos com a mesma massa corporal, o volume que assume é extenso, existindo maior volume *tidal* nestes animais, volume esse que deve ser mantido durante a anestesia para evitar hipocapnia [53, 87]. A respiração, tal como para a maior parte dos animais, é induzida pela alta concentração de dióxido de carbono, sendo este facto útil para caso da necessidade de ressuscitação pulmonar [53, 87]. Outros fatores que influenciam a respiração são a temperatura corporal, aumentando a frequência respiratória com temperaturas mais altas e diminuindo a frequência respiratória, com possibilidade de apneia, quando se submete a traqueia e laringe a gases frios [53, 87]. Os animais desta classe têm também tendência para a hipoglicémia quando anestesiados, pelo que é aconselhado que não seja realizado jejum prolongado quando forem submetidos a anestesia, mas por razões de regurgitação e possível aspiração acidental é aconselhável que o papo esteja vazio [53, 87, 90, 91]. Vogelnest recomenda, para aves piscívoras um jejum de 8 a 12 horas, pela grande probabilidade destas aves regurgitarem [16].

Animais cujo plano anestésico seja muito profundo podem ser incapazes de gerar contração muscular necessária para a inspiração, sendo indicado por rotina realizar respiração assistida [53, 87, 90].

Quanto ao material a usar para a anestesia, a preferência geral para indução e manutenção é a anestesia volátil, pelo facto de ser mais segura e menos demorada na

recuperação [16, 53, 87, 91]. Para o uso desta é aconselhável vaporizador, não só para ter controlo sobre a concentração de anestésico como para controlar a saturação do ar em oxigénio, podendo desta forma prevenir a hiperestimulação da respiração e hiperpneia consequente [87, 91]. Para induzir pode ser utilizada uma máscara ou pode-se recorrer a uma câmara de indução anestésica de aves [53, 87, 90, 91]. Após estar realizada a indução o animal deve ser entubado para manter a anestesia e permitir ventilação em caso de paragem respiratória [53, 87].

A monitorização da anestesia é feita com base nos reflexos, sendo nas aves melhor avaliados os reflexos palpebral, da córnea, de resposta ao pinçar os dedos e com base no tónus muscular avaliado pela extensão da asa e observando se existe retração da mesma [87, 91]. Devem também ser monitorizados o padrão respiratório, ritmo cardíaco e a temperatura corporal [53, 91]. Os reflexos vão diminuindo com o aprofundar do plano anestésico e os primeiros a desaparecer são o de contração da asa e de pinçamento do dedo, indicando um plano médio de anestesia [87, 91]. O reflexo da córnea é o último a desaparecer, indicando a ausência deste que o plano anestésico é profundo demais [87]. No que toca ao controlo da dor está indicada a analgesia pré e pós cirúrgica para evitar taquicardia e taquipneia induzida pela dor, que pode levar ao choque cirúrgico [87].

É importante em qualquer cirurgia a aves fornecer aquecimento ao animal, pois esta classe é incapaz de manter a temperatura corporal enquanto anestesiadas. Este aquecimento deve ser fornecido durante a anestesia e no período pós-cirúrgico [53, 87, 90, 91].

Na preparação do campo, para desinfeção e assepsia do local, devem ser arrancadas as penas do local [16]. Em todas as cirurgias deve ser evitado o álcool, pelo facto de provocar perdas de calor significativas [16].

Protocolos anestésicos

Quelónios

Em termos de pré-medicação, a escolha do tipo e quantidade depende, para o caso das tartarugas marinhas em particular, do procedimento a ser realizado [89]. É aconselhado que estes animais sejam sedados com fármacos injetáveis para permitir o manuseamento e a indução da anestesia quer injetável quer volátil [89].

Deve ser fornecido analgésico sempre que o animal é sujeito a cirurgias dolorosas, sendo este administrado pré-operatoriamente [88, 89].

Como analgésico pode-se optar por butorfanol ou buprenorfina [89]. Para sedação o uso isolado de benzodiazepinas, como o diazepam e midazolam, tem um efeito limitado, devendo ser associadas a agentes dissociativos (e.g. quetamina) ou agentes opióides (e.g. butorfanol) [89]. Pode também ser utilizada quetamina isoladamente, ou em associação com acepromazina ou medetomidina [11, 49, 88].

Os agentes sedativos mais usados para estes animais são o diazepam, midazolam e quetamina [89]. Para indução são utilizados o propofol e tiletamina/zolazepam, e como anestésicos voláteis são usados o isoflurano e sevoflurano [49, 88, 89]. A indução com anestesia volátil pode-se tornar demorada e dispendiosa, sendo então desaconselhada, pelo facto de os animais terem uma baixa frequência respiratória e conseguirem realizar apneias prolongadas [11]. Moon e Stabenau contornaram esta desvantagem entubando os animais acordados, e realizando a anestesia com ventilação manual [92]. No entanto este é um processo perigoso para o operador e agressivo para o animal, não só pela manipulação mas também pelo facto de manter a glote fechada em repouso [88].

Aves

Mais frequentemente são utilizados para pré-anestesia a quetamina como agente único [16, 53, 87], ou em associação com benzodiazepinas (diazepam ou midazolam), com medetomidina ou com xilazina [16, 53, 87, 90, 91]. O uso da quetamina isoladamente serve o propósito como sedativo mas é um fraco anestésico com pouco efeito no relaxamento muscular [53, 87]. O uso em conjunto com benzodiazepinas permite uma indução e recuperação suaves [53, 87]. A medetomidina providencia propriedades sedativas e analgésicas com boa capacidade de relaxamento muscular tendo ainda a vantagem de poder ser revertida [53, 87]. A xilazina permite que a indução e o despertar sejam suaves, com um bom grau de relaxamento [53, 87]. Outra associação que pode ser utilizada é a de tiletamina com zolazepam, permitindo uma imobilização eficaz e segura [16, 53, 87, 90], mas um despertar prolongado e difícil [53].

A indução nestes animais pode ser realizada com propofol ou com anestesia volátil, sendo esta última preferencial [16, 87].

Os anestésicos voláteis para indução e/ou manutenção são o isoflurano e halotano, sendo o primeiro mais seguro e com maior grau de relaxamento muscular [16, 87, 90, 91].

Técnicas cirúrgicas

As técnicas cirúrgicas praticadas nas cirurgias assistidas durante o período de estágio foram simples, tendo sido duas delas de desbridamento de lesões, uma numa tartaruga marinha *Caretta caretta* e a outra num ganso-patola (*Morus bassanus*). Este desbridamento consistiu na remoção de material necrosado das várias lesões, recorrendo para isso a bisturi e pinças, no entanto, pelo facto de ser extremamente doloroso procedeu-se à anestesia geral.

A tartaruga possuía lesões em todas as barbatanas exceto na barbatana posterior direita. Nas Figuras 46 e 47 são ilustradas fotografias desta cirurgia.



Figura 46 - Adaptação da mesa de cirurgia para uma *Caretta caretta*. De notar a colocação de uma base alta e moldável para evitar pressão sobre o plastrão e de botijas de água quente para evitar a hipotermia nestes animais.



Figura 47 - Desbridamento cirúrgico da lesão do membro anterior direito da *Caretta caretta*.

O desbridamento de lesões no *Morus bassanus* foi ao nível de lesões de pododermatite.

Outro procedimento cirúrgico disse respeito à remoção de um anzol do esófago de uma ave da espécie *Morus bassanus*, sendo a técnica para este procedimento descrita anteriormente neste relatório.

Necrópsia

As necrópsias realizadas no centro não se restringem à investigação do estado do animal que morreu durante a reabilitação, sendo efetuadas necrópsias também a animais que arrojaram mortos, sendo no caso dos mamíferos marinhos mantido um banco de tecidos. Neste capítulo visa-se mais a descrição da técnica do que dos

achados de necrópsia, visto que estes constam num estudo científico não relacionado com o estágio.

Quelónios

Pelo valor biológico destes animais, todos os animais que morrem ou são eutanasiados devem ser sujeitos a necrópsia [9].

Previamente à necrópsia deve ser preparado o material necessário para colher amostras para histopatologia, microscopia eletrónica, microbiologia, toxicologia, parasitas e dos conteúdos estomacais [93]. Idealmente as necrópsias devem ser realizadas 24 horas após a morte do animal, e se não for possível deve-se refrigerar a carcaça ou mantê-la em gelo e evitar o congelamento da mesma, pois este facto pode limitar as amostras e análises a serem realizadas e alterar o resultado de análises histopatológicas [93].

É importante o registo fotográfico da necrópsia, devendo este ser realizado ao longo da necrópsia, iniciando-se por fotografias dorsais e ventrais dos animais quando ainda íntegros e das lesões visíveis [93].

A necrópsia inicia-se pela recolha do maior número de informações sobre o animal incluindo a espécie, peso, medidas longitudinais e transversais da carapaça e plastrão e ainda sobre o sexo do animal [93].

A técnica de necrópsia progride do exterior para o interior, devendo ser metódica [93]. No exame exterior deve-se procurar e registar todas as alterações macroscópicas assim como a sua localização no corpo do animal (para este efeito o formulário de registo pode-se fazer valer de desenhos esquemáticos de uma tartaruga), tais como lesões na pele e carapaça, aumento do tamanho das articulações e massas cutâneas e subcutâneas [93-95]. Se possível deve-se recolher amostras de todas as lesões para avaliação histopatológica, sendo estas mantidas em formol a 10% [93].

A aparência geral da carcaça leva a considerar se se deve prosseguir para uma necrópsia completa, pois animais em estado de decomposição muito avançado e alterações post-mortem marcadas como a acumulação de gases, a descoloração da pele e a descamação do casco limitam a avaliação da causa da morte e impedem a colheita de amostras [93].

Se for decidido que se prossegue com a necrópsia o animal é colocado em decúbito dorsal, ou seja, de plastrão para cima para ser removido [93-95], e ligeiramente inclinado lateralmente para evitar perfurações nas vísceras enquanto se separa a carapaça do plastrão [94, 95]. O plastrão é separado da carapaça por corte das

ligações marginais bilaterais com a mesma, e por incisão da pele nas zonas em que esta é a ligação das duas peças [93, 94]. Eleva-se então o plastrão de cranial para caudal removendo as fixações de tecido conjuntivo são por dissecação roma [94, 95].

Na progressão da técnica a partir deste ponto existem divergências, sendo desarticulada a carapaça das cinturas pélvicas e escapulares por Garner, permitindo colheitas de amostras em melhores condições de assépsia [94, 95], e deixadas na cavidade celômica por Florida [93]. A técnica praticada no CRAM-Q é consistente com esta última, sendo por isso a técnica descrita neste relatório.

São então feitas incisões ventrais e mediais aos ossos da mandíbula sendo estas prolongadas até à orofaringe para permitir a exteriorização da língua, glote e traqueia [93]. Com a remoção destas pode-se avaliar a cavidade oral, língua e glote cuidadosamente, colhendo amostras para histopatologia tendo o cuidado, em caso de lesões, de colher material na transição de tecido saudável para o afetado [93]. O esófago e a traqueia são cortados cranialmente à base dos membros anteriores e removidos da carcaça [93]. De seguida são removidos todos os membros e respetivas cinturas ósseas para permitir ter acesso e observação direta da cavidade celômica [93].

Neste ponto e antes de colher mais amostras deve-se avaliar a cavidade em busca de lesões evidentes, que no caso de estarem presentes devem ser descritas em termos de localização, tamanho, cor e consistência [93]. O fluido intracelômico deve ser recolhido para observação citológica e, em caso de descoloração, deve ser recolhido para cultura [93]. As amostras para cultura microbiológica devem ser cuidadosamente planeadas tendo em conta as alterações presentes na cavidade pois a contaminação ao longo da necrópsia é inevitável [93]. Amostras de lesões podem ser obtidas recorrendo a zaragatoas ou por processos de colheita assépticos [93]. Se o animal tiver morrido recentemente (no espaço de uma hora) pode-se incluir no material a colher amostras de sangue para cultura bacteriana [93]. As amostras para histopatologia devem ser representativas de toda a lesão e grandes o suficiente para incluir tecido normal, facilitando assim a comparação entre normal e alterado e permitindo verificar o processo de etiologia primário ao nível dos bordos das lesões [93].

Para além dos tecidos alterados devem ser também colhidas amostras do tecido normal de todos os órgãos e mantidas ambas num banco de tecidos, com amostras em formol e amostras congeladas [93]. Esta armazenagem visa a disponibilidade dos tecidos para futuros trabalhos científicos de investigação ou retrospectivos, permitindo

realizar análises toxicológicas, nutritivas, isolamentos de vírus, imunodiagnóstico e diagnóstico molecular [93].

Nas Figuras 48, 49 e 50 pode-se observar fotografias de uma necrópsia realizada a uma *Caretta caretta* que morreu durante a reabilitação no centro de Quiaios.



Figura 48 - Corte das inserções marginais entre o plastrão e a carapaça para que seja possível remover o plastrão.



Figura 49 - Remoção do plastrão seccionando os ligamentos e músculos ventrais.



Figura 50 - Vista ventral da cavidade celômica, sendo que para exposição dos órgãos não houve remoção dos membros mas sim desarticulação ao nível da cavidade glenoide, permitindo retrain a cintura escapular cranialmente.

Mamíferos Marinhos

A realização de uma necrópsia em mamíferos marinhos inclui cuidados de higiene e proteção do pessoal tendo em conta que existem zoonoses transmitidas por estes animais, e desconhecendo muitas vezes o estado de saúde do animal antes de realizar a necrópsia, a prevenção é um ponto fulcral, recorrendo a luvas e vestuário apropriado [96].

Outro ponto importante na necrópsia destes animais é a documentação fotográfica, tanto de alterações externas como internas [96, 97].

No CRAM-Q a colheita de amostras era vasta e metódica, sendo mantidas as amostras em condições apropriadas para futuras pesquisas e tendo em consideração a amostragem para o banco de tecidos. Amostras de todos os órgãos eram retiradas para diferentes propósitos, sendo que durante a descrição da técnica vai ser desprezado este ponto por ser comum em todos os órgãos analisados.

A classificação da carcaça define o estado de decomposição do animal, sendo utilizada a seguinte escala [5, 96, 97]:

- Estado 1 - Animal vivo;
- Estado 2 - Carcaça fresca/ Morte recente. *Rigor mortis* é consistente com uma morte há menos de 24h, dependendo este no entanto da temperatura ambiental e da quantidade de ácido láctico presente nos músculos dos animais no momento da morte;
- Estado 3 - Razoável. Em estado de decomposição, mas os órgãos estão intactos e reconhecíveis. Pode existir distensão do corpo. Os olhos e boca podem estar secos. O "blubber" pode estar tingido de sangue e gorduroso;
- Estado 4 - Má condição. Decomposição avançada, sem integridade dos órgãos. O cadáver pode estar distendido. A derme pode estar descolorada de verde ou preto, e com um cheiro resultante da oxidação da gordura. Os órgãos internos estão cheios de gás e liquefeitos;
- Estado 5 - Mumificado ou restos ósseos.

Os estados 2 e 3 são os mais informativos, limitando-se os estados 4 e 5 a patologia óssea [5, 96, 97].

O exame externo inclui a identificação da espécie, do sexo do animal e a avaliação da condição corporal [5, 96]. A condição corporal é subjetiva apenas por observação, sendo usada para a classificar objetivamente a espessura do "blubber" em vários pontos predefinidos do corpo [5, 96] e das medidas morfométricas, específicas para cada *taxon* [97]. No centro as medições do "blubber" eram realizadas na zona dorsal e ventral de 3 cinturas do animal, sendo estas cinturas: caudal à inserção das barbatanas peitorais, cranial à barbatana dorsal e caudal à barbatana dorsal. No entanto as medições do "blubber" exigem que seja seccionada a pele, devendo estas medições ser realizadas apenas após o exame do aspeto externo.

O corpo deve então ser examinado para procurar lesões de pele, e alterações nos olhos e orifícios corporais [5, 96]. As lesões são de várias origens, desde marcas

provenientes do arrojamento a trauma, passando por necrofagia, tiros, resultantes de interações com barcos ou patologias específicas, como infecções por poxvírus [5, 96, 97]. A presença de ectoparasitas deve também ser registada [96], se possível com informação sobre os parasitas, quantidade presente e idade das lesões provocadas por estes [97].

