PEDRO BEJA VENTURA PERROLAS RAMOS

URGÊNCIAS RESPIRATÓRIAS EM PSITACÍDEOS:

REVISÃO DA LITERATURA E DESCRIÇÃO DE 4 CASOS CLÍNICOS

Orientador: Prof. Doutor João Martins

Universidade Lusófona – Centro Universitário de Lisboa

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2023

PEDRO BEJA VENTURA PERROLAS RAMOS

URGÊNCIAS RESPIRATÓRIAS EM PSITACÍDEOS: REVISÃO DA LITERATURA E DESCRIÇÃO DE 4 CASOS CLÍNICOS

Relatório de Estágio defendido em provas públicas para obtenção do Grau de Mestre em Medicina Veterinária no Curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, conferido pela Universidade Lusófona – Centro Universitário de Lisboa no dia 30 de março de 2023, perante o júri, nomeado pelo Despacho de Nomeação nº: 206/2023, de 17 de março de 2023, com a seguinte composição:

Presidente: Profª. Doutora Mariana Batista, por delegação da Profª. Doutora Laurentina Pedroso;

Arguente: Profª. Doutora Sónia Campos

Orientador: Prof. Doutor João Martins

Universidade Lusófona – Centro Universitário de Lisboa

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2023

Agradecimentos

Em primeiro lugar quero deixar o meu eterno agradecimento ao corpo docente da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, que além de me ensinar, deu-me a oportunidade de me desenvolver a nível profissional e pessoal.

Ao professor orientador Professor João Martins pela disponibilidade, apoio e acompanhamento e dedicação.

Ao professor co-orientador Professor Rui Patrício por ter aceitado ser meu co-orientador, por ter concedido uma educação excecional em medicina veterinária de exóticos, pelo apoio, acompanhamento e dedicação.

Um especial agradecimento a todo o corpo clínico do Centro Veterinário de Exóticos do Porto, por todos os ensinamentos, confiança, disponibilidade e pela receção, durante o meu percurso como estagiário, foi aqui que me motivou a seguir este caminho dos exóticos, com vontade de aprender mais e partilhar através deste trabalho.

Igualmente importante é todo o corpo clínico da Animalcare Hospital Veterinário, por todos os ensinamentos e pela calorosa receção, durante o meu percurso como estagiário, alguns dos quais levo como amizades para a vida.

Um especial obrigado aos meus amigos de curso, pelo companheirismo e amizade, e demonstrando que a formação académica não faz sentido sem amigos, e não seria o mesmo sem a vossa companhia: Cláudia Fialho, Inês Barroca e Britany Faria.

Aos meus pais pelo amor incondicional, e pela motivação e apoio. À minha irmã, o meu orgulho, pela amizade e apoio a qualquer altura do dia. Um obrigado ao resto da minha família que sempre me apoiaram e festejaram todas as etapas da minha vida, são muitos nomes, mas todos sabem que mesmo que estejamos longe uns dos outros, são todos especiais para mim e estão perto do meu coração.

Resumo

Pretendeu-se, com o presente trabalho, instruir conhecimentos na área das urgências e cuidados intensivos em psitacídeos com quadro clínico respiratório, com o auxílio da revisão bibliográfica, remetendo de forma rigorosa o máximo possível de informação pormenorizada, de forma a incidir e comparar com quatro casos clínicos assistidos e apresentados.

Foram abordados os conceitos anátomo-fisiológicos específicos da ventilação e respiração das aves, as possíveis e mais comuns etiologias de doenças associadas aos sinais clínicos respiratórios na prática clínica, os procedimentos desde a admissão da ave na clínica, incluindo a triagem, anamnese, o exame físico e a importância da estabilização no decurso da urgência, antes da realização de qualquer exame de diagnóstico. No que diz respeito à hospitalização, deu-se ênfase à terapia de suporte essencial, podendo esta ser incontestavelmente aplicada na maioria dos casos de urgências respiratórias e fundamental para uma progressão positiva da condição dos pacientes aviários, e a monitorização durante os cuidados intensivos, de forma a detetar instantaneamente alguma alteração do estado do paciente, com o intuito de evitar e auxiliar em circunstâncias inconvenientes, diminuindo os riscos de consequências alarmantes.

Foi possível verificar que todos os casos foram desafiantes, atendendo às particularidades anátomo-fisiológicas dos psitacídeos, e ocultação dos sinais clínicos de doença até que a condição destes se torna grave. As urgências consistiram num quadro clínico respiratório grave, tendo sido a dispneia grave o sinal clínico comum a todos os casos clínicos, altamente sugestivo de doença do trato respiratório ou da cavidade celómica. Em todos os casos de urgência, a estabilização em condições especiais de temperatura e a terapia de suporte foram realizadas. O tratamento sintomático durante a hospitalização foi comum a todos os casos, através da oxigenoterapia, fluidoterapia, antibioterapia, assim como o suporte nutricional e monitorização.

No entanto, como consequência das restrições a nível de diagnóstico e abordagem terapêutica, apenas dois dos quatro casos clínicos tiverem uma evolução positiva durante a hospitalização.

Palavras-chave: psitacídeos, arara, periquito-de-colar, respiração, urgência.

Abstract

With the present work, it was intended to instruct knowledge in emergencies and intensive care in psittacines with respiratory condition, using bibliographic references, with as much detailed information as possible, in order to focus on and compare with four clinical cases assisted and presented.

It was described specific anatomic and physiological concepts of ventilation and breathing in birds, the possible and most common diseases etiologies associated with clinical respiratory signs in clinical practice, the procedures since admission of the bird to the clinic, including triage, anamnesis, physical examination and the importance of stabilization during the emergency before performing any diagnostic exam. Regarding hospitalization, emphasis on essential supportive therapy, which can undoubtedly be applied in most cases of respiratory emergencies and is essential for a positive progression of avian patients condition, and monitoring during intensive care, in order to detect as soon as possible any change in patient's condition to avoid and help in inconvenient circumstances, reducing the risks of worst consequences.

It was possible to observe that all cases were challenging, given the psittacines anatomical and physiological peculiarities as well as hiding clinical signs of disease until their condition becomes severe. The emergencies consisted in a severe respiratory clinical condition, with severe dyspnea being the clinical sign common to all clinical cases, highly suggestive of airway or coelomic cavity disease. Stabilization under special temperature conditions and supportive therapy were performed in all cases. Symptomatic treatment during hospitalization was common to all cases, through oxygen, fluid and antibiotic therapy, as well as nutritional support and monitoring.

However, as a result of restrictions in diagnosis and therapeutic approach, only two of the four clinical cases had a positive evolution during hospitalization.

Keywords: psittacines, macaw, ring-necked parakeet, respiratory, emergency.

Lista de Abreviaturas

AG – *Anion Gap*

AST – aspartato aminotransferase

CC – Condição corporal

CE – Corpo estranho

CK – creatinina quinase

Cl- - cloretos

cmH2O – centímetro de água

CO_2 – Dióxido de carbono

CRF – Capacidade residual funcional

ECG – Eletrocardiografia

$EtCO_2$ – dióxido de carbono expirado

FC – Frequência cardíaca

FiO_2 – concentração de oxigénio do ar inspirado

FR – Frequência respiratória

g – Gramas

HCO3 – bicarbonato

IO – Intraóssea

IV – endovenosa

K+ - potássio

KCL – Cloreto de potássio

LDH – lactato desidrogenase

LRS – solução de lactato de Ringer

M. – *Musculus*

mEq/L – miliequivalente por litro

MIMV – Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

mL – mililitros

mL/kg – mililitros por kilograma

Mm. – *Musculi*

mmHg – milímetro de mercúrio

Na+ - sódio

NaCl 0,9% - solução salina de cloreto de sódio a 0,9%

O_2 – Oxigénio

ºC – Graus Celsius

$PaCO_2$ – pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial

PaO_2 – pressão parcial de oxigénio no sangue arterial

$PECO_2$ – pressão parcial de dióxido de carbono gasoso na extremidade parabrônquica

PEO_2 – pressão parcial de oxigénio gasoso na extremidade parabrônquica

pH – potencial de Hidrogénio

PVC – Pressão venosa central

rpm – respirações por minuto

RVP – resistência vascular pulmonar

s – Segundos

SC – subcutânea

SID – *Strong Ion Difference*

SpO_2 – saturação de oxigénio da hemoglobina arterial

TGI – Trato gastrointestinal

TRC – Tempo de repleção capilar

TSA – Teste de sensibilidade a antibióticos

UI/L – Unidades internacionais por litro

VPP – ventilação por pressão positiva

VRI – Vias respiratórias inferiores

VRS – Vias respiratórias superiores

µCT – Tomografia microcomputadorizada

µm – micrómetro

% - Por cento

3D - Tridimensional

Índice Geral

1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular……..……12

2. Introdução……17

2.1. Taxonomia ... 17

2.2. Morfologia e Fisiologia ... 17

2.2.1. Sistema Respiratório ... 17

2.2.1.1. Ventilação ... 19

2.2.1.1.1. Cavidade oronasal, laringe, traqueia e siringe ... 19

2.2.1.1.2. Brônquios ... 20

2.2.1.1.3. Sacos aéreos ... 20

2.2.1.2. Trocas gasosas ... 21

2.2.1.2.1. Parabrônquios (brônquios terciários) ... 21

2.2.2. Fisiologia da respiração e Circulação pulmonar ... 22

2.3. Urgências respiratórias em psitacídeos ... 23

2.3.1. Hipoxemia e hipoxia ... 23

2.3.2. Etiologias de doenças respiratórias e sinais clínicos respiratórios ... 24

2.3.3. Ambiente hospitalar ... 27

2.3.3.1. Crash cart ... 27

2.3.4. Triagem e estabilização ... 27

2.3.5. Anamnese ... 28

2.3.6. Exame físico ... 30

2.3.7. Hospitalização ... 33

2.3.7.1. Terapias de suporte ... 33

2.3.7.1.1. Suporte respiratório - Oxigenoterapia ... 33

2.3.7.1.1.1. Métodos de administração de oxigénio ... 34

2.3.7.1.1.1.1. Incubadora hospitalar – Câmara de oxigénio ... 34

2.3.7.1.1.1.2. Máscara de oxigénio ... 34

2.3.7.1.1.1.3. Entubação ... 35

2.3.7.1.1.1.3.1. Entubação endotraqueal ... 35

2.3.7.1.1.1.3.2. Entubação dos sacos aéreos ... 35

2.3.7.1.2. Nebulização ... 36

2.3.7.1.3. Fluidoterapia ... 37

2.3.7.1.4. Suporte nutricional ... 39

2.3.7.2. Monitorização em cuidados intensivos ... 41

2.3.7.2.1. Gasometria ... 42

2.3.7.2.2. Temperatura corporal..... 43
3. Material e Métodos……..44
3.1. Apresentação dos Casos de Urgências Respiratórias em Psitacídeos……45
4. Discussão……..53
5. Conclusão……60
6. Referências bibliográficas……61
7. Anexos……...75

Índice de Figuras

Figura 1- Região toraco-abdominal, vista lateral esquerda de *Psittacus erithacus*…….....19

Figura 2- Representação de um parabrônquio……21

Figura 3- Fluxo de ar através do trato respiratório no decurso das inspirações e expirações...22

Índice de Gráficos

Gráfico 1- Distribuição do número de horas de estágio na *Animalcare* Hospital Veterinário por serviço……...13

Gráfico 2- Distribuição do número de horas de estágio no CVEP por serviço……...13

Gráfico 3- Distribuição dos casos clínicos observados por classe de animais no CVEP……...14

Gráfico 4- Distribuição das espécies de mamíferos observadas no CVEP……14

Gráfico 5- Distribuição das ordens de aves observadas no CVEP……15

Gráfico 6- Distribuição das ordens de répteis observados no CVEP……15

1. Atividades desenvolvidas durante o estágio curricular

O estágio curricular do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária (MIMV) consistiu na repartição em dois locais e contou com uma duração total de 6 meses, resultando em 830 horas.

O estágio iniciou-se a 1 de setembro de 2020 e terminou a 30 de janeiro de 2021 na *Animalcare* Hospital Veterinário, perfazendo um total de 576 horas, visando a clínica de animais de companhia e a clínica de animais exóticos, principalmente nas áreas de cirurgia, medicina interna, urgências, imagiologia, laboratório e medicina de prevenção.

Os horários na *Animalcare* Hospital Veterinário foram instituídos mensalmente e consistiram num sistema de turnos de 8 horas diárias mínimas com rotatividade semanal. Os turnos consistiam em: turno da manhã, das 7 horas às 15 horas; turno da tarde, das 9 horas às 17 horas; turno da noite, das 16 horas às 24 horas. As instalações são constituídas por uma receção, dois consultórios (cães e gatos), um laboratório, uma sala de imagiologia (radiografia e ecografia), uma sala de esterilização de material cirúrgico, uma zona pré-cirúrgica, uma sala de cirurgia, três salas de internamento (canina, felina e infetocontagiosas), uma sala de banhos e tosquias e outras divisões secundárias.

A segunda parte do estágio curricular, decorreu no Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP), iniciando-se a 1 de maio de 2021 e terminando a 31 de julho de 2021, perfazendo um total de 269 horas, visando a clínica de animais exóticos, principalmente nas áreas de cirurgia, medicina interna, imagiologia, laboratório, medicina de prevenção e urgências.

Os horários no CVEP eram instituídos com uma estrutura ponderada desde o começo do estágio e dispunham um sistema de turnos de 8 horas diárias com rotatividade semanal. Os turnos consistiam em: turno da manhã, das 9 horas às 17 horas; turno da tarde, das 17 horas às 24 horas; turno da noite, das 24 horas às 8 horas. Os turnos semanais eram complementados com dois turnos de fim de semana mensais durante um período de 12 horas, iniciando às 9 horas e terminando às 21 horas. As instalações são constituídas por uma receção, um consultório, uma sala de radiografia, uma sala de cirurgia, duas salas de internamento (uma sala mantida a temperatura ambiente e outra mantida a temperaturas acima dos 25ºC) e outras divisões secundárias.

As atividades dos estágios foram relativas ao quotidiano da clínica de pequenos animais (cão e gato) assim como de animais exóticos, e destacam-se o acompanhamento de consultas, assistência a cirurgias, urgências, execução de métodos de diagnóstico complementares e internamento. Foi possível assistir a múltiplas consultas e admissão de

urgências, onde o autor auxiliou na contenção, recolheu informações na anamnese, executou o exame físico e administrou vacinas e medicação por via oral, subcutânea, intramuscular e endovenosa. A prática cirúrgica passou pela preparação do campo cirúrgico, preparação pré-cirúrgica do animal, indução anestésica, monitorização anestésica, e monitorização pós-cirúrgica, participação e assistência em cirurgias de tecidos moles, cirurgias ortopédicas e em tratamentos dentários, assim como a higienização do equipamento, da sala cirúrgica e esterilização dos instrumentos cirúrgicos, de acordo com as funções apropriadas e respetivas ao cargo de anestesista, cirurgião, ajudante de cirurgião e circulante. No serviço de internamento, o autor auxiliou na monitorização animal, na limpeza dos alojamentos e reposição dos elementos essenciais à saúde e bem-estar dos animais, bem como no cálculo de doses, preparação e administração de medicação por via oral e parentérica. Além disso, o autor realizou e interpretou diversos métodos complementares de diagnóstico, tendo sido os mais relevantes a radiografia, a ecografia e endoscopia, como também métodos de análise laboratorial, dos quais se destacam análises citológicas, hematológicas, bioquímicas, análises de urina e exames coprológicos. No Gráfico 1 e 2 constam o número de horas de estágio distribuídas por serviço na *Animalcare* Hospital Veterinário e no CVEP, respetivamente.

