



Universidade de Évora
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária
Relatório de Estágio do Domínio Fundamental

Clínica de Animais Exóticos e Silvestres

Caso Clínico de Infecção por Poxvirus numa Águia Calçada (*Aquila pennata*)

Inês Caetano Varanda

Orientador: **Doutor Luís Martins**

Coorientadora: **Doutora Sandra Loureiro**

Évora 2013



Universidade de Évora
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária
Relatório de Estágio do Domínio Fundamental

Clínica de Animais Exóticos e Silvestres

Caso Clínico de Infecção por Poxvirus numa Águia Calçada
(*Aquila pennata*)

Inês Caetano Varanda

Orientador: **Doutor Luís Martins**

Coorientadora: **Doutora Sandra Loureiro**

Évora 2013

Agradecimentos

Agradeço, em primeiro lugar à minha família, pelo apoio incondicional, pela paciência que precisam de ter comigo em momentos de crise e por acreditarem em mim. À minha mãe Lena e à minha irmã Catarina por serem as maiores críticas gramaticais deste relatório e por não me deixarem desanimar. Aos meus irmãos, João, Catarina e Teresa por saber que aconteça o que acontecer, posso sempre contar com eles. Ao meu sobrinho Vasco por saber a importância de acordar cedo! À Fatiminha por tomar conta dos meus gatos e não deixar que, nem eles nem eu, saltemos refeições. Obrigada por tudo!

Ao Dr. Luís Martins por saber tão bem lidar comigo, por dizer sempre aquilo que preciso de ouvir. Pela sua paciência e a disponibilidade para me receber em todos os momentos, mesmo quando aparecia de surpresa. E ainda, pela sua capacidade de me fazer focar nos objetivos a cumprir, fica aqui o meu obrigada.

À Dr.^a Sandra Loureiro por aceitar tão prontamente ser minha orientadora deste estágio, mas também pela sua disponibilidade total, mesmo em momentos de muito trabalho, sempre que foi necessário o seu apoio técnico, logístico e claro, cognitivo.

À Dr.^a Beatriz Azorín vai um agradecimento especial: pela paciência em “ter-me aos calcanhares” o tempo todo, pela partilha de conhecimento, por ter em conta as minhas opiniões, por mais desprovidas de sentido que fossem, mas também pela amizade e confiança mútuas. Para além de ser uma excelente médica veterinária de fauna silvestre, é uma amiga. Obrigada Bea!

Para a equipa da Quercus de Castelo Branco, desde o núcleo fixo: Samuel Infante, Madalena Martins, Beatriz Azorín, Sandra Vieira, Miguel Sampaio, Bruno Clara, ao grupo dos estagiários, meus companheiros de todas as horas, alegrias e infortúnios, Antonio Sillero, Alba Remolar e Irene Barajas e aos voluntários do CERAS, Sofia Proença, Rui Ribeiro e Sofia Ribeiro fica aqui o meu reconhecimento por me receberem tão bem, pela confiança que depositaram em mim desde cedo e por fazerem da minha estadia temporária em Castelo Branco uma época tão cheia de boas recordações.

Aos meus amigos de sempre fica aqui o meu agradecimento, em particular para a Jo, o Mateus, a Susana e o Emanuel de quem, nem a distância de oceanos e continentes, impede a amizade.

Abreviaturas, Símbolos e Acrónimos

BID – Duas vezes ao dia (*bis in die*)

CERAS – Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens

EPNA – Equipa de Proteção da Natureza

GNR – Guarda Nacional Republicana

IM – Via Intramuscular

PO – Via Oral (*per os*)

SC – Via Subcutânea

SEPNA – Serviço de Proteção da Natureza e Ambiente

SID – Uma vez ao dia (*semel in die*)

spp. – Espécies

Índice Geral

	Pág.
Agradecimentos -----	ii
Abreviaturas, Símbolos e Acrónimos -----	iii
Índice Geral -----	iv
Índice de Tabelas -----	vii
Índice de Gráficos -----	viii
Índice de Figuras -----	ix
Resumo -----	xi
Abstract -----	xii
1. Objetivos Gerais -----	1
2. Introdução -----	2
3. CERAS -----	3
3.1 A Enfermaria -----	4
3.2 O Internamento -----	4
3.3 O Biotério -----	5
3.4 As Câmaras de Recuperação -----	6
3.5 As Mudas -----	7
3.6 Os Túneis -----	8
3.7 Outras Áreas de Ação do CERAS -----	11
3.7.1 Educação Ambiental -----	11
3.7.2 Ações de Formação -----	12
3.7.3 Investigação -----	12
3.8 Casuística Geral do CERAS -----	13
3.8.1 Entrada de Animais por Classe -----	13
3.8.2 Causas de Entrada -----	14
3.8.3 Resultados -----	15
4. Casuística do Estágio -----	16
4.1 Entrada de Animais por Classe -----	16
4.2 Causas de Entrada -----	17
4.3 Resultados -----	18

	Pág.
5. Maneio -----	20
5.1 Considerações Prévias -----	20
5.2 Comportamentos que Visam a Redução da Ansiedade do Animal -----	20
5.3 Comportamentos que Visam a Proteção Pessoal ao Capturar ou Manipular Aves -----	21
5.4 Captura e Transporte -----	22
5.4.1 Captura -----	22
5.4.2 Transporte -----	23
5.5 Contenção de Aves -----	23
5.5.1 Aves Pequenas -----	23
5.5.2 Rapinas -----	24
5.5.3 Garças, Cegonhas -----	25
5.5.4 Abutres -----	25
6. Exame Clínico -----	26
6.1 Informação a Recolher por Quem Encontrou ou Entregou a Ave -----	26
6.2 Dados da Ave -----	27
6.3 Exame à Distância (na Caixa) -----	27
6.4 Exame Físico -----	28
6.4.1 Cabeça -----	29
6.4.2 Bico/Narinas/Cera/Seios Infraorbitais -----	30
6.4.3 Olhos -----	30
6.4.4 Ouvidos -----	31
6.4.5 Cavidade Oral -----	32
6.4.6 Tronco -----	32
6.4.7 Asas -----	33
6.4.8 Membros Pélvicos -----	34
6.4.9 Outras Observações -----	35
6.4.10 Métodos complementares -----	35
7. Vias de Administração Medicamentosa -----	36
7.1 Via Oral -----	36
7.2 Via Subcutânea -----	36
7.3 Via Intramuscular -----	37
7.4 Via Intravenosa -----	37
7.5 Via Intraóssea -----	38
7.6 Via Intracelômica -----	38

	Pág.
8. A Necrópsia -----	39
9. Caso Clínico -----	40
9.1 Identificação do Paciente -----	40
9.2 Identificação da Captura -----	40
9.3 Exame Clínico -----	40
9.4 Diagnóstico Presuntivo -----	42
9.5 Diagnósticos Diferenciais -----	42
9.6 Tratamento Inicial e Acompanhamento -----	42
9.7 Discussão do Caso Clínico -----	44
10. Conclusões -----	49
11. Referências Bibliográficas -----	50
12. Anexos -----	54
Anexo I -----	54
Anexo II -----	55

Índice de Tabelas

	Pág.
Tabela I – Avaliação do grau de desidratação em aves -----	29
Tabela II – Algumas famílias de aves conhecidas pela sua suscetibilidade a infecções por poxvirus -----	45

Índice de Gráficos

	Pág.
Gráfico 1 - Percentagem de entrada de animais por Classe (01/01/2008 a 31/12/2010) -----	13
Gráfico 2 - Principais causas de entrada em 2009 -----	14
Gráfico 3 - Resultados da recuperação em percentagem (01/01/2008 a 31/12/2010) -----	15
Gráfico 4 - Percentagem de entrada de animais por Classe, durante o período de estágio (11/07/2010 a 31/12/2010) -----	16
Gráfico 5 - Principais causas de entrada, em percentagem, durante o período de estágio. Apenas foram considerados os animais que deram entrada vivos -----	17
Gráfico 6 - Percentagem dos resultados da recuperação, durante o período de estágio (11/07/2010 a 31/12/2010) -----	18

Índices de Figuras

	Pág.
Fig. 1 Enfermaria do CERAS. -----	4
Fig. 2 Caixa da sala de internamento com crias de Mocho Pequeno de Orelhas (<i>Otus scops</i>). -----	5
Fig. 3 Câmaras de Recuperação. -----	7
Fig. 4 Túnel 1 com Águia de Asa Redonda (<i>Buteo buteo</i>). -----	9
Fig. 5 Túnel 2 adaptado a rapinas noturnas com Corujas do Mato (<i>Strix aluco</i>). -----	9
Fig. 6 Túnel 3 com Cegonhas Brancas (<i>Ciconia ciconia</i>). -----	10
Fig. 7 Túnel 4, vista exterior. -----	10
Fig. 8 Interior do Túnel 4 com Grifo (<i>Gyps fulvus</i>). -----	10
Fig. 9 Libertação de uma Águia de Asa Redonda (<i>Buteo buteo</i>) na presença de alunos da Escola São João de Deus de Castelo Branco e do particular que a encaminhou ao CERAS. -	11
Fig. 10 Cria de Abutre Preto (<i>Aegypius monachus</i>) no ninho, após o controlo veterinário, feito no âmbito do Projecto Abutre Preto. -----	12
Fig. 11 Causas de entrada: cativo ilegal. Abutre Preto (<i>Aegypius monachus</i>). -----	15
Fig. 12 Causas de entrada: Disparo. Projeção médio-lateral do membro torácico direito de um Bufo Pequeno (<i>Asio otus</i>). Pormenor de uma fratura do úmero proximal causada por chumbos de uma arma de fogo assinalados na imagem. -----	15
Fig. 13 Causas de entrada: Traumatismo. Hematoma cranial resultante de atropelamento. Mocho Galego (<i>Athene noctua</i>). -----	18
Fig. 14 Causas de entrada: Queda do ninho, cria de Coruja do Mato (<i>Strix aluco</i>). -----	18
Fig. 15 Carapuço que visa reduzir a ansiedade da ave ao ser manipulada. Abutre Preto (<i>Aegypius monachus</i>). -----	21
Fig. 16 Utilização de luvas para evitar ferimentos a quem está a manipular a ave. Coruja do Mato (<i>Strix aluco</i>) -----	22
Fig. 17 Caixas de transporte de cartão. Cegonha Branca (<i>Ciconia ciconia</i>). -----	23
Fig. 18 Caixas de transporte de plástico. -----	23
Fig. 19 Exemplo de manipulação de um Guarda Rios (<i>Alcedo atthis</i>). -----	24
Fig. 20 Exemplo de manipulação de uma ave de rapina noturna, Bufo Real (<i>Bubo bubo</i>). ---	24
Fig. 21 Exemplo de manipulação de um Abutre Preto (<i>Aegypius monachus</i>). -----	25
Fig. 22 Exame Físico: avaliação do ouvido de uma Coruja das Torres (<i>Tyto alba</i>). -----	31
Fig. 23 Exame Físico: avaliação da cavidade oral de um Milhafre Preto (<i>Milvus migrans</i>). -	32
Fig. 24 Exame físico: avaliação das superfícies podais. Exemplo de pododermatite num Milhafre Preto (<i>Milvus migrans</i>). -----	34
Fig. 25 Administração de soro por via subcutânea, na zona inguinal, a um Grifo (<i>Gyps fulvus</i>). -----	36

	Pág.
Fig. 26 Via intravenosa, administração medicamentosa na veia metatársica medial a um Abutre Preto (<i>Aegypius monachus</i>). -----	38
Fig. 27 Execução da necrópsia de um Peneireiro Comum (<i>Falco tinnunculus</i>). -----	39
Fig. 28 Exame Físico da Águia Calçada (<i>Aquila pennata</i>). -----	41
Fig. 29 Detalhe de um nódulo removido da Águia Calçada (<i>Aquila pennata</i>). -----	42
Fig. 30 Tratamento das lesões com aplicação de solução iodada (iodopovidona a 10%). ----	43
Fig. 31 Momento da libertação da Águia Calçada (<i>Aquila pennata</i>). -----	48

Resumo

Este estágio do domínio fundamental, na área de Clínica de Animais Exóticos e Silvestres, consistiu, essencialmente, no acompanhamento de casos clínicos de animais silvestres, no CERAS (Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens). Compreendeu a aprendizagem de técnicas de manejo dos indivíduos, a realização do exame clínico e métodos de diagnóstico utilizados para o complementar, a avaliação dos sintomas apresentados, os tratamentos e cirurgias específicos para cada caso e as técnicas de reabilitação, tendo sempre em conta as particularidades individuais de cada espécie. Foi, ainda, considerada a avaliação de cada caso, para verificar se seria possível a libertação do animal ou, tratando-se de animais irrecuperáveis, determinar a sua transferência para outros centros, preparados para os receber ou, eventualmente, a eutanásia. Outra matéria de grande importância em clínica de animais silvestres é a realização de necrópsias. No final deste relatório será descrito um caso clínico de uma ave que deu entrada no CERAS.

Palavras-chave: Clínica, Silvestres, Aves, Libertação, Irrecuperáveis.

Abstract

Poxvirus Infection in a Booted Eagle (*Aquila pennata*)

This report pretends to describe the activities performed during the internship in a wildlife rehabilitation center, CERAS. Those activities consisted, essentially, in monitoring wild animals clinical cases. This internship included the learning of management techniques, clinical examination and diagnostic methods, treatments and surgeries and the rehabilitation techniques for each specific case. It was also made the evaluation of each case, in order to determine if the animal would be able to survive by its own means in the wild or in the impossibility of this, make arrangements to its transference to centers prepared to receive animals with irreversible conditions or eventually consider euthanasia. The performing of necropsies in wild fauna was also an important procedure learned in this internship. At the end of this report is described the clinical case of an eagle, received at CERAS.