Antes de realizar o exame interno devem-se procurar lesões e parasitas na cavidade oral e registar o número de dentes por arcada [5]. Para realizar o exame interno tem que ser desbridada a camada muscular do animal, sendo que os músculos apresentam uma cor escura por natureza pela alta concentração de mioglobina [96]. O acesso é feito por dissecação da escápula e barbatana peitoral, que pode ser facilmente removida por corte das ligações musculares da escápula [96]. No centro o acesso era realizado pelo lado esquerdo. Ao remover a camada muscular na zona axilar deve-se procurar e avaliar o linfonodo subescapular [96]. Para abrir a cavidade torácica as costelas devem ser separadas pelas articulações às vértebras e ao esterno, devendo estas ser luxadas se possível ou cortada a cartilagem [5, 96]. São expostos então a traqueia, pulmões, coração e diafragma [96]. Devem neste aspeto ser retiradas amostras de sangue (para esfregaço e para tubos secos e com EDTA, sendo este último utilizado em animais em estado 2), e caso seja pretendido amostras para virologia e bacteriologia antes que exista contaminação [5, 96]. Deve-se então procurar as glândulas tiroides, órgãos pares e bilobados nestes animais e pesquisar alterações anormais, para que depois possam ser removidos os órgãos torácicos [5, 96]. Estes órgãos são removidos por dissecação da língua e desarticulação do aparelho hioide, sendo depois puxados e separados das inserções existentes [5, 96]. Em termos de avaliação dos órgãos: o esófago e a traqueia devem ser abertos e pesquisadas alterações da mucosa e presença de parasitas; os pulmões devem ser pesquisados para alterações visíveis, palpado para avaliar a consistência e cortado para avaliar o estado do parênquima alveolar; o coração deve ser retirado do pericárdio (e este avaliado), aberto para avaliar as várias câmaras e as válvulas e deve ser avaliado o estado o endocárdio e miocárdio; os linfonodos regionais devem ser observados e cortados [5, 96]. Na cavidade abdominal, devem ser removidos os músculos para aceder a esta devendo ter cuidado para não perfurar o intestino [96]. Acedendo à cavidade, mais uma vez, devem ser retiradas amostras imediatas que sejam destinadas a pesquisa microbiológica [96]. O fígado é retirado, avaliado externamente pela cor, aparência e consistência e aberto em vários locais, avaliando os ductos biliares e o parênquima [5, 96]. O estômago é retirado e aberto em todas as

suas câmaras, avaliada a mucosa de cada uma, pesquisada a presença de parasitas e examinado o conteúdo [5, 96, 97]. Quando é removido o estômago (e as restantes vísceras do trato GI) pode-se observar o baço e baços acessórios e também o pâncreas, todos eles próximos entre si [96]. Os órgãos do sistema reprodutor e urinário ficam ainda no cadáver, devendo ser procuradas as glândulas adrenais e removidas, realizando um corte para observação do parênquima [96]. De seguida retiram-se os rins, observam-se os órgãos macroscopicamente, verificando se há adesões abcessos ou hemorragias, e são então realizadas secções em vários pontos do rim, avaliando a integridade de vários *reniculi* [5, 96]. A bexiga e ureteres são avaliados para integridade, a bexiga é vazada (por punção) e recolhida urina se anormal, sendo a bexiga então aberta e avaliada a mucosa [96]. Os órgãos reprodutores são identificados, verificada a simetria, retirados e avaliados macroscopicamente, sendo amostrados inteiros sem realização de cortes no caso dos machos, sendo que nas fêmeas o útero e os ovários são dissecados e avaliados internamente [5, 96]. O pénis e prepúcio no caso dos machos são avaliados para lesões evidentes, papilomas e vesículas [96].

Geraci referencia uma abordagem por uma ordem diferente, apesar de se focar nos mesmos parâmetros a avaliar. Desta forma, inicia-se a necrópsia pela cavidade abdominal, desviando o trato GI e acedendo diretamente às glândulas adrenais, passando depois para o baço e trato digestivo. Depois deste avalia-se o fígado, seguindo-se o trato urinário e o trato reprodutor [5]. Posteriormente na cavidade torácica, removem-se todos os órgãos e, quando extraídos, avalia-se a tiroide, depois o esófago, e por fim a traqueia, brônquios e pulmões [5]. O último órgão a avaliar desta cavidade é o coração [5].

A cabeça pode ser facilmente desarticulada entre o atlas e os côndilos occipitais, sendo a cavidade craniana acedida por dissecção da pele e melão, e cortada sagitalmente a caixa craniana [5, 96].

Na Figura 51 está ilustrado o acesso lateral esquerdo, com a cavidade torácica aberta permitindo ver os órgãos desta cavidade.



Figura 51 - Necrópsia realizada a um *Delphinus delphis*. Ilustração do acesso às cavidades torácica e abdominal pelo lado esquerdo.

Aves

Previamente à necrópsia deve-se evitar congelar a carcaça, devendo esta opção ser apenas utilizada quando só se pretende realizar estudos toxicológicos ou no caso da necrópsia só poder ser realizada uma semana depois da morte do animal [98, 99]. O congelamento e descongelamento levam a hemólise dos eritrócitos e alterações microscópicas por dano celular, sendo que os exames histopatológicos apresentarão alterações como consequência [98, 99]. Se necessário, por não ser possível realizar a necrópsia imediatamente após a morte do animal, este pode ser refrigerado a 4°C até quatro dias sem alterações post-mortem significativas [98, 99].

Tal como para os mamíferos marinhos é importante o registo fotográfico das alterações [98].

Devem ser procuradas identificações tais como anilhas, micro-chips, tatuagens ou qualquer outra marca distinta que possa estar associada a uma marcação humana [98, 99]. Também é importante a pesagem do animal, registando se se encontra molhado ou seco, e no caso dos animais selvagens devem ser medidas as asas, cauda e o bico [71, 98].

A necrópsia deve-se iniciar pelo exame externo cuidado, procurando evidências de trauma e ectoparasitas (colhendo-os se presentes), examinando a cloaca e procurando lesões na pele e patas afastando as penas se necessário [71, 98, 99]. Nestes animais deve também ser examinada a glândula uropigeal afastando para isso

as penas ao nível das últimas vértebras, na base da cauda, sendo esta glândula especialmente desenvolvida em aves marinhas [98, 99]. Deve também ser pesquisado em todo o corpo lesões ósseas devendo estas lesões ser investigadas bilateralmente [71, 99].

A cavidade oral deve ser avaliada procurando deformações, lesões que comprometam a integridade do bico e avaliar a mucosa oral procurando lesões, corpos estranhos e corrimentos anormais [71, 98].

Os ouvidos e olhos devem ser observados para procurar lesões, sendo o acesso fácil a estes, afastando as penas para avaliar o ouvido e as pálpebras para o olho [71, 98, 99].

Para Keymer o exame interno deve ser feito com o animal fixo à mesa de necrópsia sendo esta fixação pregando o animal pelas asas e patas ou através de fitas e cordas [98].

O animal deve ser colocado em decúbito dorsal para permitir um fácil acesso à cavidade celómica [98, 99]. As penas do pescoço e peito são então removidas para permitir aceder à pele e fazer a incisão [98], ou então molhadas e desviadas do local de incisão [71]. A incisão é feita na linha média ventral, desde a zona do pescoço até à abertura da cloaca, e a pele é retraída, expondo o tecido subcutâneo e músculos do pescoço, corpo e membros [71, 98, 99]. A exposição dos músculos permite a avaliação dos mesmos em termos de alterações visíveis, tamanho (importante na avaliação da condição corporal destes animais), integridade, consistência, cor e pode então ser realizada uma incisão nos mesmos procurando alterações internas [71, 98, 99]. A avaliação corporal é dada não só pelo volume dos músculos peitorais, como também pela presença de gordura subcutânea [71, 99] e pela gordura mesentérica, sendo esta última apenas possível de realizar quando é realizado o acesso à cavidade celómica [71]. O acesso à cavidade torácica é feito pelo corte das costelas bilateralmente e do osso coracoide e clavicular [71, 98]. Apesar de não existir diafragma nesta classe existe separação dos órgãos torácicos e abdominais por parte de uma prega pulmonar ventral aos pulmões [98].

De seguida procede-se à remoção do fígado, avaliando a superfície e a consistência ao tato, realizando só depois os cortes, examinando o aspeto interior e retirando as amostras necessárias [71, 98, 99]. Passa-se então à remoção do trato alimentar desde o esófago até à cloaca, sendo o esófago seccionado na zona da faringe apanhando a mesma [98] ou então feita uma incisão a nível mandibular ventral que permita a retração da língua e todas as estruturas caudais a esta [71]. A cloaca é cortada junto

da abertura exterior [98] ou cortada a pele adjacente, preservando a abertura exterior da cloaca [71]. Ao longo de todo o trato digestivo as estruturas são libertas dos seus ligamentos às paredes das cavidades para assim ser possível retirar todo o trato sem que seja rompido [71, 98]. O lumen do esófago e estômago devem ser observados, sendo para isso estes órgãos abertos [71, 98, 99]. Deve ser observada a integridade da parede, a consistência dos mucos presentes nas várias estruturas [98, 99], e no caso de estarem presentes parasitas, estes devem ser recolhidos para identificação [98]. Se se pretender realizar testes de histopatologia e/ou microbiologia, devem-se colher amostras dos vários órgãos em vários locais distintos [98].

No esófago de algumas espécies existe um divertículo designado papo, estando no entanto ausentes em algumas espécies, como é o caso dos indivíduos da família Laridae [16, 98]. O esófago acaba no proventrículo que precede a moela, no entanto, em aves não granívoras a moela possui a parede fina não sendo muitas vezes distinta do papo, designando-se nestes casos a estrutura formada pelo proventrículo e moela de estômago [98]. No lumen do proventrículo é possível verificar a abertura das glândulas secretoras de muco lubrificante e das secretoras de enzimas digestivas [98]. Os intestinos delgado e grosso podem ser de difícil distinção entre eles à vista imediata. O intestino delgado é formado pelo duodeno, jejuno e íleo, sendo o primeiro a porção mais cranial e intimamente associada ao pâncreas à volta do qual forma uma curvatura em "U", sendo depois disso considerado jejuno. O íleo inicia-se a seguir a um divertículo, que em animais adultos é de difícil identificação [71, 98]. O fim do intestino delgado e início do intestino grosso é marcado pela presença de cecos, que conforme a espécie podem ser duplos, únicos, vestigiais ou estar mesmo ausentes [71, 98]. O intestino grosso é curto e por vezes denominado de colorectum, estrutura que abre para a cloaca assim como o trato urinário e o trato reprodutor [98].

Depois pode ser removido o coração e grandes vasos, devendo a aorta descendente ser seccionada apenas na zona de bifurcação das artérias ilíacas [98]. As artérias devem ser abertas e a túnica íntima examinada para lesões como por exemplo arterioesclerose e o coração deve ser avaliado interna e externamente [71, 98, 99]. Quanto ao coração propriamente dito, todas as cavidades devem ser abertas [71, 99] e observado o interior, avaliando a integridade das válvulas atrio-ventriculares [71]. Pizarro defende que o coração deve ser retirado antes de se proceder à remoção do trato GI [71].

No trato respiratório, a traqueia deve ser aberta e pesquisadas lesões, alterações do muco e presença de parasitas [71]. Os pulmões são estruturas adjacentes à parede

costal e intimamente ligados a estes, sendo difícil a remoção [71, 98] mas podendo esta ser realizada com dissecação romba cuidada [98]. A estrutura e integridade dos pulmões e dos sacos aéreos (estruturas transparentes na cavidade abdominal, difíceis de distinguir se normais) devem ser avaliadas e procuradas lesões de septicemia, micose e micoplasmose [98, 99].

O trato urinário é marcado pela ausência de bexiga, e os rins são órgãos lobulados inseridos em depressões ósseas ao nível do sinsacro (osso composto pela fusão completa ou incompleta do sacro com vértebras lombares e coccígeas) [98, 99]. Deve ser analisada a aparência e especialmente a cor destes órgãos [71, 98, 99]. Uma cor acastanhada e túbulos proeminentemente distendidos com uratos castanhos são indicadores de nefrose [98].

No que diz respeito ao trato reprodutor, as fêmeas de maior parte das espécies apresentam apenas o oviducto esquerdo, devendo este e o ovário ser analisados quanto à aparência geral [71, 98, 99]. Quanto aos machos, os testículos são estruturas pares, ovoides e de cor entre cinzento esbranquiçado e preto localizados anteriormente aos rins [71, 98, 99]. O pénis é vestigial na maioria das espécies e não está associado à uretra [98].

Na Figura 52 é demonstrado o acesso à cavidade torácica das aves.



Figura 52 - Necrópsia a um *Puffinus mauretanicus*. Acesso à cavidade torácica por corte e retração do esterno e costelas.

Caso clínico

História Clínica

Foi avistado cerca das 8h00 um mamífero marinho arrojado na praia azul em Santa Cruz, concelho de Torres Vedras. Um civil, a primeira pessoa a encontrar o animal, tentou por várias vezes colocar o animal de novo dentro de água, voltando o animal a arrojar em todas elas.

Por volta das 9h00 chegam ao local nadadores salvadores do Instituto de Socorro a Náufragos (ISN). Com estes, o cetáceo é suportado dentro de água e dá-se início ao processo de alerta de arrojamento de mamíferos marinhos contactando as entidades responsáveis.

Pelas 10h40 o CRAM-Q é alertado para a presença de um mamífero marinho que tinha arrojado vivo, no entanto, esperava ordem de intervenção ao animal por parte da Rede de Arrojamento de Mamíferos Marinhos (RAMM), entidade responsável pela coordenação das equipas de resgate e reabilitação destes animais. Esta ordem foi recebida pouco tempo depois, e por volta das 11h05 a equipa do CRAM-Q abandona as instalações, com todo o material necessário para o resgate, estimando o tempo de percurso até ao local de arrojamento em aproximadamente 1 hora e 30 minutos.

Ao chegar ao local de arrojamento, por volta das 12h45, o animal é identificado como um cachalote pigmeu (*Kogia breviceps*) e é avaliado o estado do animal. São verificadas lesões cutâneas abrasivas e lesões punctiformes nas zonas mandibular, barbatanas peitorais e na zona ventral, sendo a sua extensão significativa e com processo inflamatório local ativo. O animal está alerta, responsivo e taquípneico, sendo as respirações regulares, não indicativas de obstrução e sem corrimentos e cheiros anormais.

É consultado o veterinário responsável para ponderação da decisão e procedimentos a serem realizados. É decidido que o animal está em condições que necessitam reabilitação, não justificando no entanto a eutanásia. O cetáceo é então entubado para hidratação oral, tendo sido administrados 700 mL de fluidos compostos por glicose a 5% e água na proporção de 1:1. Após a hidratação é administrado um total de 5mg de diazepam por via intramuscular, e procede-se à manipulação necessária do animal para o transportar até ao centro de reabilitação de Quiaios. O transporte inicia-se às 13h10 e a chegada ao centro às 14h50, sendo o animal colocado num tanque já preparado para o receber. Na água o animal consegue suportar-se sozinho, apesar de apresentar dificuldades em manter-se à tona de água. Os movimentos são limitados

em amplitude, mas normais para animais arrojados e debilitados. Em termos de percurso e posicionamento não existe nenhum indício de alterações neuro-motoras. De referir que durante todo o tempo de reabilitação estava uma pessoa dentro do tanque para suportar e auxiliar o animal em caso de necessidade. As pessoas eram organizadas em equipas, divididas por turnos de 8 horas.

O animal é então medido, pesado e é feita uma colheita de sangue. Os resultados obtidos estão demonstrados nas Tabelas 5, 6 e 7:

Tabela 5 - Resultados da primeira prova hematológica realizada ao *Kogia breviceps*. Valores de referência obtidos a partir de: [100]

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de referência para <i>Kogia spp.</i>
Hemoglobina (g/dL)	23,3	16 - 24
Hematócrito (%)	66	48 - 62
CHCM (g/dL)	36,8	35 - 45
Leucócitos ($\times 10^6/\mu\text{L}$)	9,0	3,0 - 7,0
Plaquetas ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	238	> 100

Tabela 6 - Resultados da primeira prova bioquímica realizada ao *Kogia breviceps*. Valores de referência obtidos a partir de: [100]

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de referência para <i>Kogia spp.</i>
Glucose (mg/dL)	116	75 - 160
Ureia sérica (mg/dL)	33	< 80
Creatinina	0,8	< 2,0
Proteínas totais (g/dL)	6,8	5,0 - 8,0
Bilirrubina Total (mg/dL)	1,1	< 0,5
Fosfatase Alcalina (U/L)	350	> 150
ALT (U/L)	70	< 30
GGT (U/L)	11	< 400
Colesterol (mg/dL)	502	150 - 300

Tabela 7 - Resultados da primeira prova eletrolítica realizada ao *Kogia breviceps*. Valores de referência obtidos a partir de: [100]

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de referência para <i>Kogia spp.</i>
Sódio (mEq/L)	145	145 - 160
Potássio (mEq/L)	4,6	4,0 - 4,8
Cloro (mEq/L)	116	105 - 120
pCO ₂	41,6	
pH	7,3	7,2 - 7,4
TCO ₂	25	
HCO ₃ ⁻	24	
Gap aniônico	10	

Cerca de 45 minutos depois da colheita de sangue é realizada nova hidratação com 1L de água. São também administrados 500mg de enrofloxacin via IM (em dois locais diferentes) e 20 mL de Duphaftral E-Se ® também via IM. A administração de Duphaftral é o equivalente a 500 mg de vitamina E, 250 mg de vitamina B1 e 20 mg de selênio.