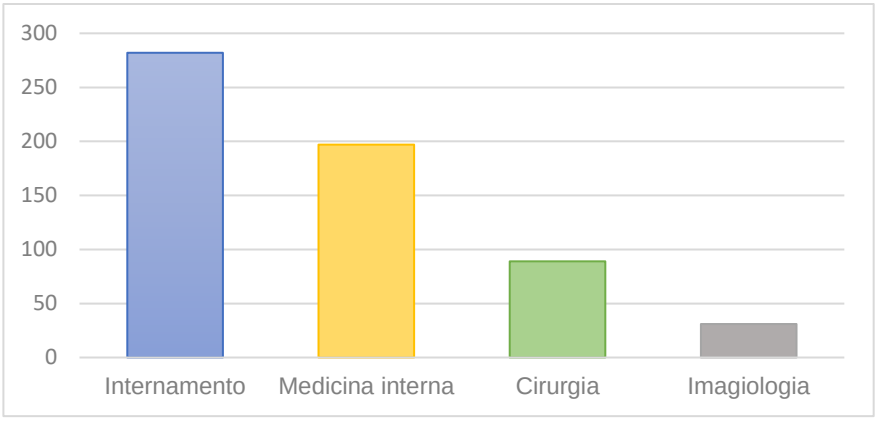

Gráfico 1 – Distribuição do número de horas de estágio na *Animalcare* Hospital Veterinário por serviço.

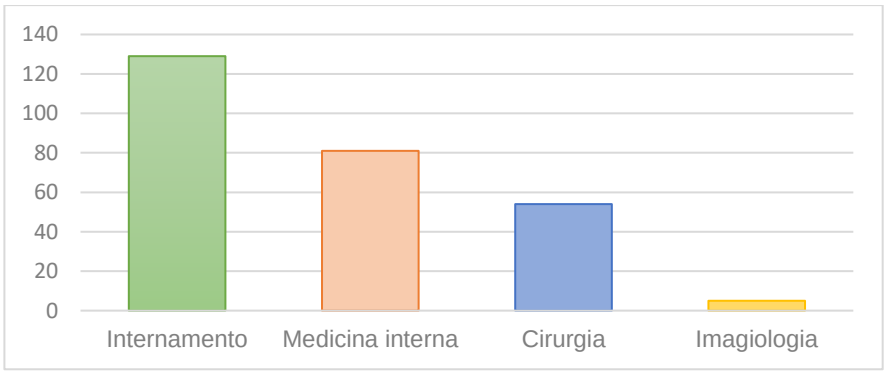

Gráfico 2 – Distribuição do número de horas de estágio no CVEP por serviço.

Durante o período de estágio na *Animalcare* Hospital Veterinário, as espécies mais prevalentes foram a felina e a canina, com um número aproximado de 521 animais observados. Também foram observadas espécies exóticas, mas de forma menos regular, das quais a classe de mamíferos foi mais prevalente, como *Oryctolagus cuniculus*, *Cavia porcellus*, *Chinchilla lanigera*, *Atelerix albiventris*, também foi possível observarem-se aves, tais como *Serinus canaria*, *Melopsittacus undulatus*, *Agapornis* spp. e répteis, em particular alguns quelónios semi-aquáticos *Trachemys* spp. e *Graptemys pseudogeographica*.

Durante o período de estágio no CVEP, o número de animais observados foi de aproximadamente 119 animais, e o número de casos clínicos com maior prevalência corresponde a os animais pertencentes à classe dos mamíferos, refletindo cerca de 65% do número de animais observados, como se reflete no Gráfico 3, das quais foi possível observarem-se espécies como *Oryctolagus cuniculus*, *Cavia porcellus*, *Chinchilla lanigera*, *Mustela putorius furo*, Phodopus *sungorus*, *Phodopus campbelli*, *Phodopus roborovsii*, *Mesocricetus auratus*, *Rattus norvegicus*, *Mus musculus*, *Atelerix albiventris*, *Spermophilus richardsonii*, *Tamias sibiricus*, *Octodon degus*, *Meriones unguiculatus* e *Petaurus breviceps*, exibidas no Gráfico 4.

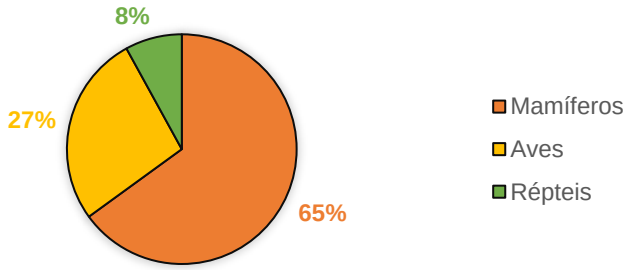

Gráfico 3- Distribuição dos casos clínicos observados por classe de animais no CVEP

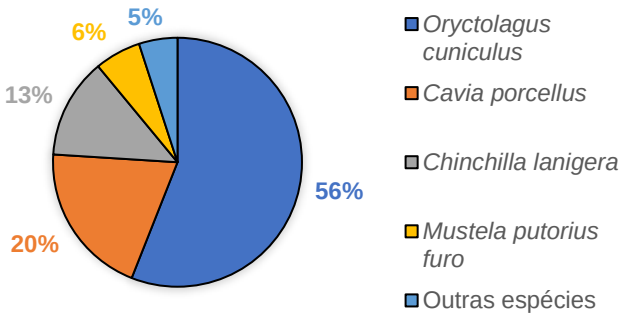

Gráfico 4- Distribuição das espécies de mamíferos observadas no CVEP

A classe das aves terá sido a segunda mais observada no estágio, refletindo cerca de 27% do número de casos, como se reflete no Gráfico 3, das quais foi possível observarem-se espécies como *Serinus canaria*, *Melopsittacus undulatus*, *Agapornis* spp., *Nymphicus hollandicus*, *Amazona aestiva*, *Myiopsitta monachus*, *Psittacula krameri*, *Psittacus erithacus*, *Ara ararauna*, *Ara glaucogularis*, *Taeniopygia guttata*, *Columba livia*, *Gallus gallus domesticus*, *Cygnus olor*, *Cairina moschata*, *Anser anser*, exibidas por ordens no Gráfico 5.

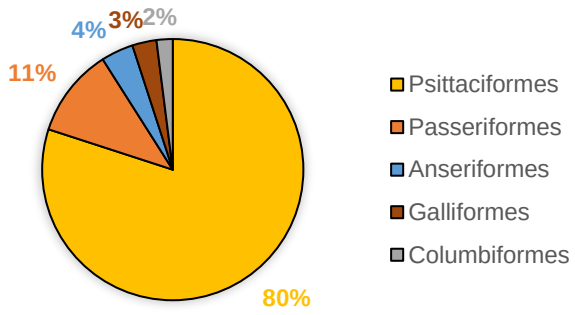

Gráfico 5- Distribuição das ordens de aves observadas no CVEP

Foram também observados alguns casos de répteis, refletindo cerca de 8% do número de casos, como se encontra representado no Gráfico 3, dos quais foi possível observarem-se duas espécies de ofídios: *Pantherophis guttatus* e *Python regius*; quelónios semi-aquáticos: *Trachemys* spp., *Pseudemys* spp., *Graptemys pseudogeographica*; quelónios terrestres: *Geochelone sulcata*, *Stigmochelys pardalis*, *Testudo* spp. e lagartos: *Iguana iguana*, *Pogona vitticeps*, *Chamaeleo calyptratus*, *Furcifer pardalis*, *Eublepharis macularius*, exibidas por ordens no Gráfico 6.

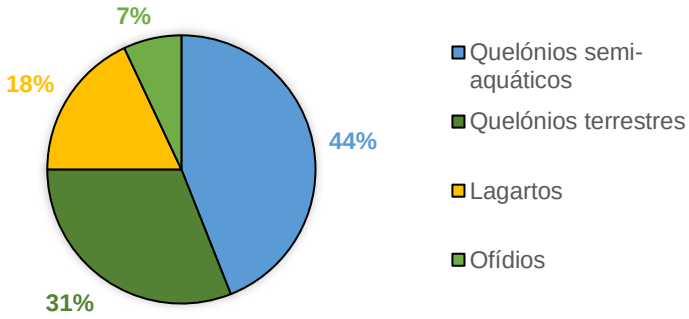

Gráfico 6- Distribuição das ordens de répteis observados no CVEP

Durante o período do estágio, o autor teve a oportunidade de participar em inúmeras atividades relacionadas com a prática de medicina veterinária. Foi concedido ao estagiário capacidades, listadas como um sentido de responsabilidade, observação rigorosa, reflexão e raciocínio médico. O autor aprofundou ainda conhecimentos e competência clínica na

medicina de animais de companhia e de animais exóticos, adquirindo, inclusive, aptidão para a manipulação de espécies exóticas.

2. Introdução

Os animais exóticos tendem a ganhar cada vez mais popularidade como animais domésticos. Com este reconhecimento advém um número crescente de pacientes de espécies exóticas na prática clínica (Lichtenberger, 2007a). O tratamento destes pacientes e a prestação de cuidados de urgência podem ser prejudicados pela reduzida experiência clínica, dados clínicos disponíveis, relatórios científicos publicados e pesquisas clínicas sobre o tratamento e resposta como resolução (Jenkins, 2016). Um nível de conhecimento e esforços em certas espécies de animais exóticos pode, muitas vezes, ser considerado fútil, por estas possuírem fragilidades, respostas imprevisíveis ao stress, fisiologias únicas e pela falta de familiaridade por parte dos clínicos com estes animais (Fernandez *et al.*, 2013; Jenkins, 2016).

2.1. Taxonomia

Existe uma grande variedade de espécies aviárias mantidas como animal de estimação ou em coleções. Em geral, estas espécies aviárias estão limitadas a algumas famílias taxonómicas, onde pertence uma grande abundância de diversas espécies no respetivo grupo. Identificam-se diferenças interespecíficas, com base nas características anatómicas, comportamentais, nos requisitos das dietas e métodos de criação (Judah & Nuttall, 2008). Atualmente, os psitacídeos são divididos filogeneticamente em três superfamílias Strigopoidea, Cacatuoidea e Psittacoidea (Joseph *et al.*, 2012). As espécies psitacídeas mais populares incluem periquitos, caturras, catatuas, agapornis, amazonas, araras e papagaios africanos (Judah & Nuttall, 2008). Os psitacídeos possuem características específicas de identificação relativamente fáceis de avaliar. São considerados zigodáctilos, visto que, no total de quatro dedos, dois dos dedos têm direção cranial e os outros dois direção caudal, e possuem poderosas ranfotecas encurvadas (Judah & Nuttall, 2008; Joseph *et al.*, 2012). São conhecidos pela sua inteligência, longevidade e capacidade de vocalizar através do órgão siringe (Judah & Nuttall, 2008; Joseph *et al.*, 2012).

2.2. Morfologia e Fisiologia

2.2.1. Sistema Respiratório

O sistema respiratório das aves apresenta diferenças relativamente ao de outras classes de animais, sendo essencial entender essas diferenças no tratamento e monitorização do paciente aviário (Lichtenberg, 2007a; Judah & Nuttall, 2008). O sistema respiratório além de ter a função de realizar as trocas gasosas como fornecimento de oxigénio (O_2) e remoção do dióxido de carbono (CO_2) do sistema circulatório e tecidos, também permite o controlo da

temperatura corporal e da perda de água por evaporação (Butler & Bishop, 2000). As aves não possuem diafragma para auxiliar na respiração, e os seus pulmões são bastante rígidos, localizam-se dorsalmente na cavidade toracoabdominal, adjacentes às vértebras dorsais e costelas, e têm um volume constante durante todas as fases da ventilação, adicionalmente, a cavidade torácica aviária encontra-se sobretudo, a uma pressão atmosférica (Duncker, 1972; Klika *et al.*, 1997; McLelland, 1989a; Powell, 2000; Judah & Nuttall, 2008).

Nas aves, em contraste com os mamíferos, tanto a inspiração como a expiração são processos ativos e requerem atividade muscular (Scheid & Piiper, 1989; Wilson *et al*., 2003; Lichtenberger, 2007a). Durante a contração dos músculos inspiratórios, a pressão nos sacos aéreos torna-se negativa em relação à pressão atmosférica ambiente e o ar flui da atmosfera em direção ao sistema respiratório. O ciclo respiratório começa com o ar inspirado fluindo em direção aos pulmões, onde ocorrem trocas gasosas e, posteriormente dirige-se aos sacos aéreos. Durante a contração dos músculos expiratórios, ocorre o processo inverso, com o ar fluindo dos sacos aéreos pelos pulmões e saindo através da traqueia (Lichtenberger, 2007a; Judah & Nuttall, 2008). Na Tabela A1 encontram-se descritos os músculos respiratórios da galinha, que apresentam semelhanças com as espécies de psitacídeos, podendo este modelo ser extrapolado.

O sistema respiratório aviário pode ser subdividido em duas componentes funcionais distintas: 1- ventilação ((vias aéreas (cavidade oronasal, laringe, traqueia, siringe e brônquios), sacos aéreos, esqueleto torácico e músculos respiratórios)); 2- trocas gasosas (pulmão parabrônquico) (Ludders & Matthews, 1996; Lichtenberger, 2007a; Judah & Nuttall, 2008). Na figura 1 consta ilustrada a vista lateral esquerda da região toraco-abdominal de *Psittacus erithacus*, evidenciando o sistema respiratório aviário.

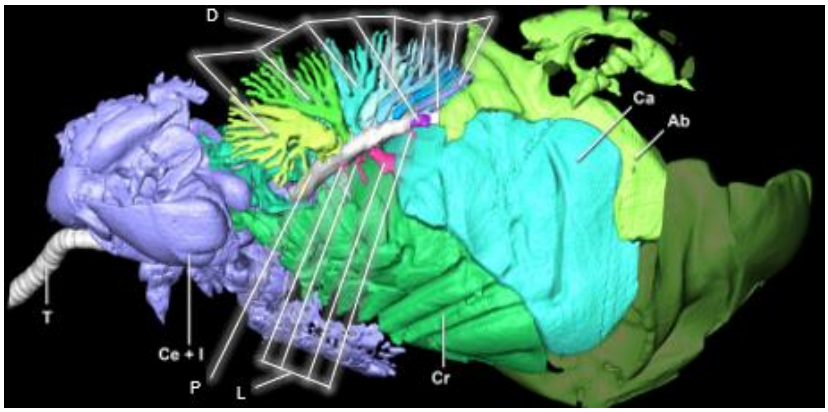

Figura 1: Região toraco-abdominal, vista lateral esquerda de *Psittacus erithacus* - Modelo tridimensional (3D) obtido através de tomografia microcomputadorizada (µCT). T- traqueia; Ce + I – modelo combinado do par de sacos aéreos cervicais e do saco aéreo interclavicular; Cr – saco aéreo torácico cranial; Ca – saco aéreo torácico caudal; Ab – saco aéreo abdominal; P – brônquio primário intra-pulmonar; D – brônquios secundários mediodorsais; L - brônquios secundários lateroventrais (Adaptado de Lawson *et al.*, 2021).