Keywords: Wildlife, Rehabilitation Center, Clinical Cases, Eagle.

1. Objetivos Gerais

Os objetivos gerais deste estágio foram o contacto direto com a realidade de um centro de recuperação de fauna silvestre e a aplicação prática dos conhecimentos adquiridos ao longo do curso de Medicina Veterinária.

2. Introdução

A realização deste estágio enquadra-se no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária da Universidade de Évora. O seu objetivo principal é a aplicação prática dos conceitos lecionados ao longo do curso. Este estágio do domínio fundamental teve lugar no Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens (CERAS), de Castelo Branco, na área de Clínica de Animais Exóticos e Silvestres, com duração de, aproximadamente, seis meses.

Esta é uma área extremamente aliciante, que apresenta um vasto campo de estudo, devido à grande variedade de espécies que se apresentam à consulta, ao pouco conhecimento que se tem de várias destas espécies, à importância da conservação e proteção do nosso património natural e ao desenvolvimento da capacidade do clínico de se superar a si próprio, encontrando soluções com os poucos recursos que possui, uma vez que esta é uma área que não envolve tantos recursos financeiros como acontece com a clínica de animais domésticos, ou de produção.

O presente relatório pretende, então, descrever, de um modo sucinto, as atividades realizadas ao longo do estágio. Após a descrição do CERAS, enquanto espaço físico, serão abordadas outras áreas de ação, que não se limitam à recuperação de animais silvestres. Será feita uma abordagem estatística dos últimos 3 anos, para dar uma ideia geral do Centro e, posteriormente, será apresentada uma descrição estatística correspondente à casuística do período de estágio. Uma vez que a grande maioria de animais que dá entrada no CERAS são aves, todo o relatório incidirá sobre estes animais, sendo a descrição do maneo, da captura, transporte e exame clínico direcionada exclusivamente às aves. Por fim, será apresentado um caso clínico de uma ave que deu entrada no CERAS durante o período em que decorreu este estágio.

3. CERAS

O Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens, CERAS, é um projeto do núcleo regional de Castelo Branco da Quercus - Associação Nacional de Conservação da Natureza, uma organização não-governamental de ambiente. Encontra-se em funcionamento desde 1999, graças aos apoios da Escola Superior Agrária de Castelo Branco (ESA) e de mecenas particulares, bem como do trabalho desenvolvido por voluntários e estagiários. As suas instalações situam-se na ESA, que além de ceder um espaço físico permite a utilização das suas infraestruturas, como os laboratórios e salas de necrópsias e fornece, também, algum do material necessário ao seu bom funcionamento.

Um centro de recuperação é, na sua essência, um local com capacidade para prestar cuidados veterinários a animais silvestres feridos ou debilitados, que para ele são encaminhados. O objetivo principal é a recuperação total do animal com o intuito de o libertar novamente no meio ambiente de onde foi recolhido. No caso da impossibilidade de recuperação, que não permita ao animal a sobrevivência no meio ambiente, há que considerar a transferência para um centro de animais silvestres irrecuperáveis ou a eutanásia. “É importante não ter expectativas irrealistas. É mais provável perder mais aves do que aquelas que se salvam.”¹

As infraestruturas de um centro de recuperação variam consoante as espécies com entrada mais frequente. No caso do CERAS, todas as infraestruturas estavam direcionadas essencialmente para aves, uma vez que cerca de 87% dos animais que dão entrada, pertence a essa Classe. No entanto, sempre que necessário, fazem-se adaptações para receber alguns mamíferos, répteis ou anfíbios.

Basicamente, o CERAS é composto por um edifício, que comporta no seu interior uma enfermaria, uma sala de internamento e um biotério; no exterior existem quatro câmaras de recuperação, quatro câmaras de muda e quatro túneis de voo, uma arrecadação e uma zona de lavagem (Anexo I).

3.1 A Enfermaria

A enfermaria é o local onde são prestados os primeiros cuidados, onde é feita a identificação do animal, o exame clínico, onde são realizados os tratamentos posteriores e, por vezes, pequenas cirurgias. Possui além da marquesa de observação, armários para medicamentos, material de pensos, material de cirurgia, lâminas, lamelas, *kits* para colorações de diagnóstico microscópico e material para recolha de amostras (Fig. 1). Esta é uma sala arejada e com bastante iluminação, quer natural quer artificial. As paredes, chão e restantes superfícies são de material facilmente lavável.

Dentro deste edifício, onde se situa a enfermaria, existe ainda a sala de internamento, o biotério, um escritório e uma bancada com um microscópio e uma lupa, para diagnóstico.



Fig. 1: Enfermaria do CERAS. (Foto gentilmente cedida por Quercus)

3.2 O Internamento

O internamento é uma sala vazia, cujas superfícies estão revestidas a azulejo, dada a facilidade de limpeza e desinfecção do mesmo. Tal como a enfermaria, é um local bem ventilado. Nesta sala são colocadas caixas de plástico ou de cartão, de dimensões variadas, consoante o tamanho e o número de aves que dão entrada.

As caixas de plástico (Fig. 2) possuem a vantagem da reutilização, mediante a lavagem e desinfecção adequadas, entre animais diferentes ou sempre que seja necessário.

Estas caixas são forradas com jornais, que proporcionam maior conforto ao animal e que, geralmente, são trocados por outros limpos durante as observações diárias, para reduzir o contacto direto com o animal e evitar situações que provoquem ansiedade à ave. Por vezes, são utilizados tapetes de relva artificial, que permitem uma maior aderência, e em situações de estadia prolongada no internamento, ou sempre que se justifique, são colocados poleiros forrados com relva artificial, de forma a evitar pododermatites. Por fim, as caixas possuem orifícios que não só permitem a entrada de ar, como também facilitam a observação dos animais mais ansiosos.

Nesta sala existe, ainda, um radiador, para a manter a uma temperatura adequada e, sempre que a situação o justifique, é complementado com o uso de cobertores ou sacos de água quente.



Fig. 2: Caixa da sala de internamento com crias de Mocho Pequeno de Orelhas (*Otus scops*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

3.3 O Biotério

O biotério é um local importante num centro de recuperação de aves. Aqui, faz-se a criação de alimento vivo, que mais tarde servirá para promover o treino das aves, verificando se elas estão aptas para sobreviver pelos seus próprios meios na natureza.

No biotério do CERAS, existem trinta e três caixas de reprodução de ratinhos de laboratório, onde são colocados, em cada, três fêmeas e um macho destinados à criação. Há preferência por ratinhos escuros em detrimento dos ratos brancos, uma vez que estes não se encontram em estado selvagem. Existem, ainda, duas caixas distintas para machos e fêmeas, separados, que servirão para reposição das caixas de reprodução, no caso de morte de algum

dos ratos. Estas não podem exceder a lotação de dez ratos por caixa. Há, ainda, duas caixas comunitárias com capacidade para oitenta ratos, cada. Nestas caixas, encontram-se ratos mais jovens, ainda não sexualmente maduros, mas já com capacidade para sobreviver sem os progenitores. Daqui, são retirados os ratos para a alimentação e o treino de caça das aves. Uma vez por semana é feita a limpeza das caixas do biotério, a contagem dos ratos, a reposição de ratos (machos ou fêmeas) das caixas de reprodução e são retiradas as crias já com tamanho suficiente para as caixas comunitárias.

No terreno exterior ao edifício da enfermaria e internamento, encontram-se infraestruturas destinadas às várias fases de recuperação das aves. São estas, as câmaras de recuperação, de muda e os túneis de voo.

3.4 As Câmaras de Recuperação

As câmaras de recuperação (Fig. 3) são instalações de alvenaria, com 2 m de comprimento, 1,80 m de largura e 2 m de altura. As superfícies interiores estão forradas a azulejo, o que permite a fácil lavagem das instalações, após a transferência dos animais. O chão de cada uma destas câmaras, aquando da colocação da ave neste local, é tapado com tapete de relva artificial, que não só proporciona maior conforto ao animal, como também ajuda a evitar pododermatites. Além da relva, são colocados poleiros para maior conforto da ave. Os tapetes e os poleiros são lavados com água sobre pressão e solução de amoníaco, hipoclorito de sódio ou outro desinfetante indicado.

Para reduzir o contacto com o animal, existem tubos de alimentação na parede e orifícios para observação na porta. Estas câmaras de recuperação destinam-se a aves grandes (tais como abutres e cegonhas), para as quais o internamento não proporciona condições adequadas, ou aves que já passaram a fase mais crítica da afeção, de forma a reduzir a ansiedade e aumentar-lhes o bem-estar. No entanto, apesar de maiores que as caixas do internamento, estas instalações não permitem grandes amplitudes de movimento o que poderia comprometer o progresso da recuperação.



Fig. 3: Câmaras de Recuperação. (Foto gentilmente cedida por Quercus)

3.5 As Mudanças

Seguindo um processo normal, as aves são transferidas, em seguida, para uma câmara de muda. As câmaras de muda são instalações exteriores com 4 m de comprimento, 4 m de largura e 2,50 m de altura, cercadas por redes de malha grossa e revestidas por redes de sombra. A função desta rede mais fina é a de evitar a fuga de aves mais pequenas como, por exemplo, o mocho pequeno de orelhas (*Otus scops*) e igualmente evitar o contacto direto com os humanos ou outros animais.

Estas instalações estão apetrechadas com poleiros de diferentes formas e materiais como madeira e cortiça, alguns forrados com relva artificial. Existem também abrigos para o caso de condições climáticas adversas. Os diferentes materiais com que são construídos os poleiros e a limpeza dos mesmos ajudam a reduzir as pododermatites².

As mudas, por regra, estão destinadas a uma fase de adaptação ao ar livre e às condições atmosféricas. As aves que são transferidas para estas câmaras não estão tão restritas, em termos de movimentos, o que facilita o início do processo de musculação. No caso de aves mais pequenas, esta pode constituir a última instalação por onde passam no processo de recuperação, antes da libertação. A muda apresenta o espaço que necessitam para muscular e, mediante pequenas adaptações, como a colocação de um algarido largo e alto para as presas vivas, é possível o treino da caça para as espécies de aves que assim o justifiquem, como as pequenas rapinas noturnas.

3.6 Os Túneis

A fase final de um processo de recuperação de aves de tamanho médio a grande, como rapinas, cegonhas ou abutres, passa geralmente por um período num túnel de voo. Estas, são estruturas grandes e espaçosas, tanto em comprimento como em largura e altura, o que permite o desenvolvimento da musculatura, o treino do voo, da caça ou da procura ativa do alimento.

Tal como as mudas, estas instalações encontram-se cercadas por redes de malha grossa, forradas por rede de sombra, com poleiros diversos e abrigos. Nestes espaços, o contacto com pessoas é cada vez menor. A alimentação é feita através de tubos e a avaliação da ave é reduzida ao mínimo. Os controlos são feitos através da observação à distância do comportamento do animal e da análise do registo das variações da quantidade de alimento ingerido.

Regularmente são feitos controlos de peso e de avaliação do estado físico, adaptados ao tempo de permanência da ave nas instalações do CERAS.

Por vezes, nestes túneis de voo, são colocadas em conjunto, aves da mesma espécie ou de espécies semelhantes, que não entram em confronto entre si. Nestas situações é conveniente o conhecimento mais profundo das espécies envolvidas ou, alternativamente, o aconselhamento com biólogos, ornitólogos e veterinários especializados. O contacto com outros indivíduos é importante na aquisição de comportamentos típicos dessa espécie. Isto é principalmente relevante em aves que estiveram em cativeiro, ou aves muito jovens.

No CERAS existem quatro túneis de voo, cada qual adaptado às diferentes espécies que mais dão entrada no centro. É preciso convir que esta separação não é estrita e que as condições são adaptadas, consoante a situação de lotação do momento.

O túnel 1 está adaptado a aves de rapina diurnas, como as águias, e possui dimensões de 15 m de comprimento, 4 m de largura e 2,50 m de altura. Além dos poleiros, apresenta uma corda no sentido da largura que ajuda na estimulação do equilíbrio e do desenvolvimento muscular (Fig. 4). Em certas espécies de águias, como a Águia de Asa Redonda (*Buteo buteo*), é feito o treino da caça, com o auxílio de um alguidar alto e largo onde é colocado o alimento vivo, neste caso ratos, através do tubo de alimentação.



Fig. 4: Túnel 1 com Águia de Asa Redonda (*Buteo buteo*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

O túnel 2 (Fig. 5), principalmente adaptado a rapinas noturnas, apresenta as seguintes dimensões 15 m de comprimento, 4 m de largura e 2,50 m de altura. Como características próprias, este túnel contém, além de poleiros, refúgios em cortiça onde as aves se podem esconder. Apresenta, ainda, uma estrutura de cimento que visa a colocação de alimento vivo, introduzido através do tubo de alimentação. Este túnel apresenta mais vegetação do que os restantes, para simular um ambiente de floresta, com os obstáculos e esconderijos a ela associados.