Nova hidratação é realizada duas horas depois e repetida a cada duas horas. Os líquidos fornecidos foram água (às 19h50, 21h30, 05h10) e água e glicose a 5% na proporção de 1:1 (às 17h45, 23h45, 01h30, 07h30, 09h40, 11h30 e 13h30). Apenas uma das entubações, às 03h30, não foi conseguida porque o animal quando entubado sustinha a respiração. Ao entubar o animal foi possível observar ao retirar o tubo, uma substância oleosa e acastanhada, supostas inicialmente como restos de comida.

As defecações eram registradas, e consistiam em substância acastanhada, sólida e em pequenas quantidades até cerca das 20h00 do primeiro dia de reabilitação. Por volta das 22h estas defecações tornam-se totalmente líquidas, com pedaços sólidos inidentificáveis, permanecem castanhas mas agora em grandes quantidades capazes de deixar a água da piscina totalmente turva, prolongando-se este tipo de defecações até ao dia seguinte. O estado dos tanques após estas defecações pode ser observado na Figura 53.

Cerca das 21h30 o animal apresenta vários episódios de submersão e rolamento para o lado esquerdo, tendo que ser suportado e elevado até à superfície. Estes episódios foram-se repetindo ao longo da manhã (por volta das 06h30, 08h45, 09h40, 10h45 e 12h50) agravando-se pela elevação da barbatana caudal, comportamento este

anormal em animais sem alterações e também sendo observadas mioclonias. Às 9h40 o animal começa a nadar de lado, com comportamento semelhante ao de amamentação e às 9h50 foi observada espuma no espiráculo.

Às 10h45 o animal é transferido para outro tanque devido às condições da água do primeiro.



Figura 53 - Coloração castanha avermelhada proveniente das defecações do *Kogia breviceps*.

Às 11h30 são realizadas novas análises sanguíneas cujos resultados são apresentados nas Tabelas 8, 9 e 10.

Tabela 8 - Resultados da segunda prova hematológica realizada ao *Kogia breviceps*. Valores de referência obtidos a partir de: [100]

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de referência para <i>Kogia spp.</i>
Leucócitos ($\times 10^6/\mu\text{L}$)	10,49	3,0 - 7,0
Plaquetas ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	219	> 100

Tabela 9 - Resultados da segunda prova bioquímica realizada ao *Kogia breviceps*. Valores de referência obtidos a partir de: [100]

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de referência para <i>Kogia spp.</i>
Glucose (mg/dL)	119	75 - 160
Ureia sérica (mg/dL)	15	< 80

Tabela 10 - Resultados da segunda prova eletrolítica realizada ao *Kogia breviceps*. Valores de referência obtidos a partir de: [100]

Parâmetro Avaliado	Resultado	Valor de referência para <i>Kogia spp.</i>
Sódio (mEq/L)	122	145 - 160
Potássio (mEq/L)	5,5	4,0 - 4,8
Cloro (mEq/L)	96	105 - 120
pCO ₂	29,9	
pH	7,5	7,2 - 7,4
TCO ₂	25	
HCO ₃ ⁻	24,2	
Gap aniônico	7	

Pelas 12h53 o animal baixa a cauda, não existindo tónus na mesma. A partir deste episódio existe mais uma defecação com pedaços sólidos de grande tamanho, é realizada mais uma hidratação (13h30) e por volta das 14h o animal apresenta-se debilitado, tendo de ser suportado e às 14h20 o animal coloca a cauda para baixo, ficando imóvel e contraído. Ocorre uma paragem respiratória e é declarado como morto.

Foi posteriormente realizada necrópsia, sendo os resultados da mesma, referidos mais adiante.

Lista de problemas

O arrojamento de animais leva à evolução de vários estados degenerativos da saúde dos animais, tais como choque, colapso vascular e alterações dos órgãos internos em consequência da situação de suporte do seu próprio peso quando em terra [5]. Por esta razão, apesar de se poder desconfiar de uma patologia que tenha debilitado o animal e o tenha levado a arrojá-lo, não se pode concluir que este é o caso.

Objetivamente o animal apresentava como problemas iniciais:

- Taquipneia;
- Lesões cutâneas extensas;
- Debilidade generalizada.

Com a chegada ao centro e a realização das análises, pôde-se adicionar à lista:

- Policitémia;
- Leucocitose;

- Trombocitose;
- Hiperbilirrubinemia;
- Aumento da ALT;
- Hipercolesterolemia;
- Aumento da pressão parcial de CO₂.

Em termos de diagnósticos diferenciais para cada uma das alterações e que possam ser consideradas para o caso, temos que:

- A taquipneia pode ter várias origens não necessariamente associadas a patologia respiratória. Pode ter a sua origem na hipertermia, stress e compressão pulmonar associados aos processos de arrojamento, ou pode ser consequência de processos de dor cuja origem pode ser de qualquer origem [5].
- A policitemia pode ser relativa ou absoluta. Na policitemia relativa existe hemoconcentração, devido a contração esplênica ou a processos de desidratação, devendo neste caso estarem aumentadas também as proteínas plasmáticas totais. A policitemia absoluta diz respeito a estados de libertação de eritrócitos para a circulação. Esta libertação pode ser consequência de processos primários mieloproliferativos, ou pode ser secundária, sendo esta última consequência de situações de hipoxia ou a situações de excessiva produção de eritropoietina [101-104].
- A leucocitose ocorre em resposta a processos inflamatórios ou estados de stress. Os processos inflamatórios podem ser agudos, crónicos ou hiperagudos [101], sendo que para diferenciar estes deve ser realizado o leucograma diferencial.
- A trombocitose verifica-se em casos de resposta a processos prévios de trombocitopenia, em casos de exercício intenso, com altas concentrações de glucocorticoides em circulação, em neoplasias ou em processos mieloproliferativos [105-108].
- A hiperbilirrubinemia pode ter a origem em processos pré-hepáticos, hepáticos ou pós-hepáticos. Para distinguir entre estas seria necessário fazer provas que nos permitissem avaliar a bilirrubina conjugada e não conjugada [109].
- O aumento da ALT indica que existe lesão celular dos hepatócitos [109].
- O aumento do colesterol pode ocorrer em consequência de hipoalbuminemia. O fígado ao aumentar a produção de albumina para compensar, aumenta

também o metabolismo lipídico, e em consequência, aumenta o colesterol plasmático [110].

- O aumento da pressão parcial de CO₂ pode ser consequência da taquipneia, por insuficiente hematose, e permanência de dióxido de carbono em circulação.

Com as segundas análises realizadas agrava-se a leucocitose, e verifica-se o desenvolvimento de hiponatrémia, hipercalémia e hipoclorémia.

- A hiponatrémia não associada à diluição sanguínea tem como causas a perda intestinal, a perda para as cavidades peritonite, pancreatite, uroabdômen e efusão cavitária) [111].
- A hipercalémia pode-se dever a erros associados a trombocitose ou a contagens altas de leucócitos. Mais frequentemente está no entanto associada à excreção renal diminuída como acontece em obstruções uretrais e na insuficiência renal com anúria ou oligúria. Pode estar também associada a diarreias e úlceras duodenais perfurantes [112].
- A hipoclorémia pode-se dever a perda gastrointestinal, como acontece em casos de diarreia e úlceras duodenais perfurantes; ou a perda renal, em resposta a acidose respiratória crônica [113].

Necrópsia

Externamente o animal apresentava lesões abrasivas coincidentes com as encontradas durante o exame físico inicial. A zona anal estava conspurcada com os produtos fecais, líquidos e castanhos consistentes com os produtos de defecação do animal quando vivo. Possuía também duas lesões circulares na pele, com cerca de 1,5x0,7 cm e 2,5x2 cm e de aspeto necrótico. Ao exame da cavidade oral foi observado que a língua se apresentava cianótica.

Ao remover a pele foram observados processos inflamatórios a nível muscular consistentes com os locais de administração medicamentosa. O linfonodo pré-escapular apresentava-se aumentado e hemorrágico.

Com a exposição da cavidade abdominal era observável congestão vascular no estômago, omento, intestino delgado e bexiga. Era também evidente a coloração esverdeada do intestino delgado, junto à face medial do fígado.

O fígado apresentava na face ventral, entre os lobos uma lesão evidente. Ao corte havia extravasamento de líquido, sendo a lesão consistente com inflamação e edema hepático. O restante fígado apresentava-se congestionado.

O estômago foi aberto e no lumen estavam presentes plásticos e parasitas em grande quantidade. As mucosas do primeiro e terceiro estômago apresentavam-se normais. O segundo estômago possuía a mucosa hiperémica e com uma úlcera proeminente e ativa com cerca de 5x3 cm. O duodeno apresentava-se igualmente hiperémico, assim como o pâncreas. Ao corte este órgão apresentava o parênquima hemorrágico. A verificação do intestino delgado evidenciou zonas congestionadas, não só no que diz respeito à mucosa, mas também respeitante ao mesentério. A este nível, para além da congestão dos vasos, existia adenomegália. O trato distal do trato gastrointestinal apresentava-se com uma cor hemorrágica. A abertura do reto evidenciou um conteúdo espesso e castanho-escuro.

No exame da cavidade abdominal, já sem o trato GI observou-se que a adrenal esquerda se encontrava hemorrágica. Os rins encontravam-se ambos congestionados. A bexiga, pouco volumosa, possuía urina límpida, translúcida e de cor amarela clara. Este órgão estava no entanto hiperémico e a sua mucosa congestionada.

No que diz respeito ao aparelho respiratório, ao corte pode-se verificar que o espiráculo e sacos de ar associados possuíam conteúdo espumoso. A laringe, porção denominada "bico de pato" possuía um aspeto pálido. Externamente o pulmão direito apresentava-se hiperémico. A traqueia e brônquios foram então seccionados longitudinalmente apresentando o lumen com uma quantidade enorme de espuma. Ao corte ambos os pulmões estavam cheios de espuma. A espuma é consistente com edema pulmonar extra intersticial.

O coração apresentava-se também altamente congestionado.

O sistema nervoso central apresentava as meninges altamente congestionadas, e zonas hemorrágicas especialmente ventrais.

As fotografias da necrópsia são ilustradas nas Figuras 54 a 61.



Figura 54 - Abrasões cutâneas ventrais do *Kogia breviceps*.

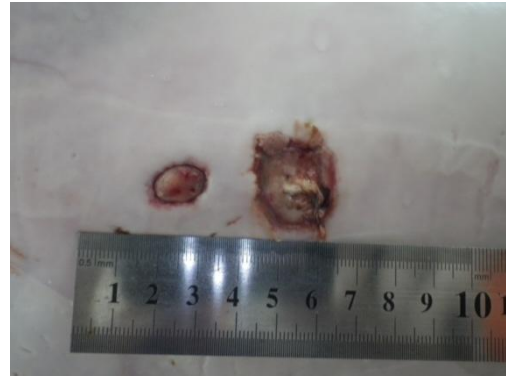


Figura 55 - Lesões cutâneas necrosantes no *Kogia breviceps*.



Figura 56 - Lesão hepática no *Kogia breviceps*.



Figura 57 - Fotografia do mesentério do *Kogia breviceps*. De notar a congestão vascular e a adenomegália mesentérica.



Figura 58 - Conteúdo do segundo estômago do *Kogia breviceps*.



Figura 59 - Úlcera gástrica no segundo estômago do *Kogia breviceps*.



Figura 60 - Vias aéreas inferiores abertas expondo a espuma luminal. Caso do *Kogia breviceps*.



Figura 61 - Encéfalo com vasos congestionados no caso do *Kogia breviceps*.

Diagnóstico Definitivo

A hiperémia generalizada verificada na necrópsia é consistente com estados de septicémia e/ou toxémia.

A obstrução do trato GI pode ter levado a uma alteração da flora intestinal que permitiu a sua proliferação e em consequência uma alteração do meio luminal que comprometeu a integridade da mucosa. A perda de integridade permite que os subprodutos do metabolismo bacteriano entrem em circulação, provocando danos a nível celular do parênquima de vários órgãos, incluindo fígado.

Esta situação debilitante do animal pode ter sido a causa do seu arrojamento. As alterações pulmonares podem advir da aspiração de água em consequência do arrojamento, desenvolvendo assim o edema pulmonar.

Discussão

Os cachalotes-pigmeus (*Kogia breviceps*) são animais com presença mundial, pelas águas temperadas e tropicais dos oceanos Atlântico, Pacífico e Índico [26, 27, 100, 114-116]. A sua distribuição específica é ainda desconhecida, sendo a maior parte do conhecimento ecológico destes animais deduzido a partir de casos de arrojamentos, ocorrendo estes maioritariamente no Outono-Inverno [26]. Desconhecendo em profundidade a ecologia da espécie não se sabe se existem mais arrojamentos por haver maior número de indivíduos nesta altura ou se por ser a época migratória desta espécie [26]. Deduz-se que estes animais permaneçam em águas ao longo das plataformas continentais até cerca de 1000m de profundidade (zona epi e mesopelágica) [26, 27], não se restringindo no entanto a estas [27].

Os conteúdos estomacais encontrados em animais arrojados sugerem que estes animais se alimentam de animais pelágicos maioritariamente cefalópodes, fazendo também parte da dieta peixe e crustáceos [26, 27, 114, 115]. Manire refere, no entanto, que esta pode não ser uma conclusão viável, pois os bicos de lula encontrados podem ter permanecido e acumular-se no estômago destes animais ao longo de até 40 dias, enquanto as restantes presas podem ter tempos de permanência muito menores [100]. A alimentação é feita por aspiração [26, 27],

Pelos registos existentes são mais frequentes as doenças cardíacas degenerativas, pneumonia e doenças do sistema imunitário associadas ao timo [26]. São comuns também os nemátodes (*Anisakis spp*, *Crassicauda spp.*, *Terranova cericola* e *Stenurus auditivus*) [27, 117] e céstodes intestinais (*Monorygma grimaldii* e *Phyllobothrium delphini*) presentes em grande número [26, 27]. Na necrópsia do animal ingressado no CRAM-Q pôde-se verificar a presença de nemátodes no lumen gástrico, sendo aguardada ainda a identificação dos mesmos.

Anatomicamente o trato digestivo inferior possui uma estrutura em forma de balão que está preenchida normalmente com líquido castanho-avermelhado que é libertado quando o animal é perturbado [26, 27], descrito por Manire como fezes normais para estes animais [100]. O animal ingressado, apesar de excretar este tipo de produtos de consistência líquida pelo ânus, excretava ocasionalmente produtos sólidos não identificáveis, não tendo sido realizada nenhuma análise posterior a estes dejetos.

McAlpine associa o pequeno número de indivíduos desta espécie e os raros avistamentos no mar à diminuta interação com humanos [26], havendo não obstante um número significativo de arrojamentos [100] São registadas ocasionais capturas acidentais em redes de emalhe [26, 27], apesar da mortalidade associada ser pequena [26]. Existem no entanto cada vez mais indícios que estes animais mostram propensão para a ingestão de resíduos tais como sacos de plástico, luvas de látex e balões [26, 27, 100, 118, 119]. Vários casos estão documentados em que estes objetos provocaram obstrução intestinal resultando na morte do animal [26, 27, 118, 119]. Este problema pode-se dever aos seus hábitos alimentares, caçando estes animais em zonas de pouca luminosidade e com recurso a ecolocalização da presa. Pela parecença de um grupo alimentar, que são as lulas, ao aspeto de sacos plásticos e luvas pode existir confusão destes animais, acabando por ingerir materiais estranhos. Noutro ponto, o facto de se alimentarem por aspiração pode dificultar a seleção do alimento quando na cavidade oral, sendo possível que a passagem até ao estômago destes objetos seja facilitada. Este tipo de ingestão de detritos plásticos e de redes

está também documentado em outras espécies e em espécies marinhas de outras classes como a das aves e dos répteis, estando associado igualmente à morte desses animais [120].