2.2.1.1. Ventilação

2.2.1.1.1. Cavidade oronasal, laringe, traqueia e siringe

As estruturas da cavidade oronasal têm como função aquecer e humidificar o ar inspirado e filtrar partículas de grandes dimensões. A cavidade oronasal é separada da traqueia pela laringe, esta localiza-se na base da língua e projeta-se em direção à traqueia, através de uma estrutura em forma de fenda, a glote (McLelland, 1989b; Powell, 2000). A traqueia das espécies aviárias é constituída por anéis cartilaginosos completos em toda a sua extensão, porém existem variações anatómicas específicas de cada espécie (McLelland, 1989b; Lichtenberger, 2007a). Dependendo da espécie, algumas aves possuem traqueias complexas com espirais ou curvas, com localização na região caudal do pescoço, dentro da quilha, ou até dentro do tórax (McLelland, 1989b). A traqueia das aves é, geralmente, 2,7 vezes mais longa e 1,29 vezes mais larga comparativamente à traqueia dos mamíferos de tamanho comparável, resultando numa redução da resistência do fluxo imposto (Brown *et al.*, 1997; McLelland, 1989b). O volume de espaço morto traqueal é cerca de 4,5 vezes maior em aves quando comparado com mamíferos de tamanho comparável, porém a frequência respiratória em aves é cerca de 1/3 inferior à dos mamíferos conferindo uma diminuição da ventilação, resultando numa ventilação traqueal por minuto 1,5 a 1,9 vezes superior em relação aos mamíferos (Hinds & Calder, 1971; Bouverot, 1978; McLelland, 1989b; Lichtenberger, 2007a). A siringe localiza-se na região onde a traqueia é bifurcada, na união com os brônquios principais (McLelland, 1989b; Powell, 2000).

2.2.1.1.2. Brônquios

Os pulmões das aves possuem apenas três ordens de ramificação do sistema brônquico antes de atingir os tecidos das trocas gasosas (Brown *et al.*, 1997). O sistema brônquico das aves consiste em brônquios primários extrapulmonares e intrapulmonares, brônquios secundários e brônquios terciários (parabrônquios) (McLelland, 1989a; Brown *et al.*, 1997; Lichtenberger, 2007a; Judah & Nuttall, 2008). Os parabrônquios, juntamente com o manto de tecido para-peribrônquico, formam os tecidos de trocas gasosas do pulmão (McLelland, 1989a; Brown *et al.*, 1997). As trocas gasosas dependem de um sistema de trocas em corrente cruzada, no qual o fluxo de ar que se encontra nos capilares aéreos flui em ângulos retos, com o fluxo sanguíneo através dos capilares sanguíneos (Lawton, 2016).

O brônquio primário insere-se no pulmão ventralmente e obliquamente na junção dos terços cranial e médio do pulmão e, posteriormente, na direção dorsolateral à superfície do pulmão, onde contorna caudal e dorsalmente até que na margem do pulmão caudal abre-se no saco aéreo abdominal (Duncker, 1972, 1974). Os brônquios secundários originam-se após a finalização do segmento do brônquio primário e muitos dos brônquios secundários localizados nas regiões medioventrais e lateroventrais abrem-se nos sacos aéreos cervicais, clavicular, torácicos craniais ou abdominais (Duncker, 1972, 1974; McLelland, 1989a). Histologicamente, os brônquios primários e secundários, assim como a traqueia, possuem epitélio ciliado com quantidades variáveis de células caliciformes, dependendo da espécie aviária (Duncker, 1974).

2.2.1.1.3. Sacos aéreos

As aves possuem nove sacos aéreos que auxiliam na respiração, ventilando os pulmões, mas não participam diretamente nas trocas gasosas. Estes são subdivididos em sacos aéreos craniais e sacos aéreos caudais, baseado nas suas conexões bronquiais: 1 – sacos aéreos craniais: dois cervicais, um clavicular não pareado, dois torácicos craniais; 2 – sacos aéreos caudais: dois torácicos caudais e dois abdominais (Fedde, 1980; Maina *et al*., 1989; McLelland, 1989a; Shivaprasad, 2003; Lichtenberger, 2007a; Judah & Nuttall, 2008). Durante a ventilação, o volume dos sacos aéreos é distribuído, aproximadamente, de forma semelhante nas divisões cranial e caudal e para cada saco aéreo, permitindo que todos os sacos aéreos sejam ventilados, apesar do saco aéreo cervical poder ser a exceção e não participar na ventilação (Maina *et al*., 1989; Scheid & Piiper, 1989). Os sacos aéreos são estruturas membranosas com paredes finas constituídas por tecido epitelial escamoso simples, cobrindo uma camada de tecido conjuntivo com pouca vascularização, não desempenhando qualquer função nas trocas gasosas (Magnussen *et al*., 1976; Maina *et al*.,

1989; McLelland, 1989a). Fornecem um fluxo tidal de ar aos pulmões das aves, que são por definição relativamente rígidos (Scheid, 1979).

2.2.1.2. Trocas gasosas

2.2.1.2.1. Parabrônquios (brônquios terciários)

As trocas gasosas são realizadas nos parabrônquios. Estes são tubos longos e estreitos e possuem inúmeras aberturas nos átrios, e existe uma ligação dos átrios aos capilares aéreos, que é feita através de ductos (Duncker, 1972; McLelland, 1989a; Brown *et al*., 1997; Lichtenberger, 2007a). Os infundíbulos são os ductos que possuem uma forma de funil e conectam-se, anastomosando-se e formando uma rede tridimensional, intimamente entrelaçada com uma rede similarmente estruturada de capilares sanguíneos. Esta rede forma o tecido peri-parabrônquico, onde ocorrem as trocas gasosas (Duncker, 1972; McLelland, 1989a; Klika *et al*., 1997). A fagocitose de partículas de pequenas dimensões que alcancem os parabrônquios é realizada nas células epiteliais dos átrios e infundíbulos, que posteriormente serão transportadas para os macrófagos intersticiais (Fedde, 1998).

Existem dois tipos de parabrônquios no pulmão das aves: paleopulmonar e neopulmonar. Os parabrônquios são constituídos por tecido paleopulmonar, concebendo aos parabrônquios uma anastomose mínima, levando a um paralelismo interparabrônquico, compondo um esquema simples da ramificação brônquica do pulmão aviário (Duncker, 1972; 1974; Fedde, 1980; McLelland, 1989a). Na porção caudolateral pulmonar encontra-se uma rede de parabrônquios anastomosados, denominada de tecido parabrônquico neopulmonar (Fedde, 1980; McLelland, 1989a). Embora os tecidos paleopulmonares e neopulmonares sejam indistinguíveis entre si, a direção do fluxo de ar difere em dois tipos: no tecido parabrônquico paleopulmonar o fluxo de ar é unidirecional, enquanto no tecido parabrônquico neopulmonar é bidirecional durante o ciclo respiratório (Fedde, 1980; Scheid & Piiper, 1989). Na figura 2 consta ilustrado a via de difusão gasosa e sanguínea no parabrônquio em aves.

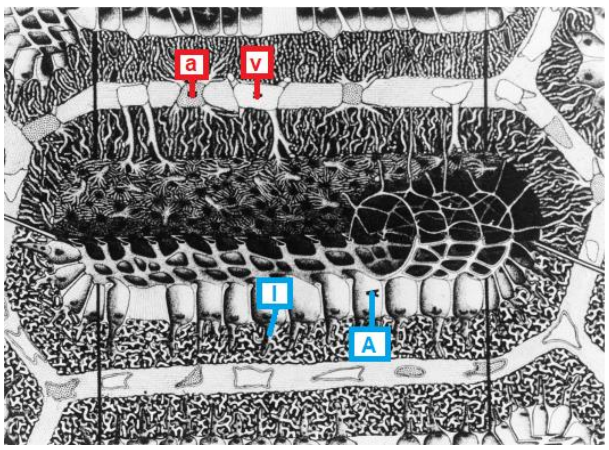

Figura 2: Representação de um Parabrônquio – na região inferior, encontra-se representada a via de difusão gasosa do lúmen, através dos átrios (A) e infundíbulos (I) em direção aos capilares aéreos; na região superior, encontra-se representada a via de circulação sanguínea, das artérias interparabrônquicas (a) e arteríolas intraparabrônquicas em direção aos capilares sanguíneos. O sangue desloca-se para as vénulas dos átrios e finalmente para as veias interparabrônquicas (v), que drenam na veia pulmonar (Adaptado de Powell, 2000).

O volume de gás respiratório por unidade de massa corporal do sistema respiratório em aves é duas a quatro vezes maior que o de pequenos mamíferos. O pulmão de pequenos animais suporta 96% do volume de gás nos brônquios e alvéolos, enquanto apenas 10% do volume específico total encontra-se nos parabrônquios e capilares aéreos no pulmão das aves (Lichtenberger, 2007a).

Os pulmões das espécies aviárias são extremamente eficientes durante as trocas gasosas, pelo que a pressão parcial de dióxido de carbono gasoso na extremidade parabrônquica ($PECO_2$) pode exceder a pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial ($PaCO_2$), e a pressão parcial de oxigénio gasoso na extremidade parabrônquica (PEO_2) pode ser inferior à pressão parcial de oxigénio no sangue arterial (PaO_2) (Powell & Scheid, 1989; Powell & Hopkins, 2004).

2.2.2. Fisiologia da respiração e Circulação pulmonar

O ar desloca-se pelas vias aéreas num ciclo de duas respirações: 1) Durante a primeira inspiração o ar desloca-se através da traqueia em direção ao brônquio primário e ao tecido neopulmonar, e de seguida para os sacos aéreos caudais. Um pouco de ar entra no tecido paleopulmonar, onde se iniciam as trocas gasosas; 2) Durante a primeira expiração o ar desloca-se dos sacos aéreos caudais em direção ao tecido paleopulmonar e cerca de 12% do volume de ar escapa dos sacos aéreos caudais, através do tecido neopulmonar bidirecional, para a traqueia; 3) Durante a segunda inspiração o ar desloca-se do tecido paleopulmonar em direção aos sacos aéreos craniais; 4) Durante a segunda expiração o ar é libertado dos sacos aéreos craniais, através dos brônquios e da traqueia, e novamente, cerca de 12% do volume de ar escapa dos sacos aéreos caudais, através do tecido neopulmonar bidirecional, em direção à traqueia (Doneley, 2010b). Na figura 3 consta ilustrado o fluxo de ar através do trato respiratório.

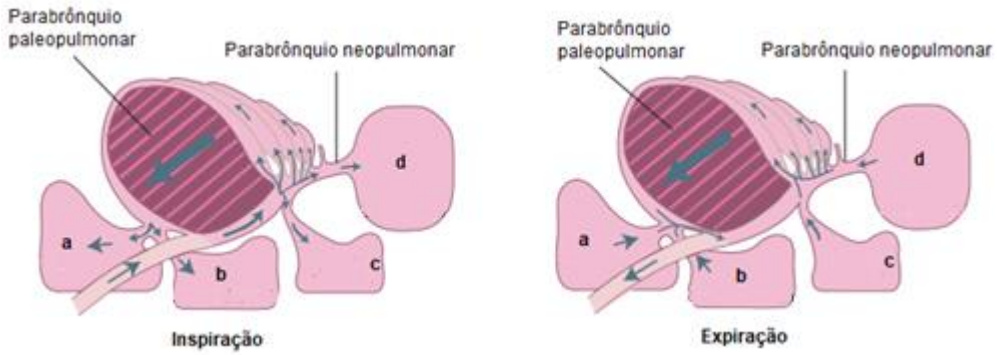

Figura 3: Fluxo de ar através do trato respiratório no decurso das inspirações e expirações. a) saco aéreo clavicular, b) saco aéreo torácico cranial, c) saco aéreo torácico caudal, d) saco aéreo abdominal (Adaptado de Doneley, 2010b).

Os pulmões são os únicos órgãos que recebem todo o débito cardíaco. As circulações sanguíneas sistémica e pulmonar agem de forma a que os pulmões recebam a mesma quantidade de circulação sanguínea em relação ao resto do corpo (West & Mathieu-Costello, 1992). No entanto, a resistência dos pulmões é menor à circulação sanguínea, cedendo menor pressão de perfusão do que na circulação sistémica, com a separação completa dos ventrículos esquerdo e direito do coração (West & Mathieu-Costello, 1992; Powell, 2000). Na hipótese de as pressões de perfusão serem muito altas, os capilares pulmonares podem deixar de tolerar os insultos, favorecendo o extravasamento do sangue nos espaços compostos apenas por ar, prejudicando as trocas gasosas (West & Mathieu-Costello, 1992).

O volume de sangue capilar pulmonar nos pulmões parabrônquicos das aves é essencialmente constante sob qualquer condição. Esta índole específica contrasta com os pulmões alveolares do grupo dos mamíferos, que podem aumentar o volume capilar pulmonar, quando a pressão de perfusão sanguínea aumenta. Nas espécies aviárias, a resistência vascular pulmonar (RVP) aumenta com o aumento do débito cardíaco, dado que não existem mecanismos no pulmão parabrônquico que permitam reduzir o volume sanguíneo. A estimulação hipóxica do débito cardíaco causará hipertensão pulmonar se a resistência vascular for constante. Os efeitos diretos da vasoconstrição pulmonar hipóxica na RVP são incertos (Powell *et al*., 1985; Powell, 2000).