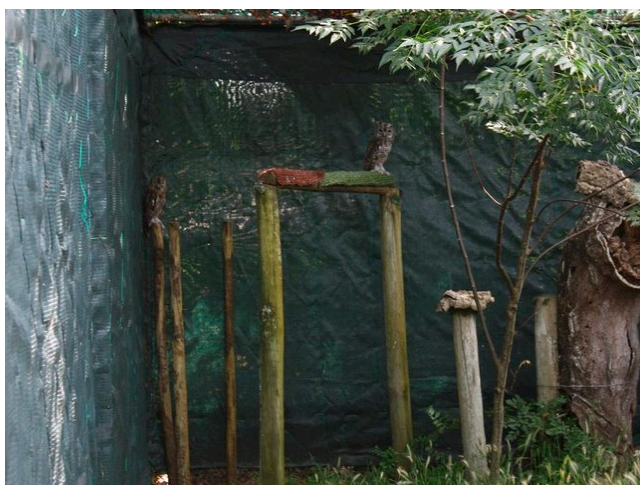


Fig. 5: Túnel 2 adaptado a rapinas noturnas com Corujas do Mato (*Strix aluco*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

O túnel 3 (Fig. 6) é um túnel de grandes dimensões (15 m de comprimento, 8 m de largura e 4 m de altura) que permite voos longos e altos. É geralmente utilizado para cegonhas ou grandes aves de rapina.



Fig. 6: Túnel 3 com Cegonhas Brancas (*Ciconia ciconia*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

O túnel 4 (Fig. 7) é o maior túnel do CERAS, com as dimensões de 30 m de comprimento, 25 m de largura e 10 m de altura. Este, está muito bem adaptado para grandes aves como Grifos (*Gyps fulvus*) e Abutres Pretos (*Aegypius monachus*), uma vez que possibilita o voo circular, característico destas espécies. Possui poleiros a diferentes alturas, forrados com diferentes materiais, como a cortiça e a relva artificial, para proporcionar maior conforto às aves (Fig. 8).



Fig. 7: Túnel 4, vista exterior. (Foto gentilmente cedida por Quercus)



Fig. 8: Interior do Túnel 4, com Grifo (*Gyps fulvus*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

Tanto o túnel 3 como o túnel 4 estão equipados com câmaras que recolhem imagens diretamente para o computador do escritório, facultando assim um controlo não invasivo dos animais.

Por fim, temos ainda as não menos importantes: zona de lavagem, onde se faz a preparação do alimento e lavagem das caixas e de todo o tipo de material, e a arrecadação,

onde se encontram as arcas congeladoras destinadas ao acondicionamento do alimento das aves, à conservação dos animais para as necrópsias e dos animais do Programa Antídoto (o qual será mencionado mais adiante). Neste local é feito o armazenamento de diversos materiais necessários ao bom funcionamento das atividades do CERAS, desde as caixas de cartão para transporte, a equipamento de manutenção do centro. Aqui, encontra-se, igualmente a tabela de controlo da alimentação, onde estão indicados todos os animais que se encontram no momento no CERAS, o tipo e quantidade de alimento administrado e a quantidade realmente ingerida pelos animais durante a semana. Os objetivos principais passam por um controlo não invasivo do estado do animal e, de uma maneira simples, manter todos os cooperadores informados e evitar erros.

3.7 Outras Áreas de Ação do CERAS

Além da recuperação de animais silvestres, existem outras áreas de ação promovidas pelo CERAS, tais como a Educação Ambiental, as Ações de Formação e a Investigação.

3.7.1 Educação Ambiental

No sentido de sensibilizar a população em geral para a importância da conservação da natureza, são convidados para estas ações, escolas, particulares que entregaram animais ao CERAS para recuperação ou populações das localidades onde vão ser libertados os animais recuperados pelo centro, alertando, assim, para a importância da fauna da região (Fig. 9).



Fig. 9: Libertação de uma Águia de Asa Redonda (*Buteo buteo*) na presença de alunos de uma escola e do particular que a encaminhou ao CERAS. (Foto gentilmente cedida por Irene Barajas)

3.7.2 Ações de Formação

O CERAS também desenvolve ações de formação, para qualificação de pessoal, em diversas áreas da conservação, tais como workshops de marcação de aves ou cursos dirigidos às equipas de Serviço de Proteção da Natureza e Ambiente (SEPNA) da Guarda Nacional Republicana (GNR), de identificação, manipulação e contenção de fauna selvagem.

3.7.3 Investigação

Colabora também em diversos projetos, tais como o **Projeto Linhas Elétricas e Aves para Avaliação do Impacto das Linhas Elétricas na Mortalidade da Avifauna**, realizando necrópsias dos animais recolhidos no trabalho de campo, ou o **Programa Antídoto Portugal**, fazendo a necrópsia e recolha de amostras de animais com suspeita de envenenamento. Participa também no **Projeto Abutre-Preto** (Fig. 10) e no **Projeto Conservação da Cegonha Preta no Vale do Rio Tejo**, realizando o controlo veterinário das crias destas duas espécies, consideradas “criticamente em perigo”³ e “vulnerável”⁴, respetivamente, que nidificam na reserva natural do Tejo Internacional. Além disso, participa no **Programa Nacional de Monitorização da Gripe Aviária**, para o qual existe uma parceria com a Direção Geral de Veterinária, para onde são enviadas amostras de todas as aves que dão entrada no CERAS, a fim de serem analisadas em laboratório oficial, para rastreio de casos de Gripe Aviária.



Fig. 10: Cria de Abutre Preto (*Aegypius monachus*) no ninho, após o controlo veterinário, feito no âmbito do Projeto Abutre Preto. (Foto gentilmente cedida por Quercus)

3.8 Casuística Geral do CERAS

Para uma melhor compreensão do CERAS, como centro de recuperação, será apresentado um breve estudo estatístico, com dados referentes à entrada de animais, por Classe, às principais causas de entrada e aos resultados dos processos de recuperação.

3.8.1 Entrada de Animais por Classe

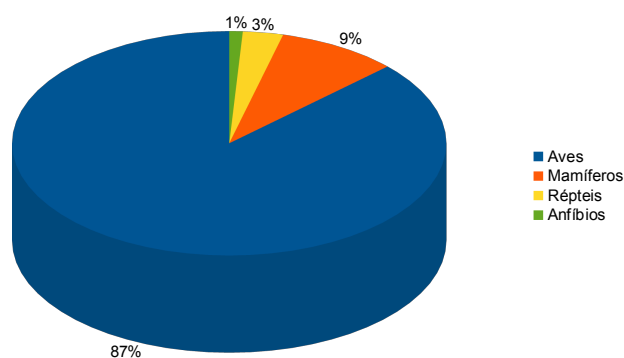


Gráfico 1: Percentagem de animais entrados, por Classe (01/01/2008 a 31/12/2010).

Através do gráfico 1, podem-se verificar quais as principais Classes de animais que dão entrada no CERAS. Foi considerado, para tal, o período de Janeiro de 2008 a Dezembro de 2010, para uma visão mais abrangente. Como se pode observar pelo gráfico, foi da Classe das **Aves**, a maioria dos animais que deram entrada no CERAS, com cerca de 87%. Estes valores justificam-se pela facilidade de captura das mesmas, quando debilitadas. Os **Mamíferos** corresponderam a 9%. Um valor desta ordem de grandeza “deve-se, não só à pouca representatividade que este grupo de animais tem no nosso país, como também ao modo de vida muito mais discreto e ao tipo de comportamento, que os leva, no caso de estarem feridos, a esconderem-se nas suas tocas até sucumbirem” (Melo, 1999 c.p.)⁵. Os **Répteis** corresponderam a 3% e os **Anfíbios** a 1%, sendo os menos representativos.

3.8.2 Causas de Entrada

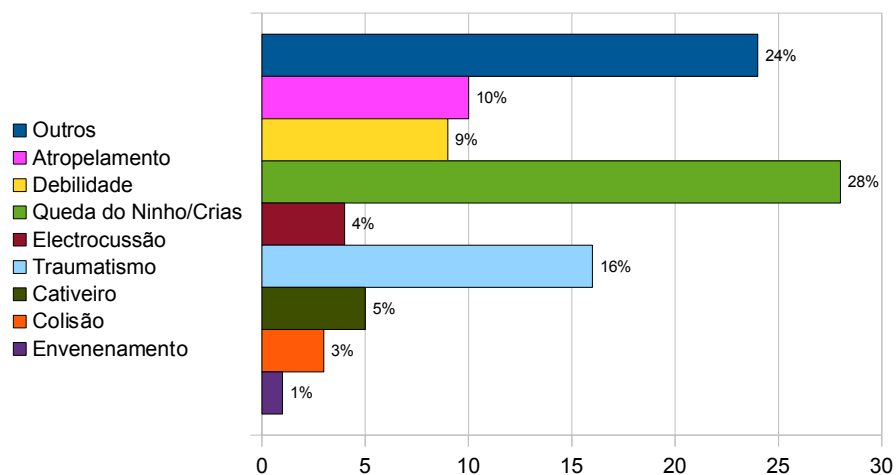


Gráfico 2: Principais causas de entrada em 2009.

Através do gráfico 2 podemos verificar quais as principais causas de entrada durante o ano de 2009. A causa de entrada com maior significado foi, sem dúvida, a **Queda do Ninho**, por parte das crias, que correspondeu a 28% e que se dá principalmente nos meses de Maio a Julho. Os **Traumatismos** de origem desconhecida corresponderam a 16%, os traumatismos por **Atropelamento** a 10% e por **Colisão** (contra cabos de eletricidade, janelas, vedações) a 3%. A **Debilidade** foi outra causa de entrada comum, principalmente nos meses de dispersão/migração (no final do Verão e no Outono), por parte de animais juvenis, que são entregues no centro em situações de emaciação e desidratação. A **Eletrocussão** aparece representada por 4%, o **Cativeiro Ilegal** (Fig. 11) por 5% e o **Envenenamento** por 1%. Existiram **Outras** causas de entrada, correspondentes a 24%, que não se inserem em nenhuma das categorias anteriores e que devido à sua baixa representatividade ficaram agrupadas numa categoria única. De entre elas, podem-se destacar os animais que caem em cursos de água, que ficam presos dentro de estruturas como poços, os que são atingidos por disparos (Fig. 12) e as causas de entrada desconhecidas, quando os sintomas apresentados são pouco claros para as determinar.



Fig. 11: Causas de entrada: Cativoiro ilegal. Abutre Preto (*Aegypius monachus*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

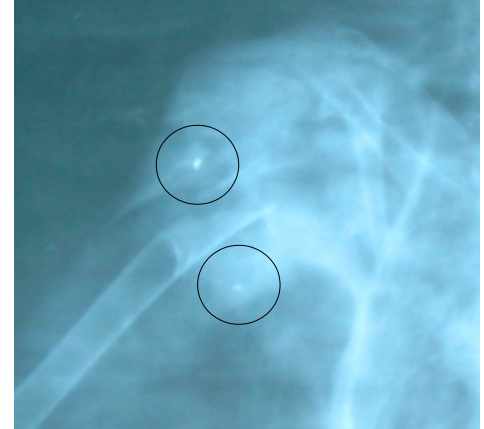


Fig. 12: Causas de entrada: Disparo. Projeção médio-lateral do membro torácico direito de um Bufo Pequeno (*Asio otus*). Pormenor de uma fratura do úmero proximal causada por chumbos de uma arma de fogo assinalados na imagem.

3.8.3 Resultados

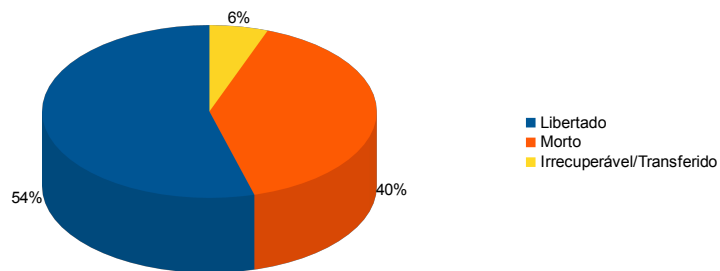


Gráfico 3: Resultados da recuperação em percentagem (01/01/2008 a 31/12/2010).

O gráfico 3 pretende demonstrar os resultados de recuperação no CERAS e, para tal, foi considerado o período de 2008 a 2010. Os valores apresentados não têm em conta os animais que deram entrada já mortos, nem os que se encontravam em recuperação no final de Dezembro de 2010. Como se pode observar pelo gráfico, a percentagem de animais **Libertados** corresponde a 54%, os que **Morreram** a 40% e os animais **Irrecuperáveis**, que foram transferidos para centros destinados a recebê-los, foi de 6%.

4. Casuística do Estágio

4.1 Entrada de Animais por Classe

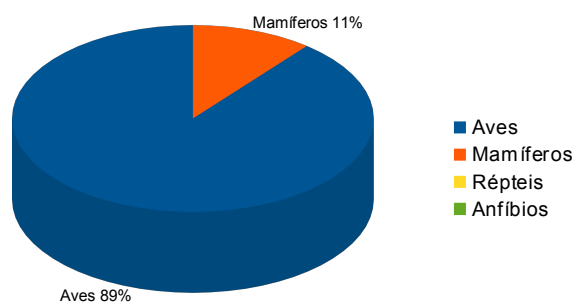


Gráfico 4: Percentagem da entrada de animais por Classe, durante o período de estágio (11/07/2010 a 31/12/2010).

Desde o início do estágio, a 11 de Julho de 2010, até ao seu termo a 31 de Dezembro de 2010, deram entrada no CERAS, 83 animais, 10 dos quais, já mortos. As percentagens por Classe não diferiram muito dos valores considerados normais, sendo que 89% corresponderam a **Aves** e 11%, a **Mamíferos**. Durante o período de estágio não deram entrada, nem **Répteis**, nem **Anfíbios**, tal como se pode verificar através do gráfico 4.

