

U. PORTO



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**Urgências e cuidados intensivos
em aves exóticas**

Orquídea Maria Silva Lobo

Orientadora: Professora Doutora Margarida Duarte Cerqueira Martins de Araújo

Co-orientador: Dr. Joel Tsou Ferraz

Porto, 2020

U.PORTO



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**Urgências e cuidados intensivos
em aves exóticas**

Orquídea Maria Silva Lobo

Orientadora: Professora Doutora Margarida Duarte Cerqueira Martins de Araújo

Co-orientador: Dr. Joel Tsou Ferraz

Porto, 2020

RESUMO

O objetivo deste trabalho é providenciar uma revisão bibliográfica sobre urgências e cuidados intensivos em aves exóticas, abordando aspectos da sua anatomofisiologia, avaliação da ave e estabilização em situação crítica. Numa fase posterior é dada atenção à terapia de suporte, monitorização, exames de diagnóstico e alguns exemplos de urgências mais comuns, dando ênfase a um caso clínico assistido no Centro Veterinário de Exóticos do Porto. Urgências e cuidados intensivos em aves exóticas são temas complexos devido à variabilidade de espécies de aves existentes e à sua capacidade de esconder a doença até estarem realmente em estado crítico. Na maioria dos casos é importante tratar primeiro os sinais clínicos antes de elaborar um diagnóstico, focando a estabilização da ave. Algumas das urgências mais frequentes, encontradas em aves de companhia, e até selvagens, são intoxicações por metais pesados, síndrome de hipocalcémia, retenção de ovos, trauma e prolapso cloacal. O prolapso da cloaca é uma urgência comum em psitacídeos, sendo potencialmente fatal se não for tratada. O caso clínico descrito no final deste trabalho, refere-se a um papagaio cinzento (*Psittacus erithacus*), sem sexo determinado, que se apresentou à clínica do CVEP, com um prolapso cloacal. A gravidade do caso levou a aplicação de diferentes técnicas descritas na literatura para resolver esta patologia, de etiologia multifatorial.

PALAVRAS-CHAVE: Urgências; Cuidados intensivos; Aves Exóticas; Estabilização da ave; Prolapso cloacal

AGRADECIMENTOS

Quero deixar o meu eterno agradecimento:

À minha orientadora Professora Margarida Duarte Cerqueira Martins de Araújo, pela sua disponibilidade, apoio e pelo acompanhamento.

A todos os docentes do curso de Mestrado Integrado de Medicina Veterinária do ICBAS que contribuíram para meu crescimento profissional, transmitindo os conhecimentos necessários para a minha formação.

À D. Manuela e Sr. Frias pela vossa compreensão e amizade.

Aos meus colegas de curso por me ajudarem nesta jornada.

Às minhas colegas e amigas Ana Sequeira, Raquel e Rute pelo vosso companheirismo.

Um enorme obrigado ao Centro Veterinário de Exóticos do Porto, por me terem acolhido tão bem e por serem uma equipa fantástica. Ao meu co-orientador Dr. Joel Ferraz, pelo acompanhamento, pela confiança, boa disposição e por todos os conhecimentos transmitidos. À Dra. Rute, Dra. Joana, Dra. Inês, às enfermeiras Vanessa e Helena e às estagiárias Ana e Inês pela simpatia e boa disposição.

Ao Hospital Veterinário de Santa Marinha por me ter permitido alargar a experiência em pequenos animais. O meu grande agradecimento a todo corpo clínico, pelos ensinamentos e boa disposição. Continuem a serem fantásticos e dedicados à causa animal.

Ao Dr. Nuno e à Cláudia pela vossa ajuda e amizade.

Quero agradecer aos meus queridos pais, por me terem ajudado a alcançar este sonho, por estarem sempre presentes em todos os momentos da minha vida.

Aos meus irmãos, pela motivação e apoio durante todo este percurso. Às minhas cunhadas e ao meu sobrinho mais lindo do mundo.

À restante família por me darem força e carinho.

À minha grande amiga e guerreira Luciana.

Às minhas cadelas e às minhas aves lindas que me dão muitas alegrias e me ensinam a ser uma pessoa melhor.

Muito obrigado a todos os animais por saberem transmitir a vossa bondade e simplicidade de amar.

Muito obrigado a todos que de certa forma contribuíram para que eu conseguisse chegar até ao fim desta caminhada.

“Anyone who says that life matters less to an animal than it does to us has not held in his hands an animal fighting for its life.”

John Maxwell Coetzee

ÍNDICE

1.	INTRODUÇÃO.....	1
2.	ASPETOS ANATOMOFISIOLÓGICOS RELEVANTES.....	2
3.	URGÊNCIAS EM AVES EXÓTICAS	4
3.1.	Avaliação clínica da ave e reconhecimento de casos críticos.....	4
3.2.	Estabilização da ave	5
3.2.1.	Vias Aéreas.....	5
3.2.2.	Respiração	6
3.2.3.	Circulação	6
3.2.3.1.	Choque.....	7
3.3.	Transfusões de sangue.....	9
3.4.	Terapia de suporte	9
3.4.1.	Ambiente livre de stresse	10
3.4.2.	Controlo Térmico	10
3.4.3.	Oxigenoterapia.....	11
3.4.4.	Nebulização	11
3.4.5.	Vias de administração.....	11
3.4.6.	Fluidoterapia.....	12
3.4.7.	Suporte nutricional	14
3.4.8.	Analgesia	16
3.4.8.1.	Analgesia balanceada ou multimodal.....	17
3.5.	Monitorização.....	17
3.6.	Exames de Diagnóstico.....	18
3.7.	Exemplos de urgências frequentes	18
3.7.1.	Toxicidade	18
3.7.2.	Síndrome de hipocalcemia.....	20
3.7.3.	Retenção do ovo.....	20
3.7.4.	Trauma	20
3.7.5.	Prolapso cloacal	21
4.	CASO CLÍNICO	22
4.1.	Anamnese e exame físico	22
4.2.	Diagnósticos diferenciais.....	22

4.3. Diagnóstico definitivo	23
4.4. Tratamento.....	23
4.5. Discussão	24
5. CONCLUSÃO	27
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	28
ANEXOS.....	32

LISTA DE ABREVIATURAS

AINES	Anti-inflamatórios não esteróides
BID	Cada 12 horas
bpm	Batimentos por minuto
CVEP	Centro Veterinário de Exóticos do Porto
dl	Decilitro
EV	Endovenosa
FC	Frequência Cardíaca
GI	Gastrointestinal
g	Grama
HVSM	Hospital Veterinário de Santa Marinha
IM	Intramuscular
IO	Intraóssea
kg	Quilograma
mg	Miligrama
ml	Mililitro
%	Por cento
µm	Micrómetro
mmHg	Milímetro de mercúrio
°C	Graus Celsius
PA	Pressão arterial
PCR	Polymerase chain reaction
PO	<i>Per os</i> (Via oral)
SC	Subcutânea
SNC	Sistema Nervoso Central
TID	Cada 8 horas
TRC	Tempo de repleção capilar
UI	Unidades internacionais

1. INTRODUÇÃO

A capacidade de voar permitiu que as aves ocupassem uma grande diversidade de habitats e desenvolvessem uma alimentação adaptativa. São conhecidas cerca de 9700 espécies de aves divididas em 27 ordens. Destas, surgem mais frequentemente na clínica de exóticos aves de 8 ordens. A ordem dos *Passeriformes* é a que inclui mais espécies (mais de 5712), enquanto que a *Struthioniformes* conta com uma só espécie, a das avestruzes (*Struthio camelus*). As aves variam muito de tamanho (ver exemplos na Tabela C1), desde o pequeno colibri (*Trochilidae* spp.), que pesa 2g, até à avestruz que pode atingir um peso de 120kg (O'Malley, 2007). Curiosamente, as aves tendem a ter uma expectativa de vida mais longa do que os mamíferos de tamanho semelhante. Os pombos podem viver até 30 anos, enquanto os psitacídeos como os papagaios africanos (*Psittacus erithacus*) e as catatuas (*Cacatua* spp.) geralmente vivem mais de 40 anos. Nos passeriformes, as aves maiores vivem mais do que as menores: o corvo pode viver bem mais de 40 anos, enquanto os canários vivem de 8 a 16 anos (O'Malley, 2007).

Uma outra característica das aves é que tendem a mascarar lesões e doenças (provavelmente para, na natureza, não chamarem a atenção de eventuais predadores, de tal forma que a maioria dos donos não é capaz de detetar precocemente essas alterações. É importante referir que a maioria das vezes os tutores não têm contacto físico com as aves, ao contrário do que acontece na relação entre o gato/cão e o tutor, dificultando a atempada deteção de sinais clínicos (Jenkins, 1996; Degernes, 2013; Hildreth, 2016). Como consequência, é muito comum serem examinadas pelo médico veterinário aves num estado avançado de debilidade, sendo as situações de emergência nas aves normalmente mais desafiadoras do que no caso dos pequenos animais de companhia tradicionais (Harrison *et al.*, 2006). Como a maioria das aves de companhia são de pequeno porte e tem uma elevada taxa metabólica, o período que decorre entre o aparecimento dos primeiros sinais clínicos e a descompensação, ou mesmo morte, é habitualmente pequeno. A fragilidade com que se apresentam numa consulta pode até ser responsável por algumas fatalidades que acontecem durante a manipulação destes animais, ou quando surge qualquer outro fator de stresse (Jenkins, 1996; Raftery, 2005; Harrison *et al.*, 2006; Doneley, 2010; Hildreth, 2016; Lichtenberger & Lennox, 2016). Assim, quando uma ave necessita de cuidados intensivos é muito importante para o sucesso clínico controlar o stresse induzido pela contenção, controlar a temperatura, a oxigenação, o estado de hidratação, a pressão sanguínea, o aporte energético e implementar uma analgesia eficaz (Nunes, 2009).

O objetivo deste trabalho foi rever os principais procedimentos a realizar numa ave em estado crítico, apresentando no final do relatório, como exemplo, um dos casos que acompanhei durante o meu estágio final de curso realizado no CVEP (12 semanas) e no HVSM (4 semanas) - o caso de um prolapso cloacal num papagaio cinzento (*Psittacus erithacus*).

2. ASPETOS ANATOMOFISIOLÓGICOS RELEVANTES

As aves possuem o corpo quase totalmente coberto por penas que evitam as perdas de calor (O'Malley, 2008). Quando uma ave está doente ou com frio levanta as penas, criando uma barreira que retém o calor corporal (O'Malley, 2007; Doneley, 2010).

As aves utilizam o sistema respiratório para as trocas gasosas, vocalização e termorregulação (Harcourt-Brown, 2005; O'Malley 2007). A traqueia apresenta um maior diâmetro comparativamente aos mamíferos e está dotada de anéis completos. Termina na siringe (bifurcação terminal da traqueia que antecede os 2 brônquios primários), o órgão responsável pela produção e emissão de sons nas aves, mas que devido ao seu estreitamento é um local preferencial para se depositarem corpos estranhos ou se formarem granulomas fúngicos (Costello, 2004). Nas aves o sistema respiratório é composto por uma zona respiratória e outra não respiratória. A zona respiratória é constituída por 2 pulmões relativamente pequenos, compactos, mais rígidos e menos compressíveis que os dos mamíferos e que alteram pouco de volume durante a respiração. Aí ocorrem as trocas gasosas com uma eficácia 10 vezes superior à dos mamíferos. A zona não respiratória é constituída pelos sacos aéreos (cujo número varia com as espécies, até um máximo de 9) que auxiliam na ventilação, aquecimento do ar inalado e flutuabilidade. Os sacos aéreos são estruturas de paredes finas e mal vascularizadas, que não participam nas trocas gasosas. Actuam como um fole para os pulmões, pois as aves não têm diafragma. Comunicam com os pulmões pelos óstios, mantendo ligações também com as vértebras, esterno, costelas, fémur, úmero e subcutâneo (Abou-madi, 2001; Harcourt-Brown, 2005; O'Malley, 2008). Os ossos pneumáticos vão facilitar o voo através da diminuição do peso corporal devido à comunicação com os sacos aéreos e pulmão (Nunes, 2009). Neste tipo de animais a respiração é dependente dos músculos peitorais e intercostais, por este motivo deve ter-se especial atenção com as técnicas de contenção utilizada nas aves (Costello, 2004; Nunes, 2009).

No que concerne ao sistema cardiovascular, o coração das aves possui uma estrutura semelhante ao dos mamíferos, mas é proporcionalmente maior. A frequência cardíaca (FC) é também comparativamente elevada, apesar de variar bastante entre espécies (Tabela C1), tendo uma avestruz cerca de 80 bpm enquanto que um colibri poderá apresentar 1000 bpm. Para além disso, o sistema vascular oferece uma menor resistência periférica, contribuindo assim para o elevado débito cardíaco que as aves apresentam, e que resulta da multiplicação do volume sistólico pela frequência cardíaca (Strunk & Wilson, 2003; Harcourt-Brown, 2005; Edling, 2006; O'Malley, 2007; Fitzgerald & Beaufrère, 2016). Nas aves podemos observar o sistema porta-renal, em que o retorno venoso dos membros pélvicos passa pelos rins antes de alcançar a veia cava caudal. Contudo, em situações de stresse a adrenalina que é libertada faz com que o sangue passe diretamente para a veia cava caudal e daí para a circulação sistémica, criando

alguma irregularidade na eliminação urinária de fármacos administrados por via IM nas coxas das aves. (Harcourt-Brown, 2005; O'Malley, 2007; Hirschberg, 2008).

Em relação ao sistema sanguíneo, este é constituído por eritrócitos nucleados com forma oval (com vida mais curta que a dos mamíferos), trombócitos (análogos às plaquetas dos mamíferos, mas com uma semivida mais curta na circulação sanguínea), linfócitos, monócitos, heterófilos (semelhantes aos neutrófilos), eosinófilos e basófilos (O'Malley, 2007). Nas aves o tempo de coagulação é menor que o dos mamíferos e têm uma maior resistência às perdas sanguíneas (Nunes, 2009). O sistema imunitário é constituído por órgãos linfóides primários (bolsa de Fabrício e timo) e secundários (baço, que não funciona como reservatório de sangue, tecido linfóide intestinal e medula óssea), não apresentando linfonodos (O'Malley, 2007; Doneley, 2010).