2.3. Urgências respiratórias em psitacídeos

2.3.1. Hipoxemia e hipoxia

A hipoxemia traduz-se numa redução de O_2 sanguíneo, enquanto a hipoxia é definida por uma oxigenação tecidual reduzida (Paula *et al*., 2008). Esta redução do O_2 durante a hipoxemia pode ter diferentes origens, das quais se destacam a hipoventilação, incompatibilidade na ventilação e perfusão tecidual, anemia, insuficiência cardíaca, hemorragias e tóxicos (Paula *et al*., 2008). A PaO_2 varia de acordo com a fração de O_2 inspirado (FiO_2) e os valores de PaO_2 normal nas espécies aviárias varia em torno dos 95 a 100mmHg. Sob anestesia, a PaO_2 pode registar valores até 500mmHg. Quando os valores de PaO_2 são menores que 80 mmHg, o animal demonstra hipoxia. O rácio PaO_2/FiO_2 é útil para determinar a gravidade da hipoxemia, podendo demonstrar um rácio menor que 300 quando a ave manifesta lesões pulmonares e desconforto respiratório. Outras medições são possíveis de serem obtidas, como a $PaCO_2$ indicando distúrbios na ventilação e no lactato, podendo estes últimos se encontrarem aumentados durante o metabolismo anaeróbico (Paula *et al*., 2008). A hipoxia diminui o fluxo sanguíneo parabrônquico local, e os gradientes de PaO_2

podem explicar as diferenças na perfusão sanguínea ao longo dos parabrônquios (Holle et *al.*, 1978; Parry & Yates, 1979; Julian, 1993; Powell, 2000). A hipoxia pode ser subdividida em a) hipoxia anóxica: obtendo-se a partir de uma redução da FiO_2, hipoventilação, comprometimento na difusão ou incompatibilidade na ventilação e perfusão tecidual; b) hipoxia anémica: obtendo-se a partir de anemia, meta-hemoglobinemia ou por intoxicação com monóxido de carbono (CO); c) hipoxia estagnada: obtendo-se a partir da má circulação sanguínea por insuficiência cardíaca ou hemorragia; d) hipoxia histotóxica: intoxicação por cianeto (Manning, 2002; Hopper, 2010).

2.3.2. Etiologias de doenças respiratórias e sinais clínicos respiratórios

Seguidamente, documentar-se-ão algumas das causas consideradas mais comuns de manifestações clínicas respiratórias em situações de urgência por categorias. Na Tabela A2 encontram-se descritas as etiologias mais comuns que se traduzem em sintomatologia respiratória. Na Figura A1 e Figura A2 encontram-se esquematizados os diagnósticos diferenciais de doença das vias respiratórias superiores e diagnósticos diferenciais de doença das vias respiratórias inferiores, respetivamente.

1) Défices nutricionais: A hipovitaminose A está associada a hiperqueratose, podendo causar lesões obstrutivas, granulomas, abcessos nas glândulas salivares palatinas e outras glândulas salivares orais, e lesões respiratórias em psitacídeos (epitélio com metaplasia escamosa). A respiração através do bico aberto, rinorreia unilateral ou bilateral com produção de material seroso ou purulento fazem parte dos sinais respiratórios (Steiner & Davis, 1981; Perry *et al*., 1991; Westerhof, 1995; Phalen, 2000; van Zeeland, 2018). Aves juvenis com hipocalcemia, hipofosfatemia e hipovitaminose D3 podem manifestar quadros clínicos respiratórios por compressão da cavidade celómica através de fraturas e conformações anatómicas anormais. O défice de iodo nas dietas dá origem ao aumento do tamanho da tiroide, com consequente compressão do saco aéreo interclavicular e traqueia, manifestando sinais clínicos como *click*, dispneia, *tail bobbing* e respiração de bico aberto (Phalen, 2000).

2) Bactérias: Os agentes etiológicos *Chlamydia psittaci* e *Mycoplasma* spp. são microorganismos intracelulares obrigatórios com preferência pelo epitélio respiratório, podendo originar infeções moderadas a graves do trato respiratório superior por psitacose e micoplasmose, respetivamente (Wyrick & Richmond, 1989; Harris, 1991; Zsivanovits, 2018). A *Chlamydia psittaci* ainda pode também dar origem a esforço respiratório, anorexia e biliverdinuria (Zsivanovits, 2018). O *Mycoplasma* spp. tem sido proposto como causa de conjuntivites, rinites e sinusites infraorbitárias (Gerlach, 1986; Harrison *et al*., 1986; Gaskin,

1987; Gerlach, 1994; Phalen *et al*., 1999; Zsivanovits, 2018). *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pasteurella multocida*, *Yersinia pseudotuberculosis* e *Salmonella* spp. são bactérias Gram negativas frequentemente isoladas em aves com infeções respiratórias (Rosskopf *et al*. 1985; Olsen, 1989; Zsivanovits, 2018). *Streptococcus* spp. e *Staphylococcus* spp. são bactérias Gram positivas patogénicas frequentemente associadas a infeções respiratórias (Gerlach, 1986; Tully & Harrison, 1994; Zsivanovits, 2018).

3) Vírus: A paramixovirose possui diferentes graus de sinais clínicos em psitacídeos, a estirpe Paramyxovirus 3 é a mais patogénica, com possíveis quadros de dispneia (Van Der Heyden & Reed, 1987; Leach *et al*., 1988; Rae *et al*. 1991; Crosta, 1993; Zsivanovits, 2018). O vírus da doença de Pacheco é um herpesvírus psitacídeo que pode dar origem a morte súbita em psitacídeos, mas também pode lesionar a traqueia e dar origem a sinais respiratórios, sinais neurológicos, biliverdinuria, entre outros (Gaskin & Robbins, 1978; Smith, 1987; Norton *et al*., 1991; Zsivanovits, 2018). O vírus da traqueíte em amazonas tem manifestações respiratórias (Phalen, 2000).

4) Fungos: *Aspergillus* spp. são fungos ubiquitários e podem tornar-se patogénicos quando se encontram localizados no sistema respiratório de aves imunocomprometidas (Olsen, 1989; Jenkins, 1991). As infeções podem ser agudas, crónicas ou associadas a traqueíte fúngica (Gaskin *et al*., 1991; Harris, 1991). Podem-se formar granulomas fúngicos na cavidade nasal, orofaringe, glote, bifurcação traqueal (siringe), pulmões ou sacos aéreos (Olsen, 1989; Jenkins, 1991; Rosskopf & Woerpel, 1991; Spenser, 1991). Os sinais clínicos da traqueíte fúngica aguda incluem dispneia (moderada a grave) e produção de exsudados esbranquiçados na glote (Olsen, 1989; Hunter & Taylor, 1992). Quando há comprometimento crónico das vias aéreas inferiores e existe obstrução entre os sacos aéreos e os pulmões, os sinais clínicos tendem a ser graves, com desconforto respiratório agudo e *tail bobbing* (Spenser, 1991). Todas as espécies de araras são particularmente sensíveis à aspergilose (Chitty & Monks, 2018). A aerossaculite por aspergilose é a forma da doença mais comumente encontrada na prática clínica (Phalen, 2000). As infeções por *Candida* spp. com origem na cavidade faríngea oral podem-se estender para a traqueia proximal e seios infraorbitários, resultando em dispneia (Chute, 1972; Humphreys, 1977; Rosskopf & Woerpel, 1991). As aves afetadas por criptococose respiratória apresentam depressão do estado mental, dispneia grave e não apresentam resposta aos tratamentos (Clipsham & Brill, 1977; Grinder & Walch, 1978; Ensley *et al*., 1979; Takeshita *et al*., 1986).

5) Parasitas: Em casos de tricomonose disseminada, onde as vias respiratórias superiores, a traqueia e os sacos aéreos das aves são afetados, é possível observar-se dispneia e desconforto respiratório, tosse, espirros e sinusite (Ramsay *et al*., 1990; Phalen,

2000; Zsivanovits, 2018). O *Syngamus trachea* é um parasita que se aloja na traqueia e glote, originando dispneia, tosse, o balançar da cabeça e alterações na vocalização, e pode ser encontrada geralmente em aviários com numerosas coleções de aves e em zoológicos (Barnes, 1986; Paula *et al*., 2018; Zsivanovits, 2018). O *Sarcocystis falcatula* é um coccídeo que dá origem a pneumonia intersticial aguda, fulminante e hemorrágica, com apresentação clínica que pode ser de desconforto respiratório e dispneia grave ou mesmo de morte instantânea e assintomática (Clubb *et al*., 1986; Dubey *et al*., 1989; Zsivanovits, 2018). Existem outros parasitas documentados que podem envolver o trato respiratório superior ou inferior com diferentes graus de desconforto respiratório, tal como a microfilária sistémica, os tremátodes, os nemátodes e criptosporídeos (Barnes, 1986; Hillyer *et al*., 1988).

6) Toxicoses inalatórias: As aves são extremamente sensíveis à inalação de tóxicos, e após a inalação de substâncias domésticas irritantes, que contenham CO, CO_2, metano, silicatos (silicose pulmonar), amoníaco, outros aerossóis como o politetrafluoretileno. A apresentação clínica pode incluir alterações nas membranas mucosas, conjuntivite, rinite, dispneia ou morte instantânea. A pneumoconiose por exposição passiva ao fumo do tabaco é uma causa primária de sintomatologia respiratória comum, assim como também potencia outras doenças respiratórias. A ave pode desenvolver conjuntivite, sinusite, aerossaculite, rinite e doenças relacionadas a outros sistemas (Wells & Slocombe, 1982; Stolz *et al*., 1992; Tully & Harrison, 1994; Phalen, 2000; van Zeeland, 2018).

7) Neoplasias: Tumores primários (adenoma e carcinoma pulmonar, carcinoma brônquico, leiomioma traqueal) e metastáticos, granulomas (por exemplo por micobacteriose) e papilomas (papilomatose interna em papagaios) podem causar diferentes graus de dispneia e raramente são descritas como situações de urgência (Efron *et al*., 1977; Crane *et al*., 1980; Campbell, 1994b; Latimer, 1994; Phalen *et al*., 1996; Schmidt & Quesenberry, 1997; Pye *et al*., 1999; van Zeeland, 2018).

8) Doenças imunomediadas: A asma é comum em araras quando coabitam com catatuas, por hipersensibilidade às partículas de pó (*feather dander*) libertadas pelas penas das catatuas (Fudge *et al*., 1993).

9) Traumas: Alguns exemplos de problemas e doenças condicionadas por traumas incluem hemorragias e aspiração do sangue, enfisema subcutâneo, rotura dos sacos aéreos, contusões pulmonares e traqueíte e estenoses em araras, após a entubação com tubos endotraqueais com *cuff* (Phalen, 2000; van Zeeland, 2018).

10) Inalação de corpos estranhos (CE): O início agudo de um quadro clínico de dispneia moderada a grave ocorre ocasionalmente em aves de companhia, após a inalação de CE (McMillan, 1991).

11) Doenças fora do trato respiratório podem exibir sinais clínicos respiratórios, através da compressão dos sacos aéreos. Alguns exemplos incluem obesidade (durante a contenção física ou anestesia), granuloma, neoplasia, organomegalia, ascite, insuficiência cardíaca congestiva esquerda por aterosclerose em aves seniores, ou por doenças cardíacas congénitas, sendo a mais comum o defeito do septo interventricular (Tully & Harrison, 1994; Phalen *et al*., 1996, 2000).

2.3.3. Ambiente hospitalar

O sucesso do tratamento no momento da admissão de urgências das espécies aviárias depende da preparação e planeamento do médico veterinário, da equipa clínica e do ambiente hospitalar, assim como do equipamento disponível. Como tal, é imperativo equipar a clínica e instruir a equipa médica com uma educação completa sobre as necessidades das diferentes espécies aviárias. A educação deve ser sustentada pela compreensão dos fundamentos interespecíficos anatómicos, fisiológicos, fisiopatológicos, comportamentais, farmacológicos e terapêuticos (Jenkins, 2016).

2.3.3.1. Crash cart

De forma a agir o mais rápido e corretamente numa situação de urgência na prática clínica de exóticos, é essencial a aquisição de um "*crash cart"*. O *crash cart* é composto por recursos imprescindíveis em situações de urgências e estes devem se encontrar dispostos de forma simples onde sejam instantaneamente obtidos. Estes elementos incluem a medicação de reanimação, bem como seringas, agulhas e uma tabela de dosagens (Costello, 2004; Lichtenberger, 2007a).

2.3.4. Triagem e estabilização

A triagem da ave doente em estado crítico começa antes do momento da admissão e entrada na clínica. A compreensão e a preparação por parte da equipa médica encarregada das urgências, associada às diferenças interespecíficas e aos sinais de doença ou trauma é fundamental. A preparação da triagem deve incluir um plano ou protocolo de como o fluxo de informações do proprietário, da equipa e do médico veterinário são executadas e como os pacientes são processados, uma vez apresentados no hospital, para um tratamento preciso, vital para um desfecho favorável (Bowles *et al*., 2007; Hildreth, 2016; Jenkins, 2016).

O suporte básico de vida em medicina veterinária consiste na abordagem A (*airway* – via aérea), B (*breathing* – respiração) e C (*circulation* – circulação sanguínea). O suporte de vida avançado consiste no D (*drugs* – administração de fármacos), e E (ECG – monitorização eletrocardiográfica, por Doppler e os níveis de CO_2) (Costello, 2004; Lichtenberger, 2007b).

Alguns sintomas relatados pelo proprietário da ave podem ser alarmantes, como nos casos em que estes descrevem que o animal permanece no fundo da gaiola, possui anorexia, hemorragia, desconforto respiratório, dispneia, respiração de bico aberto, "*tail bobbing*" (cauda balançando – um movimento vertical exacerbado da cauda da ave pelo qual a cauda é pressionada ventralmente, podendo ser comparada à respiração abdominal em mamíferos), cianose, convulsões, hipotermia, desidratação, emaciação, sangue nas fezes, diarreia grave, anemia, trauma significativo ou regurgitação (Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007; Hildreth, 2016; van Zeeland, 2018). Estes casos são efetivamente considerados como urgências válidas, devem ser observados imediatamente pelo clínico e seguir os protocolos de tratamento (Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007; Hildreth, 2016). Como o metabolismo das aves é bastante rápido, muitas situações intensificam-se tornando-se mais críticas (Jenkins, 2016). O proprietário deve ser instruído a transportar a ave numa gaiola, ou numa transportadora ou caixa como alternativas, contudo o meio de transporte não deve ser limpo e o bebedouro deve ser esvaziado (Bowles *et al*., 2007).

Se a ave se apresentar deprimida, não responsiva, ou assente no fundo da gaiola, deve ser colocada imediatamente num ambiente aquecido, idealmente numa incubadora com O_2 (Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007; Hildreth, 2016). A temperatura ambiente ótima varia de 29 a 30ºC. O tratamento sintomático, através da oxigenoterapia, fluidoterapia, antibioterapia de largo espectro e a terapia antifúngica, assim como o suporte nutricional e monitorização nas primeiras 2 a 8 horas numa incubadora aquecida é vital até que um teste de diagnóstico seja realizado (Bowles *et al*., 2007; Rosenwax, 2018).

2.3.5. Anamnese

A maioria dos problemas e patologias observados em animais exóticos são consequência dos métodos de criação e maneio animal (Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007; Hildreth, 2016). Não só, mas também é pertinente referir que as aves, na sua maioria, não apresentam sinais clínicos nos estágios iniciais da doença. Frequentemente, as espécies aviárias com doenças crónicas apresentam-se em situação de urgência devido à habilidade que possuem de ocultar os sinais clínicos da doença até que a sua condição se torne grave (Bowles *et al*., 2007). É imprescindível reunir as informações durante a recolha de uma história clínica completa e detalhada após a admissão do paciente aviário na clínica e no

decurso da urgência, enquanto se estabiliza a ave numa incubadora hospitalar à temperatura ideal e é administrada oxigenoterapia (Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007; Hildreth, 2016).