4.2 Causas de Entrada

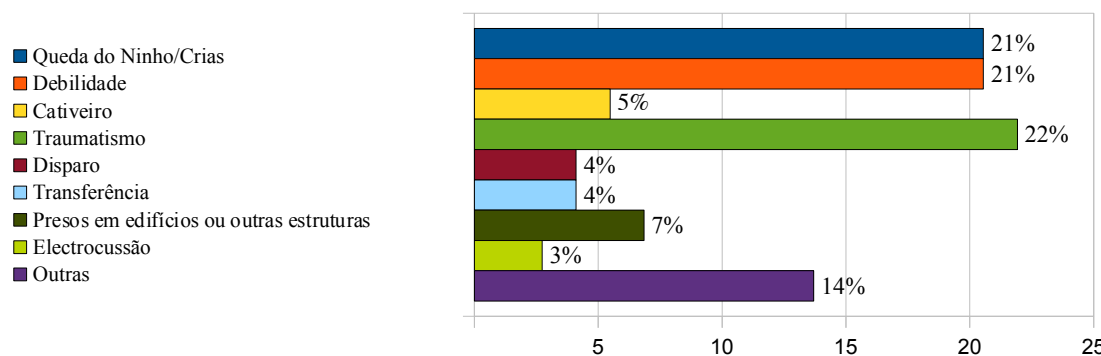


Gráfico 5: Principais causas de entrada em percentagem, durante o período de estágio. Apenas foram considerados os animais que deram entrada vivos.

As principais causas de entrada no centro (Gráfico 5) são, muitas vezes, consequência da ação humana, direta ou indireta, como **Traumatismos** (Fig. 13) por atropelamento, colisão com cabos elétricos ou outras estruturas como janelas e cercas (22%), **Disparos** (4%), **Electrocussão** (3%), **Cativeiro Ilegal** (5%), animais que entram dentro de casas, pombais ou estruturas como tanques e poços, dos quais não conseguem sair, ficando **Presos** (7%). A **Queda do Ninho** (Fig. 14) por parte das crias é também uma das causas mais frequentes de entrada no centro, situando-se entre os 25% e os 30% das causas de entrada. Uma vez que o estágio decorreu de Julho a Dezembro e a entrada por **Queda do Ninho** se verifica principalmente no período de Maio a Julho, o valor de 21% foi ligeiramente menor do que o normal. A **Debilidade** é também uma causa de entrada comum num centro de recuperação e está geralmente associada a estados de subnutrição e desidratação em animais juvenis, normal nas alturas de dispersão e migração, como no final do Verão e no Outono.

Por vezes, acontece a **Transferência** de animais entre centros de recuperação. No caso do CERAS, é comum a entrada de Grifos e Abutres Pretos, provenientes de outros centros, na fase em que necessitam apenas de ganhar massa muscular e socializar com indivíduos da mesma espécie, uma vez que o túnel 4 é uma estrutura extremamente bem preparada e adaptada para estas aves. Deram, então, entrada 3 animais, provenientes de outros centros, o que correspondeu a 4%, no período considerado. Existem, ainda, **Outras** causas de entrada, que não correspondem a nenhuma das categorias anteriores. Animais que caem em cursos de água, destruição de habitat, ou mesmo causas desconhecidas (nas situações em que os

sintomas apresentados pelo animal, não foram suficientes para determinar a causa de entrada), são alguns dos exemplos deste grupo.



Fig. 13: Causas de entrada: Traumatismo. Hematoma cranial resultante de atropelamento. Mocho Galego (*Athene noctua*). (Foto gentilmente cedida por Beatriz Azorin)



Fig. 14: Causas de entrada: Queda do ninho, cria de Coruja do Mato (*Strix aluco*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

4.3 Resultados

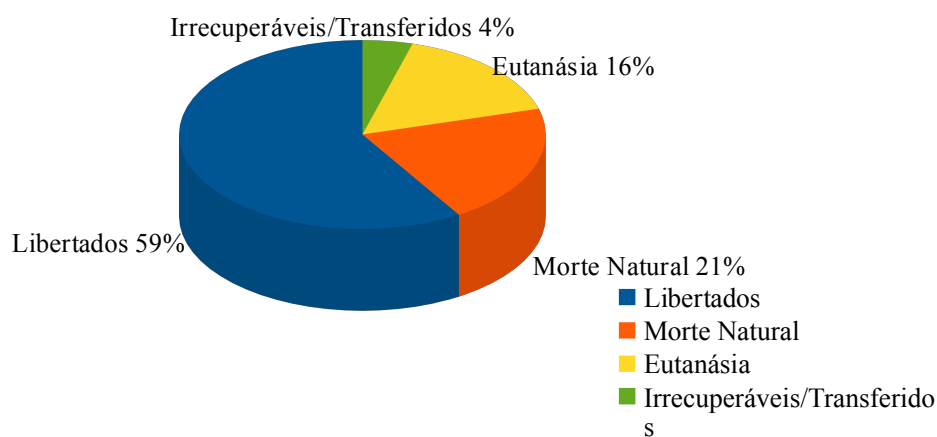


Gráfico 6: Percentagem dos resultados da recuperação, durante o período de estágio (11/07/2010 a 31/12/2010).

Estes resultados (Gráfico 6) têm em conta apenas os animais que deram entrada vivos no CERAS, durante o período de estágio e não considera aqueles que ainda se encontravam em fase de recuperação no final desse período. Através do gráfico 6 pode-se verificar uma taxa de sucesso de 59%, representada pela categoria de animais **Libertados**. A taxa de

animais **Irrecuperáveis** foi de 4%, que corresponde a animais que não apresentavam capacidade para sobreviver por si, na natureza, animais estes que foram transferidos para centros com condições adequadas para os acolher. Por fim, os animais **Eutanasiados** corresponderam a 16% e os que morreram sem assistência a 21%, somando um total de 37%. Estes valores são consistentes com os resultados normais num centro de recuperação, tal como se pode observar no gráfico 3, apresentado anteriormente.

5. Maneio

5.1 Considerações Prévias

Antes de iniciar a descrição de como capturar o animal, manejá-lo e realizar o exame clínico, há duas considerações importantes a ter em conta: a primeira é o facto de se tratar de um animal silvestre e não-doméstico, que, como tal, não vai tolerar a presença humana, o que acrescentado a um estado patológico, manipulação e restrição a uma caixa de transporte, vai promover altos níveis de ansiedade e a rápida perda do controle dos mecanismos homeostáticos internos⁶, podendo conduzir a alterações do comportamento ou, em casos extremos, à morte; a segunda consideração está relacionada com a segurança e proteção das pessoas que vão manipular a ave, uma vez que esta pode reagir atacando, de acordo com as características específicas de cada animal (bico, garras) ou ainda no sentido da prevenção de zoonoses.

5.2 Comportamentos que Visam a Redução da Ansiedade do Animal

O ambiente deve ser o mais silencioso possível. Neste sentido, deve-se reduzir ao máximo o ruído, falando num tom de voz baixo e calmo, evitando bater portas, entradas e saídas constantes de pessoas na sala de exame ou no internamento.

O ideal será reduzir, o mais possível, o tempo de manipulação do animal. Assim, as ações devem ser planeadas com antecedência. A preparação dos tratamentos a aplicar e de todos os materiais necessários, deve já estar concluída, com tudo colocado em local de fácil acesso, antes da entrada da ave na enfermaria. Esta medida diminui, não só o tempo de permanência da ave na sala de exame, como contribui para a redução do ruído durante o exame/tratamento.

Cobrir a cabeça da ave, tendo especial cuidado para não bloquear vias respiratórias, com uma toalha ou carapuços próprios (Fig. 15), reduz o contacto visual e, conseqüentemente,

a ansiedade, além de proteger quem a está a manipular⁷.



Fig. 15: Carapuço que visa reduzir a ansiedade da ave ao ser manipulada. Abutre Preto (*Aegypius monachus*).

5.3 Comportamentos que Visam a Proteção Pessoal ao Capturar ou Manipular Aves

Existem comportamentos comuns a qualquer prática de clínica veterinária, como lavar sempre as mãos antes e depois de manipular o animal ou a utilização de bata ou de luvas descartáveis, principalmente se há suspeita de quaisquer patologias infecciosas, nomeadamente zoonoses. Igualmente, no caso de lesões causadas pelo animal, deve-se lavar e proceder à antissépsia das feridas, imediatamente.

O uso de luvas de proteção (Fig. 16), para quem está a fazer a contenção, é aconselhado na manipulação de aves, cujas garras e bicos possam provocar lesões⁸.

Algumas espécies de aves, como as garças, podem provocar lesões oculares graves, com o bico, a quem está a manipulá-las, portanto a utilização de óculos de proteção, é recomendada⁸.



Fig. 16: Utilização de luvas para evitar ferimentos a quem está a manipular a ave. Coruja do Mato (*Strix aluco*)

5.4 Captura e Transporte

5.4.1 Captura

Ao capturar um animal silvestre ferido, o objetivo principal é fazê-lo rápida e eficazmente, de forma a evitar danos para o animal e para quem o está a capturar.

O ideal é trabalhar em equipas de duas ou mais pessoas. Os movimentos de aproximação devem ser lentos e pausados. Se possível, encurralar o animal numa esquina e, com o auxílio de uma toalha, cobrir-lhe a cabeça. Isto confunde o animal, facilitando a captura e protegendo, ao mesmo tempo, quem o está a capturar, de lesões por ação do bico ou das garras. Alternativamente, a utilização de uma rede ou camaroeiro tem a vantagem de permitir apanhar a ave a uma maior distância ou em voo⁹.

De seguida, devem-se controlar as áreas corporais da ave, passíveis de provocar dano a quem a está a sujeitar ou a ela própria, como as garras em rapinas e a cabeça e bico nas cegonhas e garças. Após o devido controlo dessas áreas, restringem-se os movimentos das asas, mantendo-as junto ao corpo da ave, em posição anatómica⁹.

Os cuidados a ter na captura têm como objetivo, não exacerbar lesões já existentes e evitar fraturar os delicados ossos longos de animais como cegonhas e garças⁹.

Geralmente, são as Equipas de Proteção da Natureza e Ambiente (EPNA) do SEPNA da GNR, após o alerta dado por particulares, quem faz a captura e encaminha os animais para

o centro. Para isso, são dados regularmente cursos de manipulação e captura de animais silvestres, por parte da equipa do CERAS ou de outros centros de recuperação. Por vezes, são os próprios particulares que encontraram a ave, que a trazem ao centro. A equipa do CERAS faz também, pontualmente, a captura dos animais, quando notificada.

5.4.2 Transporte

O transporte deve ser, idealmente, o mais rápido e tranquilo possível. Preferivelmente, utilizam-se caixas de cartão (Fig. 17), madeira ou plástico, como as caixas de transporte de animais domésticos (Fig. 18), forradas com papel de jornal ou relva sintética. Essas caixas devem permitir a ventilação. É de evitar dar alimento ao animal, salvo, está claro, em situações em que a entrega ao centro de recuperação não pode ser realizada imediatamente⁹.



Fig. 17: Caixas de transporte de cartão. Cegonha Branca (*Ciconia ciconia*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)



Fig. 18: Caixas de transporte de plástico.

5.5 Contenção de Aves

5.5.1 Aves Pequenas

Colocar a ave em decúbito dorsal sobre a palma da mão, manter o pescoço entre o dedo indicador e o dedo médio (Fig. 19). Os restantes dedos restringem o movimento das asas e membros pélvicos. Segurar a ave com uma só mão deixa a outra livre para a realização do exame¹⁰.



Fig. 19: Exemplo de manipulação de um Guarda Rios (*Alcedo atthis*). (Foto gentilmente cedida por Irene Barajas)

5.5.2 Rapinas

Os pontos potenciais de perigo destas aves são as garras e o bico¹¹.

Segurar os membros pélvicos usando uma das mãos, colocando o dedo indicador entre os dois membros e fazendo pressão com o polegar e o médio (Fig. 20). Deve-se restringir o movimento das asas, mantendo-as junto ao corpo, em posição anatômica. A cabeça deve ser coberta com uma toalha ou carapuço próprio. Existem várias medidas para aves de diferentes tamanhos¹¹.

É aconselhado o uso de luvas protetoras, no caso de grandes rapinas, como Águia Imperial (*Aquila adalberti*), Águia Cobreira (*Circaetus gallicus*) ou Bufo Real (*Bubo bubo*).



Fig. 20: Exemplo de manipulação de uma ave de rapina nocturna, Bufo Real (*Bubo bubo*). (Foto gentilmente cedida por Irene Barajas)

5.5.3 Garças, Cegonhas

O ponto potencial de perigo nestas aves é o bico¹².

Segurar os membros pélvicos delicada mas firmemente (estas aves têm ossos longos frágeis e, portanto, podem fraturar facilmente, pelo que é necessário especial cuidado na manipulação). Restringir os movimentos das asas, mantendo-as junto ao corpo da ave. Deve-se segurar o bico com cuidado, para não bloquear as vias respiratórias e o uso de óculos de proteção, no caso das garças, é recomendado¹².

5.5.4 Abutres

Os pontos de perigo a ter em atenção nestas aves são o bico maciço e a grande força que possuem, portanto é aconselhável haver pelo menos duas pessoas a fazer a contenção da ave. As garras não oferecem perigo de maior porque não são afiadas.

Os membros pélvicos devem ser contidos, tal como foi indicado anteriormente para as aves de rapina (apesar das garras não serem potencialmente perigosas, isto ajuda a restringir os movimentos do animal e facilita o trabalho de quem está a fazer o exame clínico). As asas devem ser mantidas junto ao corpo da ave.

O mais importante, é controlar a cabeça, que deve estar segura pela base da nuca (Fig. 21), tendo cuidado para não sufocar a ave. É preciso estar atento a sinais de regurgitação.

É recomendado usar luvas e manter a cabeça da ave coberta com toalha ou carapuço.