No que diz respeito ao sistema gastrointestinal (GI), as aves possuem um sistema curto e com baixa capacidade de reserva, para que se mantenham leves para o voo. É por esse motivo que as aves têm que ingerir frequentemente pequenas quantidades de comida, para que possam extrair energia e nutrientes para manterem a sua elevada taxa metabólica (Hirschberg, 2008; O'Malley, 2008). Como não possuem dentes, o alimento é armazenado praticamente intacto no papo e a seguir vai para o pró-ventrículo e moela para o processamento da digestão mecânica (Harcourt-Brown, 2005). O trânsito intestinal também varia significativamente entre as diferentes espécies, podendo demorar entre 16 minutos a 2 horas, eliminando as aves poucas quantidades de excrementos comparativamente com o que ingerem (O'Malley, 2008). A excreção ocorre via cloaca (dividida em coprodeu, urodeu e proctodeu), região onde termina quer o sistema digestivo quer o urogenital (Harcourt-Brown, 2005; O'Malley, 2008).

Relativamente ao sistema excretor, este é formado por dois rins que se situam retroperitonealmente na fossa ventral do sinsacro e respetivos ureteres, não apresentando as aves bexiga. Os rins não têm delimitação definida entre o córtex e a medula e não possuem pélvis renal, apresentando dois tipos de nefrónios: os nefrónios corticais (com as mesmas características dos répteis, sem ansa de Henle) e os nefrónios medulares (similares aos dos mamíferos, com ansa de Henle). A urina produzida nos rins é um produto de excreção que está dividido em uratos (precipitado branco) e urina propriamente dita (parte líquida) que passa diretamente para a cloaca através dos ureteres, sendo eliminada juntamente com as fezes. Alguns nervos do plexo lombar e sacro atravessam o parênquima renal, o que explica o aparecimento de sinais neurológicos nos membros inferiores, associado a nefropatias (O'Malley, 2007; Nunes, 2009).

3. URGÊNCIAS EM AVES EXÓTICAS

3.1. Avaliação clínica da ave e reconhecimento de casos críticos

É importante uma triagem bem efetuada aquando da chegada do animal para identificar rapidamente as aves que estão em risco de vida e exigem uma atenção imediata (Rupley, 1998; Raftery, 2005; Hildreth, 2016). Os tutores devem ser aconselhados a trazer as aves, especialmente se forem Passeriformes, dentro da sua gaiola, que não deve ser limpa (para permitir um exame macroscópico das fezes) (Pizzi, 2008).

A equipa deverá atuar rapidamente em situações de emergência, como a dificuldade respiratória, convulsões e hemorragias. As prioridades terapêuticas passam por restaurar a função respiratória, corrigir disfunções circulatórias, parar hemorragias e tratar alterações neurológicas (Redig, 1996; Hildreth, 2016). Se a ave apresentar sinais de depressão, fraqueza ou se apresentar no fundo da gaiola, esta deve ser colocada rapidamente num local aquecido e com oxigenação. Por conseguinte, muitas aves beneficiarão como tratamento empírico da administração de oxigénio, fluidoterapia, antibióticos de largo espectro, antifúngicos, suporte nutricional e observação vigilante nas primeiras oito horas (Bowles *et al.*, 2007).

Durante o exame físico é importante que a equipa clínica seja meticulosa na recolha de informação, no entanto nem sempre é possível um exame físico completo, pois frequentemente as aves chegam à clínica tão debilitadas que a sua manipulação pode estar contraindicada (Mattiello, 1995; Hildreth, 2016). Na história clínica deve-se ter em conta certas questões tais como: quando teve início o problema? Qual a progressão do problema? Existem outras aves doentes? Foram adquiridas novas aves e se estas foram colocadas juntamente com as residentes (não houve quarentena)? Suspeitam de exposição a substâncias tóxicas (como fumos de Teflon®)? (Rupley, 1998; Raftery, 2005; Pizzi, 2008; Doneley, 2010; Degernes, 2013; Hildreth, 2016).

Numa primeira abordagem é preferível avaliar o animal à distância, dentro da sua gaiola, para evitar stressar a ave. Obviamente este procedimento deve ser ultrapassado sempre que a ave necessite de ajuda médica urgente, causada por exemplo por dificuldades cardiorespiratórias (Doneley, 2010; O'Malley, 2011; Lichtenberger & Lennox, 2016). Os clínicos devem por isso estar particularmente atentos a sinais que indicam que a ave está em taquipneia e/ou dispneia (“*tail bobbing*” e/ou respiração com o bico aberto), diminuição da atenção ao meio envolvente e a qualidade (Doneley, 2010; O'Malley, 2011; Lichtenberger & Lennox, 2016) e quantidade dos componentes das fezes do animal (urina, uratos e fezes propriamente ditas) (Doneley, 2010; O'Malley, 2011). As fezes normais apresentam uma cor variável dependentes da dieta da ave (do esverdeado ao acastanhado, Figura A1), devem ser consistentes e com um odor que pode ser diminuto em espécies de companhia ou mais forte em galiformes, anseriformes e carnívoras. Relativamente aos uratos, estes devem ser ligeiramente húmidos, de cor branca, podendo estar

separados ou sobre as fezes. Se os pigmentos biliares não são adequadamente reabsorvidos no sistema digestivo e reutilizados pelo fígado, esse excesso (principalmente biliverdina) será eliminado e os uratos apresentarão uma coloração esverdeada. A urina deve ser líquida e translúcida, podendo a sua quantidade variar com a dieta ou com o estado emocional das aves (poliúria em aves nervosas, Figura A2). Se existirem componentes anormais nas fezes pode-se observar: a) diarreia (componente fecal não formada); b) fezes muito volumosas (má digestão e absorção, dieta baseada em *pellets*, pré-postura); c) fezes com alimento não digerido (Figura A3); d) melena; e) fezes fétidas (sobrecrescimento bacteriano ou fúngico); f) fezes com aspeto de pipocas (comum em caturras com giardíase); g) uratos esverdeados (doença hepática e biliverdinúria); h) uratos rosados ou vermelhos (sangue associado a falha renal, envenenamento por chumbo em alguns psitacíformes); i) uratos espessos ou pastosos (desidratação); j) hematoquezia (patologias da cloaca); k) poliúria (toxicidade por metais pesados, doença renal, *diabetes mellitus*) e l) anúria (urólitos, doença renal, desidratação severa) (Doneley *et al.*, 2006; Pizzi, 2008; Doneley, 2010).

Quando a ave se apresentar estável, deve-se então avaliar o seu estado de hidratação, a cor das mucosas (mucosa da cloaca), observar a orofaringe e narinas, examinar os músculos peitorais e pesar a ave para saber se está dentro dos valores adequados para a espécie e que valor se deverá considerar para calcular a dose dos fármacos que se venham a administrar (Pizzi, 2008; O'Malley, 2011). Gentilmente deve-se palpar a cavidade celômica e auscultar o coração, pulmões (dorsalmente) e sacos aéreos (ventralmente). Caso haja suspeita de trauma, verificar se há ferimentos e examinar as asas e membros posteriores para descartar possíveis fraturas (O'Malley, 2011).

3.2. Estabilização da ave

No caso das aves em situação crítica, elaborar um diagnóstico pode ser uma tarefa difícil, visto que se luta contra o tempo. Isto justifica que a primeira abordagem seja focada na estabilização da ave e só depois urja a necessidade de elaborar um diagnóstico (Costello, 2004).

Muitas vezes poderá ser mais sensato lidar com um caso crítico por etapas, permitindo que a ave descanse. O animal deve ser transferido para uma gaiola de cuidados intensivos, o que geralmente permite um breve exame inicial (Raferty, 2005).

Na medicina veterinária, o suporte básico de vida é realizado com base na abordagem ABC (vias aéreas, respiração, circulação) (Costello, 2004; Pizzi, 2008).

3.2.1. Vias Aéreas

É importante verificar a permeabilidade das vias aéreas, podendo por vezes ser necessário recorrer à entubação endotraqueal ou à canulação dos sacos aéreos. Em ambos os procedimentos é necessária uma monitorização constante da ave (Quesenberry & Hillyer, 1994;

Mattiello, 1995; de Matos & Morrisey, 2005; Pizzi, 2008; Lichtenberger & Lennox, 2016).

A entubação endotraqueal é geralmente um procedimento simples em aves, devido à falta de epiglote e à acessibilidade da laringe (Costello, 2004; Hirschberg, 2008), recorrendo-se a tubos endotraqueais sem “cuff”. Quanto à canulação dos sacos aéreos, é um procedimento que está indicado em situações de apneia, dispneia severa obstrutiva e localizada ou para melhorar a respiração em aves com aerosaculite (Quesenberry & Hillyer, 1994). Nessa circunstância o médico veterinário pode recorrer à canulação de um saco aéreo torácico caudal ou abdominal (Quesenberry & Hillyer, 1994; Mattiello, 1995; de Matos & Morrisey, 2005; Pizzi, 2008; Lichtenberger & Lennox, 2016) ou dos sacos aéreos interclaviculares (Quesenberry & Hillyer, 1994). Imediatamente após a colocação do tubo a dispneia fica resolvida em aves com obstrução das vias aéreas superiores.

A abordagem para a colocação do tubo no saco aéreo abdominal ou torácico caudal é realizada através de uma incisão na parede abdominal caudal ao bordo da última costela, perfurando o saco aéreo e colocando o respetivo tubo. Após este procedimento é efetuada a sua fixação. No caso da utilização de um tubo endotraqueal encurtado a sua fixação pode ser efetuada através da insuflação deste por forma a minimizar o espaço morto e não provocar trauma nos órgãos. O diâmetro do tubo escolhido deve ser semelhante ao diâmetro da traqueia do animal (Quesenberry & Hillyer, 1994; Gram, 2004). As canulações dos sacos aéreos não devem exceder os cinco dias sob pena de uma possível infeção (Quesenberry & Hillyer, 1994). A sedação ou anestesia inalatória podem ser úteis para facilitar a colocação da cânula do saco aéreo (Gram, 2004).

3.2.2. Respiração

Relativamente à ventilação (ponto B), a oxigenoterapia assume um papel fundamental, estando recomendada em situações de dispneia severa, mas também em intoxicações, anemias e choque cardiovascular, apresentando benefícios mesmo em casos em que a ave não apresente dificuldades respiratórias. Este procedimento é habitualmente feito num ambiente tranquilo e enriquecido em oxigénio, sendo por vezes necessário recorrer ao uso de broncodilatadores e anti-inflamatórios (Mattiello, 1995; Pizzi, 2008; Nunes, 2009).

Se houver paragem respiratória pode ser administrado doxapram (0,5 mg/kg PO ou EV), um estimulante do centro respiratório, seguido de entubação endotraqueal e ventilação com pressão positiva intermitente (manual ou mecânica) (Girling, 2013).

3.2.3. Circulação

Relativamente à circulação (ponto C), o reconhecimento precoce da instabilidade cardiovascular é fundamental nestas espécies. Se a paragem cardiorrespiratória ocorrer quando uma ave for anestesiada, a administração de anestesia deve ser interrompida imediatamente (Lichtenberger,

2007). Habitualmente a bradicardia precede a paragem cardíaca (mau prognóstico), logo se for detetada deve-se rapidamente proceder à administração de atropina (0.01-0.02 mg/kg IM/EV; efeito vagolítico para aumentar a FC) e posteriormente, se houver paragem cardíaca, de adrenalina (agente inotrópico positivo que aumenta a FC e o *output* cardíaco) – que poderá recuperar os batimentos cardíacos e, se tudo correr bem, reverter a situação (Edling, 2006; Lichtenberger, 2007; Pizzi, 2008; Girling, 2013). Na paragem cardíaca deve-se então proceder à entubação e administração endotraqueal de adrenalina, mantendo a ave em decúbito dorsal para de seguida se iniciar a massagem cardíaca (Edling, 2006; Lichtenberger, 2007; Girling, 2013). Neste procedimento a administração intracardíaca de fármacos não está recomendada por causa do risco de laceração dos vasos coronários, hemopericárdio ou arritmias intratáveis (Lichtenberger, 2007). Nas aves pequenas, a massagem cardíaca inicia-se com a compressão da parede torácica cranial entre o dedo indicador e polegar cinco vezes, seguida de cinco respirações via tubo endotraqueal, sequência esta que se vai repetindo. Deve-se tentar a intubação sempre que possível, mas, alternativamente, pode-se usar uma máscara facial com oxigénio a 100% e, com a ave em decúbito lateral, segurar a asa na articulação do carpo e ritmicamente movimentar a asa para cima e para baixo. Este movimento é capaz de expandir e diminuir a parede torácica, simulando a inspiração e a expiração (Costello, 2004; Girling, 2013). Para além da adrenalina, foi sugerida a administração de uma única dose de vasopressina (agente não adrenérgico que causa vasoconstrição pronunciada via ativação de receptores da vasopressina localizados no músculo liso dos vasos) na ressuscitação cardiopulmonar que curse com ausência de atividade elétrica ou assistolia. Embora a farmacocinética desta substância tenha já sido explorada em mamíferos, atualmente não há dados disponíveis para as aves. Também não há estudos que documentem a eficácia da desfibrilhação elétrica, logo deve ser uma estratégia utilizada com muito cuidado. Durante a recuperação a monitorização deverá incluir a realização de um eletrocardiograma e a avaliação da pressão arterial (PA) com Doppler, para determinar o ritmo e a qualidade do pulso (Lichtenberger, 2007).

3.2.3.1. Choque

O choque é definido como má perfusão dos tecidos, tanto por baixo fluxo sanguíneo como por distribuição desigual do fluxo, resultando num fornecimento inadequado de oxigénio para os tecidos (Jenkins, 1996; Lichtenberger, 2007; Lichtenberger & Lennox, 2016). Existem muitos tipos de choque (hipovolémico, cardiogénico, distributivo) (Jenkins, 1996), mas neste tópico irá ser focado somente o choque hipovolémico.

A hipovolémia que leva ao choque pode ser considerada absoluta ou relativa. A hipovolémia absoluta ocorre como resultado da perda de sangue por sangramento arterial, úlceras GI ou coagulopatias. Na hipovolémia relativa não há perda direta de sangue do espaço intravascular, podendo ocorrer devido a desidratação grave por perda de fluidos do trato GI, perda significativa

de plasma (queimaduras) ou perda extensa de fluidos intravasculares para a cavidade peritoneal (Jenkins, 1996; Lichtenberger, 2007).