Na anamnese são incluídas informações gerais relevantes sobre o psitacídeo, como por exemplo: a) a idade aproximada; b) o sexo, caso seja conhecido, e o estado reprodutivo, atividade reprodutiva (incluindo o comportamento de corte e oviposição) e histórico reprodutivo (postura e distocia); c) a origem da ave; d) o momento da adquisição do animal; e) o ambiente onde a ave se encontra alojada e o histórico ambiental (origem da água e o método de fornecer a água, o material do alojamento, as dimensões do alojamento, o tipo de substrato, o período de saneamento), e se o mesmo alojamento é compartilhado com outros animais (exposição a outros animais da mesma e outras espécies, exposição a vetores de doenças (insetos, roedores, aves silvestres); f) o histórico profilático, vacinas, desparasitações; g) o histórico da dieta diária, incluindo os tipos e proporções de alimentos fornecidos e consumidos, suplementos e quaisquer alterações no consumo dos alimentos ou da água; h) as práticas de maneio animal por parte do proprietário; i) duração da manifestação dos sinais clínicos e a sua progressão; j) história clínica e doenças antecedentes de todas as aves adquiridas, os seus tratamentos e a resposta aos tratamentos aplicados; k) exposição a traumas; l) exposição a doenças infeciosas através do contacto com outros animais; m) exposição ou acesso a toxinas, através do contacto ou ingestão de substâncias tóxicas; n) alterações relevantes: alimentação (apetite), fezes, comportamento, tosse, espirros, corrimento nasal ou ocular, poliúria, regurgitação ou vómito, polidipsia, polifagia (Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007; Hildreth, 2016).

Aves em coleções abertas (expostas a aves de outras fontes sem procedimentos de quarentena eficazes) muitas vezes ficam doentes como resultado de doenças infeciosas, bacterianas, fúngicas, virais e parasitárias (Rupley, 1998; Hildreth, 2016). Quando se verifica a introdução de novas aves na coleção, sem condições de quarentena, geralmente as aves ficam doentes como resultado de doenças infeciosas (Rupley, 1997a, 1997b). Infeções bacterianas Gram-negativas, doenças transmitidas por portadores (por exemplo doença de Pacheco) e doenças crónicas (por exemplo micobacteriose, aspergilose, clamidofilose, doença da dilatação do proventrículo e doença do bico e penas dos psitacídeos) também ocorrem em coleções fechadas (Rupley, 1997a, 1997b). Consideram-se causas tóxicas e infeciosas quando um grupo de aves está afetado (Rupley, 1997a, 1997b). As toxicoses comuns incluem chumbo, zinco, plantas, vapores, inseticidas (Rupley, 1997a, 1997b). Na Tabela A3 constam descritos os elementos da anamnese, categorizados por localização do sistema respiratório aviário.

2.3.6. Exame físico

O exame físico inicial requer uma avaliação rápida da gravidade das lesões, considerando a possibilidade de danos nos sistemas respiratório, nervoso, cardiovascular, gastrointestinal, musculoesquelético e dermatológico. A avaliação do paciente, a colheita de amostras diagnósticas e o tratamento devem prosseguir de acordo com o estado deste. De forma a evitar insucessos na terapêutica do animal, a avaliação inicial deve ser metodológica e progredir em etapas distintas, com repouso num ambiente aquecido, silencioso, pouco iluminado, e bem oxigenado (Gibbons & Horton, 2000). O exame físico deve ser realizado o mais rapidamente possível e com o mínimo de *stress* possível. Deve ser considerada a anestesia com isoflurano em aves em *stress* (Rupley, 1998). A morte durante o maneio ocorre mais frequentemente em aves que se apresentem debilitadas e com dificuldade respiratória. É aconselhável informar os proprietários de aves em estado grave que o maneio e a terapêutica destas pode resultar num agravar da condição e possivelmente, até mesmo a morte (Bowles *et al*., 2007).

Inicialmente, instituído no exame físico à distância, a ave deve ser avaliada na sua gaiola, observando o alojamento, o seu conteúdo e a interação da ave no ambiente (Tully & Harrison, 1994; Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007). Com base na avaliação rápida, deve ser fornecida uma terapia de suporte inicial. Suplementa-se com O_2 aves dispneicas antes e durante o maneio. A manipulação de aves dispneicas deve ser mínima e cuidadosa. E enquanto a ave se estabiliza, deve ser realizado um exame físico tão completo quanto a condição da ave assim o permitir (Rupley, 1998). São avaliadas a postura da ave, a posição das asas, a atitude em repouso, a capacidade de marcha e de se encontrar em estação no poleiro, a frequência respiratória (FR), o esforço respiratório e o padrão respiratório, o interesse pelo ambiente e as penas (Tully & Harrison, 1994; Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007).

A gaiola é examinada para pesquisa de conteúdo regurgitado ou vómito, sangue ou outra descarga e fezes. Se a ave se encontrar na sua gaiola normal, examinar a gaiola para potenciais fontes de tóxicos (chumbo e zinco) (Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007). Examinam-se as porções de fezes, uratos e urina dos excrementos. Realiza-se uma avaliação macroscópica das fezes quanto à cor, volume e consistência. Uma diminuição da porção fecal, ou a falta de produção de fezes, ou de cor verde a preta, sugerem hiporexia ou anorexia (Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007). Procuram-se vestígios de diarreia, hematoquézia ou melena, alimentos não digeridos ou parcialmente digeridos. Os uratos são normalmente de cor branca a esbranquiçada, porém podem adquirir a cor do corante alimentar pelas fezes, qualquer outra cor é anormal (Tully & Harrison, 1994; Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007). A

urina geralmente é moderada e clara, mas muitas aves apresentam poliúria na clínica derivado do stress, um aumento ou mudança na cor da urina é anormal (Tully & Harrison, 1994). Pode ser observado sangue ocasionalmente, tanto no trato gastrointestinal (TGI) quanto no trato urinário ou com origem em massas hemorrágicas na cloaca (Tully & Harrison, 1994; Rupley, 1998; Bowles *et al.*, 2007). Coletam-se todas as amostras possíveis e necessárias antes de manusear a ave (Rupley, 1998).

Examinam-se os olhos, a área periorbital, cera, narinas, bico, orofaringe, músculos peitorais, pescoço (papo, esófago, traqueia), celoma, cloaca, pele, penas, estado de hidratação e procede-se à auscultação. Para aves criticamente doentes, algumas componentes do exame podem precisar de ser adiadas até que a ave esteja estabilizada. As componentes mais informativas do exame físico são o exame da orofaringe, narinas, cloaca, músculos peitorais, palpação da cavidade celómica e determinação da FR e do esforço respiratório, assim como a hidratação (Rupley, 1997a, 1998). As espécies aviárias possuem algumas estruturas específicas, como o papo, que deve ser palpado para a pesquisa de alimento e/ou CE, e a fenda das coanas, localizada na orofaringe, que é examinada quanto à presença de detritos celulares inflamatórios, CE e hiperqueratose das papilas (sugerindo hipervitaminose A). A ranfoteca é inspecionada em função da simetria, procura por hemorragias e fraturas (Bowles *et al.*, 2007).

Obtém-se um peso preciso para o cálculo de dosagens de medicações e acompanhamento da evolução clínica. Se houver presença de sinais respiratórios de espécies aviárias pequenas, ilumina-se a traqueia para pesquisa de ácaros. O exame da veia basílica e a determinação do tempo de repleção capilar (TRC) nesta é útil para avaliar o estado de perfusão. A hidratação é determinada através da turgescência da veia basílica (Abou-Madi & Kollias, 1992; Rupley, 1997d). O TRC maior que 1 ou 2 segundos indica desidratação superior a 7% (Abou-Madi & Kollias, 1992; Quesenberry & Hillyer, 1994; Rupley, 1997a, 1997d). As membranas mucosas secas, afundamento do globo ocular e prega de pele aumentada podem indicar desidratação (Orosz, 1997; Rupley, 1997c; Bowles *et al.*, 2007). A pele hiperémica, seca ou enrugada pode indicar desidratação em crias de psitacídeos (Clubb *et al*., 1992; Flammer & Clubb, 1994).

A cavidade celómica palpável localiza-se na região entre a quilha ventral e a pélvis. A cavidade é geralmente de tamanho reduzido, e muitas vezes a única estrutura palpável pode ser a região ventral do ventrículo da ave. Algumas alterações detetadas e dignas de registo incluem: distensão abdominal, líquido intracelómico, massas palpáveis, ventrículo deslocado caudoventralmente, e/ou um ovo (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harrison *et al*., 2005). Se a parede ventral do corpo estiver distendida, palpa-se suavemente para evitar rotura

do peritoneu e inundação dos sacos aéreos e pulmões (Abou-Madi & Kollias, 1992; Rupley, 1997d). De um modo geral, a condição corporal (CC) é avaliada através da palpação dos músculos peitorais. Em casos de doença, é possível observarem-se os músculos peitorais de tamanho reduzido e a quilha bem palpável incontestavelmente. Em aves saudáveis, o osso central da quilha geralmente não é palpável e os músculos peitorais assumem uma aparência roliça e arredondada. A cloaca é inspecionada quanto à presença de lesões, incluindo massas, inchaços e prolapso dos tecidos. As penas que se encontram circunjacentes à cloaca são, geralmente, limpas sem conteúdo fecal ou outros detritos (Bowles *et al.*, 2007). Nos casos em que o exame físico completo não é recomendado, dada a fraca condição do doente aviário, deve ser realizado um exame rápido enquanto a ave é transferida da gaiola ou transportadora para uma incubadora. Este exame rápido permite que o médico veterinário palpe rapidamente e ligeiramente os músculos peitorais e a cavidade celómica durante a transição para a incubadora, para uma posterior observação visual meticulosa da ave (Bowles *et al.*, 2007).

O exame físico ao paciente aviário que apresenta sinais clínicos de doença respiratória deve começar com a observação da ave em repouso na transportadora ou numa incubadora hospitalar oxigenada (Bowles *et al.*, 2007). A condição e o comportamento geral do paciente, a FR e o esforço respiratório, e quaisquer sons respiratórios audíveis devem ser anotados e descritos. A auscultação da ave pode revelar alterações na frequência cardíaca (FC), ritmo cardíaco, sopro ou alterações nos sons pulmonares e/ou sacos aéreos (Bowles *et al.*, 2007). Visto que os sons respiratórios em aves são consideravelmente silenciosos, a deteção de crepitações, sibilos, estridores e *click* são sinais clínicos atípicos (Bowles *et al.*, 2007). A contenção física, durante o exame físico, deve ser mínima durante a auscultação e palpação da cavidade celómica. A deteção de ascite, organomegalia ou de uma massa celómica é indicativo de potenciais causas extrarrespiratórias para a dispneia observada. O exame físico pode requerer períodos de interrupção dependendo da estabilidade da ave (Quesenberry & Hillyer, 1994; Tully & Harrison, 1994; Voyer, 1997; Phalen, 2000). Na Tabela A4 constam descritos os sinais clínicos respiratórios aviários registados no exame físico, categorizados por localização e na Tabela A5 constam descritos os sinais clínicos comuns associados a doenças respiratórias aviárias superiores e inferiores. A observação da ave na incubadora hospitalar após a conclusão do exame tem a finalidade de determinar o impacto do maneio e exame físico aquando da condição da ave (Bowles *et al*., 2007).

2.3.7. Hospitalização

2.3.7.1. Terapias de suporte

A recuperação do paciente aviário em estado grave é condicionada pela rápida e eficaz disponibilidade das terapias de suporte. A oxigenoterapia, nebulização, fluidoterapia, suporte nutricional e analgesia são as principais recomendações em situação de urgência (Rupley, 1998; Manning, 2002; Rosenwax, 2018).

2.3.7.1.1. Suporte respiratório - Oxigenoterapia

O objetivo da oxigenoterapia é aumentar a FiO_2 de forma que beneficie a oxigenação sanguínea e uma distribuição de O_2 tecidual (Hopper, 2010). A maior parte do O_2 sanguíneo encontra-se quimicamente associado à hemoglobina, que se encontra concentrada no interior dos eritrócitos. Esta relação é importante para a biofísica da microcirculação e fornece um controlo fisiológico na ligação ao O_2 através de alterações celulares da hemoglobina (Powell, 2000). A oxigenoterapia é recomendada em casos de anemia grave, comprometimento hemodinâmico e de hipoxemia por doenças pulmonares e obstrutivas das vias respiratórias (Hopper, 2010). A administração de O_2 é extremamente benéfica nos estágios iniciais do tratamento em cuidados intensivos e em urgências respiratórias de espécies aviárias. A forma aconselhada de administrar oxigenoterapia é através do O_2 gasoso aquecido e humedecido e existem modelos improvisados e relativamente fáceis de serem usados na prática clínica (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997). Em casos de aves que exibam sinais clínicos de dispneia, é possível a estabilização destas, se mantidas no interior de uma câmara de O_2, com valores de concentração de O_2 compreendidos entre 40 e 50% (Quesenberry & Hillyer, 1994; Rosenwax, 2018). O O_2 pode ser administrado em espécies aviárias de tamanho pequeno com valores de concentração que alcancem os 100% até 12 horas sem complicações (Quesenberry & Hillyer, 1994).

As aves possuem um sistema respiratório especial e podem responder à administração de O_2 de forma diferente dos mamíferos. A rigidez do pulmão parabrônquico permite uma forma exclusiva de ventilação artificial, que é feita de forma unidirecional (Quesenberry & Hillyer, 1994). Esta autenticidade do sistema respiratório aviário permite que a ventilação das aves possa ser realizada com fluxo contínuo de O_2, contendo uma mistura de gases introduzida na traqueia e nos pulmões, assim como nos sacos aéreos (Lichtenberger, 2007a). Apenas 10% do volume específico total se encontra nos parabrônquios e capilares aéreos do pulmão das aves. Isto resulta numa capacidade residual funcional (CRF) mínima em aves e torna os períodos de apneia críticos. Em aves anestesiadas, a apneia dá origem a problemas graves durante a anestesia, que são corrigidas

através do controlo da oxigenação e ventilação (Lichtenberger, 2007a). A oxigenoterapia é extremamente benéfica nas espécies aviárias por estas possuírem elevadas necessidades metabólicas de O_2 e ao apresentarem uma superfície de trocas gasosas mais eficiente, podem beneficiar mais com uma FiO_2 superior (Manning, 2002). Apesar do grau de resposta à oxigenoterapia ser variável, qualquer doente aviário que manifeste dispneia, desconforto respiratório agudo e sinais clínicos de hipoxia podem beneficiar do O_2 (Rupley, 1998; Manning, 2002; Rosenwax, 2018).

A molécula O_2, por ser considerada um agente extremamente oxidante, tem a particularidade de causar diferentes graus de toxicidade. A toxicidade está relacionada com a concentração e a duração da exposição dos pulmões ao O_2, sendo que os órgãos mencionados são os mais vulneráveis aos radicais livres do O_2 (Manning, 2002; Hopper, 2010). Na literatura veterinária encontram-se registados estudos que demonstram valores de toxicidade do O_2 em canários e periquitos de 68% a 100%, após 3 a 8 dias de exposição ao O_2, e são observadas lesões pulmonares em periquitos após 3 horas de duração, enquanto expostos a uma concentração de 100% de O_2 (Stauber, 1991; Jaensch *et al*., 2001).