Fig. 21: Exemplo de manipulação de um Abutre Preto (*Aegypius monachus*). (Foto gentilmente cedida por Irene Barajas)

6. Exame clínico

6.1 Informação a Recolher por Quem Encontrou ou Entregou a Ave

Em clínica veterinária de animais silvestres, a recolha de informações prévias é ainda mais difícil que em clínica de animais domésticos, uma vez que toda a informação prévia à captura é frequentemente desconhecida. No entanto, existem informações que se podem revelar preciosas para o diagnóstico¹³. É preciso, contudo, ter uma visão global do problema, para não tirar conclusões precipitadas (uma ave debaixo de um poste de alta tensão não indica necessariamente que a mesma foi eletrocutada ou que colidiu contra os cabos). As perguntas a serem colocadas a quem realizou a captura da ave deverão ser, então:

- Onde e quando foi encontrada?
- Situação em que foi encontrada?
- Qual o estado da ave?
- Como foi capturada?
- A zona onde foi encontrada apresentava perigos (zona de caça, venenos, estradas na vizinhança)?
- Após a captura, em que condições foi mantida, se foi alimentada ou se foram feitos tratamentos prévios?

Nas formações aos agentes das equipas do SEPNA, é sempre reforçada a ideia de que as informações a recolher são muito importantes.

6.2 Dados da Ave

É importante, também, fazer o registo dos dados relativos à ave, uma vez que algumas destas informações podem facilitar um diagnóstico. É útil, então, determinar:

- Espécie (se necessário pedir confirmação a um especialista).
- Idade (juvenil, subadulto, adulto).
- Sexo (pode ser difícil se a espécie não apresentar dimorfismo sexual).
- Verificar a presença de anilha ou outro tipo de marcação.

6.3 Exame à Distância (na Caixa)

Uma vez que é mais fácil observar alterações de comportamento, se a ave não se sentir ameaçada, é útil realizar um exame visual, à distância, enquanto a ave ainda se encontra na caixa de transporte. Neste ponto, deve-se observar, metodicamente, cada parte do animal, começando na cabeça e terminando nas penas caudais. Ter atenção a¹⁴:

- Posição.
- Aspeto das fezes, cor e consistência.
- Presença de sangue.
- Presença de regurgitação.
- Penas sujas, eriçadas ou danificadas.
- Respiração difícil.
- Olhos parcialmente fechados ou cabeça debaixo da asa.
- Problemas de equilíbrio, coordenação, orientação.
- Asas descaídas, claudicação, sangue ou outro sinal de trauma.
- Estado mental (hiperexcitado, alerta ou normal, depressão, estupor ou coma).

6.4 Exame Físico

Ao realizar o exame físico, existem certas considerações a ter em conta. Uma delas, é que as aves tentam o mais possível esconder qualquer sinal de doença. Esta é uma adaptação que promove a sua sobrevivência no meio ambiente. Aves, que aparentem estar doentes ou feridas, são presas fáceis para predadores ou podem ser segregadas ou atacadas por membros do próprio bando¹⁵. É preciso, então, um olho treinado e experiência, para não deixar escapar nenhum sinal. Para realizar um bom exame físico é preciso usar a visão, a audição, o olfato e o tato. O exame físico da ave pode ser levado a cabo de diversas formas e abordando primeiro diferentes áreas, consoante a preferência pessoal. O importante é seguir sempre o mesmo método e que este seja um processo sistemático e completo (Anexo II).

O método utilizado pela médica veterinária do CERAS consistia em determinar primeiro, dados como:

- **Peso** – após o registo do peso inicial, faz-se a comparação recorrendo a tabelas pré-definidas, com os pesos médios das espécies. Nas avaliações posteriores são feitas novas pesagens para verificar se a ave está a perder, a ganhar peso ou como está a evoluir.
- **Temperatura** – esta pode ser determinada inserindo um termómetro, cuidadosamente, pela cloaca. No entanto, o valor clínico deste dado é discutível, uma vez que, existe uma grande variação interespecífica nas aves. Os valores podem variar de 40° a 42° C¹⁶. Além disso, estados de ansiedade conduzem, igualmente, a um aumento rápido da temperatura corporal. Em determinadas situações, é feito o registo da mesma quando se suspeita de infecção ou de hipotermia.
- **Condição corporal** – pode-se avaliar, subjetivamente, a condição geral da ave palpando a musculatura peitoral e a proporção desta com a quilha. No CERAS adoptou-se a classificação proposta por Elisabeth Lee (2000)¹⁷, em que a condição corporal é avaliada em cinco níveis:

Gordo – nível 5 – quilha não distinguível, musculatura muito convexa e uma

depressão central, correspondente à zona do bordo ventral da quilha.

Normal – nível 4 – quilha não distinguível, musculatura convexa.

Ligeiramente magro – nível 3 – quilha distinguível, musculatura convexa.

Muito magro – nível 2 – quilha muito proeminente, musculatura plana, massa muscular reduzida.

Caquético – nível 1 – quilha muito proeminente, musculatura côncava, massa muscular muito reduzida.

- **Grau de desidratação** – o estado de hidratação da ave pode ser avaliado, através dos parâmetros indicados na tabela I¹⁸.

Tabela I: Avaliação do grau de desidratação em aves

Déficite de fluidos	Sinais clínicos
<5%	Não detetáveis
5-7%	Perda da elasticidade da pele. Descamação da pele
7-9%	Perda do brilho dos olhos Extremidades frias
	Manutenção da prega de pele. Córnea menos rígida (redonda) Taquicardia Depressão Mucosas secas, pele escurecida
>12%	Depressão extrema Choque (Colapso vascular permanente)

O exame metódico descrito de seguida consiste em avaliar cada zona do corpo, separadamente. Nesta descrição o exame começa pela cabeça mas, o método utilizado depende de quem está a proceder ao mesmo. O importante é que não fiquem zonas por avaliar e que o exame seja o mais completo possível.

6.4.1 Cabeça

Nesta zona, deve-se avaliar a simetria relativamente aos olhos, áreas periorbitais, cera, bico e narinas. Examinar as penas da cabeça, que devem ser macias e uniformes. O crânio deve ser cuidadosamente palpado e inspecionado, para verificar a existência de fraturas, hematomas e feridas. Palpar o pescoço para determinar a presença de corpos estranhos, gás no

esófago ou impactação do papo. Este procedimento deve ser realizado cuidadosamente, para evitar regurgitação que pode conduzir a pneumonia por aspiração¹⁵.

6.4.2 Bico/Narinas/Cera/Seios Infraorbitais

Ainda na cabeça, procede-se ao exame do bico, das narinas e da cera. A superfície do bico deve ser lisa, brilhante e uniforme. O bico deve ser inspecionado para pesquisa de fraturas e fissuras que podem resultar de trauma, deficiência em vitamina A ou infecções¹⁶. Verificar se há distorção ou crescimento exuberante do bico. Alterações no bico podem provocar dificuldades à ave em alimentar-se.

As narinas devem ser lisas, relativamente secas e simétricas. A posição relativa das narinas pode variar entre as diferentes espécies. As descargas nasais, por vezes, apresentam apenas, como evidência, manchas nas penas, que podem ser uni- ou bilaterais. Procurar por sinais de bloqueio das narinas.

Deve ser dada atenção ao facto de, nalgumas espécies, como nos pombos machos, poder ocorrer crescimento exuberante da cera, como processo fisiológico¹⁶.

A presença de edema periorbitário é, geralmente, indicativo de infecção nos seios periorbitários. A patologia sinusal pode alterar o normal fluxo de ar e, por isso, devem-se verificar os movimentos da pele adjacente aos seios infraorbitários¹⁵.

6.4.3 Olhos

Devem ser brilhantes, limpos e centrados nas órbitas. A córnea deve apresentar-se convexa e limpa, a esclera branca, a pupila circular, a íris uniforme, em forma e em cor, e a conjuntiva rosada.

Evidências de lesões, cicatrizes, crostas ou pústulas, edemas, abscessos e neoplasias das pálpebras e regiões periorbitárias, devem ser registadas. Penas manchadas podem ser indicativas de exsudados e descargas oculares, uni- ou bilaterais¹⁶.

Procurar evidências de queratite ou úlceras na superfície da córnea.

Sinais de conjuntivite, edemas, hiperémia e exsudados da mucosa conjuntival.

Observar com oftalmoscópio:

- Presença de uveíte, hipopion, hifema na câmara anterior, muito frequentes em

consequência de trauma¹⁹.

- Evidências de luxação da lente ou cataratas.
- A retina apresenta-se como tecido granular uniforme, de cor geralmente cinzenta ou castanho avermelhada. Devem-se procurar evidências de descolamento da retina, depósitos de pigmentos, opacidades no humor vítreo e hemorragias que podem resultar da rutura dos vasos da coróide ou do pecten (estrutura vascular, que representa uma projeção de tecido da coróide, na câmara vítrea, e que se pensa que tenha funções de nutrição e oxigenação da camada interna da retina, que é uma estrutura avascular)¹⁹.

Reflexos.

- Reflexo pupilar à luz – deve-se ter atenção ao facto de que o músculo de controlo da íris é estriado e parcialmente sob controlo voluntário. Não existe reflexo pupilar consensual porque todas as fibras do nervo ótico cruzam o quiasma ótico e têm representação no córtex do tectum ótico contralateral¹⁶.

6.4.4 Ouvidos

Devido à proximidade com os olhos, os ouvidos podem estar envolvidos se houver trauma que afete os olhos (Fig. 22). A presença de penas manchadas à volta do ouvido externo pode indicar otite. Verificar se há feridas ou hematomas¹⁶. É possível identificar rutura do tímpano, em aves de grande porte, através de endoscopia¹⁵.



Fig. 22: Exame Físico: avaliação do ouvido de uma Coruja das Torres (*Tyto alba*). (Foto gentilmente cedida por Sofia Proença)

6.4.5 Cavidade Oral

Avaliar o aspeto da mucosa oral (Fig. 23). Esta deve ser lisa e brilhante, a língua deve apresentar um brilho seco e as mucosas faríngea e laríngea devem ser brilhantes e moderadamente húmidas. A cor é, geralmente, rosada mas, existem variações fisiológicas entre as diferentes espécies.



Fig. 23: Exame Físico: avaliação da cavidade oral de um Milhafre Preto (*Milvus migrans*).

Verificar a presença de lesões por *Candida spp*, *Trichomonas spp* (comum em pombos e, por vezes, rapinas), exsudados, abscessos, restos de comida, parasitas e neoplasias. Em aves aquáticas, linhas de pesca e anzóis são achados comuns (confirmar com radiografia ou endoscopia)¹⁶.

6.4.6 Tronco

Deve-se inspecionar o tronco para procurar evidências de hematomas, feridas ou de enfisema subcutâneo, principalmente na zona torácica, que possam indicar rutura dos sacos aéreos (de resolução espontânea na maior parte dos casos)¹⁶. As clavículas, os coracóides, as costelas e as escápulas devem ser palpadas, para verificar a existência de fraturas. Examinar a condição dos músculos peitorais e avaliar a simetria de ambas as massas. A quilha deve ser palpada e quaisquer desvios ou deformações, registados.

A zona torácica deve ser auscultada lateral e dorsalmente, no entanto, a localização dos sons pode ser difícil, principalmente em aves pequenas¹⁶.

Os movimentos peristálticos no papo são visíveis – 1 a 3 por minuto¹⁵.

A zona abdominal deve ser ligeiramente côncava ou lisa. À palpação, em aves grandes, é possível sentir o fígado junto aos limites caudais do esterno, principalmente quando se encontra aumentado. Este procedimento deve ser realizado cuidadosamente para não romper os sacos aéreos abdominais e, se levado a cabo corretamente, não é doloroso. No caso de a ave reagir, pode indicar hepatite¹⁵. Em aves maiores é possível palpar impactação gástrica.

Fígado aumentado, ascite, distensão proventricular ou ventricular, desenvolvimento de ovos, peritonite vitelina ou presença de massas, provocam distensão e convexidade da zona abdominal¹⁵.

A cloaca e a zona pericloacal devem ser examinadas cuidadosamente. A acumulação pericloacal de excrementos pode indicar enterite, poliúria ou disfunção cloacal¹⁵ e a presença de manchas esverdeadas ou amarelo-esverdeadas na mesma zona, pode ser indicativa de biliverdinúria crônica¹⁵. A mucosa cloacal deve ser observada, para avaliar a cor da mesma, a presença de papilomas, sangue e cálculos.

Por fim, a glândula uropigial deve ser palpada para determinar a existência de secreções, sinais de obstrução ou neoplasias.

6.4.7 Asas

As asas devem ser cuidadosamente examinadas. Verificar a simetria de ambos os membros, o tônus muscular e o tamanho relativo das massas musculares e procurar evidências de atrofia. Registrar a presença de feridas ou hematomas. A coloração esverdeada dos tecidos subcutâneos representa a degradação extravascular de hemoglobina. Geralmente, esta cor verde demora cerca de 2 dias, após um evento traumático, para se desenvolver – e pode ser indicativo de cronicidade da lesão¹⁵. Procurar quistos e neoplasias, nas zonas cárpicas. Registrar zonas de perda de penas, edema ou deformações e, se necessário molhar com etanol, porque facilita a visualização (atenção para não aplicar em áreas grandes porque promove a redução de temperatura²⁰).

Cada osso deverá ser palpado separadamente, procurando evidências de fraturas ou luxações das articulações. A mobilidade de todas as articulações deve ser verificada por flexão e extensão, e comparada em ambas as asas. Em aves jovens, deformações dos ossos podem indicar patologias metabólicas, relacionadas com desequilíbrios cálcio/fósforo¹⁶.

Examinar o propatágio, identificar lesões e verificar a extensão do mesmo.