Quando uma ave começa a ter hemorragia ou há perda significativa de fluido corporal, há um decréscimo no volume de sangue e respetivo retorno venoso para o lado direito do coração, com conseqüente diminuição do débito cardíaco (Lichtenberger, 2007).

O choque hipovolémico tem três fases: a fase inicial ou compensatória, a fase descompensatória precoce e o choque descompensatório. Na fase inicial do choque a PA aumenta devido ao aumento do débito cardíaco e da resistência vascular periférica. Esta fase aparece normalmente em aves com perdas de sangue inferiores a 20% do volume sanguíneo. Os sinais clínicos incluem um aumento na FC, PA normal ou aumentada e fluxo normal ou aumentado (pulso instável e tempo de reflexão capilar (TRC) com menos de 1 segundo). O aumento da FC e a PA normal ou aumentada são indicadores-chave de choque compensatório. A reposição de volume nesta fase é geralmente associada a um bom prognóstico (Lichtenberger, 2007).

A segunda fase do choque (de descompensação média ou inicial) ocorre quando as perdas de fluidos se mantêm, verificando-se uma distribuição desigual do fluxo sanguíneo, com conseqüente redução para os rins, trato GI, pele e músculos. Os sinais clínicos de choque descompensatório precoce incluem hipotermia, pele e membros frios, taquicardia, PA normal ou diminuída, membranas mucosas pálidas, TRC prolongado e depressão mental. Esta fase de choque é vista em aves com perdas de volume superiores a 25 a 30% de volume sanguíneo. A fluidoterapia agressiva recorrendo a cristalóides e colóides é necessária nesta fase para sustentar a PA e a FC (Jenkins, 1997; Lichtenberger, 2007). Se já existir uma hipovolémia substancial (ou seja, maior que 30% do volume sanguíneo) vai-se verificar a vasoconstrição das veias e arteríolas em toda a circulação periférica, aumentando a frequência e força de contração cardíaca. Esses efeitos combinados levam a uma restauração da PA, aumento do desempenho cardíaco e máximo retorno venoso em face da perda de sangue (Lichtenberger, 2007).

No choque descompensatório, quando um grande volume de sangue é perdido (mais de 60% do volume sanguíneo) as respostas neuroendócrinas à hipovolémia tornam-se ineficazes e começa a verificar-se a falência irreversível dos órgãos (Lichtenberger, 2007). A fase de descompensação tardia é a parte final do choque, observando-se sinais clínicos como a bradicardia com baixo débito cardíaco, hipotensão grave, membranas mucosas pálidas ou cianóticas, TRC ausente, pulso fraco ou ausente, hipotermia, oligúria ou anúria, edema pulmonar e um estado de estupor ou coma. A paragem cardiopulmonar geralmente ocorre nesta fase (Jenkins, 1996; Lichtenberger, 2007).

O tratamento do choque hipovolémico em aves é complicado pelo pequeno tamanho desses animais, diversidade fisiológica e falta de dados clínicos concretos sobre a resposta à terapia. (Lichtenberger, 2007).

3.3. Transfusões de sangue

É fundamental ter uma ação imediata para parar qualquer hemorragia. As causadas por “penas de sangue” quebradas controlam-se removendo a pena, apoiando o osso com cuidado para evitar fracturas e aplicando pressão. O uso de pó adstringente ou nitrato de prata nos folículos das penas está contraindicado, devendo-se em caso de hemorragia recorrer a uma sutura absorvível ou cola cirúrgica (Jenkins, 1997). Se a hemorragia for grave, deve-se administrar fluidos por via EV ou IO e avaliar a necessidade de uma transfusão de sangue. Quando há uma perda significativa de sangue o hematócrito pode permanecer normal por algum tempo, sendo aconselhável repetir esta avaliação 24 horas após a hemorragia ter cessado (Rupley, 1998).

Embora as transfusões de sangue raramente sejam realizadas em aves, elas devem ser consideradas em algumas situações. A avaliação adequada da ave (exame físico e hemograma) pode permitir detetar e classificar uma possível anemia. Como as aves respondem normalmente bem à administração de fluidos (Ringer lactato) e à terapia de suporte, a transfusão sanguínea deve ser considerada em aves com anemia severa ou perda aguda de sangue, podendo participar na estabilização de aves enquanto a causa da anemia é investigada (Rupley, 1998; Martinho, 2012). Quanto à transfusão, o volume de sangue recolhido não deve representar mais de 1% do peso da ave dadora. Já a ave que vai ser recetora da transfusão sanguínea poderá receber 10 a 20% do seu volume sanguíneo. Considerando que o volume sanguíneo total de uma ave equivale a aproximadamente 10% do peso corporal, se se tratar de um papagaio amazonas com 400g de peso, este deveria receber 4 a 8 mL de sangue (Rupley, 1998). Os psitacídeos podem receber uma transfusão única de pombos, aves de rapina ou galinhas, no entanto, os eritrócitos heterólogos têm tempos de sobrevivência curtos, pelo que as transfusões homólogas são preferíveis. O sangue pode ser administrado por via EV ou IO. Um *crossmatch* parcial rápido (prova cruzada para avaliar a compatibilidade entre o dador e o recetor) pode ser feito misturando eritrócitos do dador com soro do receptor, para verificar se há hemólise ou aglutinação, indicadores de incompatibilidade (Rupley, 1998; Pizzi, 2008).

Aves anémicas e com hemorragia severa podem beneficiar da administração de ferro dextrano (10 mg/kg IM) e vitamina B (3300 UI/kg IM). O ferro dextrano deve ser administrado com cuidado em aves com tendência a doença hepática por acúmulo de ferro como o (Tucano - ramphastidae; Mainá - sturnidae) (Rupley, 1998; Pizzi, 2008).

3.4. Terapia de suporte

A terapia de suporte é um componente fundamental para a recuperação de uma ave que se encontre em estado grave, sendo importante promover um ambiente livre de stresse que permita controlar a temperatura do animal e proporcionar-lhe o acesso a oxigenoterapia, nebulização,

fluidoterapia, suporte nutricional e analgesia (Anexo B) (Richie *et al.*, 1994; Mattiello, 1995; Newton, 2017; Hawkins *et al.*, 2018).

3.4.1. Ambiente livre de stresse

As aves são muito sensíveis ao stresse e devem ser sempre alojadas longe de outros animais (como cães e gatos), tendo o cuidado de colocar as gaiolas ao nível ou acima do olhar humano, para que não se assustem com tanta facilidade, ponderando-se também a colocação duma barreira visual (por exemplo uma toalha) para aumentar o conforto do animal. Um outro fator desencadeante de stresse é a iluminação, pois devido à sua elevada acuidade visual as aves detetam o piscar das lâmpadas, pelo que se deve escolher uma iluminação adequada com recurso a um balastro electrónico (Evens *et al.*, 2012). Normalmente é muito importante manter as aves num local tranquilo, mas nas aves de estimação muito habituadas ao contacto humano este pode ser útil na sua recuperação. Para evitar muitas manipulações e um tempo prolongado de contenção, os procedimentos devem estar devidamente rotinados e todo o material necessário deve estar disponível (Paul-Murphy, 2006; Newton, 2017).

3.4.2. Controlo Térmico

As aves são endotérmicas, oscilando a sua temperatura corporal normal entre os 39°C e os 42°C, podendo os passeriformes atingir temperaturas mais elevadas, mantendo aves como a avestruz temperaturas mais parecidas com a dos mamíferos (O'Malley, 2008). Como as aves não possuem glândulas sudoríparas nem sebáceas têm alguma dificuldade em dissipar calor, podendo temperaturas elevadas levar à morte do animal (Hirschberg, 2008). Todavia, para libertar calor recorrem ao *panting* (respiração rápida e ruidosa pelo bico) e ao *gular flutter* (vibração na região cervical do pescoço), enquanto que para se aquecerem aumentam a exposição solar ou tremem (Abou-Madi, 2001; O'Malley, 2008).

Quando uma ave se encontra em situação de doença alimenta-se mal, tendo que catabolizar a massa muscular para responder às suas elevadas exigências metabólicas. As aves que apresentam perda de peso e de massa muscular têm também dificuldade em reter calor, sendo comum aves caquéticas (com quilha proeminente e pele translúcida) apresentarem hipotermia. Uma temperatura corporal inferior a 35°C é considerada crítica, sendo necessário restabelecer a temperatura corporal e reduzir as exigências energéticas rapidamente. Para esse efeito podem ser utilizadas lâmpadas, tapetes de aquecimento, aquecedores ou até salas de internamento aquecidas. A temperatura do local onde se encontra a ave deve estar compreendida entre os 25°C e os 35°C. Para melhorar a regulação da temperatura e prevenir a desidratação também se pode proporcionar um ambiente quente e húmido, colocando toalhas humedecidas no fundo da gaiola (Mattiello, 1995; O'Malley, 2007; Newton, 2017).

Importa referir que independentemente da fonte de calor é igualmente importante monitorizar a ave para evitar a hipertermia, que normalmente cursa com sinais como a hiperextensão do pescoço, penas muito juntas ao corpo ou asas em abdução (Newton, 2017).

3.4.3. Oxigenoterapia

A administração de oxigénio é aconselhável para situações em que as aves apresentem patologias respiratórias, sejam estas primárias ou secundárias a outras doenças. Para isso está indicada a utilização de uma gaiola oxigenada, que para além do oxigénio forneça calor e humidade (de Matos & Morrisey, 2005). A concentração de oxigénio recomendada situa-se entre os 40 a 50%, sendo muito importante monitorizar os níveis de oxigénio (Doneley, 2010), pois concentrações superiores ao desejável podem ser muito danosas para os animais (Quesenberry & Hillyer, 1994; de Matos & Morrisey, 2005). Contudo, no caso de aves mais pequenas (como canários e periquitos), pode-se fazer uma suplementação de 100% de oxigénio sem esperar complicações, desde que por um período não superior a 12 horas.

No caso de aves anémicas ou em choque hipovolémico, estas beneficiarão se previamente for reposta a concentração de eritrócitos e a devida expansão de volume, pois o fornecimento de oxigénio depende da perfusão adequada dos tecidos (Quesenberry & Hillyer, 1994).

3.4.4. Nebulização

A nebulização pode-se tornar bastante útil em aves que apresentem dispneia e infeções respiratórias, principalmente se localizadas no trato respiratório superior. Contudo, para a aplicação deste método é necessário ter em conta o tamanho das partículas aerodispersíveis. Partículas com diâmetro igual ou inferior a 3 µm são mais eficazes, visto que penetram o lúmen dos parabrônquios e depositam-se no parênquima pulmonar. No entanto, para situações de doença brônquica e traqueal o tamanho da partícula pode não ser tão limitativo. Esta via de administração medicamentosa deve ser utilizada durante cerca de 15 minutos, num máximo de 3 vezes ao dia (Grahm, 2004; de Matos & Morrisey, 2005). A nebulização permite também administrar diversos fármacos, tais como: antibióticos, antifúngicos e mucolíticos, podendo levar à irritação das mucosas (de Matos & Morrisey, 2005).

3.4.5. Vias de administração

Existem várias vias de administração nas aves. A via oral é usada frequentemente para a administração de fluidos a indivíduos levemente desidratados (Redig, 1996; Pizzi, 2008), podendo também ser útil para a administração de fármacos e de papas, que vão assim para o papo do animal (Pizzi, 2008; Santamaría, 2009). A administração por via IM permite uma rápida absorção dos fármacos, sendo normalmente realizada no terço cranial dos músculos peitorais. Tem como limitação não permitir a administração de grandes volumes (Figura A4) (Judah &

Nuttall, 2008; Santamaría, 2009). A administração de medicamentos ou fluidos (isotônicos) pode também ser feita por via SC nas pregas de pele que unem as extremidades com o tronco, normalmente os membros posteriores (Figura A5). Como a pele é bastante distensível, esta via permite a administração de um volume maior de fluidos, embora a absorção seja mais lenta que a que ocorre por via IM (Redig, 1996; Santamaría, 2009). Em animais com dificuldade respiratória, distensão abdominal ou extrema debilidade, a fluidoterapia SC é frequentemente a escolha inicial (Pollock, 2010).

O acesso vascular pode ser extremamente difícil ou mesmo impossível durante o choque, tornando necessária a cateterização IO (Ritchie *et al.*, 1991; Pollock, 2010), uma via de rápido acesso que permite administrar fluidoterapia de longa duração. Os locais de eleição para um acesso por via IO são o tibiotarso ou a ulna distal (Anexo D), requerendo previamente anestesia e preparação asséptica do local (Rupley, 1998; Santamaría, 2009; Pollock, 2010). Para o acesso tibiotarso este é agarrado com uma das mãos e o joelho da ave é flexionado. A agulha é então introduzida na crista tibial até atingir a cavidade medular e uma seringa é acoplada. Se a agulha for colocada corretamente, a pressão negativa fará com que uma pequena quantidade de medula (sangue) flua para o centro da agulha e da seringa. A resistência após entrar na cavidade medular pode indicar contato com o osso cortical ou entupimento com fragmentos de osso (Rupley, 1998). Outras possíveis complicações na introdução de um cateter IO são, por exemplo, a sua colocação errada num osso longo com divertículo de saco aéreo como o úmero, circunstância em que a ave se pode afogar (Pollock, 2010).

Para a administração de fármacos e fluidos por via EV, as veias mais utilizadas são a veia jugular direita e a basílica (Redig, 1996; Santamaría 2009). As veias das aves podem ser de difícil acesso e os vasos são frágeis, levando frequentemente à formação de hematomas (Pollock, 2010). A cateterização da veia basílica na parte medial da asa permite administrar fluidoterapia, mas requer posterior fixação e imobilização da asa com adesivo aplicado “em 8”. A cateterização da veia jugular também é possível, embora seja mais complexa. Para uma fluidoterapia longa é recomendável o uso da veia metatarsica medial (mais fácil em aves de maior porte) ou a via IO (Santamaría, 2009).

3.4.6. Fluidoterapia

A fluidoterapia divide-se em três fases, a ressuscitação (onde é feita a correção dos défices de perfusão), a reidratação (onde é efetuada uma correção dos défices intersticiais) e, por fim, a fase de manutenção (Lichtenberger, 2007).