2.3.7.1.1.1. Métodos de administração de oxigénio

Existem diversos métodos de administração do O_2. Dependendo da situação do doente, o método de administração do O_2 é preponderante, assim sendo, serão demonstradas as formas mais comuns de fornecer O_2 (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997).

2.3.7.1.1.1.1. Incubadora hospitalar – Câmara de oxigénio

A oxigenoterapia em pacientes aviários é maioritariamente implementada recorrendo ao uso de uma incubadora, por ser um método não invasivo e que não causa *stress* (Hopper, 2010). Todos os psitacídeos doentes beneficiam da câmara de oxigénio a partir do momento da sua admissão à clínica. Trata-se de um recipiente fechado no qual é fornecido O_2 volátil. Tem o objetivo de conter o O_2 com vista a aumentar a sua concentração atmosférica. Não só necessariamente concede O_2, como também é possível emitir, monitorizar e controlar o calor e a humidade específica, assim como medir o CO_2 ou extrair o CO_2 gasoso produzido pelo animal, durante os cuidados intensivos (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997; Beaufrère, 2016).

2.3.7.1.1.1.2. Máscara de oxigénio

O O_2 pode ser fornecido através de uma máscara e a posição desta varia de acordo com o tamanho da ave. A máscara é ajustada conforme o tamanho da ranfoteca da ave. Em aves de grandes dimensões, a máscara é adaptável e é colocada sobre a cabeça. Em aves

de dimensões inferiores, a máscara pode ter a função idêntica à câmara de oxigénio, cobrindo totalmente a estrutura corporal da ave (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997). A FiO_2 de 25% a 45% pode ser alcançada por *flow-by* e de 35% a 60% através do uso de máscara de oxigénio (Manning, 2002; Hooper, 2010). Para além do método de administração de O_2 referido poder ser eficaz durante um curto período de tempo, deve existir um especial cuidado no uso deste, de forma que a ave não *stress* ou tente resistir a ponto de agravar a sua condição (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997).

2.3.7.1.1.1.3. Entubação

2.3.7.1.1.1.3.1. Entubação endotraqueal

A maioria das espécies aviárias podem ser facilmente entubadas, com recurso a um tubo endotraqueal, devido à ausência da epiglote e relativa facilidade no acesso à laringe (McLelland, 1989b; Ludders & Matthews, 1996; Curro, 1998). Durante a inspiração, os músculos laríngeos contraem-se, e a glote abre-se de forma rítmica, sendo útil para a entubação das aves (Powell, 2000). Alguns autores recomendam tubos endotraqueais com *cuff* de forma a fornecer uma via aérea selada, evitando assim uma ventilação ineficaz, outros recomendam tubos sem *cuff*, visto poderem causar danos na mucosa traqueal e necrose, secundários à pressão do *cuff* insuflado, por incapacidade expansiva da traqueia aviária (Tully & Harrison, 1994; Ludders & Matthews, 1996; Voyer, 1997; Curro, 1998). Um cateter ou um tubo de alimentação de tamanho apropriado pode ser usado, caso careça de um tubo disponível na clínica para essa prática, e se o tamanho do animal assim o exigir (Lichtenberger, 2007a).

2.3.7.1.1.1.3.2. Entubação dos sacos aéreos

A entubação dos sacos aéreos nas aves é um método de suporte respiratório invasivo usada de forma a ventilar estas como alternativa ao método de entubação endotraqueal (Rode *et al*., 1990; Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997; Good *et al*., 2001; Clayton & Ritzman, 2005; Rosenwax, 2018). As cânulas nos sacos aéreos são usadas para a oxigenação e anestesia, especialmente durante procedimentos cirúrgicos na cabeça ou traqueia, onde a entubação endotraqueal seria complicada. Este método é utilizado como terapia em aves dispneicas (Rode *et al*., 1990; Good *et al*., 2001; Clayton & Ritzman, 2005; Rosenwax, 2018). É indicado em casos de obstrução das vias aéreas superiores por CE ou obstrução traqueossiríngea por granulomas ou tumores. Menos comumente, as cânulas dos sacos aéreos são colocadas devido a traumas, colapso ou obstrução traqueal. É vantajoso por também fornecer uma via de administração de fármacos diretamente nos sacos aéreos (Rode *et al*., 1990; Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997; Good *et al*., 2001; Clayton & Ritzman, 2005; Rosenwax, 2018). Este método permite a administração de anestesia volátil,

permitindo uma indução rápida e com o mínimo de *stress*, evitando longos períodos de recuperação pós-cirúrgica (Rode *et al*., 1990; Wijnberg *et al*., 1991). Nos casos onde a ave resista à contenção para os procedimentos necessários à entubação dos sacos aéreos, é solicitado o uso de anestésicos. Já os doentes que se apresentam gravemente dispneicos, estão sujeitos a uma ventilação imediata, e a anestesia nestes é rejeitada (Harris, 1997).

A realização deste método começa após o posicionamento da ave em decúbito lateral e deve ser realizada a antissepsia da região que irá circundar os procedimentos cirúrgicos posteriores. Este procedimento requer a realização de uma incisão na pele do animal com o auxílio de uma lâmina de bisturi e procede-se a disseção dos músculos intercostais e abdominais, recomendando-se o uso de uma pinça hemostática *halstead* mosquito, com a finalidade de criar um orifício com o tamanho ideal para a inserção de um tubo endotraqueal estéril cortado no comprimento apropriado, ou uma cânula de sacos aéreos comercialmente disponíveis. O tubo é inserido no saco aéreo torácico caudal, entre as últimas duas costelas, ou no saco aéreo abdominal caudal, logo após a última costela, dorsal à extremidade dorsal do músculo peitoral escolhido (a última costela é facilmente exposta após a indução da flexão e abdução da perna da ave). O tamanho e o tipo de tubo dependem do tamanho e espécie da ave e do tipo de urgência (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997; Brown & Pilny, 2006; Paré *et al*., 2013; Rosenwax, 2018). Após a introdução do tubo, é necessário a fixação deste, com o auxílio de um fio de sutura. Uma vez fixo, o tubo pode ser conectado a uma fonte de O_2 (Harris, 1997; Brown & Pilny, 2006; Paré *et al*., 2013; Rosenwax, 2018). Na Figura A3 encontra-se representada a entubação do saco aéreo. Se a ave já se encontrar entubada, as vias aéreas devem-se encontrar desobstruídas, visto que os tampões formados por muco são um problema comum em aves (Lichtenberger, 2007a). As cânulas dos sacos aéreos devem ser removidas após 4 dias de uso, devido ao aumento do risco de infeções bacterianas ou fúngicas e consequente aerossaculite associada à colocação prolongada do tubo. Traumas graves dos sacos aéreos, oclusão da cânula com exsudados ou fluídos, trauma nos órgãos celómicos e hemorragias dos órgãos internos são algumas complicações que podem surgir durante a entubação dos sacos aéreos. Após a remoção da cânula, geralmente ocorre enfisema subcutâneo, que é autolimitante e diminuí ao longo do tempo (Lichtenberger, 2007a).

2.3.7.1.2. Nebulização

A nebulização é indicada em aves que apresentem sinais clínicos respiratórios. O objetivo desta terapia é, através de aerossóis, fornecer terapias diretamente aos tecidos respiratórios afetados e humedecer as vias respiratórias para aumentar a depuração de exsudados e detritos necróticos, agindo na “escada rolante” mucociliar (Tully & Harrison,

1994; Orosz, 1997; Beaufrère, 2016). A nebulização permite uma terapia de elevada concentração, maximizando a sua eficácia e minimizando a absorção sistémica, reduzindo o potencial de toxicidade e reduzindo a biotransformação do fármaco (Beaufrère, 2016). Estão descritas recomendações diferentes em relação ao uso de nebulizadores e ao respetivo tamanho das partículas produzidas. Rupley, 1998 refere que nebulizadores ultrassónicos que produzam partículas menores que 3 µm são recomendados. Quesenberry & Hillyer, 1994 e Tully & Harrison, 1994 descrevem que aves com vias aéreas de pequenas dimensões requerem tamanhos de partículas de 0,5 µm. Os nebulizadores a jato de ar são mais ruidosos e mais pesados, mas são menos dispendiosos e têm uma maior capacidade de nebulizar fluídos viscosos do que os nebulizadores ultrassónicos (Taylor *et al*., 1993). Além disso, os nebulizadores a jato de ar produzem um tamanho de partículas menor, permitindo uma maior penetração nas vias respiratórias e a administração de fármacos é mais estável em comparação com os nebulizadores ultrassónicos (Chitty & Monks, 2018). O paciente aviário é mantido dentro de um recipiente que retém a humidade produzida pelas partículas nebulizadas. Este pode ser colocado numa incubadora ou aquecido, se for oportuno (Rupley, 1998; Chitty & Monks, 2018).

A nebulização é combinada com outras terapias iniciais, como a antibioterapia. A administração empírica de fármacos antibióticos de largo espectro por nebulização pode ser iniciada antes dos resultados da cultura bacteriana e do teste de sensibilidade a antibióticos (TSA) estejam disponíveis. Após os resultados da cultura bacteriana e do TSA, é obrigatório alterar a seleção dos antibióticos (Rupley, 1998). Outros fármacos são comummente associados à nebulização, e incluem soluções salinas de 0,9%, antifúngicos, antiparasitários, broncodilatadores e mucolíticos. Os fármacos mais usados na prática clínica aviária para a nebulização são: a) antibióticos: amicacina, carbenicilina, cefotaxima, eritromicina, gentamicina, piperacilina, tilosina, doxiciclina, tobramicina, enrofloxacina; b) antifúngicos: anfotericina B, enilconazol, clotrimazol, terbinafina, voriconazol; c) broncodilatadores: aminofilina, terbutalina; d) mucolíticos: N-acetilcisteína (Tully & Harrison, 1994; Rupley, 1997c; Hawkins et *al.*, 2013). O período recomendado de nebulizações é de 10 a 30 minutos, com uma frequência de uma a três vezes por dia (Rupley, 1998; Beaufrère, 2016). Na Tabela A6 constam alguns dos fármacos usados para nebulização, e respetivas doses.

2.3.7.1.3. Fluidoterapia

O objetivo da fluidoterapia é a reposição das perdas de fluídos e corrigir a perfusão e a hidratação sem induzir sobrecarga hídrica, antecipar a perda de fluídos e fornecer necessidades de manutenção, corrigir eletrólitos e desequilíbrios ácido-base. A via escolhida para a administração de fluidoterapia depende da condição e cooperação do paciente aviário.

A via oral, subcutânea (SC), endovenosa (IV) e intraóssea (IO) são as mais frequentemente usadas na prática clínica (Steinohrt, 1999; Beaufrère, 2016). Na Figura A4 consta apresentada uma imagem da administração de fluídos SC, através do acesso da região inguinal.

Os fluidos são classificados como: cristalóides e colóides. Os fluídos cristalóides podem ser hipotónicos, isotónicos ou hipertónicos. Os fluídos comerciais foram desenvolvidos para o uso em mamíferos, que possuem menor osmolaridade plasmática do que as aves, assim, fluídos classificados como isotónicos têm tendência para ser ligeiramente hipotónicos em aves (Beaufrère, 2016). Os fluídos são pré-aquecidos e administrados a uma temperatura de 38° a 39ºC, como prevenção e correção da hipotermia (Steinohrt, 1999; Beaufrère, 2016). Para a reidratação, são administrados fluídos via IV ou IO (Rupley, 1998; Rosenwax, 2018). Quando a ave não se encontra em estado crítico e com desidratação moderada, pode-se recorrer à via de administração SC. É recomendado nestes casos a administração de uma solução cristalóide isotónica (Beaufrère, 2016). Estes cristalóides são considerados fluídos de reidratação intersticial, dado que apenas 25% dos fluídos permanecem na circulação após um curto período de tempo. O lactato de Ringer (LRS), Normosol-R® e Plasma-Lyte A são soluções tamponadas equilibradas, que mimetizam a composição do líquido extracelular, podendo ser predominantemente usadas em aves (Beaufrère, 2016). A solução salina 0,9% (NaCl 0,9%) não é tamponada nem equilibrada e só é restrita em casos de alcalose metabólica, vómitos e perda de cloreto de potássio (KCl). O LRS é uma solução hipotónica em relação ao plasma aviário que é adequada para a administração SC, por ser absorvida mais rapidamente do que as soluções isotónicas (Beaufrère, 2016). A solução Plasma-Lyte A com pH 7.4 é o fluído mais próximo da composição plasmática das aves, com pH, osmolaridade e concentrações de eletrólitos equivalentes. A solução salina hipertónica leva a uma rápida expansão intravascular, equivalente à ação dos coloides em ¼ do volume. É usado na ressuscitação e em combinação com cristaloides e coloides (Beaufrère, 2016). Os coloides são considerados expansores intravasculares, por aumentarem a pressão coloidal do plasma de forma a atrair o fluído intersticial para o espaço intravascular, e são administrados principalmente, quando a pressão coloidal é reduzida, em casos de hipotensão e hipovolémia, hipoproteinémia, em hemorragias e na ressuscitação volémica. É possível a suplementação de dextrose a 5%, ao adicionar-se uma solução de dextrose a 50% em LRS via IV ou IO a 0,5 mL/kg de bolus durante mais de 15 minutos, na estabilização de pacientes aviários juvenis, septicémicos e caquéticos (Rupley, 1998; Steinohrt, 1999; Beaufrère, 2016).

A fluidoterapia é dividida sistematicamente em três etapas: ressuscitação, reidratação e manutenção. Se um animal estiver instável e apresentar sinais de hipoperfusão, choque ou hemorragia ativa, a ressuscitação volémica de emergência é imprescindível. As

aves resistem melhor ao choque hipovolémico quando comparadas com os mamíferos e só entram em estado de choque descompensado quando a perda de volume intravascular é superior a 60% (Costello, 2004; Lichtenberger, 2007b). Em situações de hipovolémia, a administração de fluidoterapia é fundamental, mas deve ser evitada em doentes euvolémicos (Curro, 1998; Costello, 2004). Os fluídos de ressuscitação incluem cristaloides isotónicos (Plasma-Lyte A) e/ou uma combinação de solução salina hipertónica (NaCl 7,5%), cristaloides e coloides (Lichtenberger 2007b).