A taxa de sobrevivência de animais desta espécie quando arrojados é baixa, não sobrevivendo normalmente mais que alguns meses em cativeiro e sendo usual morrerem nos primeiros dias [26, 27, 100]. São animais muito suscetíveis à desidratação, às alterações dietéticas e a reações farmacológicas [27, 100]. É fundamental para a sobrevivência destes animais em cativeiro que seja mantida a passagem de alimento pelo trato intestinal, tendo em necrópsias de animais em reabilitação sido identificadas frequentemente ruturas gastrointestinais, obstruções completas e torções [27]. É também frequente encontrar cardiomiopatias induzidas por stress nestes animais, principalmente em adultos [27]. A razão pela qual o stress é um fator tão significativo não se conhece, mas alterações anatómicas na glândula adrenal podem estar relacionadas com a perceção exagerada de stress nestes animais [121]. A instabilidade destes animais quando em reabilitação é tal que Manire refere que alguns animais são libertos antes da sua reabilitação completa para evitar a morte durante o cativeiro [100].

Os cuidados iniciam-se no local de arrojamento e devem ser os mesmos que para qualquer outra espécie de cetáceos que tenha arrojado, sendo estes a desobstrução do espiráculo, a proteção do animal das intempéries e a hidratação via entubação esofágica [100]. De referir que nestes animais o "bico pato" e laringe se encontram desviados para a esquerda do animal, não sendo possível passar o tubo por este mesmo lado [100]. Os fluidos a serem utilizados devem ser ricos em eletrólitos, sendo a fórmula ideal constituída por:

- 2,5 mL de NaCl;
- 1,25 mL de KCl;
- 2,5 mL de bicarbonato de sódio;
- 60 mL de glicose em grânulos;
- 1L de água fervida [100].

Caso esta fórmula não esteja disponível não se deve abdicar da fluidoterapia, fornecendo água potável [100]. Em termos de quantidade está indicada para animais adultos a administração de 2L, diminuindo este volume caso o animal vá ser transportado a seguir [100]. Ao animal referido no caso foram realizados todos os procedimentos base adequados no local de arrojamento, com a exceção da disponibilidade da fórmula de fluidoterapia, tendo sido utilizada água corrente.

Pela facilidade com que ocorrem alterações eletrolíticas nestes animais está indicada a colheita de sangue para avaliação destes parâmetros, podendo no entanto os níveis estar aumentados por desidratação ou por consumo excessivo de água do mar, ou muito diminuídos [100]. Em termos de transporte devem ser tomados os mesmos cuidados que para os restantes cetáceos, devendo ser removidos objetos do campo de visão do animal que o possam agitar [100].

Para a reabilitação as primeiras 12 a 24h são cruciais, e à chegada às instalações de reabilitação os animais devem ser pesados para permitir a dosagem adequada da medicação [100]. A hidratação deve ser mantida e deve ser regular até fazer entre 16 e 24L em 24h (para um animal de 3 a 4m) e tendo por base as análises eletrolíticas realizadas [100]. Caso exista refluxo do líquido administrado deve-se assumir que existe um bloqueio, não devendo no entanto desistir e tentando fornecer a maior quantidade possível por entubação [100]. A monitorização dos valores eletrolíticos e parâmetros de avaliação do estado de hidratação (hematócrito e proteínas totais) deve ser realizada diariamente até à estabilização dos mesmos [100]. No caso do *Kogia breviceps* ingressado no centro, os valores eletrolíticos iniciais encontravam-se controlados e dentro dos valores de referência, tendo aumentado no dia seguinte o potássio e tendo diminuído o sódio e o cloro, não sendo no entanto uma situação prolongada de distúrbio eletrolítico e sendo pouco provável que fosse o problema primário a resultar na morte deste animal.

Em termos de estado de saúde do animal, deve ser frequentemente avaliada a função respiratória através da auscultação bilateral, pois é bastante frequente a presença de água do mar nos pulmões, pneumonias e edemas pulmonares [100]. As dificuldades respiratórias são verificadas pelo aumento da frequência respiratória e pelas respirações mais superficiais, podendo neste caso ser administrada 1 a 2 mg/kg de furosemida, via IV ou IM e com 8h de intervalo se necessárias repetições [100].

A obtenção do diagnóstico definitivo deve ser baseada: no exame físico; nos valores hematológicos e bioquímicos; nos esfregaços do espiráculo para citologia; na coleção de fezes; e na obtenção de conteúdo gástrico para parasitologia, citologia e avaliação do pH [100]. A identificação de detritos no trato GI no exame físico passa pela percussão da parede abdominal durante o exame físico permitindo identificar a presença de gás nas vísceras afetadas [118]. A coprologia permite diagnosticar a presença de parasitas e a obtenção de avaliação do conteúdo gástrico e do pH pode ser realizada com a entubação gástrica [118]. No centro estes procedimentos não foram realizados, podendo ter ajudado, caso realizados, na identificação do problema

primário. Juntamente com as provas hematológicas poderia ter sido realizada a contagem diferencial de leucócitos, que poderia ter permitido identificar inflamação.

A antibioterapia, na eventualidade de serem verificados indícios de pneumonia ou líquido nos pulmões, deve ser baseada em enrofloxacina (2,5 - 5 mg/kg IM BiD), evitando antibióticos orais até que a motilidade GI seja recuperada [100].

As condições ambientais dos tanques ideais para a reabilitação destes animais são por volta dos 28°C, com cerca de 15m de diâmetro para animais adultos e a água deve ser eficientemente filtrada e, tratada para diminuir o crescimento bacteriano com ozono, luz ultravioleta ou com cloro, sendo este último o menos adequado mantendo os níveis idealmente abaixo de 0,5 ppm [100]. No centro, todas as exigências eram cumpridas, no entanto, o controlo bacteriano era realizado com cloro, apesar de não ultrapassar os valores recomendados.

Após a estabilização do animal, para completar o diagnóstico ou detetar problemas concomitantes, podem ser utilizados meios auxiliares de diagnóstico como ecocardiograma, eletrocardiograma, gastroscopia, ecografia abdominal, lavagens bronco-alveolares, radiografias, urianálises (considerar que a algaliação é muito difícil nestes animais), e culturas e testes de sensibilidade a antibióticos entre outros [100]. O animal acompanhado não superou a fase crítica da reabilitação, sendo, pelo estado debilitado em que se encontrava, evitado realizar procedimentos que aumentassem o stress e que pudessem pôr em causa a saúde já débil deste animal. Outro aspeto a ter em conta é que a realização de exames complementares encontra muitos problemas logísticos, passando pela necessidade de materiais de grandes dimensões e prontos a receber animais deste porte (como acontece por exemplo na realização de radiografias e TAC's), pela resistência que os materiais têm que possuir para adaptação à água salgada do meio em que o animal se encontra e sendo também um fator limitante o custo da realização de muitos procedimentos complicados, apesar de no caso de animais de alto valor ecológico, ser dispensada uma maior verba.

Conclusão

A prática de medicina de reabilitação é pouco abordada na formação de médicos veterinários, especialmente no que toca a animais marinhos. No entanto esta é uma área que infelizmente tem vindo a crescer em necessidades de resposta aos animais arrojados.

Durante o estágio apercebi-me da imensa variedade biológica que os oceanos albergam, sendo que diferentes anatomias envolvem diferentes fisiologias, e em consequência abordagens totalmente distintas conforme as espécies em reabilitação. No entanto, independentemente das diferenças um fator comum aplica-se a todo o tipo de reabilitação de animais selvagens, sendo este a simulação o mais completa possível das condições que os animais presenciam na vida selvagem. Este é um fator de extrema importância, não podendo ser menosprezado quando se aspira à completa reabilitação de um animal e consequente libertação. Neste aspeto os centros beneficiam de uma equipa multidisciplinar com diferentes conhecimentos para diferentes aplicações práticas, sendo aí que se insere o médico veterinário.

Bibliografia

1. Best, D. & Mullineaux, E. (2003) *Basic principles of treating wildlife casualties*. In E. Mullineaux, D. Best & J.E. Cooper (Eds.), *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. (p.6-28). Gloucester, England: British Small Animal Veterinary Association.
2. Geraci, J.R. (2000) *Cetacean Strandings*. In *Marine Wildlife*. (p.19-31). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
3. Regional Activity Centre for Specially Protected Areas (2004) *Guidelines for the Development of National Networks of Cetacean Strandings Monitoring*. Acedido em agosto de 2012, disponível em: http://www.rac-spa.org/sites/default/files/doc_cetacean/stranding.pdf.
4. Walsh, M.T., Ewing, R.Y., Odell, D.K. & Bossart, G.D. (2001) *Mass Strandings of Cetaceans*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.83-96). Boca Raton, Florida: CRC Press.
5. Geraci, J.R. (2000) *Marine Mammal Strandings and the Role of the Veterinarian*. In *Marine Wildlife*. (p.33-54). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
6. Bailey, T.A. (2004) *Capture and Handling*. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine*. (p.1-14). London, England: Mosby.
7. Keeble, E. (2003) *Seabirds: gulls, auks, gannets, petrels*. In E. Mullineaux, D. Best, & J.E. Cooper (Eds.), *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. (p.202-234). Gloucester, England: British Small Animal Veterinary Association.
8. Swingle, W.M., D'Eri, L., Trapani, C., & Lynott, M. (2012) *Marine Mammal and Sea Turtle Stranding Response - 2011 Grant Report*. Acedido em julho de 2012, disponível em: http://www.virginiaaquarium.com/research-conservation/Documents/VAQF2012_02.pdf

9. Wyneken, J., Mader, D.R., Webber III, E.S. & Merigo, C. (2006) *Medical Care of Seaturtles*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.972-1007). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
10. Kelly, R. & Gordon, A. (2000) *Diseases of Marine Turtles*. In *Marine Wildlife*. (p.135-145). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
11. Hulst, F. (2000) *Husbandry, nutrition, handling and anaesthesia of marine turtles*. In *Marine Wildlife*. (p.1-16). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
12. Barnett, J. & Robinson, I. (2003) *Marine Mammals*. In E. Mullineaux, D. Best, & J.E. Cooper (Eds.), *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*. (p.182-200). Gloucester, England: British Small Animal Veterinary Association.
13. Cowan, D.F., House C. & House. J.A. (2001) *Public Health*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p767-778). Boca Raton, Florida: CRC Press.
14. Geraci, J.R. (2000) *Handling and Transport of Cetaceans*. In *Marine Wildlife*. (p.97-108). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
15. Hall, E. (2000) *Transport, Handling and Husbandry of Seabirds*. In *Marine Wildlife*. (p.319-333). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
16. Vogelnest, L. (2000) *Veterinary Management of Seabirds*. In *Marine Wildlife*. (p.199-235). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
17. Hall, E. (2000) *Rehabilitation and Release of Seabirds*. In *Marine Wildlife*. (p.335-368). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
18. Geraci, J.R. (2000) *Ethics of Marine Wildlife Rescue, Rehabilitation and Release*. In *Marine Wildlife*. (p.55-67). Sea World Nara Resort, Gold

- Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
19. Geraci, J.R. (2000) *Rehabilitation and Release of Cetaceans and Pinnipeds*. In *Marine Wildlife*. (p.69-82). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
 20. Cubas, P.H. & Baptistotte, C. (2006) *Chelonia (Tartaruga, Cágado, Jabuti)*. In Z.S. Cubas, J.C.R. Silva & J.L. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens - Medicina Veterinária*. (p.86-119). São Paulo, Brasil: Roca.
 21. McArthur, S., Wilkinson, R. & Meyer, J. (2004) *A chelonian taxonomy (Order Testudines)*. In *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles (Apêndice E)*. (p.520-522). Oxford: Blackwell Publishing.
 22. Marigo, J. (2006) *Cetacea (Golfinho, Baleia)*. In Z.S. Cubas, J.C.R. Silva & J.L. Catão-Dias (Eds.), *Tratado de Animais Selvagens - Medicina Veterinária*. (p.715-724). São Paulo, Brasil: Roca.
 23. Rogers, T. (2000) *Cetaceans*. In *Marine Wildlife*. (p.277-289). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
 24. Geraci, J.R. (2000) *Cetacean Anatomy and Physiology*. In *Marine Wildlife*. (p.377-384). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
 25. LeDuc, R. (2009) *Delphinids, Overview*. In W.F. Perrin, B. Würsig & J.G.M. Thewissen (Eds.), *Encyclopedia of Marine Mammals*. (p.298-302). Burlington, Massachusetts: Academic Prints.
 26. McAlpine, D.F. (2009) *Pygmy and Dwarf Sperm Whales*. In W.F. Perrin, B. Würsig & J.G.M. Thewissen (Eds.), *Encyclopedia of Marine Mammals*. (p.936-938). Burlington, Massachusetts: Academic Prints.
 27. Bloodworth, B.E. & Odell, D.K. (2008) *Kogia breviceps (Cetacea: Kogiidae)*. *Mammalian Species*, 819, 1-12.

28. Hernandez-Divers, S.J. (2006) *Diagnostic Techniques*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.490-532). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
29. McArthur, S., Meyer, J. & Innis, C. (2004) *Anatomy and Physiology*. In S. McArthur, R. Wilkinson & J. Meyer (Eds.), *Medicine and Surgery of Turtles and Tortoises*. (p.35-72). Oxford: Blackwell Publishing.
30. Valente, A.L., Cuenca, R., Parga, M.L., Lavin, S., Franch, J. & Marco, I. (2006) *Cervical and coelomic radiologic features of the loggerhead sea turtle, Caretta caretta*. The Canadian Journal of Veterinary Research, 70, 285-290.
31. Sancho, A. (2011) *Tortugas Marinas - Canarias*. [ilustração]. Fundación Neotrópico.
32. Wyneken, J. (2001) *Lung and Airway Anatomy*. In *The Anatomy of Sea Turtles*. (p.105-107). Miami, Florida: U. S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum.
33. Wyneken, J. (2001) *Gastrointestinal Anatomy*. In *The Anatomy of Sea Turtles*. (p.108-114). Miami, Florida: U. S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum.
34. Murray, M.J. (2006) *Cardiopulmonary Anatomy and Physiology*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.124-134). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
35. Diaz-Figueroa, O. & Mitchell, M.A. (2006) *Gastrointestinal Anatomy and Physiology*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.145-162). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
36. Wyneken, J. (2001) *Rhamphotheca Structure*. In *The Anatomy of Sea Turtles*. (p.26-27). Miami, Florida: U. S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum.
37. Limpus, C.J. (2000) *Marine Turtles*. In *Marine Wildlife*. (p.369-374). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.

38. Wyneken, J. (2001) *Circulatory Anatomy*. In *The Anatomy of Sea Turtles*. (p.74-104). Miami, Florida: U. S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum.
39. Barrows, M., McArthur, S. & Wilkinson, R. (2004) *Diagnosis*. In *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. (p.109-140.). Oxford: Blackwell Publishing.
40. Wyneken, J. (2001) *Urogenital Anatomy*. In *The Anatomy of Sea Turtles*. (p.153-165). Miami, Florida: U. S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum.
41. Holz, P. (2006) *Renal Anatomy and Physiology*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.135-144). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
42. Rommel, S.A. & Lowenstine, L.J. (2001) *Gross and Microscopic Anatomy*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.129-164). Boca Raton, Florida: CRC Press.
43. Christman, J. (2010) *Physical Methods of Capture, Handling, and Restraint of Mammals*. In D.G. Kleiman, K.V. Thompson & C.K. Baer (Eds.), *Wild Mammals in Captivity: principles and techniques for zoo management*. (p.39-48). Chicago: The University of Chicago Press.
44. Dover, S.R. & Bonn, W.V. (2001) *Flexible and Rigid Endoscopy in Marine Mammals*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.621-642). Boca Raton, Florida: CRC Press.
45. CSI Computerized Scanning and Imaging Facility. (2003) *Cape Cod Stranding Network: Short-beaked Common Dolphin (*Delphinus delphis*) 0005*. Acedido em 7 de agosto de 2012. Disponível em: <http://csi.whoi.edu/>
46. Mitchell, M.A. (2006) *Therapeutics*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.631-664). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
47. Judah, V. & Nutall, K. (2008) *Reptiles*. In *Exotic Animal Care and Management*. (p.156-190). New York, New York: Thomson Delmar Learning.