A primeira corresponde a uma necessidade emergente de repor a perfusão e oxigenação dos tecidos, corrigindo o choque hipovolémico através da correção dos défices e do restabelecimento da oxigenação tecidual (Jenkins, 1996; Lichtenberger, 2007). É nesta fase que o animal apresenta sinais como mucosas pálidas, pulso fraco, hipotensão, taquipneia, taqui ou bradicardia

e, por vezes, anúria (Nunes, 2009). Os cristalóides, também conhecidos como fluidos de reposição, contêm cloreto de sódio e outros solutos capazes de chegar a todos os compartimentos corporais. Os mais usados são a solução salina a 0,9% e lactato de Ringer (Lichtenberger, 2004). Os cristalóides saem rapidamente de circulação, equilibrando o fluido intersticial. Apenas 25% dos fluidos isotônicos (como o lactato de Ringer ou o soro fisiológico a 0,9%) permanecem no espaço vascular 30 minutos após a sua administração (Lichtenberger & Lennox, 2016). Os cristalóides são a escolha de primeira linha para aves desidratadas, sendo altamente eficazes na reposição de fluidos intersticiais, uma vez que irão expandir o volume de fluidos em circulação, aumentando assim o débito urinário (Raftery, 2005; Jenkins, 2016).

Os colóides são soluções constituídas por substâncias de grande peso molecular, capazes de exercer pressão oncótica. São assim incapazes de atravessar as membranas capilares, sendo por isso considerados como expansores do volume intravascular. Os colóides são frequentemente usadas em associação com os cristalóides durante a fase de ressuscitação (Lichtenberger, 2004; Raftery, 2005).

Após avaliação do estado de hidratação, pode-se passar para a fase de reidratação, recorrendo a fluidos isotônicos. Nesta fase, o clínico deve calcular o défice de hidratação da ave, tendo em conta a desidratação estimada (em percentagem) e o peso do animal, recorrendo à seguinte fórmula de cálculo: Desidratação estimada (%) x Peso (g) = défice do volume (ml) (Rupley, 1997; Lichtenberger, 2007; Lichtenberger & Lennox 2016).

No que diz respeito à fase de manutenção são fornecidos à ave fluidos e eletrólitos até que a ave se encontre a comer e a beber autonomamente. É importante sublinhar que no caso das aves as necessidades de volume na fase de manutenção são superiores às do cão e do gato, pois estes apresentam uma taxa metabólica mais elevada. Nas aves de companhia a necessidade de fluidos diários para a manutenção ronda os 50 mL/kg. Nesta fase privilegia-se o uso da via SC, visto já não ser premente uma absorção rápida dos fluidos (Rupley, 1997; Lichtenberger, 2007).

Suspeita-se que a maioria das aves doentes apresente uma desidratação de pelo menos 5%. Os sinais de desidratação acentuada nas aves incluem a diminuição do turgor cutâneo, os olhos fundos ou fechados, as mucosas orais secas e muco espesso na faringe. A elasticidade normal da pele das aves é relativamente reduzida, não sendo a verificação do turgor cutâneo tão simples como nos mamíferos (Lichtenberger, 2007). Pesar a ave diariamente é uma forma objetiva de monitorizar o seu estado de hidratação, pois as mudanças diárias no peso corporal refletem o equilíbrio de fluidos e a perda de peso permitirá avaliar a desidratação (Jenkins, 1997; Lichtenberger, 2007). A desidratação deve ser corrigida fornecendo fluidos de manutenção (50 ml/kg/dia) ao longo de 2 a 3 dias. Um cálculo simplificado consiste em fornecer 10% do peso corporal da ave diariamente por três dias e, em seguida, reduzir esse volume para 5%. O volume

calculado deve ser dividido em duas ou três doses, administradas num período de 24 horas. Em aves levemente desidratados com sistema GI funcional e capacidade de suportar o manejo necessário, os fluidos de reposição podem ser administrados PO. Aves gravemente desidratadas, ou aquelas que não conseguem tolerar fluidos orais ou contenção física, podem ser reidratados parentericamente, recorrendo às vias SC, EV ou IO (Pizzi, 2008; Doneley, 2010). Na desidratação severa podem observar-se olhos fundos, a mucosa oral parecer seca ou pegajosa e na orofaringe pode encontrar-se muco espesso (Hillyer, 1997; Lichtenberger, 2007). As aves têm a capacidade de absorver quantidades significativas de água no cólon e ceco, portanto, a desidratação pode levar a alterações na aparência das fezes. Para avaliar o volume intravascular medem-se parâmetros de perfusão como o turgor e o grau de enchimento da veia basílica (que normalmente se preenche em menos de 1 segundo), cor das membranas mucosas, TRC e FC (Lichtenberger, 2007).

Sendo por vezes difícil avaliar a desidratação de uma ave durante o exame físico, pode-se recorrer a testes laboratoriais para avaliar a hemoconcentração (ou aumento no hematócrito) e a elevação dos níveis de proteína total e concentração de nitrogénio ureico no sangue, que são também indicadores sensíveis de desidratação. A excreção do ácido úrico é amplamente independente do fluxo urinário e, portanto, não é afetada por alterações moderadas na filtração glomerular. Contudo, elevações no ácido úrico (até 20 mg/dL) podem ser observadas na desidratação grave. A gravidade específica da urina não é muito útil em aves, pois a sua capacidade para concentrar a urina é limitada, podendo variar de 1,005 a 1,020 g/mL (Pollock, 2012).

3.4.7. Suporte nutricional

A maioria das aves doentes não ingere comida suficiente para suprir as necessidades calóricas (Lichtenberger & Lennox, 2016), sendo uma grande preocupação fornecer energia através de um suporte dietético completo que permita a recuperação da ave internada, complementando o tratamento clínico. Numa unidade hospitalar/clínica o animal deve estar instalado com todo o conforto necessário para a sua recuperação, devendo-se disponibilizar *ad libitum* água e alimento que seja familiar à ave. Quando as aves precisam ser alimentadas por um longo período de tempo, é prudente calcular as necessidades de energia de manutenção ou repouso (Quesenberry *et al.*, 1994; Pollock, 2007; Girling, 2013; Hawkins *et al.*, 2018). Para fornecer suporte nutricional pode-se recorrer à via entérica ou a vias parentéricas (Quesenberry *et al.*, 1994; Jenkins, 2016).

Antes de iniciar a alimentação por via entérica a postura da ave deve ser avaliada, considerando o seu estado de hidratação e a capacidade da ave em permanecer em pé e suportar a cabeça. Ao longo do tempo deve-se ir monitorizando o peso corporal da ave e as características das suas fezes, para avaliar se a estratégia alimentar instituída está a ser bem-sucedida (Pizzi, 2008;

Jenkins, 2016). A alimentação por sonda (por via orogástrica) é efetuada com recurso a sondas de alimentação de aço inoxidável com pontas arredondadas adequadas ao tamanho da ave, ou a tubos de alimentação flexíveis de vários diâmetros, espécio oral e seringas com diferentes capacidades. A técnica exige experiência do pessoal clínico para evitar acidentes como a aspiração, queimaduras do papo, danos no bico, laceração da orofaringe, perfuração do esófago cervical, celulite cervical e até morte (Jenkins, 2016). É recomendável que a alimentação por sonda seja feita no final de outros procedimentos terapêuticos (medicação parentérica e fluidoterapia por via SC) para evitar o risco de regurgitação e aspiração que pode surgir durante a contenção (Quesenberry *et al.*, 1994; Jenkins, 2016). A alimentação por sonda costuma ser realizada duas a quatro vezes por dia, dependendo do tamanho e da idade da ave (Quesenberry *et al.*, 1994). As aves neonatas podem ingerir um volume de até 10% do seu peso corporal, principalmente devido à elasticidade e rápido esvaziamento do papo, enquanto que as aves adultas só conseguem acomodar uma quantidade de alimento equivalente 5% (5 ml/ 100g) do seu peso corporal, pois já não apresentam tanta elasticidade. Inicialmente, uma ave em estado debilitado deve ser alimentada com um volume reduzido em relação ao recomendado (1/2 a 1/3), para saber se a ave tolera bem o alimento e para evitar a sua regurgitação (Harrison *et al.*, 2006; Hawkins *et al.*, 2018). Se a ave aceitar bem a comida fornecida, o volume administrado vai então sendo gradualmente aumentado. Antes de alimentar uma ave por este método deve-se verificar se esta tem o papo vazio. O alimento a administrar na seringa deve ser adequado à espécie e preparado a cada toma. A temperatura da papa deve ser próxima da temperatura corporal da ave, entre os 38°C e os 40°C, para evitar o atraso no esvaziamento do papo. A ave deve estar bem contida, mas o procedimento deve decorrer no menor tempo possível. Devido ao trajeto do esófago e posição do papo, a sonda deve ser introduzida cuidadosamente da nossa direita para a nossa esquerda, procurando sentir a sua ponta no papo (Figura A6). Depois da intubação, para evitar a regurgitação, não se deve efetuar nenhum procedimento num espaço mínimo de uma hora ou até se verificar esvaziamento do papo. Se houver medicamentos para administrar por via PO, estes podem ser dados juntamente com a alimentação (Jenkins, 1997; Pollock, 2010). A nutrição parentérica total consiste na administração por via EV ou IO de todos os nutrientes essenciais (aminoácidos, hidratos de carbono, lípidos). As indicações para usar esta forma de nutrição incluem estase GI, traumatismo craniano grave (que impede a alimentação oral) e má absorção ou má digestão. Embora a alimentação parentérica esteja descrita, esta não é utilizada rotineiramente na clínica de aves quer devido ao seu custo, quer devido à dificuldade em colocar e manter os cateteres, pelo risco de infeção e por ser mais stressante para estes animais (Harrison *et al.*, 2006; Jenkins 2016).

Os valores fisiológicos da glicémia em aves estão compreendidos entre 150 a 350 mg/dl, sendo claramente mais elevados do que em relação aos mamíferos (Morillon, 2013). A hipoglicemia

(< 150mg/dl) pode estar presente em casos de anorexia, disfunção hepática ou septicemia. Isto é visto com mais frequência em passeriformes, mas raramente em psitacídeos e ocasionalmente em aves de rapina. Em aves hipoglicêmicas críticas, os valores podem estar 50% abaixo do seu valor mínimo normal (Matiello, 1995; Harrison *et al.*, 2006). Os casos graves devem ser tratados imediatamente, pois podem desencadear fraqueza, depressão e até convulsões. O tratamento deve incluir a administração EV de dextrose a 25% (1 - 2 ml/kg), desde que a ave não esteja desidratada. Soluções orais com mel podem ser usadas em aves que não são propensas a aspiração. Após a correção da hipoglicemia, a causa subjacente deve ser determinada e corrigida (Matiello, 1995; Harrison *et al.*, 2006).

3.4.8. Analgesia

Qualquer doença ou lesão que causa inflamação e dano do tecido pode causar dor (Jenkins, 2016). Contudo, nas aves o seu reconhecimento nem sempre é fácil, pois estas muitas vezes não exibem sinais clínicos compatíveis. Alguns dos sinais subtis de reconhecimento de dor são a inquietação ou relutância em se levantar, empoleirar-se ou mover-se, anorexia, vocalizações reduzidas, mudança no comportamento, recusar-se a fazer grooming ou fazê-lo de forma excessiva (Raftery, 2005; Doneley, 2010).

A analgesia deve por isso ser incluída no tratamento das aves sempre que necessário, e se possível de forma preventiva. A dor gera efeitos secundários metabólicos e comportamentais indesejáveis e proporcionar o seu alívio aos animais doentes cumpre também propósitos éticos. Quanto mais cedo a dor for tratada, menos medicamentos serão necessários para manter a analgesia. A analgesia preventiva com anestésicos locais, opióides e anti-inflamatórios não esteroides (AINEs) pode reduzir sinais de dor vindos da periferia e seus efeitos no processamento central da dor, melhorando a recuperação a curto e longo prazo (Donoley, 2010; Paul-Murphy & Hawkins, 2015). É importante também ter consciência que, por exemplo, ao imobilizar uma fratura numa ave se maximiza a recuperação óssea, mas também se reduz a irritação e inflamação por micromovimento, reduzindo assim os estímulos nocivos provenientes do local do trauma. Conclui-se assim que a administração de analgésicos para controlar a dor é muito importante, mas a imobilização em si também é capaz de a reduzir (Paul- Murphy, 2006). Os anestésicos locais produzem anestesia e analgesia local, bloqueando a transmissão de impulsos nervosos via inibição de canais de sódio dependentes da voltagem. O seu efeito direto sobre as fibras nervosas vai desaparecendo à medida que o anestésico local vai sendo absorvido pela vasculatura da região, até que o seu efeito cessa. As recomendações de dosagem de anestésico local para aves são mais baixas do que para mamíferos, porque as aves são mais sensíveis aos efeitos destes fármacos, mas também porque a sua absorção sistémica é mais rápida, aumentando o potencial de ocorrência de reações adversas (Paul-Murphy, 2006).

Nas aves, os opióides ligam-se aos seus recetores específicos centrais causando, para além da esperada analgesia, sedação e depressão respiratória. O butorfanol, recomendado para analgesia opióide em papagaios, é um exemplo dessa relação dose-dependente entre a analgesia e a sedação/depressão respiratória (Heard, 1997; Forbes, 1999; Paul-Murphy, 2006). Quanto aos AINEs, estão entre as classes de fármacos mais frequentemente prescritos na medicina de animais de companhia (Paul-Murphy, 2006), pois para além de aliviar a dor musculoesquelética, visceral, aguda (traumática ou cirúrgica) e crónica, ainda possuem um efeito anti-inflamatório que os opióides não têm. Estes fármacos inibidores das ciclooxygenases diminuem a produção de prostaglandinas importantes para a manutenção de muitas funções fisiológicas, não devendo os AINEs ser administrados se existir indicação de insuficiência renal, disfunção hepática ou hipovolémia grave ou se houver úlceras gástricas presentes (Forbes, 1999; Paul-Murphy, 2006). Os AINEs mais frequentemente utilizados na medicina de aves são o meloxicam (Jenkins, 2016), carprofeno, cetoprofeno e piroxicam (Paul-Murphy, 2006; Doneley, 2010). A terapêutica deve ser mantida com apenas um AINEs, mas na dor crónica deve-se rever frequentemente a resposta à terapêutica e mudar para uma formulação diferente se a resposta ao primeiro AINEs não for satisfatória.