A taxa de fluídos é calculada na fase da reidratação da fluidoterapia, e uma vez que a perfusão for restaurada e o grau de desidratação for estimado. Recorre-se a uma fórmula para calcular o défice de hidratação, baseada na desidratação estimada e no peso corporal da ave: Desidratação estimada (%) x Peso (g) = Défice do volume de fluídos (mL) (Redig, 1984; Rupley, 1998; Steinohrt, 1999; Lichtenberger, 2007b). Se a ave se apresentar com perda de peso, com uma CC baixa ou caquética, é adicionada à fórmula a multiplicação de 1000 mL (Wüst & Lierz, 2018). A necessidade de fluídos diários de manutenção, em média, é de 50-100 mL/kg/d (Lichtenberger, 2007b; Rosenwax, 2018). Geralmente, 50% a 100% da perda estimada pode ser restabelecida nas primeiras 24 horas, e como tal devem ser adicionados os requisitos de manutenção e perdas antecipadas (Beaufrère, 2016). Quanto mais rápida a perda de fluídos, mais rápida deve ser a sua reposição, especialmente se for identificada azotemia pré-renal. Estas perdas podem ser repostas em 4 a 10 horas na suspeita de desidratação aguda (Beaufrère, 2016). A decisão da escolha do tipo de fluído é seguida em função dos desequilíbrios eletrólitos e ácido-base observados. De forma geral, é mais comum admitir na clínica um paciente aviário em acidose metabólica em situação de urgência e com apenas desidratação, sendo o Plasma-Lyte A 7.4 o fluído predileto (Beaufrère, 2016). Os cálculos de fluídos são apenas estimativas aproximadas e a monitorização da resposta à fluidoterapia é extremamente importante. O peso corporal do animal dá uma estimativa confiável das necessidades de reidratação (Beaufrère, 2016). Como as perdas e as necessidades de fluídos são difíceis de estimar e é difícil avaliar o desfecho clínico nas aves, é recomendado continuar a reidratação por mais 24 a 48 horas, com uma taxa inferior. A fase de manutenção da fluidoterapia é tipicamente realizada via SC, devido à reduzida tolerância e desconforto dos psitacídeos para cateteres IV e IO (Beaufrère, 2016).

2.3.7.1.4. Suporte nutricional

A manutenção da nutrição é extremamente importante em doentes aviários. Visto que as espécies aviárias possuem um metabolismo bastante rápido, a privação do consumo de nutrientes traduzir-se-á, de forma rápida, em consequências negativas para estas (Harris, 1997). Se a ave apresentar sinais clínicos de anorexia ou hiporrexia, deve-se recorrer à

alimentação forçada de nutrientes diretamente, de forma oral ou através de uma sonda alimentar (Harris, 1997). Após 12 horas de inanição, pode ser prejudicial para a saúde das espécies aviárias, dado que os depósitos de glicogénio podem-se esgotar rapidamente em pequenas aves (Burns, 2014). Uma variedade de métodos pode ser usada para incentivar o consumo de alimentos, incluindo aquecer os alimentos, quando aplicável, fornecer uma seleção de alimentos e reduzir o stresse ambiental (Ogilvie, 2001). A mudança na dieta não deve ser instituída durante o período de hospitalização ou enquanto a ave se encontra doente, sendo preferível oferecer uma dieta que se assemelhe ao que a ave normalmente come (Harris,1997; Burns, 2014). Sempre que possível, a alimentação enteral deve ser considerada antes da opção da tentativa da alimentação parenteral (Ogilvie, 2001).

Os tubos de alimentação curvos são usados para medicar e alimentar pacientes aviários de forma relativamente rápida. Embora envolva algum stress por parte do paciente, o tempo que se economiza com a técnica de contenção das aves permite um auxílio mais rápido (Harris, 1997; Burns, 2014). Outra forma de reduzir o stress durante a administração de medicação líquida via oral, é recorrer ao uso de um tubo de sonda para aves ou através da parte superior da seringa, em simultâneo com a alimentação forçada. A alimentação por sonda deve ser sempre o último tratamento fornecido como recurso, para minimizar o risco de regurgitação e aspiração subsequente (Harris, 1997; Burns, 2014). Em casos onde os pacientes aviários se encontrem mais estáveis, estes são capazes de tolerar a alimentação assistida através do uso de seringa, contudo, só é possível obter êxito em aves que foram criadas à mão e, ou estão familiarizadas com o método descrito (Harris, 1997; Burns, 2014). Na Figura A5 consta representada uma ilustração do procedimento correto de alimentação forçada, exibindo a posição da ave e a contenção desta.

De forma a calcular o volume do alimento forçado, é necessário ter em consideração que, em espécies psitacídeas, o papo corresponde a cerca de 5% do peso corporal ou 50 mL/kg na fase adulta da ave. É prudente começar com um volume de papo que seja de 1/3 a metade do volume total estimado do papo, especialmente em casos de aves gravemente doentes. Posteriormente e, enquanto a regurgitação não ocorrer, é possível aumentar o volume do alimento administrado em duas a três alimentações assistidas (Burns, 2014). No grupo de pequenos psitacídeos, espécies como periquitos, agapornis, caturras e pequenos conures, é sugerida a administração de alimentação numa periodicidade de 6 em 6 horas, visto que estes se alimentam diariamente numa proporção superior ao seu peso corporal (Burns, 2014). Nos amazonas é sugerida a administração de alimentação compreendida entre 8 horas e em espécies de maiores dimensões, como araras e catatuas, 8 a 12 horas. Está indicado tanto em aves de pequenas dimensões, como em aves durante a fase juvenil, uma

frequência superior de alimentações (Burns, 2014). Na Tabela A7 constam tabeladas as *guidelines* gerais que demonstram volumes e frequência recomendados de fórmulas nutricionais aquecidas por alimentação forçada em psitacídeos adultos.

2.3.7.2. Monitorização em cuidados intensivos

A monitorização em espécies exóticas tende a ser complexa, e esta premissa é justificada pelo tamanho reduzido de algumas espécies, pela sua peculiaridade fisiológica e pela limitação de algumas informações disponíveis em determinadas espécies. Porém, alguns princípios e técnicas de monitorização em cuidados intensivos aplicados em clínica de animais de companhia podem ser extrapolados para a clínica de animais exóticos (Lichtenberger, 2007a). Os sistemas cardiovascular e respiratório são, regularmente, os principais e mais estudados na prática clínica de aves, e têm como finalidade a deteção e auxílio da instabilidade homeostática precoce, para que as alterações observadas não se tornem irreversíveis (Lichtenberger, 2007a). Um exame físico completo durante a monitorização em cuidados intensivos é crucial para uma avaliação correta dos parâmetros sistémicos de perfusão cardiovascular, neste é imprescindível recolher dados da cor das membranas mucosas, do TRC, da auscultação da FC, da FR, ritmo e força do pulso arterial, do estado mental, assim como da temperatura corporal do animal (Ludders & Matthews, 1996; Lichtenberger, 2007a).

Poderá ser necessário o auxílio dos métodos complementares de diagnóstico disponíveis na clínica, para determinar uma avaliação adicional do sistema cardiovascular, nomeadamente a medição indireta da pressão arterial, a medição da pressão venosa central (PVC), ideal para adquirir conhecimento sobre o *status* do volume intravascular, e a análise cardíaca, através do equipamento de eletrocardiografia (ECG), ecocardiografia, radiografia, entre outros (Lichtenberger, 2007a; Tourma & Davies, 2013; Fletcher & Boller, 2015). A monitorização do sistema respiratório também é essencial, e estão disponíveis métodos como a pulsioximetria, medição de dióxido de carbono expirado ($EtCO_2$), capnografia, respirometria, monitorização de apneia e gasometria (Ludders & Mattews, 1996; Lichtenberger, 2007a). A SpO_2 recomendada numa ave saudável é de cerca de 97% a 100%. (Schmitt *et al*., 1998; Paula *et al*., 2008) e está recomendado o uso do pulsioxímetro como dispositivo de monitorização, com a finalidade de manter uma SpO_2 maior que 90% no decurso da ventilação assistida e espontânea (Lichtenberg, 2007a). O $EtCO_2$, medido através da capnografia, pode ser usado como uma estimativa da $PaCO_2$, dado que a quantidade de $EtCO_2$ parece ser, teoricamente, quase semelhante à quantidade de CO_2 no sangue que vasculariza os alvéolos, com apenas uma diferença de 2 a 5 mmHg da $PaCO_2$ normal, que é de 35 a 45 mmHg em aves saudáveis (Edling *et al*., 2001; Grmec & Klemen, 2001; Lichtenberger, 2007a; Tourma &

Davies, 2013; Fletcher & Boller, 2015). A monitorização de $EtCO_2$ pode ser particularmente útil, visto ser um parâmetro resistente a artefactos de movimento (Grmec & Klemen, 2001; Tourma & Davies, 2013; Fletcher & Boller, 2015). A FR normal das araras em repouso é de 20 a 25 rpm, porém a contenção pode aumentar os valores da FR 1,5 a 2 vezes mais em relação à FR de repouso (Ludders & Matthews, 1996).

2.3.7.2.1. Gasometria

A gasometria é definida como a determinação do pH, PaO_2 e $PaCO_2$ do sangue. Os dados deste método são registados de forma a avaliar a estado ácido-base e a função pulmonar do paciente (Heatley *et al*., 2015). A gasometria arterial é realizada quando há suspeita de dificuldades na oxigenação da ave e como parâmetro no diagnóstico da etiologia da hipoxia do animal ou na avaliação da resposta ao tratamento (Lichtenberger, 2007a). O pH venoso das aves está compreendido entre o intervalo de 7,4 a 7,5, com algumas exceções em determinadas espécies de psitacídeos em que o pH sanguíneo surge mais perto dos valores de 7,35. A $PaCO_2$ normal nas espécies aviárias compreende os valores de 30 a 35 mmHg (Paula *et al*., 2008; Montesino & Ardiaca, 2013; Heatley *et al*., 2015).

O valor de pH venoso determina a presença de acidemia ou alcalemia. Seguidamente, o bicarbonato (HCO3) e a $PaCO_2$ são avaliados tendo em consideração o distúrbio primário. Os distúrbios primários incluem acidose e alcalose metabólica, assim como acidose e alcalose respiratória. A compensação é posteriormente avaliada e tem como finalidade a determinação da presença de distúrbios mistos ou complexos (Heatley *et al*., 2015). Se a compensação for diferente do esperado em função da magnitude das alterações do distúrbio primário, podem ser extrapolados os valores em mamíferos, visto que estes não são estudados em aves (Heatley *et al*., 2015). A hipoventilação dá origem a uma acidose respiratória (com o aumento da PCO_2), enquanto a hiperventilação origina uma alcalose respiratória (Lichtenberger, 2007a). Os distúrbios mistos podem ocorrer em congruência com o pH normal do animal e neste caso os eletrólitos são medidos, como os cloretos (Cl-), o potássio (K+) e o sódio (Na+), de forma a calcular o *Anion Gap* (AG) e *Strong Ion Difference* (SID). O AG fornece, sobretudo, a diferença entre os tipos de acidose metabólica. As aves manifestam o AG de 10 a 15 mEq/L (ligeiramente inferior ao dos mamíferos $\cong$ 16 mEq/L), mas é frequentemente aumentada pelo lactato produzido durante a contenção da ave. A equação do SID é frequentemente simplificada, usando apenas iões Na+ e Cl-, e geralmente é apresentada como 36 mEq/L (Stämpfli *et al*., 2006; Montesinos & Ardiaca, 2013; Heatley *et al*., 2015).

2.3.7.2.2. Temperatura corporal

As aves são animais homeotérmicos que têm a capacidade de regular a temperatura corporal interna. A temperatura corporal central em aves saudáveis é de aproximadamente 38º a 39ºC em repouso e 40º a 42ºC quando ativas (Prinzinger *et al*., 1991). A temperatura ambiente ideal para as aves doentes é de 29º a 30ºC (Quesenberry & Harrison, 1994; Rupley, 1997a, 1997d). A temperatura corporal pode ser medida através de um termómetro eletrónico e uma sonda longa e flexível com termístor inserida no esófago ao nível do coração ou através da cloaca. A temperatura cloacal pode variar significativamente devido aos movimentos cloacais e que podem afetar a posição do termómetro ou da sonda com termístor. A monitorização da temperatura corporal e o fornecimento de calor suplementar, assim como a administração de fluidoterapia aquecida é essencial (Rudloff & Kirby, 2001; Rembert *et al*., 2002; Costello, 2004). A temperatura corporal pode ser ajustada, inserindo almofadas e cobertores entre a ave e as superfícies frias e sacos de água quente, através de um dispositivo de aquecimento por ar forçado numa incubadora ou com recurso a uma lâmpada de infravermelhos (Rembert *et al*., 2002; Beaufrère, 2016). Em muitas espécies animais, os recetores adrenérgicos começam a responder às catecolaminas e à fluidoterapia (Rudloff & Kirby, 2001).

A desidratação nas aves afeta os mecanismos de termorregulação, resultando na possibilidade significativamente maior de hipertermia num ambiente com temperaturas altas. Geralmente é resultado de uma diminuição na extensão de arrefecimento evaporativo (Arad *et al*., 1985; Arad *et al*., 1987; Itsaki-Glucklich & Arad, 1992). A desnutrição nas aves tem efeitos na redução da termogénese, com a possibilidade de originar hipotermia noturna, assim como também um declínio diurno na temperatura interna corporal, que tem a finalidade de minimizar o consumo de energia (Ostheim, 1992; Reinertsen, 1996).

3. Material e Métodos

O autor considera que o conhecimento sobre os métodos de ação perante uma situação de urgência em aves é imprescindível para a prática clínica, visto que existe um aumento significativo do número de aquisições de espécies animais exóticas. Com o aumento da aquisição de animais exóticos, há uma tendência para aumentar o número de urgências que surgem na prática clínica de medicina veterinária. Assim, é imperativo o desenvolvimento de competências médicas veterinárias necessárias ao auxílio em conformidade com o caso e a espécie animal que se apresente na clínica.

Serão apresentados quatro casos clínicos relativos a urgências respiratórias de espécies aviárias da ordem Psittaciformes, que o autor acompanhou durante o estágio no CVEP.

Para a recolha dos dados foram consultadas as fichas clínicas dos animais em estudo, todos admitidos na clínica CVEP. Encontra-se descrito a informação do animal, a anamnese, o exame físico, os exames complementares, o tratamento e a evolução de cada caso.

3.1. Apresentação dos Casos de Urgências Respiratórias em Psitacídeos

Caso clínico 1

Anamnese: Espécie: *Ara glaucogularis*; Sexo: Macho; Idade: 2 meses

O tutor da ave referiu que possuí outras aves na coleção, mas apenas a espécie *Ara glaucogularis* é mantida para reprodução e criação. A ave terá nascido através da reprodução de um casal adquirido há muitos anos. O proprietário do animal referiu que notou um ruído respiratório desde o dia anterior (13-05-2021) e um atraso do esvaziamento do papo após a administração da papa às 17 horas. Todas as medicações exceto a metoclopramida terão sido descontinuadas após o internamento anterior.

História Clínica: O animal esteve internado anteriormente, tendo dado entrada na clínica no dia 28-04-2021, de urgência, visto que o tutor da ave terá mencionado um ruído respiratório após a alimentação forçada durante a noite. Mencionou também que, desde o nascimento, esta ave nunca apresentou outras alterações físicas visíveis. Ao exame físico, o animal apresentava um peso de 691 g, e verificou-se a presença de dispneia e de conteúdo no papo da ave. A cria de arara permaneceu internada durante 3 dias, e terão sido realizadas citologias a amostras de fezes, observando-se leveduras comensais e *Clostridium* spp. Foram também realizadas citologias a amostras do papo, não demonstrando nada de anormal. Durante o internamento foi aplicada terapia de suporte, metoclopramida, enrofloxacina e amoxicilina e ácido clavulânico, e dexametasona, que terá sido substituída por meloxicam. Durante o internamento, o animal apresentou uma boa evolução da sua condição e foi dada alta com a recomendação para a administração de metoclopramida, amoxicilina e ácido clavulânico, complexo vitamínico B10 e sucralfato, todos via oral. Na consulta de reavaliação do estado geral, verificou-se melhorias das condições respiratórias e um aumento de peso.