As penas devem ser igualmente examinadas, não só para detetar alterações, como também para determinar as fases da muda ou mesmo a idade da ave. Penas translúcidas, alterações da cor ou alterações estruturais – indicativo de má nutrição. Ráquis das penas hemorrágicas ou necrótico-distróficas – indicativo de infeções ou doenças metabólicas¹⁵.

6.4.8 Membros Pélvicos

Verificar a existência de parésia, ataxia ou atrofia muscular dos membros pélvicos – pode indicar pressão sobre o nervo isquiático por tumores abdominais, normalmente unilateral. Claudicação bilateral pode ser resultante de: aspergilose, Doença de Marek, lesões espinais, deficiência em vitamina E e selénio ou deficiências em vitaminas do grupo B¹⁵.

Cada um dos ossos dos membros pélvicos deve ser palpado, para determinar a existência de fraturas ou luxações. A palpação do fémur é difícil em aves pequenas ou em aves em que este osso está coberto por densas massas musculares e penas.

Verificar a existência de edemas, hematomas, feridas, ulcerações e cicatrizes ou sinais de necrose isquémica ou gangrena.

As superfícies podais, dorsais e plantares, devem ser examinadas para verificar a presença de úlceras ou sinais de abscessos podais (para designar esta afeção utiliza-se na prática corrente o anglicismo, *bumblefoot*) (Fig. 24), situação que pode resultar em bacteriémia¹⁵.



Fig.24: Exame físico: avaliação das superfícies podais. Exemplo de pododermatite num Milhafre Preto (*Milvus migrans*). (Foto gentilmente cedida por Irene Barajas)

6.4.9 Outras Observações

À medida que se realiza o exame físico deve-se verificar e registar a presença de parasitas externos.

6.4.10 Métodos Complementares de Diagnóstico

Muitas vezes, por questões económicas, não é possível recorrer a outros métodos de diagnóstico. No entanto, sempre que a situação o justifique, são realizadas provas complementares e retiram-se amostras para testes laboratoriais de hematologia, serologia, coprologia, citologia e microbiologia. A imagiologia, em particular a radiologia, é dos métodos de diagnóstico complementar mais utilizados, devido ao grande número de animais que dá entrada em resultado de traumatismos.

7. Vias de Administração Medicamentosa

Nas aves, tal como nos mamíferos, existe uma variedade de vias de administração de medicamentos e de fluidoterapia. Aqui, são descritas as mais comuns em clínica de aves, mencionando os locais de aplicação e as vantagens e desvantagens de cada uma.

7.1 Via Oral

A administração de medicamentos por esta via pode ser feita através da água de bebida ou da alimentação. O uso de sondas esofágicas também é comum. No entanto, a absorção por esta via é mais lenta e só em casos de desidratação leve deve ser considerada para fluidoterapia. Esta via é contraindicada em situações de estase gastrointestinal ou diarreia²¹.

7.2 Via Subcutânea

As injeções subcutâneas são aplicadas, essencialmente, nas regiões inguinal (Fig. 25) e interescapular, sendo esta via muito usada para fluidoterapia.



Fig. 25: Administração de soro por via subcutânea, na zona inguinal, a um Grifo (*Gyps fulvus*). (Foto gentilmente cedida por Sofia Proença)

São fáceis de aplicar, mas no caso de animais em choque hipovolémico, a fluidoterapia por esta via, pode não ser eficaz, uma vez que, em consequência da vasoconstrição, a

absorção é reduzida²¹. A zona do pescoço ventral deve ser evitada, devido à presença dos sacos aéreos cervicais²¹. O volume aconselhado por local de administração é de 10-15 mL/kg, mas podem ser administrados até 25 mL/kg em cada local²².

7.3 Via Intramuscular

As injeções pela via intramuscular podem ser aplicadas a nível dos músculos peitorais ou nos músculos iliotibial e bíceps femural, do membro pélvico. Ambas as zonas apresentam vantagens e desvantagens. A zona dos músculos peitorais é a mais comum para a aplicação de injeções intramusculares. Apresenta como desvantagens: injeções repetidas na mesma zona, provocam reações inflamatórias exuberantes e, no caso de animais jovens, em que a calcificação do esterno ainda não se completou, a perfuração acidental do mesmo, pode originar danos no fígado²³. Quanto aos músculos dos membros pélvicos, mantém-se a questão de que repetidas injeções no mesmo local podem provocar hematomas e há ainda a possibilidade de danificar o nervo isquiático²³. Este local apresenta, ainda, uma outra desvantagem, quando se injetam princípios ativos que são excretados sob a forma não metabolizada através dos rins. O sistema circulatório das aves apresenta como particularidade o facto de toda a circulação venosa da zona caudal passar pelo sistema porta renal antes de confluir na veia cava caudal, o que significa que parte da dose pode ser perdida antes de atingir níveis terapêuticos no sangue²³. É preciso ter este ponto em atenção e, se necessário, aumentar a dose para certos fármacos.

7.4 Via Intravenosa

Os locais de administração por via intravenosa de eleição são as veias ulnar e basílica, no entanto, existe quem prefira a veia metatársica medial²³ (Fig. 26). Para aves muito pequenas há quem aconselhe a veia jugular direita²³. A administração intravenosa é mais efetiva que as restantes no que respeita à fluidoterapia, pois expande o volume sanguíneo rapidamente e é, portanto, preferível para animais muito desidratados²¹. Porém, o pequeno diâmetro das veias (principalmente a ulnar e metatársica medial), a fragilidade dos vasos e, acrescentando a estes fatores, um estado hipovolémico, dificulta a canulação e promove a formação de hematomas²³.



Fig. 26: Via intravenosa, administração medicamentosa na veia metatársica medial a um Abutre Preto (*Aegypius monachus*).

7.5 Via Intraóssea

Esta é equivalente à via intravenosa, no que diz respeito ao aumento rápido do volume circulatório e é considerada uma opção quando o acesso intravenoso está comprometido, por exemplo, em casos de choque hipovolémico. Os locais de administração são, por regra, a ulna distal ou o tibiotarso proximal. Os ossos pneumáticos, como o fêmur e o úmero, não devem ser utilizados uma vez que comunicam com o sistema respiratório²¹. A administração intraóssea não permite a injeção de grandes volumes, pois apresenta capacidade limitada²¹. É necessário cuidado para não danificar as articulações, nomeadamente, as superfícies articulares.

7.6 Via Intracelômica

Por regra só é utilizada para eutanásia, devido à grande probabilidade de perfurar os sacos aéreos e, neste caso, o animal deve estar sob anestesia ligeira ou sedação²³.

8. Necrópsia

As necrópsias (Fig. 27) são dos procedimentos mais importantes em clínica de animais silvestres e, por isso, merecem um lugar de destaque neste relatório. Não são só realizadas com o objetivo de determinar a causa de morte, confirmar um diagnóstico clínico e identificar a etiologia de uma patologia, mas também aumentar a compreensão dos diferentes processos patológicos, desenvolvendo as capacidades de avaliação clínica e indicando caminhos, através dos quais a rotina diagnóstica pode ser desenvolvida. A necrópsia constitui um dos procedimentos que mais contribuem para o aumento de conhecimento, numa área ainda tão pouco desenvolvida como a clínica de animais silvestres. No entanto, é necessário reconhecer certas limitações das necrópsias. Apesar do reconhecimento e interpretação de lesões macroscópicas permitirem a construção de um diagnóstico diferencial, como a causa da morte, poucas são patognomónicas²⁴. Para estabelecer um diagnóstico definitivo, deveriam ser realizados testes laboratoriais complementares, como exames histológicos, microbiológicos, parasitológicos e toxicológicos. Todavia, infelizmente, questões financeiras tornam, por vezes, a realização de exames complementares impossível, excetuando situações como a suspeita de envenenamento, ou em casos de perigo para a saúde pública. No entanto, apesar de muitas vezes a realização de um diagnóstico definitivo não ser possível, a curiosidade do saber e a necessidade de se superar, são incentivos suficientes à realização das necrópsias. Esta deve ser conduzida numa ordem sistemática, de modo a que nada seja negligenciado ou esquecido, retirando o máximo de informação possível. Para tal, é útil, ao realizar este procedimento, estar munido de uma ficha de necrópsia com o protocolo, de forma a registar todos os dados recolhidos.



Fig. 27: Execução da necrópsia de um Peneireiro Comum (*Falco tinnunculus*). (Foto gentilmente cedida por Sofia Proença)

9. Caso Clínico

9.1 Identificação do Paciente

Espécie: *Aquila Pennata*

Nome Comum: Águia Calçada

Sexo: Indeterminado

Idade: Juvenil

9.2 Identificação da Captura

Data: 12/07/2010

Descrição da Captura: A ave foi encontrada junto a uma barragem, perto de um local de incêndio. Encontrava-se muito agitada.

Local: Barragem Marechal Carmona

Concelho: Idanha-a-Nova

Recolhido e Entregue ao CERAS por: EPNA de Idanha-a-Nova

9.3 Exame Clínico

A águia calçada foi entregue no mesmo dia em que foi feita a captura. Este exemplar era um juvenil, uma vez que apresentava ainda os canhões das penas revestidos por uma bainha, característica de aves jovens²⁵. Assim sendo, não foi possível a determinação do sexo da ave, já que nesta espécie o dimorfismo sexual se caracteriza pela diferença de peso e de tamanho. Um macho adulto pesa entre 635 e 770 g e uma fêmea de 840 a 1146 g²⁶, mas este tipo de determinação não se pode realizar num juvenil.

O exame visual, à distância, permitiu verificar que esta se encontrava em decúbito ventral na caixa, mas o estado mental revelava que estava alerta. Não havia presença de fezes, sangue ou regurgitações.

A ave foi pesada e o peso inicial registado foi de 553 g. A condição corporal, através da palpação da musculatura peitoral da zona da quilha, revelou que esta se encontrava muito magra (nível 2), com a quilha muito proeminente e a massa muscular reduzida.

A águia apresentava um elevado grau de desidratação, com enoftalmia, as mucosas secas e aumento do tempo de retração da prega cutânea.

No exame físico mais aprofundado (Fig. 28), a nível ocular, registaram-se reflexos normais, ausência de exsudados, a mucosa conjuntival seca e enoftalmia.



Fig. 28: Exame Físico da Águia Calçada (*Aquila pennata*).

As narinas encontravam-se desobstruídas e sem corrimento nasal visível. A mucosa oral encontrava-se seca, mas sem lesões. Nos ouvidos, não havia lesões a registar. Tronco sem hematomas, nem fraturas nos coracóides, costelas ou clavículas. As asas e membros pélvicos não apresentaram evidências de fraturas à palpação. Registou-se a presença de nódulos necróticos cutâneos (Fig. 29) e crostas de 3 a 10 mm, espalhados um pouco por todo o corpo da ave: na cabeça, principalmente na zona da narina direita e pálpebra inferior esquerda; por todo o tronco, em particular na zona ventral, base do pescoço, axilas e zona inguinal; os membros tanto os torácicos como os pélvicos apresentavam nódulos.



Fig. 29: Detalhe de um nódulo removido da Águia Calçada (*Aquila pennata*).

9.4 Diagnóstico Presuntivo

Foi feito um diagnóstico presuntivo de infecção por poxvirus, forma cutânea, uma vez que não se realizaram testes diagnósticos complementares para confirmação.

9.5 Diagnósticos Diferenciais

Deficiências em biotina ou em ácido pantoténico.

Infecção por *Tricophyton spp.*

Dermatites bacterianas.

Infecção por *Cnemidocoptes spp.*

9.6 Tratamento Inicial e Acompanhamento

O tratamento consistiu na desbridação das lesões, manualmente, lavagem com soro fisiológico e aplicação de solução iodada (iodopovidona a 10%) sobre as mesmas (Fig. 30).



Fig. 30: Tratamento das lesões com aplicação de solução iodada (iodopovidona a 10%).

De seguida, a ave foi hidratada com Solução de Lactato de Ringer aquecida (50 mL/kg/dia, SC) e Duphalyte® (10 mL/kg, SC), na região inguinal. Foi administrado um anti-inflamatório não esteróide (carprofeno, 10 mg/kg, IM), na musculatura peitoral. Para a antibioterapia foi utilizada uma associação de dois antibióticos, de forma a controlar as infeções secundárias: a enrofloxacina (15 mg/kg, IM, SID), na musculatura peitoral e amoxicilina+ácido clavulânico (125 mg/kg, PO, BID). No dia seguinte, foi repetida a terapêutica do primeiro dia, usando as mesmas doses para a fluidoterapia, antibioterapia e tratamento tópico das lesões. Já não se administrou carprofeno. Foi deixado alimento na caixa, para determinar se a ave comia de forma autónoma.

Uma vez que a águia não se alimentava por si e continuava a perder peso (de 553 g reduziu para 494 g), a partir do terceiro dia foi necessário proceder à alimentação forçada. Procedimento que se repetiu até 12 dias após a sua entrada no centro, tal como a fluidoterapia (50 mL/kg/dia). Para a alimentação forçada foram utilizados pintos, coração de bovino e comida para gatinhos (preparação comercial seca, triturada e embebida em água).

De forma a reduzir a ansiedade e aumentar o bem-estar da ave, foi feita a sua transferência para uma câmara de recuperação, no momento em que terminou a antibioterapia e as feridas se encontravam todas já em fase de franca cicatrização (8º dia após a chegada da mesma).

Ao fim de 16 dias, foi feita uma pesagem da ave e registou-se o peso de 596 g. Uma vez que se alimentava por si e se encontrava a aumentar de peso, foi transferida para uma câmara de muda ao ar livre.