48. Donoghue, S. (2006) *Nutrition*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.490-532). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
49. Longley, L., Fiddes, M. & O'Brien, M. (2008) *Reptile anaesthesia*. In *Anaesthesia of Exotic Pets*. (p.185 -210). London, England: Saunders Elsevier.
50. Geraci, J.R. (2000) *Nutrition of Piscivorous Animals*. In *Marine Wildlife*. (p.121-132). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
51. Worthy, G.A.J. (2001) *Nutrition and Energetics*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.791-827). Boca Raton, Florida: CRC Press.
52. Bailey, T.A. (2004) *Medical Procedures*. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine*. (p.98-118). London, England: Mosby.
53. Longley, L., Fiddes, M. & O'Brien, M. (2008) *Avian anaesthesia*. In *Anaesthesia of Exotic Pets*. (p.129-170). London, England: Saunders Elsevier.
54. Stoker, L. (2000) *Seabirds*. In *Practical Wildlife Care*. (p.158-169). Oxford: Blackwell Publishing.
55. Wellehan, J. (2005) *Reptile Medicine for the Emergency Clinician - Things that Slither in the Night*. In *The North American Veterinary Conference, Jan. 8-12, 2005*. Orlando, Florida: Internacional Veterinary Information Service (IVIS).
56. McArthur, S. (2004) *Feeding Techniques and Fluids*. In S. McArthur, R. Wilkinson & J. Meyer (Eds.), *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. (p.257-272). Oxford: Blackwell Publishing.
57. Norton, T.M. (2005) *Chelonian Emergency and Critical Care*. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 14 (No. 2), 106-130.
58. Bossart, G.D., Reidarson, T.H., Dierauf, L.A. & Duffield, D.A. (2001) *Clinical Pathology*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.383-436). Boca Raton, Florida: CRC Press.

59. Howlett, J.C. (2004) *Clinical and Diagnostic Procedures*. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine*. (p.28-79). London, England: Mosby.
60. Judah, V. & Nutall, K. (2008) *Avian*. In *Exotic Animal Care and Management*. (p.134-154). New York, New York: Thomson Delmar Learning.
61. Samour, J. (2004) *Clinical Examination*. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine*. (p.15-27). London, England: Mosby.
62. Xusto, E.Á. & Viada, C. (1997) *La Rehabilitación de la Fauna Salvaje*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Selvajes*. (p.4-34). Madrid: GREFA.
63. *ColorQ Series - LaMotte Company*. Acedido em 15 de agosto de 2012; disponível em: <http://www.lamotte.com/pages/pool/colorqs.html>.
64. Arkush, K.D. (2001) *Water Quality*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.779-790). Boca Raton, Florida: CRC Press.
65. Stoker, L. (2000) *Prime Directives*. In *Practical Wildlife Care*. (p.1-12). Oxford: Blackwell Publishing.
66. Stoker, L. (2000) *First Response*. In *Practical Wildlife Care*. (p.13-24). Oxford: Blackwell Publishing.
67. Tully Jr., T.N. (2009) *Birds*. In M.A. Mitchell, J. Thomas & N. Tully (Eds.), *Manual of Exotic Pet Practice*. (p.250-298). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
68. Aguilar, R. (1997) *Primeros auxilios en aves de presa*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Selvajes*. (p.106-117). Madrid: GREFA.
69. Redig, P. (1997) *Emergencies and Critical Care*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Selvajes*. (p.118-122). Madrid: GREFA.
70. Kirchgessner, M. (2009) *Chelonians*. In M.A. Mitchell, J. Thomas & N. Tully (Eds.), *Manual of Exotic Pet Practice*. (p.207-249). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.

71. Pizarro, M. & Segovia, M.H. (1997) *La Técnica de Necropsia, Aprovechamiento del Cadáver, Toma de Muestras*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Selvajes*. (p.61-95). Madrid: GREFA.
72. Clark, P., Boardman, W.S.J. & Raidal, S.R. (2009) *General Hematological Characteristics of Birds*. In *Atlas of Clinical Avian Hematology*. (p.33 - 51). Oxford: Wiley-Blackwell.
73. Orós, J., Casal, A.B. & Arenciba, A. (2010) *Microscopic studies on characterization of blood cells of endangered sea turtles*. *Microscopy: Science, Technology, Applications and Education*, 2010. 1 (No. 4), 75-84.
74. Silverman, S. (2006) *Diagnostic Imaging*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.471-489). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
75. Valente, A.L.S. (2007) *Diagnostic Imaging of the Loggerhead sea turtle, Caretta caretta*. Tese de doutoramento. Bellaterra: Dep. de Medicina i Cirurgia Animal - Facultat de Veterinaria, Universitat Autònoma de Barcelona.
76. Wilkinson, R., Hernandez-Divers, S., Fortune, M., Calvert, I., Gumpenberger, M. & McArthur, S. (2004) *Diagnostic Imaging Techniques*. In S. McArthur, R. Wilkinson & J. Meyer (Eds.), *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. (p.187-238). Oxford: Blackwell Publishing.
77. Pees, M. (2011) *Radiographic investigation*. In M.E. Krautwald-Junghanns, M. Pees, S. Reese & T. Tully (Eds.), *Diagnostic Imaging of Exotic Pets*. (p.310-333). Hannover: Schlütersche.
78. Murray, M.J. (2006) *Cardiology*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.181-195). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
79. Wyneken, J. (2006) *Computed Tomography and Magnetic Resonance Imaging Anatomy of Reptiles*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.1088-1096). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.

80. Manire, C.A. (2006) *Basic Clinical Medicine for Stranded Cetaceans*. In *Proceedings of the North American Veterinary Conference, Volume 20, January 7-11,2006*. Orlando, Florida: International Veterinary Information Service (IVIS).
81. Bonn, W.G.V. (2009) *A Clinician's Perspective on Clinical Pathology of Marine Mammals*. In *The American College of Veterinary Pathologists, 60th Annual Meeting*. Monterey, California: International Veterinary Information Service (IVIS).
82. Eo, K.Y., Yeo, Y.G., & Kwon, O.D. (in press) *Modified Endoscopic Removal of Foreign Objects from the Forestomach of a Common Bottlenose Dolphin (*Tursiops truncatus*)*. In *Pakistan Veterinary Journal*. Disponível em: http://www.pvj.com.pk/in_press/12-142.pdf.
83. Wilkinson, R. (2004) *Clinical Pathology*. In S. McArthur, R. Wilkinson, & J. Meyer (Eds.), *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. (p.141-186). Oxford: Blackwell Publishing.
84. Mader, D.R. & Rudloff, E. (2006) *Emergency and Critical Care*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.533-548). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
85. Walsh, M.T. & Gearhart, S. (2001) *Intensive Care*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.689-702). Boca Raton, Florida: CRC Press.
86. Aguilar, R. (1997) *Vías de Administración de Sustancias en Aves*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Salvajes*. (p.96-105). Madrid: GREFA.
87. Lawton, M.P.C. (2004) *Anesthesia*. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine*. (p.80-97). London, England: Mosby.
88. Ross, L.G. & Ross, B. (2008) *Anaesthesia of Amphibians and Reptiles*. In *Anaesthetic and Sedative Techniques for Aquatic Animals*. (p.179-190). Oxford: Blackwell Publishing.
89. Schumacher, J. & Yelen, T. (2006) *Anesthesia and Analgesia*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.442-452). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.

90. Redig, P. (1997) *Anesthesia*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Selvajes*. (p.238-243). Madrid: GREFA.
91. Quirós, D.J.R. (1997) *Anestesia Básica en Aves - Preoperatorio y postoperatorio*. In *Curso Teórico-Práctico de Medicina y Cirugía de Aves Selvajes*. (p.244-253). Madrid: GREFA.
92. Moon, P.F. & Stabenau, E.K. (1996) *Anesthetic and postanesthetic management of sea turtles*. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 208 (No.5), 720-726.
93. Anónimo (2012) *Sea Turtle Necropsy and Biopsy Techniques*. Acedido em 31 de julho de 2012, disponível em: <http://labs.vetmed.ufl.edu/sample-requirements/microbiology-parasitology-serology/zoo-medinfections/sea-turtle-necropsy-biopsy/>.
94. Garner, M.M. (2005) *The Reptile Necropsy: Collection and Submission of Pathologic Samples*. In *Proceedings of the North American Veterinary Conference Jan. 8-15, 2005*. Orlando, Florida: International Veterinary Information Service (IVIS).
95. Garner, M.M. (2006) *Overview of Biopsy and Necropsy Techniques*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.569 - 580). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
96. Duignan, P.J. (2000) *Marine Mammal Necropsy Techniques and Sample Collection*. In *Marine Wildlife*. (p.387-428). Sea World Nara Resort, Gold Coast: Post Graduate Foundation in Veterinary Science, University of Sydney.
97. Rowles, T.K., Dolah, F.M.V & Hohn, A.A. (2001) *Gross Necropsy and Specimen Collection Protocols*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.449-470). Boca Raton, Florida: CRC Press.
98. Keymer, I.F. (2004) *Post-Mortem Examination with Anatomical Notes*. In J. Samour (Ed.), *Avian Medicine*. (p.292-308). London, England: Mosby.
99. Rae, M.A. (1997) *Practical Avian Necropsy*. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 12 (No.2), 62-70.

100. Manire, C.A., Rhinehart, H.L., Barros, N.B., Byrd, L. & Cunningham-Smith, P. (2004) *An Approach to the Rehabilitation of Kogia spp.*. *Aquatic Mammals*, 30 (No.2), 257-270.
101. Rebar, A. & Metzger, F. (2001) *Interpreting Hemograms in Cats and Dogs*. *The Veterinary CE Advisor*, December, 1-12.
102. Weiss, D.J. & Tvedten, H. (2012) *The Complete Blood Count, Bone Marrow Examination, and Blood Banking*. In M.D. Willard & H. Tvedten (Eds.), *Small Animal Clinical Diagnosis by Laboratory Methods*. (p.12-37). St. Louis, Missouri: Elsevier.
103. Kerr, M.G. (2002) *The Red Blood Cells (Erythrocytes)*. In *Veterinary Laboratory Medicine - Clinical Biochemistry and Haematology*. (p.3-34). Oxford: Blackwell Science.
104. Randolph, J.F., Peterson, M.E., & Stokol, T. (2010) *Erythrocytosis and Polycythemia*. In D.J. Weiss & K.J. Wardrop (Eds.), *Schalm's Veterinary Hematology*. (p.162-164). Ames, Iowa: Blackwell Publishing.
105. Metzger, F.I. & Rebar, A. (2004) *Three-minute peripheral blood film evaluation: Preparing the film*. *Veterinary Medicine*, December, 3-5.
106. Kerr, M.G. (2002) *The Platelets (Thrombocytes) and the Coagulation Factors*. In *Veterinary Laboratory Medicine - Clinical Biochemistry and Haematology*. (p.35-48). Oxford: Blackwell Science.
107. Rebar, A.H. (2003) *Plaquetas en Períodos de Salud y Enfermedad* . In *Interpretación del Hemograma Canino y Felino*. (p.31-34). St. Louis, Missouri: Nestlé Purina PetCare Company, The Gloyd Group.
108. Lewis, D.C. (2000) *Disorders of Platelet Number*. In M.J. Day, A. Mackin & J.D. Littlewood (Eds.), *BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine*. (p.183-195). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
109. Watson, P. (2005) *Diseases of the liver*. In E.J. Hall, J.W. Simpson & D.A. Williams (Eds.), *BSAVA Manual of Canine and Feline Gastroenterology*. (p.240-245). Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.

110. Rebar, A.H., Boon, G.D. & Christian, J.A. (1999) *Clinical Pathology of the Urinary System*. In *Biochemical Profiling in the Dog and Cat*. (p.27-28). Wilmington, Delaware: Ralston Purina Company.
111. Morais, H.A. & DiBartola, S.P. (2008) *Hyponatremia: A Quick Reference*. *Advances in Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders*, 38 (No.3), 491-496.
112. Kogika, M.M. & Morais, H.A. (2008) *Hyperkalemia: A Quick Reference*. *Advances in Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders*, 38 (No.3), 477-480.
113. Biondo, A.W. & Morais, H.A. (2008) *Chloride: A Quick Reference*. *Advances in Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders*, 38 (No.3), 459-466.
114. Beatson, E. (2007) *The diet of pygmy whales, Kogia breviceps, stranded in New Zeland: implications for conservation*. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 17 (Vol2), 295-303.
115. Santos, M.B., Pierce, G.J., López, A., Reid, R.J., Ridoux, V. & Mente, E. (2006) *Pygmy sperm whales Kogia breviceps in the Northeast Atlantic: New information on stomach contents and strandings*. *Marine Mammal Science*, 22 (No.3), 600-616.
116. Ribeiro, C., Alves, F., Nicolau, C., & Freitas, L. (2008) *Attemp to Rescue a Pygmy Whale, Kogia breviceps, Stranded Alive in Madeira Island*. Poster apresentado na conferência da Sociedade Europeia de Cetáceos de 2008, março, Holanda.
117. Solís, D.G., Vidal-Martínez, V.M., Antochiw-Alonso, D.M. & Ortega-Argueta, A. (2006) *Anisakid Nematodes from Stranded Pygmy Sperm Whales, Kogia breviceps (Kogiidae), in Three Localities of the Yucutan Peninsula, Mexico*. *Journal of Parasitology*, 95 (No.5), 1120-1122.
118. Stamper, M.A., Whitaker, B.R. & Schofield, T.D. (2006) *Case Study: Morbidity in a pygmy sperm whale Kogia breviceps due to ocean-bourne plastic*. *Marine Mammal Science*, 22 (No.3), 719-722.
119. Tarpley, R.J. (1993) *Plastic debris ingestion by cetaceans along the Texas coast: Two case reports*. *Aquatic Mammals*, 19 (No.2), 93-98.

120. Jacobsen, J.K., Massey, L. & Gulland, F. (2010) *Fatal Ingestion of floating net debris by two sperm whales (Physeter macrocephalus)*. Marine Pollution Bulletin, 60, 765-767.
121. Carballeira, A., Brown, J.W., Fishman, L.M., Trujillo, D. & Odell, D.K. (1987) *The adrenal gland of stranded whales (Kogia breviceps and Mesoplodon europaeus): Morphology, hormonal contents, and biosynthesis of corticosteroids*. General and Comparative Endocrinology, 68 (No.2), 293-303.
122. Flint, M., Morton, J.M., Limpus, C.J., Patterson-Kane, J.C. & Mills, P.C. (2010) *Reference Intervals for Plasma Biochemical and Hematologic Measures in Loggerhead Sea Turtles (Caretta caretta) from Moreton Bay, Australia*. Journal of Wildlife Diseases, 46 (No.3), 731-741.
123. Casal, A.B. & Orós, J. (2007) *Morphologic and cytochemical characteristics of blood cells of juvenile loggerhead sea turtles (Caretta caretta)*. Research in Veterinary Science, 82, 158-165.
124. Alonso-Alvarez, C. (2005) *Age-dependent changes in plasma biochemistry of yellow-legged gulls (Larus cachinnans)*. Comparative Biochemistry and Physiology, 140 (Parte A), 512-518.
125. Funk, R.S. & Diethelm, G. (2006) *Reptile Formulary*. In D.R. Mader (Ed.), *Reptile Medicine and Surgery*. (p.1119-1139). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
126. Stoskopf, M.K., Willens, S. & McBain, J.F. (2001) *Pharmaceuticals and Formularies*. In L.A. Dierauf & F.M.D. Gulland (Eds.), *CRC Handbook of Marine Mammal Medicine*. (p.703-727). Boca Raton, Florida: CRC Press.