3.4.8.1. Analgesia balanceada ou multimodal

Combinar analgésicos que atuam por diferentes mecanismos pode maximizar o seu efeito, pois a administração de dois ou mais analgésicos pode produzir um efeito sinérgico, permitindo que a dosagem de cada um deles seja reduzida, minimizando assim os efeitos adversos. Os opióides por exemplo, atuam centralmente controlando a transmissão nociceptiva no SNC, enquanto que os AINEs atuam periféricamente, diminuindo a inflamação e limitando a informação nociceptiva que será depois transmitida centralmente. Alguns ansiolíticos, como as benzodiazepinas, quando usados em conjunto com fármacos analgésicos podem potenciar os seus efeitos, ao reduzirem a ansiedade (Paul-Murphy, 2006; Doneley, 2010). Adicionalmente, opióides como o butorfanol vão ainda ser capazes de reduzir a concentração de anestésico inalatório necessário para se atingir um plano cirúrgico, se a condição clínica do animal vier a necessitar de uma resolução cirúrgica. A analgesia balanceada deve ser considerada em praticamente todos os animais exóticos, pois permite maximizar a eficácia analgésica e minimizar os potenciais efeitos tóxicos dos fármacos (Hawkins, 2006; Hawkins & Paul-Murphy, 2011).

3.5. Monitorização

A monitorização de aves em estado crítico é complicada em algumas espécies pelo pequeno tamanho, peculiaridades fisiológicas e informações limitadas disponíveis para cada espécie. Apesar destas limitações, os mesmos princípios e técnicas de monitorização usados em animais de companhia podem ser extrapolados para a prática clínica de animais exóticos. Os sistemas

mais frequentemente monitorizados são o sistema cardiovascular e o respiratório. Na monitorização do sistema cardiovascular deve-se avaliar durante o exame físico a cor das mucosas (na mucosa cloacal), o tempo de enchimento da veia ulnar (mais fácil de avaliar que o TRC), auscultação cardíaca, pulso, temperatura corporal e o estado mental. Nos exames complementares pode-se recorrer às radiografias, eletrocardiograma, ecocardiografia e sempre que possível deve-se fazer a monitorização indireta da PA (recorrendo ao doppler e esfigmomanómetro). Já para monitorizar o funcionamento do sistema respiratório mede-se a frequência respiratória e pode-se recorrer ao pulsoxímetro (para avaliar saturação de oxigénio no sangue) e ao capnógrafo, que avalia as concentrações de CO₂ expirado (Lichtenberger & Ko, 2007; Pizzi, 2008; Nunes, 2009).

3.6. Exames de Diagnóstico

Os exames de diagnóstico disponíveis rotineiramente incluem a hematologia e bioquímica sanguíneas (recorrendo a tubos heparinizados), serologia, teste de reação em cadeia da polimerase (PCR), coprologia, urianálise, esfregaços, endoscopia, celomocentese e os exames imagiológicos (radiografia, ecografia, tomografia computadorizada e ressonância magnética) (Bowles *et al.*, 2007).

Os valores de hematologia e bioquímica sanguínea são variáveis entre as diferentes espécies de aves, estando por isso recomendado consultar tabelas de referência (Tabelas C2 e C3). Numa situação de urgência, são frequentemente avaliados os seguintes parâmetros: hematócrito, gasimetria, ionograma (K, Na, Cl), cálcio, fósforo, glucose, ureia, creatinina, ácido úrico e proteínas totais (Molina *et al.*, 2002; Dorrestein & de Wit, 2005; Carpenter, 2018).

Antes de obter uma amostra de sangue deve-se ter o cuidado de verificar se o papo está vazio, para evitar regurgitações e possíveis aspirações (Judah & Nuttall, 2008). A colheita de sangue é realizada frequentemente por punção venosa da veia jugular direita (Figura A7), embora a veia metatarsiana medial e a veia basilica também possam ser alternativas em espécies de aves maiores. A quantidade de sangue recolhido não pode ser superior a 1% do volume total de sangue da ave, embora perante uma ave gravemente doente não seja recomendável recolher mais do que 0,5 ml/100 g de peso corporal (Bowles *et al.*, 2007).

3.7. Exemplos de urgências frequentes

3.7.1. Toxicidade

O chumbo e o zinco são os metais pesados que mais frequentemente causam intoxicações em aves de companhia (Jenkins, 1996; Molina *et al.*, 2002; Tully & Mitchell, 2012). Estas aves entram em contacto com o chumbo de tinta descascada, brinquedos, tampas (entre outros) (Molina *et al.*, 2002; Tully & Mitchell, 2012) e parecem ser atraídas pela natureza maleável do metal

(Jenkins, 1996). Já a exposição ao zinco surge normalmente pelo contacto com materiais galvanizados ainda novos (por exemplo gaiolas, comedouros, bebedouros, brinquedos) (Rupley, 1997; Molina *et al.*, 2002; Tully & Mitchell, 2012). Por ser frequente, se uma ave apresentar sinais neurológicos devem ser feitos exames para descartar intoxicação por metais pesados (Jenkins, 1996; Molina *et al.*, 2002; Tully & Mitchell, 2012).

O envenenamento por chumbo afeta negativamente todos os sistemas pelos quais o metal é distribuído. O sistema neurológico, hematopoiético, GI, renal e imunológico são os mais frequentemente envolvidos. Os sinais clínicos podem variar com a espécie, dose e duração da exposição e ao serem inespecíficos fazem com que o envenenamento por chumbo seja adicionado a muitas listas de diagnósticos diferenciais. Os sinais neurológicos incluem uma atitude pouco responsiva, asas caídas, incoordenação, fasciculações, espasmos ou contrações musculares e convulsões (Jenkins, 1996; Jenkins, 1997). Nas fases iniciais do envenenamento por chumbo a ave pode apresentar paresia dos membros pélvicos (Harcourt-Brown, 1996). Em muitas espécies de papagaios a intoxicação por chumbo causa, como resultado da destruição dos eritrócitos, hemoglobinúria, apresentando a urina um aspecto característico, descrito como de "leite com chocolate" (Jenkins, 1997).

Os órgãos-alvo do zinco são os rins, o fígado e o pâncreas. Os psitacídeos intoxicados por zinco apresentam frequentemente fraqueza generalizada (Jenkins, 1997), depressão, convulsões, polidipsia, poliúria, cianose (Rupley, 1997) embora Tully & Mitchell (2012) refiram que a gastroenterite será um dos principais sinais.

Em ambos os casos, o exame radiográfico pode revelar a existência de um desses metais no ventrículo ou noutra parte do trato GI, mas se não surgir essa evidência não se poderá excluir a possibilidade de se tratar de uma intoxicação por metais pesados (Harcourt-Brown, 1996; Jenkins, 1997; Tully & Mitchell, 2012). A terapia deve ser iniciada sempre que houver suspeita de intoxicação por metais pesados, consistindo numa terapia de suporte à qual se podem adicionar quelantes destes metais. A terapia de suporte inclui fluidos SC, IV ou IO, suporte térmico e medicação anticonvulsiva, se necessário (Jenkins, 1997; Tully & Mitchell, 2012).

Outra fonte de intoxicação grave advém do Teflon® que recobre certos aparelhos antiaderentes e que liberta uma toxina gasosa incolor e inodora (politetrafluoroetileno), que pode causar a morte das aves (Molina *et al.*, 2002; Axelson, 2017). Além de utensílios de cozinha anti-aderentes e fornos autolimpantes, outros itens são fontes potenciais de politetrafluoroetileno, como alguns secadores de cabelo, ferros, entre outros. Não há sintomas ou sinais específicos muito evidentes do envenenamento por Teflon®, embora possa observar-se dificuldade em respirar (de leve a grave), bem como fraqueza, penas "erichadas", incapacidade de se manter no poleiro, apatia e coma (Rupley, 1997; Axelson, 2017).

3.7.2. Síndrome de hipocalcemia

Os papagaios cinzentos às vezes são afetados pela síndrome de hipocalcemia, mais comum em aves jovens, com 2 a 5 anos de idade. A hipocalcemia ocorre quando os níveis de cálcio no sangue se encontram abaixo de 6,0 mg/dL (níveis normais geralmente 8,0 a 13,0 mg/dl), podendo os sinais variar desde a incoordenação até um estado epiletiforme estimulado pela excitação, potencialmente fatal (Rosskopf, 1996; Jenkins, 1997). Os papagaios cinzentos são únicos na sua incapacidade em mobilizar cálcio esquelético em resposta ao baixo nível de cálcio sanguíneo, e apesar da melhoria das dietas dadas às aves em cativeiro terem minimizado o problema, não o eliminaram (Rosskopf, 1996).

A hipocalcemia deve por isso estar na listagem de diagnósticos diferenciais de qualquer papagaio cinzento que apresente sinais neurológicos. Aves com quadro epiletiforme devem ser tratadas presumivelmente com gluconato de cálcio por via EV, bem como diazepam (Jenkins, 1997).

3.7.3. Retenção do ovo

A retenção do ovo é uma verdadeira emergência nas aves, pois se não for tratada pode levar à morte do animal. Existem muitas causas para a retenção do ovo, incluindo deficiência de cálcio, clima frio e doenças uterinas. Se a ave estiver em bom estado geral, geralmente é possível retirar o ovo com cuidado. Se o ovo não for fácil de retirar a ave deve ser colocada numa incubadora e aquecida a uma temperatura de 29 a 32°C. Se não houver resposta pode-se administrar gluconato de cálcio a 10% por via SC, mas se a ave estiver muito stressada ou enfraquecida, deve ser implementado o tratamento de suporte adequado e considerar implodir o ovo. Esta técnica deve ser implementada rapidamente para remover a pressão que possa estar a condicionar o suprimento de sangue à zona pélvica, abdominal e respetivos órgãos, permitir ainda a passagem de resíduos pela cloaca (Jenkins, 1996).

3.7.4. Trauma

As emergências por lesões traumáticas são relativamente comuns e podem ter várias causas como feridas, mordeduras, fraturas, agressões, queimaduras, choques elétricos, congelamento ou outros (Matiello, 1995). Como as aves têm pouco tecido SC, destas lesões resultam facilmente feridas abertas, que poderão facilmente ficar contaminadas (Rupley, 1997). No caso das mordeduras infligidas por outros animais, mesmo as de menor dimensão podem resultar em septicémia e morte em cerca de 24 horas, exigindo por isso a implementação rápida de antibioterapia adequada. Da mesma forma é importante implementar rapidamente uma terapêutica analgésica, pois a resposta das aves aos traumas dolorosos é prejudicial aos esforços metabólicos de reparação de tecidos (Rich, 1997). É ainda essencial estabilizar a ave

antes de resolução definitiva do problema, providenciando o tratamento de suporte adequado (fluidos EV ou IO, antibióticos e calor) (Rupley, 1997). Se existir uma lesão extensa a fluidoterapia deve ser sempre considerada pois, para além dos efeitos sobre o choque, ajuda a aumentar a diurese de toxinas libertadas pelos tecidos lesados. Deve, contudo, ser ponderado o seu uso no caso de queimaduras provocadas por choque eléctrico (pelo risco aumentado de edema pulmonar) (Rich, 1997) e se existir trauma craniano, até que seja possível distinguir se se está perante uma situação de edema cerebral (deficits neurológicos generalizados) ou hemorragia (deficits neurológicos localizados), para escolher entre implementar a fluidoterapia ou a diurese (Jenkins, 1996).

3.7.5. Prolapso cloacal

Por ser uma estrutura anatómica comum aos sistemas digestivo, reprodutor e excretor, qualquer intervenção na cloaca requer conhecimento da localização anatómica de todas as estruturas associadas, para evitar danos em qualquer uma delas (Rosskopf, 1996; Biswas & Seifuddin, 2014). Normalmente, a urina e as fezes são eliminadas pela cloaca ao mesmo tempo, ocorrendo reabsorção de parte da água enquanto lá permanecem (função semelhante à do cólon em mamíferos). Uma ave extremamente excitada poderá eliminar os seus excrementos antes que a reabsorção de água se complete, resultando em poliúria de excitação (Rosskopf, 1996; Zaheer *et al.*, 2020). Quando atingem a maturidade sexual, a cloaca dos psitacídeos pode-se apresentar parcialmente dilatada, quando estimulada pelos parceiros (Rosskopf, 1996; Zaheer, 2020).

O prolapso cloacal em aves é causado por muitas variáveis, dependendo do sexo da ave. Pode ser secundário à impactação cloacal, neoplasia ou massas intraabdominais, corpos estranhos, postura, irritação do reto (Molina *et al.*, 2002), obstipação e toxémia (Biswas & Seifuddin, 2014). Em galinhas, é comumente associado ao esforço na postura dos ovos, mas alguns casos permanecem sem causa conhecida (Judah & Nuttall, 2008). Um prolapso é uma emergência médica e deve ser visto por um veterinário imediatamente, para prevenir lesões e necrose do tecido (Judah & Nuttall, 2008) que, se não for tratado, pode levar à morte da ave (Rosskopf, 1996; Biswas & Seifuddin, 2014; Zaheer *et al.*, 2020).

O tecido prolapsado pode ser limitado à mucosa ou pode incluir toda a parede cloacal. Prolapsos envolvendo toda a parede cloacal são provavelmente causados por um aumento repentino na pressão intra-abdominal, que quebra as ligações da cloaca à parede do corpo (Goodman, 1996). A ave pode apresentar tenesmo, hematoquezia, prurido cloacal e/ou interrupção da postura (Molina *et al.*, 2002; Zaheer *et al.*, 2020). O tratamento recomendado implica a reposição cirúrgica do tecido prolapsado, recorrendo a várias técnicas: a redução manual, suturas de retenção, ablação cloacal, cloacotomia ou cloacopexia (Rosskopf, 1996; Molina *et al.*, 2002). Os prolapsos cloacais são comumente vistos em catatuas e papagaios cinzentos (Zaheer *et al.*, 2020), resultando normalmente do esforço da postura de ovos, apesar de geralmente serem

idiopáticos. Muitos prolapso resultam da cloaca funcionar como uma “válvula de escape” do aumento da pressão abdominal. As ligações cloacais em muitos dos casos parecem quebrar completamente, resultando na eversão do órgão.