Um mês após a sua entrada no CERAS, sem quaisquer lesões (nem novas, nem em cicatrização) e com condição corporal de nível 5 (gorda), foi mudada para o túnel 1, com outras duas águias calçadas presentes no centro, com o objetivo de muscular, treinar o voo e a caça e adquirir os comportamentos típicos, através da socialização com indivíduos da mesma

espécie.

Com base nas avaliações diárias à distância e na avaliação do estado geral, que revelou uma condição corporal 4 (normal), um peso de 702 g, sem lesões, a ave foi considerada apta para sobreviver por si. Foi libertada a 26 de Agosto de 2010, 45 dias após a sua entrada no CERAS.

9.7 Discussão do Caso Clínico

O diagnóstico presuntivo de infecção por poxvírus foi determinado em função da aparência e localização das lesões. Esta infecção é causada por um vírus do género *Avipoxvirus*, da família *Poxviridae*²⁷. Existem duas formas clínicas principais de apresentação da infecção: a forma cutânea e a forma diftérica²⁸. Eventualmente, o vírus pode causar septicémia e algumas estirpes têm propriedades oncogénicas²⁸.

A forma cutânea caracteriza-se por lesões nodulares proliferativas na pele, em zonas de aptéria, tais como zonas circundantes dos olhos, bico, narinas e cera, na zona distal e extremidades dos membros pélvicos²². A forma diftérica apresenta lesões fibrino-necróticas, proliferativas, nas membranas mucosas da cavidade oral, faringe, esófago e traqueia²². A águia calçada, do caso apresentado, exibiu somente lesões na forma cutânea.

Uma ave infecta-se, quando uma partícula viral entra em contacto com lesões ou abrasões na pele ou nas mucosas²². A transmissão da infecção pode ser, igualmente, feita através de vetores, como os insetos²². Este vírus é extremamente resistente e pode sobreviver durante anos em material orgânico dessecado, como fezes, sangue, crostas de feridas e no solo²². Como tal, nos tratamentos e manuseamento da águia do caso clínico, foram tomadas precauções para evitar infectar outras aves que permaneciam no centro. Utilizaram-se equipamentos individualizados para a águia, como as toalhas e luvas descartáveis, além dos procedimentos de higiene comuns, como a desinfecção da marquesa e a lavagem das mãos, entre tratamentos. A águia era sempre a última a ser tratada. Até à recuperação total das lesões, esta ave permaneceu isolada das restantes.

A infecção pode confinar-se ao local de entrada, onde ocorre a replicação das partículas virais ou, o agente infeccioso pode entrar em circulação atingindo os outros órgãos alvo, tais como o fígado e a medula óssea, onde ocorre uma nova replicação, seguida de virémia. As partículas virais podem, então, provocar lesões, distribuídas por todo o organismo²². A infecção sob a forma cutânea, inicia-se com a formação de pápulas. Com o

progredir da afeção, estas evoluem para vesículas que coalescem, formando uma erosão que cicatriza rapidamente²². No entanto, na fase em que as vesículas coalescem, estas lesões tornam-se suscetíveis a infeções secundárias. A presença ou ausência de agentes bacterianos ou fúngicos, determina a severidade e duração das lesões²². A resolução das mesmas é espontânea, se não ocorrerem infeções secundárias. A família *Accipitridae*, de que faz parte a águia calçada do caso apresentado, é conhecida como suscetível a poxvirus²², sendo a forma cutânea, a apresentação mais comum da afeção em rapinas²¹. A Tabela II²² apresenta algumas famílias de aves, conhecidas por serem suscetíveis a infeções por poxvirus.

Tabela II: Algumas famílias de aves conhecidas pela sua suscetibilidade a infeções por poxvirus

<i>Accipitridae</i>	<i>Mimidae</i>
<i>Alaudidae</i>	<i>Parulidae</i>
<i>Alcidae</i>	<i>Pelecanidae</i>
<i>Anatidae</i>	<i>Phaethontidae</i>
<i>Apodidae</i>	<i>Phasianidae</i>
<i>Certhiidae</i>	<i>Picidae</i>
<i>Corvidae</i>	<i>Procellariidae</i>
<i>Falconidae</i>	<i>Psittacidae</i>
<i>Fringillidae</i>	<i>Spheniscidae</i>
<i>Gruidae</i>	<i>Struthionidae</i>
<i>Icteridae</i>	<i>Sturnidae</i>
<i>Laridae</i>	<i>Tetraonidae</i>
<i>Meleagrididae</i>	<i>Turdidae</i>

A terapêutica aconselhada para esta afeção²², é semelhante à efetuada no presente caso clínico. Deve ser feita, então, a remoção dos tecidos necrosados, a limpeza das lesões e a posterior aplicação de agentes antimicrobianos tópicos. Apesar de ser aconselhada a administração de antibióticos sistémicos, principalmente perante a forma diftérica da afeção, a extensão e quantidade das lesões apresentadas por esta águia, o seu estado geral e a necessidade do controlo rápido da doença, foram fatores determinantes na opção pela antibioterapia sistémica. No caso em particular, foram selecionados dois antibióticos de largo espectro. A enrofloxacina é uma fluoroquinolona, que apresenta um largo espectro de ação contra grande parte das bactérias Gram - e algumas Gram +, e tem uma boa distribuição nos tecidos, incluindo o meio intracelular. A dose recomendada é de 10-15 mg/kg, PO ou IM, BID, para rapinas, durante 5 a 7 dias²². No caso da águia calçada optou-se por uma dose de 15 mg/kg, IM, SID, durante 5 dias. A administração diária foi preferida, não só porque se fez uma combinação com amoxicilina e ácido clavulânico mas, também, porque as injeções intramusculares são dolorosas e provocam irritação no local de injeção. Quanto à combinação amoxicilina + ácido clavulânico, existe referência que, sendo seu uso em aves, raro, oferece

atividade efetiva e segura contra bactérias Gram + e algumas bactérias Gram ⁻²⁹. A dose utilizada no caso descrito, foi de 125 mg/kg, PO, BID, durante 8 dias²².

Relativamente à fluidoterapia, a dose utilizada foi de 50 mL/kg/dia, SC. Esta é denominada dose de manutenção, que corresponde às necessidades de fluidos diárias (aproximadamente 5% do peso vivo). Numa ave que mostre qualquer sinal físico de desidratação, como a perda da elasticidade da pele ou mucosas secas, deve-se assumir que apresenta, pelo menos, 5% de desidratação (valor a partir do qual se começam a evidenciar os sinais físicos deste estado)²¹. A água calçada apresentava valores acima de 5%. Pelo menos 10% de desidratação, segundo os sinais clínicos por ela evidenciados, o que significa que a dose a fornecer nas primeiras 48 h seria o somatório da dose de manutenção (50 mL/kg/dia), mais o déficit de fluidos, calculado segundo a seguinte fórmula:

$$\text{– Desidratação estimada (\%)} \times \text{peso ave (g)} = \text{défice de fluidos (mL)}^{21}.$$

Metade da dose determinada deverá ser administrada nas primeiras 12 a 24 h e o restante nas 48 h seguintes.

Devido ao pequeno diâmetro das veias e à hipovolémia verificada neste caso em particular, o recurso à via intravenosa ficou comprometido, o que determinou a administração de fluidoterapia por via subcutânea. Uma das desvantagens da via subcutânea é não ser aconselhável a injeção de grandes quantidades de soro num único local, de maneira a não comprimir excessivamente a área, comprometendo, dessa forma, a perfusão sanguínea e reduzindo a absorção. O volume ideal a administrar em cada local de injeção (zona inguinal e zona interescapular) será de 10 a 15 mL/kg. No entanto, é possível administrar até 25 mL/kg, em cada local de administração²². Uma vez que não foi possível a utilização da via intravenosa, e devido à necessidade urgente de hidratar a ave, optou-se por administrar a dose de manutenção (50 mL/kg/dia), utilizando o volume máximo por local de injeção (25 mL/kg). Além da fluidoterapia com Solução de Lactato de Ringer, foi considerada necessária a administração de Duphalyte®, uma solução com uma combinação de vitaminas do complexo B, aminoácidos, eletrólitos e dextrose, devido ao estado de desidratação grave e emaciação apresentado pela ave, na dose de 10 mL/kg, SC. A fluidoterapia manteve-se nos mesmos moldes, enquanto a ave demonstrou sinais de desidratação, o que se verificou até ao 12º dia desde a sua entrada no centro.

Encontra-se ainda referenciada a alimentação forçada em animais relutantes em ingerir alimento de forma natural²⁷. No caso clínico descrito, como na maior parte dos casos de

animais que dão entrada no centro de recuperação, os primeiros dias são sempre de avaliação e de estabilização e não se alimentam as aves com comida sólida. Geralmente, não existe história pregressa e, como tal, não há informação sobre o estado gastrointestinal dos animais, previamente à sua entrada. Durante esse período, faz-se a avaliação do aspeto, consistência, cor e odor das fezes e de vômitos e regurgitações que possam ocorrer. Os excrementos das aves apresentam uma componente fecal, uratos (produzidos no fígado e excretados pelo rim) e urina líquida, em pequeno volume. No caso da águia calçada, esta apresentava redução do volume fecal, em comparação com a quantidade de uratos presentes nos excrementos, o que é consistente com anorexia. Em seguida, foi deixado alimento à disposição, para determinar se esta comia autonomamente, tentando-se evitar a ansiedade provocada pela alimentação forçada. Porém, como esta se mostrava relutante em comer, foi necessário recorrer a esse procedimento. O tipo de alimentos utilizados varia consoante a espécie em questão ou com o estado físico apresentado pela ave. No caso específico, foram utilizados pintos e coração de bovino em pedaços pequenos. O facto da primeira tentativa ter sido realizada com pequenos pedaços de carne, deveu-se ao facto de, por regra, estes serem mais apetecíveis a rapinas e as poderem estimular a comer por si. No entanto, como este não foi o caso e a águia continuava a perder peso (de 553 g passou para 494 g), o procedimento adotado de seguida foi o recurso à alimentação forçada, mediante a introdução de uma sonda esofágica, sob a forma de tubo de plástico maleável e fenestrado no final, e a injeção de papa semifluida, diretamente no papo. A introdução desta sonda deve ser realizada cuidadosamente, com o pescoço da ave em extensão (a medição do comprimento a inserir deve ser feita antes e especificamente para cada animal). Para a preparação da papa semifluida é usada, normalmente, ração seca para gatinhos, triturada e embebida em água, ou então preparações em pó, para diluir em água, destinadas a gatos/cães em convalescença, rações essas muito energéticas. A quantidade administrada foi de 20 mL. Normalmente, a dose deverá ser de 5 mL/100 g de peso, mas em animais em estado crítico ou anoréticos, essa quantidade deve ser reduzida²² e o alimento utilizado deve ser facilmente digerível para não sobrecarregar o sistema digestivo da ave, de forma a evitar impactações.

Por fim, a administração de carprofeno, na dose de 10 mg/kg²², foi realizada no sentido de promover a analgesia e, conseqüentemente, reduzir a ansiedade, aumentando o conforto do animal.

No final da antibioterapia, a ave foi transferida para uma câmara de recuperação, apesar de ainda mostrar relutância em se alimentar sozinha. Esta decisão foi tomada com a finalidade de lhe reduzir a ansiedade e aumentar o conforto, estimulando-a a comer sem

recurso à alimentação forçada, o que aconteceu 2 dias após a transferência. Nesta fase, já com as lesões em franca cicatrização e sem necessidade de forçar alimento, o contacto com a águia tornou-se muito pontual. O alimento, pintos em pedaços e a água, eram deixados *ad libitum*. O controlo da alimentação e do comportamento era realizado através de um orifício na porta da câmara. Ao fim de 8 dias, a águia foi sujeita a um novo exame do estado geral. Deste exame há apenas a registar um aumento de peso significativo e, das lesões, apenas restavam cicatrizes. A águia, foi então transferida para uma câmara de muda, ao ar livre. Com o desenvolver do processo de recuperação, o contacto reduziu ainda mais, com observações à distância e o controlo de alimentação. Ao fim de aproximadamente 15 dias, a ave foi sujeita a um novo exame, do qual há a registar uma condição corporal de nível 5 (gorda) e ausência total de lesões. Este facto foi decisivo para a considerar apta para a última fase de recuperação. A águia calçada foi transferida, então, para o túnel de voo das aves de rapina diurnas, onde se encontravam já dois outros exemplares da mesma espécie. Esta fase serviu para o desenvolver da musculatura, para o treino do voo e da caça, e para a socialização com outras águias, fator muito importante em todos os casos, mas neste em particular, uma vez que se tratava de uma ave juvenil. Ao fim de 10 dias, totalmente recuperada das lesões físicas, exibindo comportamentos normais, no que respeita à alimentação, e instinto de caça, em boa condição corporal (nível 4) e com um peso apropriado para a espécie e idade (702 g), um mês antes de iniciar o período de migração, que para esta espécie começa em Setembro³⁰, a águia calçada foi marcada com uma anilha de identificação (MP 00985) e libertada dia 26 de Agosto de 2010 (Fig. 31).