Anexo I - Valores de referência para hematologia e bioquímica

Valores de referência para parâmetros hematológicos e bioquímicos de tartarugas marinhas

Tabela 11 - Baseado em: [20, 39, 83, 122, 123]

Parâmetro	Valores de referência
Hematologia	
PCV (%)	15 - 54
Trombócitos ($\times 10^9/L$)	Maturos - 0,07 - 7,87
	Imaturos - 0,92 - 17,49
WCB ($\times 10^9/L$)	Machos - 2,63 - 31,31
	Fêmeas - 3,67 - 50,91
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	Machos - 0,55 - 15,48
	Fêmeas - 0,64 - 33,94
Heterófilos ($\times 10^9/L$)	Machos - 0,97 - 8,2
	Fêmeas - 0,18 - 48,95
Eosinófilos ($\times 10^9/L$)	0,08 - 2,87
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0 - 3,99
Linfócitos (%)	4,40 - 30,92
Heterófilos (%)	51,61 - 88,61
Eosinófilos (%)	0 - 29,4
Monócitos (%)	0 - 5,31
Bioquímica	
Glicose (mg/dL)	60 - 120
Proteínas plasmáticas totais (g/dL)	3 - 7,4
Albumina (g/L)	6 - 18
Globulina (g/L)	22 - 61
Cálcio (mmol/L)	0,7 - 3
Fósforo (mmol/L)	1,6 - 3,3
Ácido Úrico ($\mu\text{mol/L}$)	5 - 158
Ureia sérica (mmol/L)	1,5 - 49,6
Creatinina ($\mu\text{mol/L}$)	15 - 45
AST (U/L)	76 - 297
LDH (U/L)	35 - 420

ALP (U/L)	10 - 144
Bilirrubina Total ($\mu\text{mol/L}$)	0,6 - 3,4
Creatinina Quinase (CK) (U/L)	132 - 2836
Magnésio	1,7 - 5,1
Potássio (mmol/L)	3,1 - 6
Sódio (mmol/L)	141 - 158
Cloro (mmol/L)	107 - 125

Valores de referência para parâmetros hematológicos e bioquímicos de *Kogia breviceps* e *Delphinus delphis*

Tabela 12 - Baseado em: [58, 100]

Parâmetro	<i>Delphinus delphis</i>	<i>Kogia breviceps</i>
Hematologia		
RBC ($10^6/\mu\text{L}$)	4,6 - 4,9	> 3
Hemoglobina (g/dL)	16,1 - 19,4	16 - 24
PCV (%)	46 - 55	48 - 62
VCM (fL)	100 - 114	145 - 165
HCM (pg)	35 - 40	50 - 70
CHCM (g/dL)	34 - 36	35 - 45
Plaquetas ($10^3/\mu\text{L}$)	55 - 100	>100
Reticulócitos (%)	0,8 - 1,4	1 - 2
WBC ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	4,57 - 4,9	3,0 - 7,0
Neutrófilos ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	Em banda - 0	Em banda - <0,1
	Segmentados - 2,59 - 4,15	Segmentados - 2 - 4,999
Linfócitos ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	1,26 - 2,42	> 1
Monócitos ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	0,15 - 0,27	<0,5
Eosinófilos ($\times 10^3/\mu\text{L}$)	0,62 - 1,28	<2
Basófilos (por μL)	0	<0,1
Bioquímica		
Proteínas plasmáticas totais (g/dL)	6,3 - 7,3	5,0 - 8,0
Albumina (g/dL)	3,9 - 4,7	> 2,5
Globulinas (g/dL)	1,8 - 3,0	> 2,5
Glucose (mg/dL)	91 - 119	75 - 160
Ureia sérica (mg/dL)	22 - 46	<80
Creatinina (mg/dL)	0,9 - 1,3	<2,0
Bilirubina total (mg/dL)	0,1 - 0,9	<0,5
Colesterol (mg/dL)	130 - 200	150 - 300
ALP (U/L)	49 - 84	> 150
ALT (U/L)	49 - 84	<30

AST (U/L)	191 - 236	<300
GGT (U/L)	37 - 44	7 - 30
CK (U/L)	ND	150 - 400
LDH (U/L)	354 - 568	> 150
Cálcio (mg/dL)	8,8 - 9,6	9,0 - 11,0
Fósforo (mg/dL)	2,8 - 5,3	4,0 - 7,0
Sódio (mEq/L)	152 - 159	145 - 160
Potássio (mEq/L)	4,0	4,0 - 4,8
Cloro (mEq/L)	120 - 121	105 - 120

Valores de referência para parâmetros hematológicos e bioquímicos de aves marinhas com relevância para o CRAM-Q

Tabela 13 - Baseado em: [7, 16, 124]

Parâmetros	Valores de referência	
	<i>Morus bassanus</i>	<i>Larus spp.</i>
Hematologia		
RBC ($10^{12}/L$)	2,64	1,8 - 2,92
PCV (%)	41	40 - 43
Hemoglobina (g/dL)	14	11 - 15,1
WBC ($10^9/L$)	ND	12,4 - 18,6
Heterófilos ($10^9/L$)	ND	2,6 - 8,2
Linfócitos ($10^9/L$)	ND	6,4 - 12,4
Monócitos ($10^9/L$)	ND	0 - 1,4
Eosinófilos ($10^9/L$)	ND	0 - 1,6
Basófilos ($10^9/L$)	ND	0,5 - 1,4
Bioquímica		
Proteínas plasmáticas totais (g/dL)	4,05	2,5 - 3,5
Albumina (g/L)	11 - 14	
Globulina (g/L)	26 - 34	
Glicose (mmol/L)	12,26 - 17,19	
Ácido úrico (mg/L)	29 - 156	
Creatinina ($\mu\text{mol}/L$)	35,4 - 70,2	
Colesterol (mg/L)	2319,2 - 3490,1	
Triglicéridos (mg/L)	657,2 - 3317,2	
Cálcio (mmol/L)	2,08 - 2,77	
Bilirrubina total ($\mu\text{mol}/L$)	0 - 5,13	
Bilirrubina conjugada ($\mu\text{mol}/L$)	0 - 1,71	
ALP (U/L)	22 - 149	
ALT (U/L)	53 - 216	
GGT (U/L)	0 - 10	
AST (U/L)	117 - 1491	
CK (U/L)	537 - 3801	

Cloro (mmol/L)	103 - 121
Sódio (mmol/L)	152 - 163
Potássio (mmol/L)	3,3 - 10

Anexo II - Medicação mais utilizada

Medicação mais utilizada no CRAM-Q, respectivas doses e modo de administração em tartarugas marinhas

Tabela 14 - Baseado em:[11, 70, 88, 125]

Princípio Ativo	Dose	Administração
Anestésicos, Analgésicos e Sedativos		
Metoclopramida	0,06 mg/kg	SiD PO
Isoflurano	Manutenção - 0,5 - 1,5%	Inalatório
Quetamina	20 - 70 mg/kg	IM
	50 - 70 mg/kg	IC
Quetamina + Acepromazina (solução de 100:1 em mg)	25 mg/kg de quetamina	IV
Quetamina + medetomidina	3 - 5 mg/kg	IV
	30 - 50 µg/kg	
Propofol	10 - 15 mg/kg	IV
Butorfanol	0,1 mg/kg	IV
Cetoprofeno	2 mg/kg	SiD SC ou IM
Antibióticos		
Ampicilina	20 mg/kg	SiD IM
Amicacina	2,5 - 3 mg/kg	q72h IM, 5 tratamentos
Gentamicina	10 mg/kg	q48h IM
Enrofloxacina	5 mg/kg	q48h IM
Clindamicina	6 mg/kg	q72-96h IM
Ceftazidima	20 mg/kg	q72h IM ou IV
Marboflocaxina	10 mg/kg	SiD PO
Trimetropin+Sulfadiazina	15 - 30 mg/kg	SiD ou q48h PO, SC ou IM
Antinflamatórios		
Dexametasona	0,1 - 0,25 mg/kg	IV
Carprofeno	1 - 4mg/kg	SiD PO, SC, IM ou IV
Diversos		
Furosemida	5 mg/kg	SiD ou BiD IM

Medicação mais utilizada no CRAM-Q, respectivas doses e modo de administração para mamíferos marinhos

Tabela 15 - Baseado em:[12, 126]

Princípio Ativo	Dose	Administração
Anestésicos, Analgésicos e Sedativos		
Diazepam	0,11 - 0,2 mg/kg	PO ou IM
Antibióticos		
Amoxicilina + Ác. Clavulânico	5 - 10 mg/kg	BiD PO
Enrofloxacina	2,5 - 5 mg/kg	SiD ou BiD PO
Anti-inflamatórios		
Dexametasona	0,11 mg/kg	PO
Prednisolona	1 - 10 mg/kg	IM ou IV
Metilprednisolona	30 mg/kg	IV
Diversos		
Ranitidina	2 - 3 mg/kg	BiD PO

Medicação mais utilizada no CRAM-Q, respectivas doses e modo de administração para aves marinhas

Tabela 16 - Baseado em:[16, 53, 69, 90, 91]

Princípio Ativo	Dose	Administração
Anestésicos e Sedativos		
Halotano	Indução - 0,5 a 3% Manutenção - 1 a 3%	Inalatório
Isoflurano	Indução - 3 a 5% Manutenção - 1,5 a 3%	Inalatório
Diazepam	0,2 - 2 mg/kg	IV ou IM
Midazolam	1 - 2 mg/kg	IM
Butorfanol	0,3 - 4 mg/kg	IM
Quetamina	10 - 100 mg/kg	IM
	2.5 - 5 mg/kg	IV
Quetamina + Medetomidina	3 - 8 mg/kg + 50 - 100 µg/kg	IM
	1,5 - 3 mg/kg + 25 - 75 µg/kg	IV
Quetamina + Midazolam	10 - 40 mg/kg + 0,2 - 2 mg/kg	IV
Zolazepam + Tiletamina	4 - 10 mg/kg	IV
Propofol	8 - 10 mg/kg	IV
Antibióticos		
Amoxicilina	100 - 150 mg/kg	BiD PO SiD IV
Amoxicilina + Ác. Clavulânico	125 - 150 mg/kg	BiD PO SiD IM
Enrofloxacina	15 mg/kg	BiD IM
	30 mg/kg	BiD PO
Amicacina	20 mg/kg	BiD IM
Anti-fúngicos		
Itraconazole	8mg/kg	BiD PO
Atipamezole	0.25 mg/kg	IV
Antinflamatório		
Flunixin meglumina	1,0 -10 mg/kg	SiD IM
Dexametasona	1 - 2 mg/kg	IM
Metilprednisolona	0,5 - 1 mg/kg	IM

Meloxicam		
Diversos		
Parafina líquida	3 - 5 mL/500g	PO
Clorexidina	Solução a 5%	Tópica
Oxigénio	1 L/kg/min	Inalatório
Vitaminas do complexo B (tiamina)	10 - 30 mg	IM ou SC uma vez por semana

Anexo III - Protocolos de Arrojamento e Fichas do CRAM-Q



ADMISSÃO DE ANIMAIS

ADMISSÃO	
Data: _____	CÓDIGO: _____

IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL				
Espécie:	_____			
Idade:	Adulto <input type="checkbox"/>	Juvenil <input type="checkbox"/>	Desconhecida <input type="checkbox"/>	Outra <input type="checkbox"/> _____
Sexo:	Macho <input type="checkbox"/>	Fêmea <input type="checkbox"/>	Desconhecido <input type="checkbox"/>	

ORIGEM DO ANIMAL	
Encontrado em:	Concelho: _____
Entregue no CRAMQ <input type="checkbox"/>	CRAMQ foi recolher <input type="checkbox"/>
Entregue por:	Entidade <input type="checkbox"/> _____ Particular <input type="checkbox"/>
Nome: _____	Contacto: _____

ESTADO DO ANIMAL	
Peso: _____	Temperatura: _____
Estado nutricional:	Bom aspecto <input type="checkbox"/> Moderado <input type="checkbox"/> Magro <input type="checkbox"/> Esquelético <input type="checkbox"/>
Condição	Estado mental
Alerta <input type="checkbox"/>	Normal <input type="checkbox"/>
Ferido <input type="checkbox"/>	Deprimido <input type="checkbox"/>
Debilitado <input type="checkbox"/>	Desconhecido <input type="checkbox"/>
Desconhecido <input type="checkbox"/>	
Descrição dos ferimentos:	

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

OBSERVAÇÕES

PROTOCOLO PARA ARROJAMENTOS DE TARTARUGAS MARINHAS AUTORIDADES

Este protocolo pretende orientar os agentes da autoridade perante o aparecimento de tartarugas debilitadas ou feridas nas praias ou entregues por particulares. Pretende fornecer informação básica para o resgate e primeiros cuidados a ter e a informação que deve ser fornecida aos técnicos do centro de reabilitação que vão receber o animal.

Após o alerta para o arrojamento de tartarugas deve-se:

1 . VERIFICAR A POSSE DO MATERIAL NECESSÁRIO PARA POSSÍVEIS INTERVENÇÕES

Telemóvel		Câmara fotográfica	
Cordas para delimitar a área		Toalhas	
Luvas		Lonas	
Caixa de transporte grande			

Ao chegar ao local:

2. AVALIAR SE O ANIMAL ESTÁ VIVO OU MORTO

2.1 Se morto: o animal não tem qualquer tipo de tónus muscular nem reações reflexas ao toque por detrás da cabeça ou ao apertar a cauda;

2.2 Se vivo: procurar lesões visíveis manipulando o animal o menos possível. O animal de carapaça para baixo pode ainda estar vivo. Qualquer animal encontrado nesta posição deve ser virado e só depois avaliada a sua situação.

3. PROCEDIMENTOS BÁSICOS I

3.1 Se o animal for avistado numa zona com população:

1. Limitar o acesso ao público;
2. Colher dados sobre as pessoas (nome e telefone);
3. Obter informação das pessoas presentes sobre:
 - a. Tempo que decorreu desde que o animal deu à costa;
 - b. Caso o animal esteja morto, saber se morreu na praia ou se arrojou já morto;
 - c. Perguntar se (e como foi feita) qualquer intervenção ao animal, incluindo movimentações, tentativas de colocar o animal na água, auxílio na respiração ou tratamentos de feridas visíveis;
 - d. Perguntar se foi dado algum tipo de medicação ao animal e qual;
 - e. **Medir comprimento do animal;**
 - f. **Contactar uma equipa especializada na recolha e recuperação de animais marinhos;**

3.2 Se forem as autoridades as primeiras a encontrar o animal:

1. **Medir comprimento do animal;**
2. **Contactar uma equipa especializada na recolha e recuperação de animais marinhos;**

5. PROCEDIMENTOS BÁSICOS II

Dependendo do local onde o animal for encontrado devem ser realizados os seguintes procedimentos, de modo a manter o animal o mais confortável possível:

- i. FORA DO MAR - Colocar o animal na sua posição natural (zona ventral para baixo) com cuidado. Importante acamar, se possível, o solo de modo a ter espaço para as barbatanas;
- ii. NA REBENTAÇÃO - Verificar se o animal consegue sair sozinho. Se não, com o menor número de pessoas possível, tentar trazer o animal para fora da água;
- iii. NA ÁGUA, FORA DA ZONA DE REBENTAÇÃO - Contactar a equipa especializada, não tentando interagir com o animal.

4. PROCEDIMENTOS BÁSICOS III

Ao contactar a equipa especializada deve ser fornecido a maior quantidade de informação possível:

- I. LOCAL DE ARROJAMENTO E DIREÇÕES PARA O LOCAL ONDE RECOLHER O ANIMAL;
- II. ESTADO GERAL DO ANIMAL - em que situação se encontra e se é possível recolhê-lo ;
- III. ESPÉCIE - dar um tamanho aproximado do animal e avaliar se existem placas ou cristas na carapaça;
- IV. CAPACIDADE RESPIRATÓRIA - devido ao facto de os animais conseguirem aguentar grandes períodos sem respirar avaliar a frequência nestes animais é difícil, devendo no entanto verificar se os animais conseguem respirar sem grande dificuldade;
- V. FERIDAS VÍSÍVEIS - descrever ferimentos visíveis, fraturas de membros e carapaça, e presença de objetos estranhos no animal (exº sacos de plástico);
- VI. TRATAMENTOS E INTERVENÇÕES REALIZADAS - fornecer informação acerca de qualquer intervenção ao animal, se foi recolhido e para onde foi transportado;
- VII. RECOLHA DO ANIMAL - se for possível, recolher o animal para uma caixa de transporte cujo tamanho seja adequado ao animal com o fundo almofadado e transportar o animal para um local seguro (de preferência instalações das autoridades); o transporte do animal deve ser feito com cuidado evitando magoar o animal e possíveis danos às pessoas que manipulam o animal.

6. CUIDADOS COM O ANIMAL:

Ensopar as toalhas e colocar por cima do(s) animal(is). Animais em melhor estado geral não vão tolerar durante muito tempo a cobertura, no entanto, pelo facto de serem muito suscetíveis à temperatura exterior e à luz direta do sol todos os animais devem ser humedecidos a cada 15 - 20 minutos. Se necessário tentar improvisar um abrigo para fazer sombra sobre o animal.

Se o animal se movimentar bem e se dirigir até à água por sua autonomia, não se deve impedir o animal de o fazer, no entanto, deve-se verificar se o animal consegue por si só nadar e afastar-se da costa.

7. O QUE NUNCA SE DEVE FAZER

NUNCA FORÇAR O ANIMAL A PERMANECER DEBAIXO DE ÁGUA - as tartarugas não conseguem respirar debaixo de água, necessitando por isso de vir à tona de água para respirar;

NUNCA COLOCAR O ANIMAL DE CARAPAÇA PARA BAIXO - devido à anatomia pulmonar destes animais e ao facto de ser difícil de se virarem estes animais podem morrer se permanecerem muito tempo invertidos.