Prolapsos menores podem responder a técnicas simples de recolocação. O objectivo prioritário é a recolocação desta estrutura anatómica no sítio, sendo o reparo permanente concluído posteriormente. Um prolapso grave requer uma operação de cloacopexia após estabilizar a ave. Se a cloaca estiver exteriorizada por um período prolongado, a ave pode ficar azotémica e em estado crítico. A incapacidade de urinar ou defecar leva a complicações graves. A cloacopexia não requer redução luminal e funciona bem para salvar a ave (Roskopf, 1996).

4. CASO CLÍNICO

4.1. Anamnese e exame físico

Um papagaio cinzento de nome Kiko, com 10 anos de idade sem sexo determinado, deu entrada na clínica.

Na recolha da informação clínica, o tutor, com quem o Kiko tinha uma especial relação afetiva, refere que no dia anterior de manhã o animal aparentava estar bem, mas que ao final do dia a ave se encontrava no fundo da gaiola (Figura E1), com diminuição do apetite e com presença de sangue nas penas envolventes. Este papagaio alimentava-se de misturas de sementes, mas a sua dieta também incluía legumes e fruta como: tomate, brócolo, couve, cenoura e maçã. O Kiko foi adquirido num criador de animais, vivendo numa gaiola adequada e com brinquedos à disposição. A gaiola estava no interior da casa, com temperatura controlada.

Durante o exame físico o Kiko apresentava-se responsivo e alerta, tendo-se detetado picacismo que, segundo o tutor, já acontecia há alguns meses ou até anos, manifestando-se principalmente na base do pescoço e nas asas. Verificou-se que a sua condição corporal estava ligeiramente diminuída, pesando apenas 384g (sendo o esperado para aves desta espécie 400 a 500g) e com mau estado geral da plumagem, principalmente nas áreas onde se descrevia o picacismo e na zona pericloacal. As mucosas apresentavam-se rosadas e estava ligeiramente desidratado. A exploração do abdómen permitiu detetar material prolapso, que se veio a verificar ser tecido cloacal exteriorizado, sangrante e ulcerado, com lesões compatíveis com automutilação. Apresentava movimentos respiratórios e auscultação cardiorespiratória sem alterações.

4.2. Diagnósticos diferenciais

Prolapso da cloaca, prolapso do reto, prolapso do oviduto.

4.3. Diagnóstico definitivo

Pelas características do material prolapsado, foi possível estabelecer o diagnóstico de prolapso da cloaca (Figura E2).

4.4. Tratamento

Pelas condições que apresentava e para se proceder ao tratamento médico e cirúrgico o Kiko teve que ficar internado. No primeiro dia de internamento a ave foi colocada num local quente com comida e bebida *ad libitum*. Foi administrada fluidoterapia SC (solução hidroeletrólítica glucosada aquecida à temperatura corporal, 10 ml/kg, TID) e papa para aves administrada por sonda PO, também aquecida (40°C). Iniciou-se a terapia com tramadol (10 mg/kg, IM, BID), meloxicam (0,15 mg/kg, IM, SID) e enrofloxacina (20 mg/kg, IM, SID). Procedeu-se também à colocação de gel de exame ecográfico no tecido prolapsado, após lavagem e desinfecção com uma mistura de solução iodada, água oxigenada e água. Depois aplicaram-se pensos com creme com betametasona (1mg/g) e gentamicina (1mg/g) para reduzir o edema e a inflamação. Quando o tecido deixou de estar tão inflamado foi aplicada anestesia tópica (lidocaína em spray) e, com uma ligeira manipulação posterior, o prolapso foi reduzido (Figura E3).

O prolapso recidivou passadas umas horas e, por isso, o Kiko foi submetido a uma anestesia geral recorrendo ao isoflurano (durante a indução e manutenção anestésica) para se voltar a colocar no devido local o material prolapsado. De seguida, suturou-se a saída da cloaca com dois pontos extremos, reduzindo a abertura e permitindo a passagem de excreções. Utilizou-se fio de sutura monofilamentar (Monosyn®) absorvível.

Nessa noite o Kiko já ingeriu algumas sementes de girassol e conseguiu defecar e urinar, aparecendo nos dejetos pequenas quantidades de sangue (Figura E4).

No 2º dia de internamento o peso aumentou para 417g e o animal mantinha-se estável, com melhoras visíveis no seu estado geral. A zona da cloaca mantinha-se sem prolapsos, e a terapêutica descrita anteriormente foi mantida inalterada.

No 3º dia de internamento, apesar do estado geral se manter razoável e do Kiko ter aumentado de peso (426g) a cloaca voltou a prolapsar. Foi então necessário repetir o procedimento de redução descrito anteriormente, mas desta vez optou-se pela transfixação da cloaca à parede muscular abdominal, utilizando-se fio de sutura monofilamentar (Monosyn®) absorvível. O Kiko recuperou bem do procedimento e conseguia defecar sem sinais de voltar a prolapsar. Continuou com a medicação do dia anterior.

Ao 4º dia de internamento o Kiko teve alta médica. Já conseguia defecar sem a presença de sangue ou tenesmo, não tendo voltado a prolapsar a cloaca. Como medicação para casa foi recomendado ao tutor administrar enrofloxacina (20 mg/kg, PO, SID) durante 10 dias. Os pontos, por serem absorvíveis, não necessitariam de ser removidos. Foram dadas algumas

recomendações para reduzir a ligação emocional excessiva com uma pessoa em particular do agregado familiar, bem como evitar comportamentos que induzam excitação em demasia por parte do Kiko, o que poderia levar a uma recidiva do prolapso da cloaca.

Alguns dias depois o tutor foi contactado para saber da evolução do Kiko; a cloaca não tinha voltado a prolapsar e as fezes apresentavam um aspeto normal. O maneio comportamental parecia estar a ser levado em consideração.

4.5. Discussão

As causas do prolapso da cloaca podem ser variadas, incluindo massas intraabdominais (impactação fecal, ovos ou neofomações como os papilomas), desordens neurológicas, tenesmo (causado por enterites, cloacites, retenção do ovo, má nutrição, gastroenterite por metais pesados, ascite) (Matiello, 1995; Harrison *et al.*, 2006; Zaheer *et al.*, 2020) ou exacerbação do comportamento sexual (Rupley, 1997). Psitacídeos em condição de procriação frequentemente dilatam parcialmente a cloaca quando estimulados pelos seus parceiros ou companheiro humano (parceiro substituto) (Rosskopf, 1996).

Para estabelecer um diagnóstico correto deve executar-se um exame físico completo (exame minucioso da cloaca) e efetuar alguns exames complementares, como exames coprológicos, coloração de Gram e culturas bacteriológicas a partir de zaragatoas cloacais, radiografias (simples e com contraste) e biópsias (Matiello, 1995). Contudo, por limitações orçamentais não foi possível realizar nenhum destes exames.

Contudo, durante a anamnese tinha ficado claro que o Kiko tinha uma forte ligação afetiva com o tutor, levantando suspeitas de que o motivo do prolapso se devesse a causas comportamentais. Esta hipótese parecia ser apoiada por outros sinais que o Kiko apresentava, como o picacismo, frequentemente causado por alterações comportamentais. De entre estas destaca-se a tentativa de algumas aves chamarem a atenção por interesse sexual, situação que pode levar ao picacismo por frustração (Harris, 1997; Molina *et al.*, 2002), apesar de nesta circunstância a regurgitação ser o comportamento mais frequentemente descrito (Harris, 1997).

No caso do Kiko, o tutor detetou sinais de doença cerca de 24 horas antes de se deslocar ao CVEP, mas não eram os sinais clínicos mais frequentes como tenesmo, hematoquezia, prurido cloacal e interrupção da postura (Matiello, 1995). Durante o exame clínico foi possível observar que a zona pericloacal estava alterada e que havia exteriorização da mucosa cloacal. Uma parte do exame físico foi efetuada sem anestesia, para avaliar a tonicidade muscular da cloaca (Altman, 1997). A mucosa cloacal estava inflamada, sangrante e ulcerada (sugerindo automutilação) causando desconforto e tenesmo, que exacerba a condição. Nestas circunstâncias só uma intervenção rápida é que pode evitar a necrose dos tecidos ectópicos (Morailon, 2013; Harrison *et al.*, 2006). Como consequência do prolapso podem também ocorrer infeções ascendentes dos ureteres e rins (Altman, 1997; Zaheer *et al.*, 2020) que vão debilitar ainda mais

a ave. Neste caso não foi possível obter mais informação sobre a condição do Kiko, que se apresentou à consulta com apenas 384g de peso, claramente abaixo do esperado para aves desta espécie, que é de 400 a 500g (Girling, 2013).

Quanto ao prolapso, este pode iniciar-se de forma aguda, mas sem tratamento passa rapidamente para uma forma crónica, logo quanto mais rápido se resolver melhor será o prognóstico (Zaheer *et al.*, 2020), que é o que se espera que aconteça no caso do Kiko.

Para ajudar a diferenciar um prolapso de cloaca verdadeiro de um papiloma, aplica-se na mucosa vinagre de sidra ou uma solução de ácido acético a 5%; se for um papiloma fica com uma coloração esbranquiçada, enquanto que a mucosa cloacal saudável permanece rosada (Matiello, 1995; Rupley, 1997). Neste caso, pelas características do tecido a identificação do prolapso cloacal foi imediata, mas pode ser necessário diferenciar de prolapso do oviduto ou de reto, assim como da hipertrofia da mucosa cloacal em período reprodutivo (Harrison *et al.*, 2006; Moraillon, 2013).

No tratamento do prolapso cloacal é muito importante manter os tecidos humedecidos e limpos utilizando soro fisiológico aquecido (Matiello, 1995) e aplicando gel lubrificante estéril (Rupley, 1997). A manipulação deve ser cuidadosa para evitar traumas adicionais do tecido prolapsado, podendo recorrer-se a anti-inflamatórios locais (Matiello, 1995), como foi feito no CVEP. Tradicionalmente aplicava-se açúcar muito fino diretamente na mucosa da cloaca para reduzir o edema (Andrè, 1990), mas segundo Harrison *et al.* (2006), quando há inflamação severa dos tecidos pode ser aplicada por via tópica uma solução de dexametasona-dimetilsulfoxido (4 mg:10 ml). No caso do Kiko optou-se pela aplicação de um outro anti-inflamatório glucocorticoide em creme (betametasona). De acordo com Rupley (1997), se houver envolvimento do oviduto e não houver presença de ovo, pode-se também aplicar ocitocina ou prostaglandinas para reduzir inflamação e controlar eventuais hemorragias, mas não era esse o caso.

Após a limpeza da mucosa e eliminação dos tecidos necróticos, a parte prolapsada foi lubrificada e empurrada de volta para o seu local natural com a ajuda de um cotonete (Figura E5) (Matiello, 1995; Moraillon, 2013). Segundo Altman (1997), nos prolapsos cloacais há quebra dos ligamentos e existe um défice neuromuscular, com perda de tonicidade da parede cloacal e do esfíncter, que propicia recidivas. Foi o que aconteceu no caso descrito, pois algumas horas após ter sido feita a primeira resolução do prolapso ocorreu uma recidiva no internamento. Foi então efetuada uma sutura de retenção com dois pontos em U separados e transversais. No procedimento da sutura de retenção é crítico deixar um espaço que permita a passagem de material fecal entre os dois pontos. Pode colocar-se um objeto de dimensão apropriada para prevenir esta situação enquanto se sutura (Altman, 1997). Outras técnicas possíveis para evitar que uma cloaca flácida volte a prolapsar seriam: efetuar uma sutura em bolsa de tabaco (Moraillon, 2013) ou proceder à remoção cirúrgica de metade a $\frac{3}{4}$ da margem do esfíncter

cloacal, suturando o remanescente e assim reduzindo permanentemente o diâmetro da abertura da cloaca (Altman, 1997). É necessário ter em atenção que a abertura retal do coprodeu está localizada à esquerda nos psitacídeos (ao contrário do que sucede nos pombos, galinhas e aves de rapina, que é do lado direito), condicionando a forma como a cirurgia é feita (Zaheer *et al.*, 2020). Desta última técnica podem surgir algumas complicações como a obstrução à passagem de fezes e a constrição por posterior retração cicatricial (Altman, 1997).

Uma outra estratégia para a resolução dos prolapsos cloacais é a cloacopexia, uma técnica que não requer redução luminal (Roskopf, 1996), permitindo estabilizar a cloaca através da sua fixação a estruturas intra-abdominais. No caso do Kiko foi efetuada sem abrir o celoma (“técnica fechada”); introduziu-se uma zaragatoa na cloaca e fez-se pressão ventral para permitir identificar a sua localização e efetuar duas suturas de fixação no local correto. A parede cloacal ventral foi então suturada à parede abdominal, para evitar novo prolapso (Altman, 1997; Moraillon, 2013). Alternativamente poderia ter sido utilizada a “técnica aberta”, em que é necessário fazer uma incisão abdominal ventral, expondo a cloaca que é então recolocada com uma sonda arredondada introduzida pelo orifício cloacal e empurrada cranial e ventralmente (Altman, 1997; Harrison *et al.*, 2006). É depois removida a gordura da parede cloacal e a parede cranial lateral da cloaca é suturada às 10h e às 2h, sendo as suturas passadas à volta da última costela de cada lado, com a tensão necessária para manter a cloaca no seu lugar (Altman, 1997; Moraillon, 2013).

Alguns dias após a cirurgia (5 a 7 dias) deve-se reavaliar a mucosa cloacal e proceder à remoção de eventuais zonas em necrose (Rupley, 1997). É também o momento de rever com o tutor eventuais causas predisponentes e tentar corrigi-las (Matiello, 1995). Segundo Biswas e Seifuddin (2014) galinhas com excesso de peso, mais velhas, muito jovens ou com ovos muito grandes estão predispostas à doença.

Zaheer *et al.* (2020) defendeu o uso de implantes hormonais com deslorelina, um análogo da GnRh (hormona libertadora de gonadotrofinas) no tratamento desta patologia. Neste estudo efetuado em catatuas e papagaios africanos a supressão hormonal com implantes de deslorelina é recomendada para machos sexualmente hiperativos, mas também foi usado por este autor em algumas fêmeas reprodutivamente ativas, suprimindo a formação de ovos (Zaheer *et al.*, 2020) e consequentemente o risco de prolapso cloacal.

O prognóstico depende da identificação adequada do tecido prolapsado e do início rápido da terapia (Harrison *et al.*, 2006). Neste caso clínico a evolução foi favorável, pois apesar da resolução inicial não ter sido bem-sucedida, após cloacopexia não se observou outra recidiva. No entanto, o tutor foi aconselhado a marcar consultas de controlo periódicas para prevenir outra situação clínica semelhante.