Fig. 31: Momento da libertação da Águia Calçada (*Aquila pennata*). (Foto gentilmente cedida por Quercus)

10. Conclusões

O objetivo principal do estágio, descrito neste relatório, era ter um contacto direto com a realidade de um centro de recuperação de animais silvestres, com os seus aspetos positivos e as suas limitações, e a aplicação de conhecimentos adquiridos ao longo do curso de Medicina Veterinária. O que se pôde verificar nos 6 meses de duração deste estágio é que, não só os objetivos foram alcançados, como as expectativas foram excedidas. Além da aplicação de conhecimentos prévios, foram adquiridos novos conhecimentos, mais aprofundados nesta área da medicina veterinária, assim como noções de outras áreas relacionadas com a recuperação de fauna silvestre, a biologia das diferentes espécies que deram entrada no CERAS e o maneio adaptado às características dessas espécies. Na área de conservação da fauna é extremamente necessária a conjugação de esforços de diversas áreas do saber (sejam elas a medicina veterinária, a biologia ou a ornitologia, especificamente) para a obtenção de um objetivo comum. Um outro ponto fundamental, que foi referido apenas uma vez neste relatório, mas cuja importância não pode ser descurada, foi a educação ambiental e a consciencialização das populações para a conservação do meio ambiente e da fauna silvestre. Uma vez que as principais causas de entrada de aves num centro de recuperação são resultado da ação humana direta e indireta, conclui-se que uma população informada e consciente funciona como fator preventivo e de participação direta em ações de conservação.

Apesar das limitações associadas à Clínica de Animais Silvestres, seja a falta de fundos e apoios financeiros, seja o longo caminho que ainda há a percorrer para o estudo e conhecimento das diferentes espécies, esta é, sem dúvida, uma área extremamente aliciante, pela satisfação, quer a nível pessoal, quer a nível profissional, proporcionada pela conquista de pequenas vitórias.

11. Referências Bibliográficas

- 1) Mander, C., Adams, L., Riley, A. (2003) *Wildlife rehabilitation aims and principles*. pp. 10 – 11. In Mander, C., Adams, L., Riley, A.. **Wild City Neighbours: a guide to native bird rehabilitation**. New Zealand Department of Conservation, New Zealand.
- 2) Degernes, Laurel A. (1994) *Trauma Medicine*. pp. 417 – 433. In Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application**. Wingers Publishing, USA.
- 3) Almeida, J. (coord.), Catry, P., Encarnação, V., Franco, C., Granadeiro, J. P., Lopes, R., Moreira, F., Oliveira, P., Onofre, N., Pacheco, C., Pinto, M., Pitta Groz, M. J., Ramos, J., Silva, L. (2006) *Aegyptus monachus*. pp. 215 – 216. In Cabral, M. J., et al.. **Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal**, 2^a Ed., Instituto de Conservação da Natureza/Assírio e Alvim, Portugal.
- 4) Almeida, J. (coord.), Catry, P., Encarnação, V., Franco, C., Granadeiro, J. P., Lopes, R., Moreira, F., Oliveira, P., Onofre, N., Pacheco, C., Pinto, M., Pitta Groz, M. J., Ramos, J., Silva, L. (2006) *Ciconia nigra*. pp. 179 – 180. In Cabral, M. J., et al.. **Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal**, 2^a Edição, Instituto de Conservação da Natureza/Assírio e Alvim, Portugal.
- 5) Melo P. - **Comentários pessoais** no curso de formação sobre recuperação de animais selvagens, ministrado pelo Instituto Conservação da Natureza. Parque Natural da Rio Formosa: Olhão, 1999. In **CENTRO de Recuperação de Animais Selvagens de Castelo Branco – Relatório de 1999-2000** [s.n.], Portugal.

- 6) Stocker, Les (2005) *Prime Directives*. pp. 1 – 12. In Stocker, Les. **Practical Wildlife Care**, 2ª edição. Blackwell Publishing Ltd., UK.
- 7) Cooper, John E., et al. (2002) *Methods of Investigation and Treatment*. pp. 28 – 70. In Cooper, John E., et al.. **Birds Of Prey: Health & Disease**, 3ª Edição, Blackwell Science Ltd, UK.
- 8) Mander, C., Adams, L., Riley, A. (2003) *Human safety*. pp. 12. In Mander, C., Adams, L., Riley, A.. **Wild City Neighbours: a guide to native bird rehabilitation**. New Zealand Department of Conservation, New Zealand.
- 9) Mander, C., Adams, L., Riley, A. (2003) *Capture and handling*. pp. 17-18. In Mander, C., Adams, L., Riley, A.. **Wild City Neighbours: a guide to native bird rehabilitation**. New Zealand Department of Conservation, New Zealand.
- 10) Stocker, Les (2005) *Garden Birds*. pp. 108 – 119. In Stocker, Les. **Practical Wildlife Care**, 2ª edição. Blackwell Publishing Ltd., UK.
- 11) Stocker, Les (2005) *Birds Of Prey*. pp. pp. 159 – 170. In Stocker, Les. **Practical Wildlife Care**, 2ª edição. Blackwell Publishing Ltd., UK.
- 12) Stocker, Les (2005) *Geese And Other Water Birds*. pp. 151 – 158. In Stocker, Les. **Practical Wildlife Care**, 2ª edição. Blackwell Publishing Ltd., UK.
- 13) Mander, C., Adams, L., Riley, A. (2003) *Record keeping*. pp. 13 – 14. In Mander, C., Adams, L., Riley, A.. **Wild City Neighbours: a guide to native bird rehabilitation**. New Zealand Department of Conservation, New Zealand.
- 14) Mander, C., Adams, L., Riley, A. (2003) *Initial response to finding a sick/injured bird*. pp. 15 – 16. In Mander, C., Adams, L., Riley, A..

Wild City Neighbours: a guide to native bird rehabilitation. New Zealand Department of Conservation, New Zealand.

- 15) Harrison, G. J., Ritchie, B. W. (1994) *Making Distinctions In The Physical Examination.* pp. 144 – 175. In Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application.** Wingers Publishing, USA.
- 16) Coles, Brian H. (2007) *Clinical Examination.* pp. 40 – 55. In Coles, Brian H. **Essentials of Avian Medicine and Surgery,** 3^a edição. Blackwell Publishing Ltd., UK.
- 17) Mander, C., Adams, L., Riley, A. (2003) *Appendix 2: Avian examination.* pp. 50 – 51. In Mander, C., Adams, L., Riley, A.. **Wild City Neighbours: a guide to native bird rehabilitation.** New Zealand Department of Conservation, New Zealand.
- 18) *Cursos de formação de voluntários 2003/2004 – Caderno I, Sessão nº1.* Castelo Branco, 5 de Novembro de 2003.
- 19) Williams, David. (1994) *Ophthalmology.* pp. 673 – 694. In Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application.** Wingers Publishing, USA.
- 20) Harrison, G. J., Ritchie, B. W. (1994) *Formulary.* pp. 457 – 478. In Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application.** Wingers Publishing, USA.
- 21) Quesenberry, Katherine E., Hillyer, Elizabeth V. (1994) *Supportive Care And Emergency Therapy.* pp. 382 – 416. In Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application.** Wingers Publishing, USA.
- 22) Pollock, C., Carpenter, J.W., Antinoff, N. (2005) *Birds.* pp. 133 – 344.

- In* Carpenter, J.W. **Exotic Animal Formulary**, 3^a edição. Elsevier/Saunders, USA.
- 23) Coles, Brian H. (2007) *Medication and Administration of Drugs*. pp. 115 – 123. *In* Coles, Brian H. **Essentials of Avian Medicine and Surgery**, 3^a edição. Blackwell Publishing Ltd., UK.
- 24) Latimer, Kenneth S., Rakich, Pauline M. (1994) *Necropsy Examination*. pp. 355-379. *In* Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application**. Wingers Publishing, USA.
- 25) Fraigneau, Cloé (2007) *La Plume*. pp. 25-32. *In* Fraigneau, Cloé. **Reconnaître Facilement les Plumes: Collecter, Identifier, Interpréter, Conserver**. Delachaux et Niestlé, France.
- 26) Jais, Markus (2009) - **Booted Eagle, *Aquila pennata***. Consultado em 12 de Julho de 2011, disponível na WWW: URL: http://www.europeanraptors.org/raptors/booted_eagle.html
- 27) Ritchie, Branson W. (1995) *Poxviridae*. pp. 285 - 312. *In* Ritchie, Branson W.. **Avian Viruses: Function And Control**. Wingers Publishing, USA.
- 28) Gerlach, Helga (1994) *Viruses*. pp. 862 – 948. *In* Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W.. **Avian Medicine: Principles And Application**. Wingers Publishing, USA.
- 29) Flammer, Keven (1994) *Antimicrobial Therapy*. pp. 434 – 456. *In* Harrison, G. J., Harrison, L. R., Ritchie, B. W. **Avian Medicine: Principles And Application**. Wingers Publishing, USA.
- 30) Génsbol, Ben (1993) *Aigle botté*. pp. 204-207 *In* Génsbol, Ben. **Guide des rapaces diurnes**, Delachaux et Niestlé, France

12. Anexos

Anexo I



Anexo I: Mapa Esquemático do CERAS

Anexo II

C.E.R.A.S

Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens



Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens do Castelo Branco



DATA: ____/____/____	Nº FICHA: ____/____
ESPÉCIE: _____	NOVO <input type="checkbox"/> REENTRADA <input type="checkbox"/> ANILHA Nº: _____
NOME VULGAR: _____	TRANSFERIDO <input type="checkbox"/> LOCAL: _____
SEXO: ♀ FEMEA <input type="checkbox"/> ♂ MACHO <input type="checkbox"/>	ANILHA PROVISÓRIA: _____
IDADE: JUVENIL <input type="checkbox"/> SUBADULTO <input type="checkbox"/> ADULTO <input type="checkbox"/> ? <input type="checkbox"/>	RECEBIDO POR: _____

IDENTIFICAÇÃO DA CAPTURA	
DATA: ____/____/____ DESCRIÇÃO CAPTURA: _____	
LOCAL: _____	CONCELHO: _____
RECOLHIDO POR: _____	CONTACTO: _____
ENTREGUE AO CERAS POR: _____	CONTACTO: _____

CAUSAS DE ENTRADA:		<input type="checkbox"/> VIVO	<input type="checkbox"/> MORTO
<input type="checkbox"/> DEBILIDADE / MANUTRIÇÃO	<input type="checkbox"/> TRAUMATISMO / FRACTURAS	<input type="checkbox"/> CAPTURA ILEGAL	
<input type="checkbox"/> ENVENENAMENTO/INTOXICAÇÃO	<input type="checkbox"/> COLISÃO CABOS	<input type="checkbox"/> CATIVEIRO	
<input type="checkbox"/> ELECTROCUÇÃO	<input type="checkbox"/> ATROPELAMENTO	<input type="checkbox"/> DESCONHECIDA	
<input type="checkbox"/> AFOGADO	<input type="checkbox"/> CHOQUE CONTRA JANELA	<input type="checkbox"/> OUTRA: _____	
<input type="checkbox"/> MORDEDURA / ATACADO	<input type="checkbox"/> DISPARO	_____	
<input type="checkbox"/> QUEDA DO NINHO	<input type="checkbox"/> CEPOS, ARMADILHAS, LAÇOS	_____	

EXAME A DISTANCIA (NA CAIXA)
POSIÇÃO: _____
ASPECTO FEZES (COR, CONSISTENCIA): _____
PRESENÇA SANGUE / REGURGITAÇÃO: _____

EXAME FÍSICO:
PESO INICIAL: _____ TEMP: _____ GRAU DESIDRAT: <input type="checkbox"/> BAIXO <input type="checkbox"/> MEDIO <input type="checkbox"/> ALTO
CONDIÇÃO CORPORAL: <input type="checkbox"/> GORDO <input type="checkbox"/> NORMAL <input type="checkbox"/> LIGEIRAMENTE MAGRO <input type="checkbox"/> MUITO MAGRO <input type="checkbox"/> CAQUECTICO
ESTADO MENTAL: <input type="checkbox"/> NORMAL <input type="checkbox"/> DEPRESAO <input type="checkbox"/> SHOCK
CABEÇA: Bico/ narinas (deformações, secreções...): _____ Aspecto mucosa oral: palidez, feridas, depósitos...: _____ Olhos (feridas, secreções...): _____ Reflexos pupilares: _____ Ouvidos: _____ Hematomas/feridas: _____ Outros: _____
TRONCO: Feridas/ hematomas: _____ Cloaca: _____ Respiração: _____ Outros: _____
ASAS Assimetrias: _____ Fracturas/Luxações: _____ Feridas/hematomas: _____ Penas: _____ Outros: _____

Anexo II: Ficha Clínica do CERAS

PATAS: Fracturas/luxações Feridas/ Hematoma Debilidade: Outros:
OUTRAS OBSERVAÇÕES: Parasitas: Anemia: Outros:
PROVAS COMPLEMENTARES: COPROLOGIA, HEMATOLOGIA, RX, CITOLOGIA ...
DIAGNÓSTICO
TRATAMENTO:

Anexo II: Ficha Clínica do CERAS (continuação)

SEGUIMENTO: CONTROLO DE PESO, EVOLUÇÃO, TRATAMENTOS	
DATA	OBSERVAÇÕES / RESPONSÁVEL

Anexo II: Ficha Clínica do CERAS (continuação)

SEGUIMENTO: CONTROLO DE PESO, EVOLUÇÃO, TRATAMENTOS	
DATA	OBSERVAÇÕES / RESPONSÁVEL

CONCLUSÃO	
<input type="checkbox"/> Irrecuperável: Data	____/____/____ Causas _____
<input type="checkbox"/> Morta: Data	____/____/____ Causas _____
	Conclusão necropsia: _____
<input type="checkbox"/> Transferida para:	_____ Data: ____/____/____ Causas: _____
<input type="checkbox"/> Libertada: Data	____/____/____ Libertada por: _____
	Local: _____ Concelho: _____
Anilha CEMPA _____	Anilha PVC _____ Peso: _____
Biometrias:	_____
Marcações alares:	_____ Emissor: _____
Microchip:	_____
Outras identificações:	_____
Observações:	_____

Anexo II: Ficha Clínica do CERAS (continuação)