Informações a fornecer aos técnicos de reabilitação:

Local de arrojamento:
Contactos de pessoas no local:
Autoridades contactadas e/ou no local:

INFORMAÇÃO SOBRE O ANIMAL	
Características da carapaça:	
Número de animais:	
Estado geral do animal (ex. debilitado, com dificuldades respiratórias,, sem reação)	
Presença de ferimentos:	
Manipulações já feitas:	
Animal transportado para:	

PROTOCOLO PARA ARROJAMENTOS DE TARTARUGAS MARINHAS EQUIPA ESPECIALIZADA

Este protocolo visa orientar os técnicos de reabilitação para o resgate e primeiros cuidados a ter perante tartarugas marinhas debilitadas ou feridas.

Após o alerta para o arrojamento de tartarugas marinhas deve-se:

1. OBTER INFORMAÇÕES RECOLHIDAS PELAS AUTORIDADES NO LOCAL ACERCA DA SITUAÇÃO (POLÍCIA MARÍTIMA, SEPNA, BOMBEIROS, ETC.) OU PELAS PESSOAS QUE DERAM O ALERTA SOBRE:

- I. LOCAL DE ARROJAMENTO E DIREÇÕES PARA O LOCAL ONDE RECOLHER O ANIMAL;
- II. ESTADO GERAL DO ANIMAL - em que situação se encontra e se é possível recolhê-lo ;
- III. ESPÉCIE - obter uma estimativa do tamanho aproximado do animal e o maior número de características indicativas da espécie;
- IV. CAPACIDADE RESPIRATÓRIA - devido ao facto de os animais conseguirem aguentar grandes períodos sem respirar avaliar a frequência nestes animais é difícil, devendo no entanto averiguar se foi verificada alguma dificuldade na respiração;
- V. FERIDAS VISÍVEIS - obter descrição dos ferimentos visíveis, fraturas de membros e carapaça, e presença de objetos estranhos no animal (ex^o sacos de plástico);
- VI. TRATAMENTOS E INTERVENÇÕES REALIZADAS - perguntar se já foi efetuada qualquer intervenção ao animal, se foi recolhido e para onde foi transportado;
- VII. RECOLHA DO ANIMAL - se possível, pedir para recolher o animal para uma caixa de transporte cujo tamanho seja adequado ao animal com o fundo almofadado e transportar o animal para um local seguro (de preferência instalações das autoridades); o transporte do animal deve ser feito com cuidado evitando magoar o animal e possíveis danos às pessoas que manipulam o animal;
- VIII. AVISO ÀS AUTORIDADES – caso o animal tenha sido reportado por particulares, avisar as autoridades competentes acerca da ocorrência e da possibilidade da recolha do animal.

Informações a recolher pelos técnicos de reabilitação:

Local de arrojamento:	
Contactos de pessoas no local:	
Nome:	Telefone:

Nome:	Telefone:
Autoridades contactadas e/ou no local:	
Nome:	Telefone:
Nome:	Telefone:

Informação sobre o animal
Características da carapaça:
Número de animais:
Estado geral do animal (ex. Debilitado, dificuldades respiratórias, sem reação)
Ferimentos:
Manipulações já feitas:
Animal transportado para:

1 . VERIFICAR A POSSE DO MATERIAL NECESSÁRIO PARA POSSÍVEIS INTERVENÇÕES

Telemóvel		Câmara fotográfica	
Pás		Luvas	
Lonas		Toalhas e cobertores	
Baldes		Cordas para delimitar a área	
Lápis		Galochas	
Aspersores de água		Fita métrica	

2. MEDICAÇÃO E MATERIAL MÉDICO NECESSÁRIO PARA CASOS DE EMERGÊNCIA

Agulhas e seringas de vários tamanhos		Sonda gástrica	
Soro fisiológico		Eutasil	
Termómetro		Metilprednisolona	
Estetoscópio		Diuréticos	
Atropina e adrenalina			

Nota: caso seja necessário auxílio voluntário por parte da população as autoridades devem delegar funções e pedir o auxílio ao menor número de pessoas possíveis.

Não esquecer que se tratam de animais selvagens e a presença de ruído e pessoas muito próximas pode torná-los agressivos, e também que podem transmitir doenças aos humanos.

3. RECOLHER INFORMAÇÃO DAS PESSOAS PRESENTES. SE PRESENTES AUTORIDADES MARÍTIMAS, OBTER DESTAS A INFORMAÇÃO JÁ RECOLHIDA.

3.1 deve ser sempre reavaliado se o animal está morto ou vivo;

3.2 completar informação básica que possa faltar (espécie, estado geral do animal, presença de lesões e gravidade das mesmas, condição corporal, constantes vitais, sexo, intervenções já realizadas, medidas específicas, etc.).

4. COLHER SANGUE PARA BIOQUÍMICA E HEMOGRAMA.

5. SE AS DIMENSÕES DO ANIMAL O PERMITIREM DEVE SER REALIZADO UM RAIOS-X PERMITINDO AVALIAR A CONDIÇÃO PULMONAR DO ANIMAL ASSIM COMO A PRESENÇA DE CORPOS ESTRANHOS RADIOPACOS PRESENTES NA CARAPAÇA.

6. DISCUTIR COM O VETERINÁRIO O ESTADO DO ANIMAL E DECIDIR QUAL O FUTURO DESENVOLVIMENTO DO CASO.

6.1 libertação - caso o animal apresente bom estado geral, sem lesões graves e se a causa de arrojamento parecer acidental e sem consequências graves

6.2 eutanásia - a decidir após resultados das análises ao sangue ou em caso de estado geral explicitamente grave e irrecuperável (fraturas graves, amputações múltiplas, extensas lesões sem pele, etc.)

6.3 reabilitação - sempre que não se verifiquem as situações que permitam a libertação ou em que a situação não justifique a eutanásia)

7- se o animal for de tais dimensões que o transporte não seja uma opção, deve-se colocar sonda gástrica e hidratar o animal (10% pv no máximo) na praia, e se necessário administrar metilprednisolona (se o animal apresentar sinais de choque) 10-30 mg/kg pv im.

Com base na experiência pessoal, estimar peso do animal tendo em consideração a espécie.

8. INFORMAR A POPULAÇÃO E OS MEIOS DE COMUNICAÇÃO QUE POSSAM ESTAR PRESENTES DA SITUAÇÃO E PROCEDIMENTOS REALIZADOS DE MODO CLARO E SUCINTO.

9. SE EXISTIR POSSIBILIDADE DE RECUPERAR O ANIMAL E DE O TRANSPORTAR ATÉ AO CENTRO, DEVE-SE TER EM CONTA:

9.1 é necessária uma licença para o transporte dos animais;

9.2 a caixa de transporte deve ser o melhor adaptado e confortável possível para o animal.

10. NA CHEGADA DO ANIMAL AO CENTRO DE REABILITAÇÃO:

10.1 avaliar cuidadosamente o animal: procurar minuciosamente lesões; avaliar os reflexos e a capacidade motora; pesar e medir o animal corretamente; contar respirações regularmente;

10.2 fazer uma limpeza cuidadosa das lesões identificadas;

10.3 ao colocar o animal na piscina verificar se consegue vir à tona e respirar sozinho. Caso o animal não consiga respirar sozinho ou caso o faça com muita dificuldade, pode-se considerar manter o animal em ambiente húmido mas não dentro de água, ou então com uma altura de água que permita ao animal respirar sem esforço;

10.4 decidir sobre o plano terapêutico do animal. Conforme a lista de problemas do animal, adequar a terapêutica empírica até à obtenção dos resultados das análises realizadas.

11. CASO O ANIMAL NA PRAIA ESTEJA MORTO:

10.1 Carcaça fresca ou em bom estado - realizar necrópsia na praia ou num espaço existente com esse fim. Caso seja realizada na praia deve-se limitar a visão a pessoas presentes, explicando a necessidade da sua realização.

10.2 Carcaça em estado avançado de decomposição - ponderar qual a melhor forma de retirar a carcaça da praia (enterrar ou cremar).

PROTOCOLO PARA ARROJAMENTOS DE MAMÍFEROS MARINHOS AUTORIDADES

Este protocolo visa orientar os agentes da autoridade perante o aparecimento de mamíferos marinhos debilitados ou feridos nas praias. Pretende fornecer informação básica para o resgate e primeiros cuidados a ter e a informação que deve ser fornecida aos técnicos do centro de reabilitação que vão receber o animal.

Após o alerta para o arrojamento de mamíferos marinhos deve-se:

1. VERIFICAR A POSSE DO MATERIAL NECESSÁRIO PARA POSSÍVEIS INTERVENÇÕES

Telemóvel		Lonas	
Roupa protetora		Máscara protetora	
Luvras		Toalhas	
Pás		Baldes	
Fita métrica		Cordas para delimitar a área	
Câmara fotográfica			

Sempre que possível, o pessoal que tiver contacto com o animal deve usar roupa protetora ou, no mínimo, luvas e máscara protetora.

Chegando ao local:

2 . AVALIAR SE O ANIMAL ESTÁ VIVO OU MORTO

2.1. Se morto: o animal não tem tónus na mandíbula, não tem movimento nas barbatanas e afunda na água sem movimentos para o contrariar.

2.2 Se vivo: procurar lesões visíveis sem manipular o animal e contar o número de respirações em 5 minutos.

3. PROCEDIMENTOS BÁSICOS I

3.1 Se o animal for avistado numa zona com população:

1. Limitar o acesso ao público;
2. Colher dados das testemunhas (nome e telefone);
3. Obter informação das pessoas presentes sobre:
 - a. Tempo que decorreu desde que o animal deu à costa;
 - b. Caso o animal esteja morto, saber se morreu na praia ou se arrojou já morto;
 - c. Perguntar se (e como foi feita) qualquer intervenção ao animal, incluindo movimentações, tentativas de colocar o animal na água, auxílio na respiração ou qualquer tipo de tratamento (de feridas visíveis por ex^o);
 - d. Perguntar se foi dado algum tipo de medicação ao animal e qual;
 - e. **Tentar identificar o animal como golfinho, boto, baleia ou foca;**
 - f. **Medir comprimento do animal;**
 - g. **Contactar uma equipa especializada na recolha e recuperação de animais marinhos.**

3.2 Se forem as autoridades as primeiras a encontrar o animal:

1. **Tentar identificar o animal como golfinho, boto, baleia ou foca;**
2. **Medir comprimento do animal;**
3. **Contactar uma equipa especializada na recolha e recuperação de animais marinhos.**

4. PROCEDIMENTOS BÁSICOS II

Dependendo do local onde o animal for encontrado devem ser realizados os seguintes procedimentos, de modo a manter o animal o mais confortável possível:

- i. **FORA DO MAR** - Colocar o animal na sua posição natural (zona ventral para baixo) com cuidado. Importante acamar, se possível, o solo de modo a ter espaço para as barbatanas. Deve-se também humedecer as toalhas e colocá-las por cima do animal, tendo o cuidado no caso de botos, golfinhos e baleias de manter o espiráculo desobstruído;
- ii. **NA REBENTAÇÃO** - Com o auxílio do menor número de pessoas possível, colocar o animal numa zona mais calma do mar, tendo o cuidado de manter o espiráculo fora de água;
- iii. **NA ÁGUA, FORA DA REBENTAÇÃO** - Com o auxílio do menor número de pessoas possível, suportar o animal, tendo o cuidado de manter o espiráculo fora de água.

5. PROCEDIMENTOS BÁSICOS III

De modo a otimizar o esforço de resgate e reabilitação do animal selvagem dever-se-á obter as seguintes informações e fornecê-las aos técnicos de reabilitação.

- I. **LOCAL DE ARROJAMENTO E DIREÇÕES PARA O LOCAL ONDE RECOLHER O ANIMAL;**
- II. **ESTADO DO ANIMAL** - descrever o estado do animal para avaliar a possibilidade de ser recuperado ou não;
- III. **ESPÉCIE** - fornecer a maior quantidade de dados para diferenciar permitir identificar o animal em questão, diferenciando entre:
 - a. **Foca** - fornecer informação sobre o tamanho e a pelagem;
 - b. **Golfinho** - descrever a forma da cabeça, do bico e da barbatana dorsal, cores predominantes no corpo e distribuição das mesmas;
 - c. **Boto** - fornecer informação sobre as cores predominantes e distribuição das mesmas;
 - d. **Baleia** - fornecer informação aproximada sobre o tamanho, cores predominantes e distribuição das mesmas.
- IV. **FREQUÊNCIA RESPIRATÓRIA** - observar se existe alguma obstrução e/ou dificuldade em respirar e contar durante 5 minutos o número de vezes que o animal respira;
- V. **FERIDAS VÍSÍVEIS** - descrever ferimentos visíveis, fraturas, etc.;
- VI. **TRATAMENTOS E INTERVENÇÕES FEITAS** – fornecer informação acerca de qualquer intervenção ao animal, se foi recolhido e para onde foi transportado;

VII. LOCALIZAÇÃO DO ANIMAL NA PRAIA

- a. fora de água - importante referir qual o tipo de solo (rochoso, arenoso ou argiloso);
- b. dentro de água:
 - i. na zona de rebentação;
 - ii. fora da zona de rebentação.

VIII. RECOLHA DO ANIMAL - é essencial que o transporte seja feito com os meios adequados às necessidades do animal, sendo para isso necessário equipamento especializado. Se no entanto o transporte tiver que ser realizado recorrendo a meios não adaptados há que ter o cuidado de manter o animal bem contido para não se magoar a ele próprio e para evitar magoar pessoas próximas a ele, não recorrendo para este efeito a meios que possam ferir o animal. É também importante manter o animal húmido.

6. CUIDADOS COM OS ANIMAIS

Os mamíferos marinhos são animais que necessitam de ter a sua pele sempre húmida, daí que, quando encontrados fora de água, seja necessário colocar em contacto com o animal, alguma peça de tecido que os humedeça, tendo o devido cuidado de manter o espiráculo desimpedido no caso de golfinhos, botos e baleias, visto que é o único orifício pelo qual estes animais conseguem respirar. A sua pele é também extremamente sensível à exposição direta ao sol e desta forma deve-se abrigar o animal do sol e do vento recorrendo a sombras e corta-vento.

Há também que ter em conta que se trata de uma animal selvagem, sendo que não está habituado a ser manipulado por humanos e como tal, o contacto com humanos deve ser limitado ao estritamente necessário para assegurar o conforto do animal, e assim prevenindo acidentes que possam causar danos sérios aos seres humanos.

7. O QUE NUNCA SE DEVE FAZER

NUNCA FORÇAR O ANIMAL A PERMANECER DEBAIXO DE ÁGUA - como qualquer mamífero estes animais não conseguem respirar debaixo de água, necessitando de vir à tona de água para respirar;

Informações a fornecer aos técnicos de reabilitação:

Local de arrojamento:
Contactos de pessoas no local:
Autoridades contactadas e/ou no local:

INFORMAÇÃO SOBRE O ANIMAL	
Espécie:	
Número de animais:	
Estado geral do animal (ex. debilitado, ofegante, sem reação)	
Presença de ferimentos:	
Manipulações já feitas:	
Animal transportado para:	

PROTOCOLO PARA ARROJAMENTOS DE MAMÍFEROS MARINHOS EQUIPAS ESPECIALIZADAS

Este protocolo visa orientar os técnicos de reabilitação para o resgate e primeiros cuidados a ter perante tartarugas marinhas debilitadas ou feridas.