5. CONCLUSÃO

Os estágios curriculares realizados no Centro Veterinário de Exóticos do Porto e no Hospital Veterinário de Santa Marinha permitiram a aquisição de novos conhecimentos e o contacto com duas realidades distintas, a da clínica de animais exóticos e a de animais de companhia ditos convencionais. No dia-a-dia houve a oportunidade de acompanhar a equipa de profissionais no contexto de consultas de rotina, consultas de urgência, cirurgias, tratamentos, exames complementares de diagnóstico, administração de terapêutica e acompanhamento no internamento.

Os dois estágios foram momentos de grande relevância para a minha formação profissional, uma vez que tive a oportunidade de aprender com profissionais muito qualificados e equipas com elevado grau de conhecimento, sempre dispostas a ensinar e ajudar quando necessário.

A eleição do presente tema prendeu-se com um gosto pessoal por aves, mas também com a necessidade que senti de alargar os meus conhecimentos nesta área específica, uma vez que cada vez mais animais exóticos são mantidos como animais de companhia, havendo, portanto, uma necessidade crescente de assistência veterinária dedicada. As aves representam dos grupos mais complexos e exigem particular capacidade técnica da equipa que as assiste, principalmente em situação de urgência / cuidados intensivos.

Como as aves são mestres em esconder os sinais clínicos, é muito importante educar os tutores para reconhecerem comportamentos anormais no seu animal e também informá-los que, muitas vezes, mesmo que não o aparente a ave pode estar gravemente doente e a necessitar de cuidados urgentes.

Assim, nesta revisão procurou-se abordar os assuntos mais relevantes em urgências e cuidados intensivos em aves exóticas, considerando toda a complexidade inerente a estas espécies.

Como são aves de bando, os psitacideos necessitam de companhia, pelo que o controlo de algumas patologias envolve a interação com os membros da família. No caso clínico apresentado neste relatório final suspeita-se que o prolapso de cloaca possa ter sido despoletado por contrações motivadas pela hiperexcitação. Neste caso considerou-se recomendável, de futuro, evitar ligações afetivas excessivas da ave com seu tutor, reduzindo o risco de esta o considerar um presumível parceiro sexual.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abou-Madi, N (2001). Avian anesthesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 4: 147–167.
- Altman RB (1997). Soft tissue surgical procedures. In RB Altman, SL Clubb, GM Dorrestein e K Quesenberry (Eds.), *Avian medicine and surgery* (pp. 704-732). W.B. Pennsylvania: SAUNDERS COMPANY.
- Andrè, JP (1990). *Les maladies des oiseaux de cages et de volières*. Maisons-Alfort: Point Vétérinaire.
- Axelson, R (2017). Teflon (polytetrafluoroethylene) poisoning in birds. VAC. Consultado em: <https://vcahospitals.com/know-your-pet/teflon-polytetrafluoroethylene-poisoning-in-birds>, 20 de novembro de 2020.
- Biswas, D, Seifuddin, AKM (2014). Cloaca-vent prolapsed in a lutino fischer's love bird (*Agapornis fischeri*). *Veterinary Science Development*
- Bowles, H, Lichtenberer, M, Lennox, A (2007). Emergency and critical care of pet birds. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 10: 345-394.
- Carrasco, DC (2017). Emergencias y cuidados intensivos en mamíferos exóticos, aves y reptiles. XXVI Jornadas Veterinarias. Buenos Aires.
- Costello, MF (2004). Principles of cardiopulmonary cerebral resuscitation in special species. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 13: 132-141.
- De Matos, R, Morrisey, JK (2005). Emergency and critical care of small psittacines and passerines. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 14, 90–105.
- Degernes, L (2013). Emergency and critical care of avian patients. *World Small Animal Veterinary Association World Congress Proceedings, USA*.
- Doneley, B (2010). *Avian medicine and surgery in practice – companion and aviary birds*. NY; MASON PUBLISHING.
- Doneley, B, Harrison, GC, Lightfoot, TL (2006). Maximizing information from the physical examination. In GC Harrison and TL Lightfoot (Eds.), *Clinical avian medicine* (pp. 153-211). Palm Beach: Spix Publishing, Inc.
- Dorrestein, G.M, de Wit, M (2005). Clinical pathology and necropsy. In N Harcourt-Brown e J Chitty (Eds.), *BSAVA manual of psittacine birds* (pp. 60-86), 2ª edição. Gloucester: BSAVA.
- Edling, TM (2005). Anaesthesia and analgesia. In N Harcourt-Brown e J Chitty (Eds.), *BSAVA manual of psittacine birds* (pp. 87-96), 2ª edição. Gloucester: BSAVA.
- Edling, TM (2006). Updates in anesthesia and monitoring. In GC Harrison e TL Lightfoot (Eds.), *Clinical avian medicine* (pp. 747-760). Palm Beach: Spix Publishing, Inc.
- Evans, JE, Smith, EL, Bennett, ATD, Cuthill, IC, Buchanan, KL (2012). Short-term physiological

- and behavioural effects of high- versus low-frequency fluorescent light on captive birds. *Animal Behaviour*, 83: 25-33.
- Girling, SJ (2013). Avian emergency and critical care medicine. *Veterinary Nursing of Exotic Pets*, 234–243.
- Goodman GJ (1996) Idiopathic disorders. In WJ Roskopf e R Woerpel (Eds.). *Diseases of cage and aviary birds* (pp. 501-505), 3ª edição. Maryland: Williams & Williams.
- Graham, JE (2004). Approach to the dyspneic avian patient. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 13: 154–159.
- Green K, (2020). A guide to placing an intraosseous catheter in the avian distal ulna. *Companion Animal* 25(1), 44-48.
- Forbes, NA (1999). Birds. In C Seymour e R Gleed (Eds.). *BSAVA Manual small animal anaesthesia and analgesia* (pp. 283-294). Cheltenham: BSAVA.
- Harcourt-Brown, N (2005). Anatomy and physiology. In N Harcourt-Brown e J Chitty (Eds.), *BSAVA manual of psittacine birds* (pp. 7-21), 2ª edição. Gloucester: BSAVA.
- Harcourt-Brown, NH (1996). Foot and leg problems. In PH Beynon, NA Forbes e NH Harcourt-Brown (Eds.), *BSAVA manual of raptors, pigeons and waterfowl* (pp. 147-168). Gloucestershire: BSAVA.
- Harris, JM (1997). Companion avian bond. In WJ Roskopf e R Woerpel (Eds.). *Diseases of cage and aviary birds* (pp. 71-74), 3ª edição. Maryland: Williams & Williams.
- Harrison, GC, Lightfoot, TL, Flinchum, GB (2006). Emergency and critical care. In GC Harrison e TL Lightfoot (Eds.), *Clinical avian medicine* (pp. 213-231). Palm Beach: Spix Publishing, Inc.
- Hawkings, MG, Guzman, DSM, Beaufrère, H, Lennox, AM, Carpenter, J (2018). Birds. In JW Carpenter (Ed.), *Exotic animal formulary* (pp. 460-555), 5ª Edição. Missouri: ELSEVIER SAUNDERS.
- Hawkins, MG (2006). The use of analgesics in birds, reptiles and small exotic mammals. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 15: 177–192.
- Hawkins, MG, Paul-Murphy, J (2011). Avian analgesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 14: 61–80.
- Heard, DJ (1997). Anesthesia and analgesia. In RB Altman, SL Clubb, GM Dorrestein e K Quesenberry (Eds.), *Avian medicine and surgery* (pp. 807-827). Pennsylvania: W.B. SAUNDERS COMPANY.
- Hildreth, CD (2016). Preparing the small animal hospital for avian and exotic animal emergencies. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 19: 325–345.
- Hillyer, EV (1997). Physical Examination. In RB Altman, SL Clubb, GM Dorrestein e K Quesenberry (Eds.), *Avian medicine and surgery* (pp. 125-141). Pennsylvania: W.B.

SAUNDERS COMPANY.

- Jenkins J (1996). Emergency medicine. In WJ Roskopf e R Woerpel (Eds.). Diseases of cage and aviary birds (pp. 359-367), 3ª edição. Maryland: Williams & Williams.
- Jenkins, JR (1997). Avian critical care and emergency medicine. In RB Altman, SL Clubb, GM Dorrestein e K Quesenberry (Eds.), Avian medicine and surgery (pp. 837-863). Pennsylvania: W.B. SAUNDERS COMPANY.
- Jenkins, JR (1997). Hospital Techniques and Supportive Care. In RB Altman, SL Clubb, GM Dorrestein e K Quesenberry (Eds.), Avian medicine and surgery (pp. 232-252). Pennsylvania: W.B. SAUNDERS COMPANY.
- Jenkins, JR (2016). Critical care of pet birds. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 19: 501–51.
- Lichtenberger, M (2007). Shock and cardiopulmonary-cerebral resuscitation in small mammals and birds. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 10: 275–291.
- Martinho, F (2012). Blood transfusion in birds. Revista Lusófona de Ciência e Medicina Veterinária, 5, 1-30.
- Mattiello, R (1995). Emergencias en aves de compañía. Facultad de Ciencias Veterinarias-UBA, Argentina.
- Meredith, A, Redrobe, S (2002). Cage and aviary birds. BSAVA manual of exotic pets, 4ª Edição, BSAVA.
- Molina, R, Grífol, JS, Marínes-Silvestre, A, Padrós, F (2002). Memorix medicina de animales exóticos. Barcelona: GRASS EDICIONS.
- Morailon, R, Legeay, Y, Boussairie, D, Sénécat, O (2013). Aves. Manual Elsevier De Veterinária: Diagnóstico e tratamento de cães, gatos e animais exóticos, 7ª Edição.
- Newton, M (2017). Birds and exotics: what to do in an emergency- How to keep them alive. Consultado em: <https://silo.tips/download/birds-and-exotics-what-to-do-in-an-emergency-how-to-keep-them-alive>, 27 de outubro de 2020.
- Nunes, P (2009). Emergência e cuidados intensivos em aves. Revista científica VII Congresso de Medicina Veterinária: Emergência e Cuidados Intensivos, 121-128.
- O'Malley, B (2007). Anatomía y fisiología clínica de animales exóticos. Edición en español Servet, Diseño Y Comunicación, S.L.
- O'Malley, B (2008). Clinical anatomy and physiology of avian species - from bird brains to pigeon toes. World Small Animal Veterinary Association world congresso proceedings. Consultado em: <https://www.vin.com/>, 16 de outubro de 2020.
- O'Malley, B (2011). Avian emergencies. World Small Animal Veterinary Association World Congress Proceedings, Dublin.
- Paul-Murphy, J (2006). Pain management. In GC Harrison e TL Lighthfoot (Ed.), Clinical avian

- medicine (pp. 233-239). Palm Beach: Spix Publishing, Inc.
- Pollock, C (2010). Avian practice. LafeberVet. Consultado em https://lafeber.com/vet/how-to-guide-intravenous-catheter-placement-in-the-bird/#Equipment_needed, 3 de outubro de 2020.
- Quesenberry, K, Hillyer, E (1994). Supportive care and emergency therapy. In BW Ritchie, GJ Harrison, LR Harrison (Eds.) Avian medicine: principles and applications (pp. 382-415), 1ª Edição, Wingers Publishing Inc.
- Raftery, A (2005). The initial presentation: triage and critical care. In N Harcourt-Brown e Chitty J (Eds.), BSAVA manual of psittacine birds (pp. 35-49), 2ª edição. Gloucester: BSAVA.
- Redig, PT (1996). Avian emergencies. In PH Beynon, NA Forbes, NH Harcourt-Brown (Eds.). BSAVA manual of raptors, pigeons and waterfowl (pp. 30-41), Cheltenham: BSAVA.
- Rich GA, (1996). Traumatic Disorders. In WJ Roskopf e R Woerpel (Eds.). Diseases of cage and aviary birds (pp. 523-534), 3ª edição. Maryland: Williams & Williams.
- Ritchie, BW, Otto, CM, Latimer, KS, Crowe, DT (1991). A technique of intraosseous cannulation for intravenous therapy in birds. In DE Johnston (Ed.). Exotic animal medicine in practice (pp. 14-17). New Jersey: Veterinary Learning Systems.
- Roskopf WJ (1996) Digestive system disorders. In WJ Roskopf e R Woerpel (Eds). Diseases of cage and aviary birds (pp. 436-477), 3ª edição. Maryland: Williams & Williams.
- Roskopf WJ (1996) Disorders of the nervous system. In WJ Roskopf e R Woerpel (Eds.). Diseases of cage and aviary birds (pp. 406-413), 3ª edição. Maryland: Williams & Williams.
- Rupley, AE (1997). Manual of avian practice. USA: W.B. SAUNDERS COMPANY.
- Rupley, AE (1998). Critical care of pet birds: procedures, therapeutics, and patient support. In Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, 1: 11–42.
- Santamaría, J, Domingo, R, Crosta, L, Martínez-Silvestre, A (2009). Técnicas de diagnóstico y tratamiento en aves. Manual Clínico de Animales Exóticos, 1ª edição, Multimédica Ediciones Veterinárias, 189-217.
- Stewart J (1994) Ratites. IN BW Ritchie, GJ Harrison e LR Harrison (Eds.). Avian medicine: principles and application (pp. 1284-1326), 1ª edição, Wingers Publishing Inc.
- Stout, JD (2016). Common emergencies in pet birds. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, Elsevier Saunders, 19: 513-541.
- Tully, TN, Mitchell, MA (2012). A veterinary technician's guide to exotic animal care, 2ª edição, AHAA Press.
- Zaheer, O, Beaufrère, H, Jadou, S, Gardhouse, S (2020) Asymmetrical cloacoplasty for the treatment of chronic cloacal prolapse in psittaciformes: A case series. Journal of Avian Medicine and Surgery 34(2):172–180.

ANEXOS

Anexo A. Imagens complementares ao texto



Figura 1. Fezes normais de um papagaio (Doneley *et al.*, 2006).