Após o alerta para o arrojamento de mamíferos marinhos deve-se:

1. Obter informações recolhidas pelas autoridades no local acerca da situação (polícia marítima, SEPNA, Bombeiros, etc.) ou pelas pessoas que deram o alerta sobre:

- I. LOCAL DE ARROJAMENTO E DIREÇÕES PARA O LOCAL ONDE RECOLHER O ANIMAL;
- II. ESTADO GERAL DO ANIMAL - saber o estado do animal para avaliar a possibilidade de ser recuperado ou não;
- III. ESPÉCIE - pedir descrição da maior quantidade de dados que permitam deduzir qual o animal em questão, distinguindo entre:
 - a. Foca - informação sobre a presença de pelo e qual a características da cor da mesma;
 - b. Golfinho, Boto e Baleia - pedir descrição da forma da cabeça, do bico e da barbatana dorsal , cores predominantes no corpo e distribuição das mesmas; importante a informação sobre o tamanho aproximado do animal para permitir fazer um plano de transporte;
- IV. FREQUÊNCIA RESPIRATÓRIA - pedir informação sobre eventuais obstruções e/ou dificuldades em respirar e se possível pedir para contar durante 5 minutos o número de vezes que o animal respira;
- V. FERIDAS VÍSÍVEIS - obter descrição de ferimentos visíveis, fraturas, etc.;
- VI. TRATAMENTOS E INTERVENÇÕES FEITAS – perguntar se já foi efetuada qualquer intervenção ao animal, se foi recolhido e para onde foi transportado;
- VII. LOCALIZAÇÃO DO ANIMAL NA PRAIA - obter informação sobre se o animal se encontra em seco, na rebentação ou numa zona mais calma do mar, prevendo assim que tipo de intervenção poderá ser necessária;
- VIII. TIPO DE PRAIA (arenosa, rochosa ou de argila) - permite prever possíveis dificuldades de recolha e possíveis lesões consequentes do arrojamento;
- IX. RECOLHA DO ANIMAL - é essencial que o transporte seja feito com os meios adequados às necessidades do animal, sendo para isso necessário equipamento especializado. Se no entanto o transporte tiver que ser realizado recorrendo a meios não adaptados referir os cuidados a mantendo o animal bem contido para não se magoar a ele próprio e para evitar magoar pessoas próximas, não recorrendo para este efeito a meios que possam ferir o animal. É também importante manter o animal húmido;
- X. AVISO ÀS AUTORIDADES – caso o animal tenha sido reportado por particulares, avisar as autoridades competentes acerca da ocorrência e da possibilidade da recolha do animal.

Informações a recolher pelos técnicos de reabilitação:

Local de arrojamento:	
Contactos de pessoas no local:	
Nome:	Telefone:
Nome:	Telefone:
Autoridades contactadas e/ou no local:	
Nome:	Telefone:
Nome:	Telefone:

Informação sobre o animal
Características da pelagem e/ou coloração do animal:
Número de animais:
Estado geral do animal (ex. Debilitado, ofegante, sem reação)
Ferimentos:
Manipulações já feitas:
Animal transportado para:

1. VERIFICAR A POSSE DO MATERIAL NECESSÁRIO PARA POSSÍVEIS INTERVENÇÕES

Telemóvel		Lonas	
Câmara fotográfica		Toalhas e cobertores	
Pás		Baldes	
Luvras		Cordas para delimitar a área	
Aspersores de água		Lápis	
Fita métrica		Fato protetor descartável	
Máscara protetora		Galochas	
Óculos protetores		Protetor solar	

2. MEDICAÇÃO E MATERIAL MÉDICO NECESSÁRIO PARA CASOS DE EMERGÊNCIA

Agulhas e seringas de vários tamanhos		Diazepam	
Soro Fisiológico		Eutasil	
Termómetro		Metilprednisolona	
Estetoscópio		Diuréticos	
Atropina e adrenalina		Sonda gástrica	

Nota: Sempre que existir contacto direto com o animal a equipa deve estar protegida com máscaras e fatos protetores para evitar contágio do pessoal com agentes patológicos responsáveis por zoonoses. Devem também ser tomadas providências de segurança, visto que se tratam de animais selvagens capazes de provocar danos graves numa pessoa.

3. RECOLHER INFORMAÇÃO DAS PESSOAS PRESENTES. SE PRESENTES AUTORIDADES MARÍTIMAS, OBTER DESTAS A INFORMAÇÃO JÁ RECOLHIDA.

3.1 Deve ser sempre reavaliado se o animal está morto ou vivo (morto o animal não tem tónus na mandíbula, não tem movimento nas barbatanas e afunda na água sem movimentos para contrariar);

3.2 Completar informação básica que possa faltar (espécie, idade aproximada, estado geral do animal, condição corporal, constantes vitais, sexo, intervenções já realizadas, medidas específicas, etc.).

4. COLHER SANGUE PARA BIOQUÍMICA E HEMOGRAMA

Cetáceos - Barbatana caudal

Focas - Jugular

5. DISCUTIR COM O VETERINÁRIO O ESTADO DO ANIMAL E DECIDIR QUAL O FUTURO DESENVOLVIMENTO DO CASO

5.1 Reclutuação - caso o animal apresente bom estado geral, sem lesões graves e se a causa de arrojamento parecer acidental e sem consequências graves;

5.2 Eutanásia - A decidir após resultados das análises ao sangue ou em caso de estado geral explicitamente grave e irrecuperável (fraturas graves, amputações, extensas lesões sem pele, etc.);

5.3 Reabilitação - Sempre que não se verifiquem as situações que permitam a reclutuação ou em que a situação não justifique a eutanásia);

6. COLOCAR SONDA GÁSTRICA E HIDRATAR O ANIMAL (10% PV NO MÁXIMO) E SE NECESSÁRIO:

6.1 Administrar **diazepam** (se o animal estiver muito agitado) na dose **0.2 mg/kg PV IM;**

6.2 Administrar **metilprednisolona** (se o animal apresentar sinais de choque) **10-30 mg/kg PV IM.**

Estimar peso do animal tendo em consideração a espécie e a idade, tendo em conta que o peso do animal é uma estimacão subjetiva, dependente da experiência do avaliador

7. INFORMAR A POPULAÇÃO E OS MEIOS DE COMUNICAÇÃO QUE POSSAM ESTAR PRESENTES DA SITUAÇÃO E PROCEDIMENTOS REALIZADOS DE MODO CLARO E SUCINTO.

8. CONJUGAR TODOS OS MEIOS POSSÍVEIS, DECIDINDO QUAL A MELHOR FORMA DE TRANSPORTE. DURANTE ESTE HÁ QUE TER EM CONTA:

8.1 É necessária uma licença para o transporte dos animais;

8.2 O veículo usado deve ser o melhor adaptado e confortável possível para o animal;

8.2.1 Escolher a rota mais curta e mais confortável até ao centro de reabilitação (lembrar de informar, com antecedência, o centro de reabilitação da chegada do animal para que sejam tomadas todas as providências necessárias);

8.2.2 Ponderar a melhor hora do dia para que o animal faça a viagem o mais calmo possível;

8.3 Deve existir auxílio no transporte, por parte de pessoas treinadas, para que seja possível manter o animal molhado e para que, se necessário, seja administrada medicação em situação de urgência.

9. NA CHEGADA AO CENTRO:

9.1 Avaliar cuidadosamente o animal:

- i. procurar minuciosamente lesões;
- ii. avaliar os reflexos e a capacidade motora;
- iii. pesar e medir o animal corretamente;
- iv. contar respirações regularmente; avaliar emissão de sons (podem ser indicativos de stress e diminuem em frequência em animais deprimidos).

9.2 Colher material para análises adicionais (expiração ou esfregaço do espiráculo para cultura bacteriana e teste de sensibilidade a antibióticos, por exemplo);

9.3 Ao colocar o animal na piscina verificar se consegue vir à tona e respirar sozinho. Caso o animal não consiga respirar sozinho ou caso o faça com muita dificuldade, deve-se dar suporte ao animal durante o tempo necessário até ele conseguir respirar sozinho;

9.4 Decidir sobre o plano terapêutico do animal. Conforme a lista de problemas do animal, adequar a terapêutica empírica até à obtenção dos resultados das análises realizadas.

10. CASO O ANIMAL NA PRAIA ESTEJA MORTO:

10.1 Carcaça fresca ou em bom estado - realizar necrópsia na praia ou num espaço existente com esse fim. Caso seja realizada na praia deve-se limitar a visão a pessoas presentes, explicando a necessidade da sua realização.

10.2 Carcaça em estado avançado de decomposição - ponderar qual a melhor forma de retirar a carcaça da praia (enterrar ou cremar).

PROTOCOLO PARA ARROJAMENTOS DE AVES MARINHAS AUTORIDADES

Este protocolo pretende orientar os agentes da autoridade perante o aparecimento de aves marinhas debilitadas ou feridas nas praias. Pretende fornecer informação básica para o resgate e primeiros cuidados a ter e a informação que deve ser fornecida aos técnicos do centro de reabilitação que vão receber o animal.

Após o alerta para o arrojamento de aves marinhas deve-se:

1: VERIFICAR A POSSE DE MATERIAL NECESSÁRIO PARA POSSÍVEL INTERVENÇÃO:

Toalhas		Caixa transporte	
Máquina fotográfica		Este protocolo	

Chegando ao local:

2 - AVALIAR SE O ANIMAL ESTÁ VIVO OU MORTO

2.1: *Animal morto* - recolher o animal para um saco plástico ou caixa.

2.2: *Animal vivo* - procurar lesões manipulando o menos possível o animal.

Se o animal estiver contido deve-se dar espaço e tempo ao animal para acalmar.

Nesta altura deve-se verificar se o animal respira com o bico fechado ou aberto.

3 –PROCEDIMENTOS BÁSICOS I

3.1 Se o animal for avistado numa zona com população:

1. Limitar o acesso ao público;
2. Colher dados sobre as pessoas que deram o alerta (nome e telefone);
3. Obter informação das pessoas presentes sobre:
 - i. Tempo que decorreu desde que o animal deu à costa;
 - ii. Caso o animal esteja morto, saber se morreu na praia ou se arrojou já morto;
 - iii. Perguntar se (e como foi feita) qualquer intervenção ao animal, incluindo movimentações, tentativas de colocar o animal na água, auxílio na respiração ou tratamentos de feridas visíveis;
 - iv. Perguntar se foi dado algum tipo de medicação ao animal e, caso afirmativo qual.
4. Tentar identificar o animal;
5. Contactar uma equipa especializada na recolha e recuperação de animais marinhos.

3.2 Se forem as autoridades as primeiras a encontrar o animal:

1. **Tentar identificar o animal;**
2. **Contactar uma equipa especializada na recolha e recuperação de animais marinhos;**

4. PROCEDIMENTOS BÁSICOS II

De modo a otimizar o esforço de resgate e reabilitação do animal selvagem dever-se-á obter as seguintes informações e fornecê-las aos técnicos de reabilitação.

- I. LOCAL DE ARROJAMENTO E DIREÇÕES PARA O LOCAL ONDE RECOLHER O ANIMAL;
- ii. ESTADO GERAL DO ANIMAL – em que situação se encontra e se é possível capturá-lo;
- iii. ESPÉCIE – fornecer a descrição pormenorizada do animal de modo a ser possível identificar a espécie (coloração, forma do bico, tamanho, ...);
- iv. TIPO DE RESPIRAÇÃO - se respira de bico aberto, está ofegante, etc.;
- v. FERIDAS VISÍVEIS – descrever os ferimentos visíveis, fraturas, etc.;
- VI. TRATAMENTOS E INTERVENÇÕES FEITAS – fornecer informação acerca de qualquer intervenção ao animal, se foi recolhido e para onde foi transportado;
- VII. RECOLHA DO ANIMAL – se for possível, recolher o animal, colocá-lo numa caixa de tamanho adequado e transportá-lo para um local seguro (de preferência instalações das autoridades); A recolha do animal deve ser realizada com cuidado de modo a não magoar o animal nem a pessoa que o manipula.

5. CUIDADOS COM AS AVES

As aves marinhas, quando encontradas na praia, podem sofrer de **hipertermia** (aumento da temperatura corporal) ou **hipotermia** (diminuição da temperatura corporal). Uma ave com **hipertermia** tem uma respiração ofegante com o bico aberto. Pode ter as asas abertas e descaídas. Neste caso é muito importante que se coloque o animal num local fresco e à sombra. A **hipotermia** pode ser provocada por falta de impermeabilização das penas (a ave está molhada). Deve-se neste caso embrulhar a ave com uma toalha seca e colocá-la num sítio abrigado e arejado.

6. O QUE NUNCA SE DEVE FAZER

NUNCA ATAR O BICO DAS AVES – algumas aves marinhas não têm narinas pelo que se fecharem o bico elas não conseguem respirar;

NUNCA VOLTAR A COLOCAR O ANIMAL NO MAR – Com exceção de algumas espécies, as aves marinhas passam todo o tempo na água (menos quando estão em zonas de nidificação). Deste modo, quando uma ave é encontrada fora do mar muito provavelmente está ferida ou doente;

NUNCA PEGAR AS AVES PELAS ASAS OU PATAS – Agarrar aves marinhas pelas asas ou patas podem provocar luxações nesses membros. Estes animais devem conter-se com o auxílio de uma toalha ou camaroeiro. Deve ter-se sempre cuidado para não partir ou estragar as penas. Quando contido, deve colocar-se numa caixa com orifícios e transportá-lo para um local abrigado e calmo;

NUNCA CAPTURAR A AVE SE NÃO TEM OS MEIOS ADEQUADOS

Nota:

NÃO esquecer que se tratam de animais selvagens e a presença de ruído e pessoas muito próximas pode torná-los agressivos, e que também podem transmitir doenças aos humanos.

Informações a fornecer aos técnicos de reabilitação:

Local de arrojamento:
Contactos de pessoas no local:
Autoridades contactadas e/ou no local:

INFORMAÇÃO SOBRE O ANIMAL	
Espécie:	
Número de animais:	
Estado geral do animal (ex. debilitado, ofegante, sem reação)	
Presença de ferimentos:	
Manipulações já feitas:	
Animal transportado para:	

PROTOCOLO PARA ARROJAMENTOS DE AVES MARINHAS EQUIPA ESPECIALIZADA

Este protocolo pretende orientar os técnicos de reabilitação para o resgate e primeiros cuidados a ter no caso de aves marinhas.

Após o alerta para o arrojamento de aves marinhas deve-se:

1: Obter informações recolhidas pelas autoridades no local acerca da situação (polícia marítima, SEPNA, Bombeiros, etc.) ou pelas pessoas que deram o alerta sobre:

1. LOCAL DE ARROJAMENTO E DIREÇÕES PARA O LOCAL;
2. ESTADO GERAL DO ANIMAL – em que situação se encontra e se é possível capturá-lo;
3. ESPÉCIE – pedir a descrição pormenorizada do animal de modo a ser possível identificar a espécie (coloração, forma do bico, tamanho, ...);
4. TIPO DE RESPIRAÇÃO - se respira de bico aberto, está ofegante, etc.;
5. FERIDAS VISÍVEIS – pedir a descrição de ferimentos visíveis, fraturas, etc.;
6. TRATAMENTOS E INTERVENÇÕES FEITAS – perguntar se já foi efetuada qualquer intervenção ao animal, se foi recolhido e para onde foi transportado;
7. RECOLHA DO ANIMAL – Pedir para recolher o animal, colocá-lo numa caixa de tamanho adequado e transportá-lo para um local seguro (de preferência instalações das autoridades);
8. AVISO ÀS AUTORIDADES – caso o animal tenha sido reportado por particulares, avisar as autoridades competentes acerca da ocorrência e da possibilidade da recolha do animal.

Nota: Caso seja necessário auxílio voluntário por parte da população as autoridades devem delegar funções e pedir o auxílio ao menor número de pessoas possíveis.

NÃO esquecer que se tratam de animais selvagens e a presença de ruído e pessoas muito próximas pode torná-los agressivos, e que também podem transmitir doenças aos humanos.

Informações a obter:

Local de arrojamento:	
Contactos de pessoas no local:	
Nome:	Telefone:
Autoridades contactadas e/ou no local:	
Nome:	Telefone:
Nome:	Telefone:
INFORMAÇÃO SOBRE O ANIMAL	
Espécie:	

Número de animais:	
Ferimentos:	
Manipulações já feitas:	
Animal transportado para:	

2: Verificar a posse do material necessário para recolha do animal

Toalhas		Caixa transporte	
Camareiro		Contactos no local	

3: Recolha do animal

3.1. Já recolhido da praia: recolher o animal e transportá-lo até ao centro de recuperação mais perto

3.2. Na praia: caso o animal esteja numa zona com população curiosa, é importante explicar a situação e os procedimentos realizados, assim como qual o destino da ave.

4. Transporte do animal

4.1. Evitar situações stressantes

4.2. Lembrar que é necessária uma licença para o transporte de animais

5. Chegada da ave ao centro de reabilitação

A ave deve ser examinada com mais atenção procurando:

1. Fraturas
2. Luxações
3. Edemas
4. Hematomas
5. Zonas de dor localizada
6. Anzóis (procurando no bico e palpando o esófago)
7. Grau de hidratação
8. Outras anormalidades que comprometam a saúde do animal

6- Procedimentos básicos após análise

Pesagem: O animal deve ser pesado

Cálculo das doses de líquidos a administrar: com base no seu peso, grau de desidratação e necessidade diária de ingestão de alimento devem ser calculadas as doses de líquidos a administrar.

Desidratação: Se o grau de desidratação do animal for muito alto, comprometendo a vida do animal, deve-se aumentar a frequência de hidratação mas não o volume a administrar ao animal.