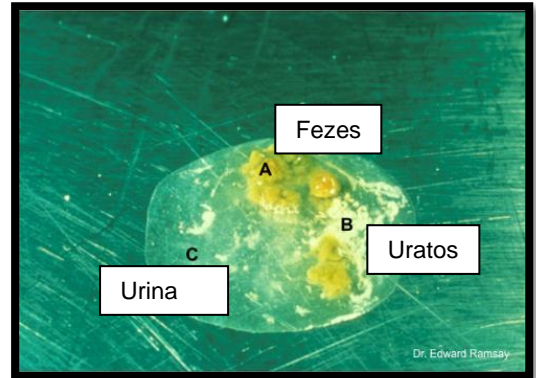


Figura 2. Poliúria transitória é comumente observada em aves sob estresse (www.lafeber.com).



Figura 3. Fezes anormais com semente inteiras (Doneley *et al.*, 2006).

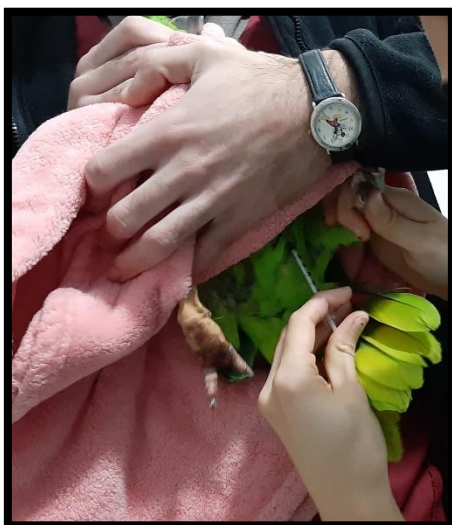


Figura 4. Administração por via IM a um papagaio. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.



Figura 5. Administração por via SC a um papagaio. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.



Figura 6. Técnica de alimentação por sonda metálica (Quesenberry *et al.*,1994).



Figura 7. Recolha de sangue na veia jugular direita a uma arara. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.

Anexo B. Exemplo de uma *checklist* de procedimentos de terapia de suporte usados em medicina de aves de companhia (Adaptado de Carpenter, 2018)

1. Reduzir a manipulação e outros fatores de stresse
2. Alojamento da ave em ambiente quente, sossegado e ventilado
3. Fluidoterapia
4. Analgesia quando indicado
5. Suplemento de vitaminas: Vitamina A; Vitamina E/selênio e vitaminas do complexo B em casos de ferimentos, anorexia, caquexia, perda de sangue e desordens do SNC
6. Antibióticos
7. Complexo ferro-dextrano (deficiência em ferro ou após hemorragia)
8. Fotoperíodo normal (ou iluminação moderada se necessária)
9. Oxigenoterapia (dispneia, hipoxia ou pneumonia severa e aerosaculite)
10. Manutenção do peso corporal
 - Pesar 1 ou 2 vezes por dia
 - Providenciar alimentos que ave goste e evitar mudança de dieta enquanto doente
11. Sonda de alimentação
 - Má nutrição, anorexia, caquexia e desidratação
 - Recomendada dieta com alto teor de carboidratos
 - Dieta com elevado teor em proteínas e calorias para aumentar o peso corporal durante a recuperação

ANEXO C. Dados fisiológicos, hematológicos e bioquímicos de aves exóticas

Tabela 1. Dados fisiológicos de algumas espécies de aves (Adaptado de Girling, 2013).

Nome comum	Nome científico	Ordem	Frequência cardíaca (bpm)	Frequência respiratória (rpm)	Peso (g)
Canário	<i>Serinus canaria</i>	Passeriformes	275	60-80	25-30
Periquito	<i>Melopsitacus undulatus</i>	Psittaciformes	250	60-75	25-45
Caturra	<i>Nymphicus hollandicus</i>	Psittaciformes	200	40-50	50-60
Papagaio cinzento	<i>Psittacus erithacus</i>	Psittaciformes	150	15-45	400-500
Papagaio-de-frente-azul	<i>Amazona aestiva</i>	Psittaciformes	150	15-45	400-550
Arara-azul-e-amarela	<i>Ara ararauna</i>	Psittaciformes	100	20-25	650-850
Coruja-das-torres	<i>Tyto alba</i>	Strigiformes	150	15-40	400-500
Falcão-peregrino	<i>Falco peregrinus</i>	Falconiformes	125	30-45	650-1000
Águia-real	<i>Aquila chrysaetos</i>	Falconiformes	90	10-20	3000-6000

Tabela 2. Valores hematológicos normais de algumas aves (Adaptado de Carpenter, 2018).

Parâmetro	Periquito	Caturra	Papagaio cinzento	Papagaio-de-frente-azul	Arara-azul-e-amarela	Falcão-peregrino	Águia-real
Hematócrito (%)	44-58	43-57	45-53	41-53	42-56	37-53	35-47
Eritrócitos ($10^6/\mu\text{l}$)	3.77-4.6	3.1-4.4	2.84-3.62	2.45-3.18	2.7-4.5	3-4	1.9-2.7
Hemoglobina (g/dL)	12.4-16.9	10.2-14.7	12.7-15.9	12.2-15.9	15-17	118-188	12.1-15.2
VCM (fl)	116-127	126-142	144-155	160-175	125-170	118-176	160-184
HCM (pg)	23.1-30.9	26.4-35.8	36.4-43.9	47.2-56.8	36-55	40-48.4	56.3-62.7
CHCM (g/dL)	19.8-23.9	20.4-25.2	25.4-28.1	29.1-31.9	29-35	319-352	32.3-35.9
Glóbulos brancos ($10^3/\mu\text{l}$)	3-10	5-11	6-13	6-17	10-20	3.3-21	5.9-24
Heterófilos ($10^3/\mu\text{l}$) (%)	2.68-4.55 40-75	4.68-8.64 39-72	4.64-7.52 45-73	3.81-8.73 31-71	7.6-11.4 50-75	- 65 ±12	- 49-86
Linfócitos ($10^3/\mu\text{l}$) (%)	1.47-4.02 20-45	2.08-4.8 26-60	1.96-5.15 19-50	2.40-6.48 20-54	3.50-8.06 23-53	35 ±13	- 14-38
Monócitos ($10^3/\mu\text{l}$) (%)	0-0.13 0-2	0-0.08 0-1	0-0.21 0-2	0.12-0.36 1-3	0-0.15 0-1	0	- 0-9
Eosinófilos ($10^3/\mu\text{l}$) (%)	0 0	0-0.16 0-2	0-0.10 0-1	0.12-0.24 1-2	0 0	0	- 1-5
Basófilos ($10^3/\mu\text{l}$) (%)	0-0.13 0-1	0-0.08 0-1	0-0.10 0-1	0-0.12 0-1	0-0.15 0-1	0	- 0-1

Tabela 3. Valores bioquímicos normais de algumas espécies de aves (Adaptado de Molina *et al.*, 2002; Carpenter, 2018).

Parâmetro	Periquito	Caturra	Papagaio cinzento	Papagaio-de-fronte-azul	Arara-azul-e-amarela	Falcão-peregrino	Águia-real
ALP(U/L)	10-80	20-250	20-160	15-150	20-230	97-350	15-36
ALT (U/L)	-	5-11	5-12	5-11	5-12	19-54	-
Amilase (U/L)	302-560	205-490	210-530	205-510	150-550	-	2631 ± 630
AST(U/L)	55-154	160-383	109-305	141-437	105-324	20-52	95-210
Ácidos biliares (µmol/L)	15-70	15-55	13-90	18-60	6-35	-	-
BUN (mg/dl)	3-5.2	2.9-5	3-5.4	-	3-5.6	-	-
Cálcio (mg/dl)	6.4-11.,2	7.3-10.7	7.7-11.3	8.2-10.9	8.2-10.9	8.4-10.2	7.4-9.5
Cloro (mEq/dl)	-	-	-	-	-	121-134	-
Colesterol (mg/dl)	145-275	140-360	160-425	180-305	100-390	175-401	-
CK (U/L)	54-252	58-245	228-322	125-345	101-300	357-850	-
Creatinina (mg/dl)	0.1-0.4	0.1-0.4	0.1-0.4	0.1-0.4	0.5-0.6	-	0.25 ± 0.08
GGT (U/L)	1-10	1-30	1-10	-	1-30	0-7	-
Glucose (mg/dl)	254-399	249-363	206-275	221-302	228-325	366 ± 29	250-408
LDH (U/L)	154-271	120-455	145-465	155-425	70-350	625-1210	320-690
Lipase (U/L)	-	30-280	35-350	35-225	30-250	-	-
Fósforo (mg/dl)	3-5.2	3.2-4.8	3.2-5.4	3.1-5.5	-	3.4	1.9-3.6
Potássio (mEq/L)	2.2-3.7	2.4-4.6	2.9-4.6	3-4.5	2-5	1.6-3.2	-
Proteínas plasmáticas (g/dl)	2-3	2.4-4.8	3.2-5.2	3-5.2	2.6-5.0	2.63 ± 0,48	2.5-3.9
Sódio (mEq/L)	139-159	130-153	157-165	125-155	140-165	152-168	-
Triglicéridos (mg/dl)	-	45-200	45-145	49-190	-	-	-
Ácido úrico (mg/dl)	3-8.6	3.5-11	2.7-8.8	2.1-8.7	2.9-10.6	4.4-22	4.4-12

ANEXO D. Como colocar um cateter intraósseo na ulna distal

A colocação de um cateter IO é considerada dolorosa, portanto, deve-se fornecer analgesia local previamente e, se o estado da ave permitir, proceder à anestesia geral (Green, 2020; www.labervet.com).

1. O carpo deve ser fletido e o local de inserção da agulha será na superfície dorsal da ulna imediatamente distal ao côndilo (Green, 2020; www.labervet.com).
3. Colocar anestésico local (lidocaína diluída 1:10) para anestesiá-lo o perióstio e as estruturas subjacentes (Green, 2020; www.labervet.com).
4. O local de inserção do catéter deve ser preparado assepticamente, usando solução antiséptica (solução diluída de iodopovidona) (Green, 2020; www.labervet.com).
5. Com uma mão segura-se o membro e com o dedo auxilia o eixo longo do osso (Green, 2020; www.labervet.com).
6. Inserir a agulha (espinal ou hipodérmica) na porção média do côndilo com movimentos giratórios para avançar na cavidade medular do osso, e no mesmo plano da curvatura do osso. A curva da ulna varia entre as espécies, portanto a palpação do osso ventralmente ajudará na colocação correta da agulha (Figura 1) (Green, 2020; www.labervet.com).

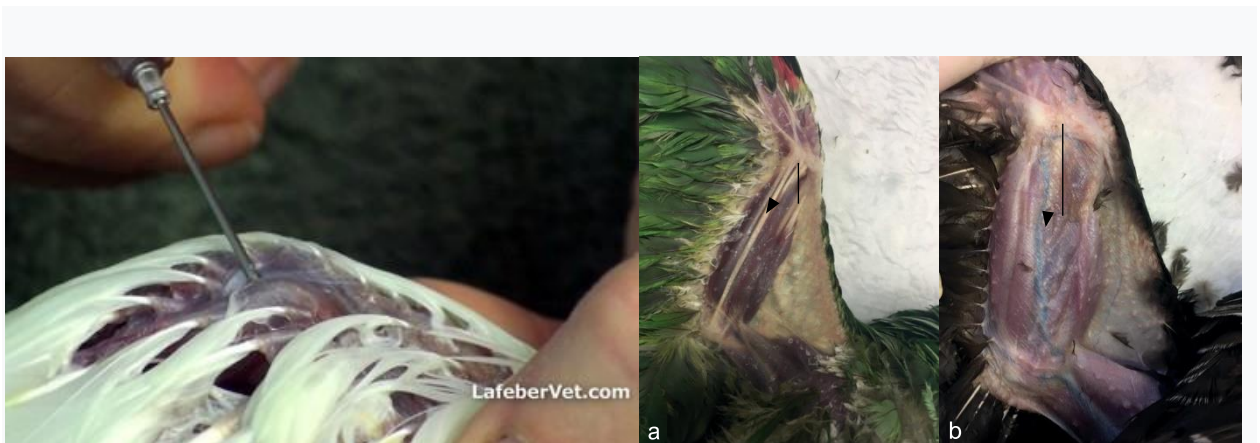


Figura 1. Visualização da curva da ulna em duas espécies diferentes. a. Papagaio-do-mangue (*Amazona amazónica*) b. Perú (*Meleagris gallopavo*) (Green, 2020).

6. O cateter deve ser limpo imediatamente com um pequeno volume de solução salina heparinizada. Se for usada uma agulha hipodérmica, esta pode ficar obstruída por fragmentos de osso. Para resolver basta remover a agulha e colocar uma nova no mesmo orifício (Green, 2020; www.labervet.com).

8. O cateter deve ser fixo usando fita adesiva e suturado (Figura 2). O membro pode ser imobilizado com ligadura (Figura 3). Os cateteres IO podem permanecer no local até 72 horas, devendo ser verificados regularmente (Green, 2020; www.labervet.com).

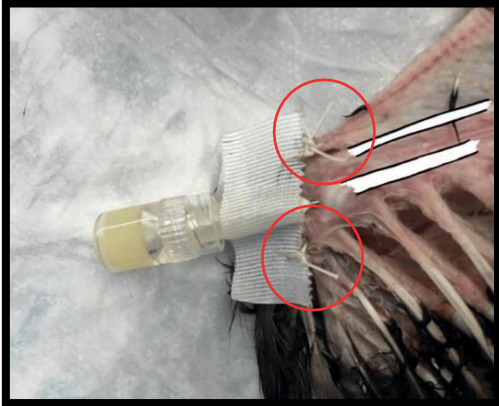


Figura 2. Catéter fixado utilizando adesivo e pontos de sutura (Green, 2020).



Figura 3. Membro imobilizado com ligadura (Green, 2020).

9. O último passo é confirmar o posicionamento do cateter IO através da palpação do osso (para garantir que não há exteriorização da agulha) e duma radiografia do procedimento (Green, 2020; www.labervet.com).



Figura 4. Radiografia para verificar o correto posicionamento do cateter IO (Green, 2020).

ANEXO E. Imagens complementares ao caso clínico



Figura 1. Papagaio cinzento (*Psittacus erithacus*) à chegada ao CVEP. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.



Figura 2. Visualização do prolapso da cloaca. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.



Figura 3. Após a resolução manual do prolapso cloacal. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.



Figura 4. Fezes e vestígios de sangue durante o internamento. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.



Figura 5. Resolução do prolapso cloacal com auxílio de um cotonete. Fotografia original. Foto gentilmente cedida pelo CVEP.