Exame físico: Peso: 725 g; manipulou-se a ave o mínimo possível e no exame à distância observou-se um grau muito grave de dispneia e a presença de conteúdo no papo.

Lista de problemas: Dispneia grave; Estase do papo.

Diagnósticos diferenciais: Aerossaculite fúngica ou bacteriana; Pneumonia bacteriana, fúngica, viral, química ou por aspiração; Doença hepática, cardíaca ou renal; Anemia.

Exames complementares: Depois de estabilizada numa incubadora com oxigénio, a ave foi submetida à colheita de amostras das coanas e papo com posterior análise citológica destas, detetando-se sobrecrescimento bacteriano e *Candida* spp., respetivamente. No quinto

dia de internamento foi realizada endoscopia para a visualização dos sacos aéreos, pulmões e cavidade celómica, onde foi observado exsudado pulmonar, neovascularização e presença de pequenos granulomas no saco aéreo torácico caudal esquerdo, também foi realizada a excisão de alguns granulomas.

Diagnóstico: Devido à impossibilidade de realizar mais exames complementares por limitações económicas do tutor do animal, foi obtido o diagnóstico presuntivo de aerossaculite por aspergilose e pneumonia bacteriana.

Tratamento: No primeiro dia de internamento e admissão da urgência foi administrada oxigenoterapia imediata, através de uma incubadora hospitalar. Durante o internamento, a ave permaneceu numa incubadora de oxigenoterapia, num local aquecido com comida e água *ad libitum*. Visto que a ave apresentava dispneia muito grave, foi necessário um rigoroso acompanhamento e não foi permitida a manipulação para além da estritamente necessária. Foi aplicada terapia de suporte, que consistiu na administração de fluidoterapia aquecida à temperatura corporal através de solução hidroeletrolítica glicosada (Esterofundina A-G®, 10 mL/kg, via SC, a cada 8 horas (TID)), e papa para aves aquecida, administrada por sonda *per os* (PO). Foi administrada antibioterapia, através de enrofloxacina (Baytril®, 10 mg/kg, via IM, a cada 24 horas (SID)), e metoclopramida (Primperan®, 0,5 mg/kg, via IM, a cada 12 horas (BID)). No segundo dia de internamento adicionou-se à medicação amoxicilina e ácido clavulânico (Clavamox®, 125 mg/kg, PO, TID) e terapia anti-inflamatória, com a administração de meloxicam (Acticam®, 0,5 mg/kg, via IM, SID). No terceiro dia de internamento reduziu-se a frequência de administração de solução hidroeletrolítica glicosada de TID para SID. No quarto dia de internamento foi adicionado ao plano terapêutico nebulizações com solução salina (NaCl 0,9% BID). No quinto dia de internamento foi adicionada terapia antifúngica, com a administração de itraconazol (Itrafungol®, 5 mg/kg, PO, SID) e nebulizações (BID, até perfazer 2 dias) de enrofloxacina (Baytril®, 10 mg/mL) e acetilcisteína (Fluimucil®, 22 mg/mL) em NaCl 0,9%. No sexto dia de internamento aumentou-se o número de doses administradas de metoclopramida de BID para TID. A partir do sétimo dia de internamento, as nebulizações continuaram a ser administradas apenas com NaCl 0,9% (BID). No décimo primeiro dia de internamento foi adicionada a administração de carvão ativado (52 mg/kg, PO, duas vezes). No décimo segundo dia de internamento foi removida a administração de solução hidroeletrolítica glicosada.

Evolução clínica: No primeiro e segundo dia de internamento, o animal ainda apresentava sinais respiratórios, apresentando extensão do pescoço no fundo da incubadora, e estado mental alerta, e regurgitou uma vez. Do terceiro ao sétimo dia de internamento houve uma evolução positiva do caso, com a redução da gravidade dos sinais clínicos, mas após a

manipulação da ave, os sinais respiratórios como o esforço respiratório e ruído respiratório agravavam e esta começava a respirar de bico aberto, e teve 6 episódios de regurgitação durante este período. Do quinto ao sétimo dia de internamento, o peso diminuiu consideravelmente, com a redução de 64 g desde a admissão na clínica. No sexto dia de internamento verificou-se estase do papo. Do oitavo ao décimo dia de internamento, os sinais respiratórios mantiveram-se, começou a desenvolver enfisema subcutâneo, e teve 1 episódio de regurgitação durante este período. No décimo primeiro dia de internamento, foi observada uma melhoria significativa do estado geral da ave, com redução do esforço respiratório. Do oitavo ao décimo terceiro dia, e último, de internamento, o peso aumentou 74 g. O peso da ave aumentou 15 g após a admissão na clínica. Foi dada alta com a recomendação de voltar para consulta de reavaliação dois dias depois, onde foi observada uma ligeira estase do papo e citologia do papo ainda positiva a *Candida* spp. e uma diminuição do peso de 80 g, e ainda se precedeu a uma pequena incisão de forma a aliviar o enfisema subcutâneo. Três dias depois, a ave foi reavaliada, onde foi possível observar-se uma boa evolução, sem os sinais respiratórios, apenas demonstrando um ligeiro esforço respiratório após a manipulação, que rapidamente desaparecia, e um aumento do peso de 5 g desde a última consulta de controlo. De um modo geral, a condição geral da arara melhorou substancialmente, com a diminuição da gravidade da sintomatologia desde a admissão à clínica, mas sem a remissão desta.

Prognóstico: A forma crónica de aspergilose em aves é a mais comum e relacionada com imunossupressão. De acordo com a literatura, geralmente, quando é realizado o diagnóstico de aerossaculite por aspergilose em aves é expectável obter-se um prognóstico desfavorável, dependendo dos fatores predisponentes. Neste caso, o *stress*, a antibioterapia prolongada e o transporte contribuíram para a dificuldade terapêutica e evolução clínica durante a hospitalização.

Caso clínico 2

Anamnese: Espécie: *Psittacula krameri*; Sexo: Fêmea; Idade: 2 meses

O tutor da ave notou a presença de corrimento no bico e dificuldade respiratória algumas semanas antes de se apresentar na clínica, tendo melhorado após a administração de ivermectina como automedicação, sem ter referido a dose.

Exame físico: Peso: 155 g; O animal demonstrava dispneia grave, dilatação celómica grave, presença de restos de papa no bico e CC de 2/5.

Lista de problemas: Dispneia grave; Dilatação celómica grave; Perda de peso; Rinorreia.

Diagnósticos diferenciais: Ascite por insuficiência hepática ou cardíaca; Desnutrição; Massa celómica; Peritonite; Anemia; Doença renal; Aerossaculite fúngica ou bacteriana; Pneumonia bacteriana, fúngica, viral, química ou por aspiração; Rinite bacteriana ou fúngica; Hemoceloma por trauma ou CE.

Exames complementares: Depois de estabilizada numa incubadora com oxigénio, a ave foi submetida à colheita sanguínea para posterior análise hematológica e bioquímicas. As análises sanguíneas demonstraram uma diminuição do hematócrito, um aumento do aspartato aminotransferase (AST), hipoalbuminemia e hipocalcemia, heterofilia, linfocitose, monocitose (na Tabela A8 constam tabelados os valores de referência hematológicos e bioquímicos). O tutor decidiu não proceder à análise citológica da recolha do líquido celómico. A análise citológica das fezes não demonstrou alterações anormais.

Diagnóstico: Devido à impossibilidade de realizar mais exames complementares devido a limitações económicas do tutor do animal, foi obtido o diagnóstico presuntivo de ascite por insuficiência hepática.

Tratamento: Durante o internamento, a ave permaneceu numa incubadora de oxigenoterapia, num local aquecido com comida e água *ad libitum*. No primeiro dia de internamento foi realizada a recolha de cerca de 15 mL de líquido celómico livre translúcido. Foi aplicada terapia de suporte, que consistiu na administração de fluidoterapia aquecida à temperatura corporal através de solução hidroeletrolítica glicosada (Esterofundina A-G®, 10 mL/kg, via SC, TID), e papa para aves aquecida, administrada por sonda PO. Foi administrada antibioterapia, através de enrofloxacina (Baytril®, 10 mg/kg, via IM, BID). No segundo dia de internamento adicionou-se à medicação lactulose (200 mg/kg, PO, TID), silimarina (75 mg/kg, PO, TID) e Ferrovet® (10 mg/kg, via IM, a cada 3 dias). No terceiro dia de internamento substituiu-se a solução hidroeletrolítica glicosada por LRS em associação com Duphalyte® (vitaminas do grupo B, eletrólitos, aminoácidos e dextrose) (10 mL/kg, via SC, TID) e adicionou-se ao tratamento Duphafral® vitamina D3 (3.300 UI/kg, via IM, a cada 8 dias). No quarto dia de internamento adicionou-se ao tratamento cálcio (5 mg/kg, via IM, BID), midazolam (2 mg/kg, via IM, dose única), dexametasona (Dexafort®, 3 mg/kg, via IM, dose única).

Evolução clínica: o peso do animal aumentou 11 g após a admissão na clínica. No segundo dia de internamento a ave começou a produzir secreção da cavidade nasal direita. No terceiro dia de internamento o animal desenvolveu biliverdinuria e esteatorreia (na Figura

A6 é exibida uma imagem que serve de exemplo, representativa de biliverdinuria). A atitude da ave encontrava-se alterada, apresentando ambas as asas, assim como a região caudal desta ligeiramente descaídas, mas sempre alerta e responsiva. No quarto dia de internamento o psitacídeo exibia tremores musculares e ataxia, assim como um esforço respiratório significativo, permanecia no fundo da gaiola e a atitude da ave aparentava-se deteriorada, e não responsiva e terá exibido dois episódios de convulsão. A condição geral da ave começou a deteriorar-se substancialmente durante o internamento, sem melhorias clínicas, tendo sido posteriormente submetido a eutanásia.

Caso clínico 3

Anamnese: Espécie: *Psittacula krameri*; Sexo: indeterminado; Idade: indeterminada (juvenil).

O tutor da ave referiu que esta terá sido adquirida três dias antes de ter sido admitida na clínica. A alimentação consistia em papa de ovo e sementes, embora tenha sido oferecido maçã. A ave possui histórico de desaparecimentos, tendo sido encontrada numa outra localização, distante da residência do tutor.

Exame físico: Peso: 116 g. O animal demonstrava um estado mental apático, ausência de responsividade, assim como dispneia grave, esforço respiratório e *tail bobbing*, e possuía uma CC muito baixa. Na transportadora da ave, foi possível a investigação macroscópica dos uratos, manifestando uma cor amarelo-esverdeada.

Lista de problemas: Dispneia grave; Esforço respiratório; *Tail bobbing*; Apatia; Biliverdinuria; Perda de peso.

Diagnósticos diferenciais: Pneumonia bacteriana, fúngica, viral, química ou por aspiração; Aerossaculite fúngica ou bacteriana; Desnutrição; Doença hepática; Inalação de CE; Hemoceloma por trauma.

Exames complementares: Foi realizada análise citológica das fezes, detetando-se sobrecrescimento de população bacteriana polimórfica bacilos Gram-negativas e cocos Gram-positivas, sendo a última a forma mais predominante da amostra citológica.

Diagnóstico: Devido à impossibilidade de realizar mais exames complementares por limitações económicas do tutor do animal, não foi possível emitir um diagnóstico definitivo, tendo sido realizada somente a abordagem terapêutica dos sintomas da ave.

Tratamento: Durante o internamento, a ave permaneceu numa incubadora de oxigenoterapia, num local aquecido com comida e água *ad libitum*. Foi aplicada terapia de suporte, que consistiu na administração de fluidoterapia aquecida à temperatura corporal através de solução hidroeletrolítica glicosada (Esterofundina A-G®, 10 mL/kg, via SC, TID), e papa para aves aquecida, administrada por sonda PO. Foi administrada antibioterapia, com a administração de enrofloxacina (Baytril®, 10 mg/kg, via IM, BID), e doxiciclina (Vibramicina®, 25 mg/kg, PO, SID) e terapia anti-inflamatória, com a administração de meloxicam (Acticam®, 0,5 mg/kg, via IM, SID).

Evolução clínica: Verificou-se uma evolução positiva do estado mental do psitacídeo durante o decurso dos quatro dias de internamento, sucedendo a um estado de alerta e responsividade, o seu peso aumentou 6 g e os uratos permaneceram com uma cor normal. Após o segundo dia de internamento, a ave já se alimentava voluntariamente, seguidamente à sua estimulação, mas ao analisar o animal à distância, o sinal de esforço respiratório *tail bobbing* ainda permanecia significativo. No terceiro dia foi observada uma melhoria significativa do estado geral da ave, sem exibir sinais respiratórios. No quarto dia de internamento foi dada alta, recomendando manter a antibioterapia, com a administração de enrofloxacina (15 mg/kg, PO, SID) e doxiciclina (25 mg/kg, PO, SID) e uma reavaliação após cinco dias. No decorrer da consulta de reavaliação, o tutor do psitacídeo referiu que este se encontrava ativo e apetente enquanto era fornecida a papa a cada 4 horas. A ave não manifestava dispneia nem esforço respiratório e exibia uma atitude ativa, alerta e responsiva, bem como a auscultação normal, não apresentava biliverdinuria e o peso terá sido 115 g no exame do estado geral. A análise citológica das amostras de fezes com o objetivo de proceder à contagem de bactérias revelou uma diminuição significativa do número de bactérias, sendo este número quase nulo. A administração de doxiciclina terá sido descontinuada quatro dias após o último dia de internamento e foi recomendado manter a administração de enrofloxacina durante mais cinco dias. Ao ser considerada a evolução do caso como positiva, e à medida que o animal se encontrava a ingerir as sementes de forma voluntária, foi possível ir reduzindo exponencialmente a administração de papa.

Prognóstico: Não foi possível emitir um diagnóstico definitivo e determinar a etiologia da doença, mas se houve envolvimento da *Chlamydophila psittaci* e os uratos apresentavam cor amarelo-esverdeado, pode ser indicativo de comprometimento hepático, e geralmente é considerado um indicador de prognóstico desfavorável, com possível morte. No entanto, foi possível obter-se um prognóstico favorável após o tratamento empírico durante a hospitalização do psitacídeo, com remissão da sintomatologia.

Caso clínico 4

Anamnese: Espécie: *Ara ararauna*; Sexo: indeterminado; Idade: 20 anos

O tutor do psitacídeo terá referido que este habitava num espaço no exterior, embora protegido por vedação, e coabitava com outras espécies aviárias, tendo sido algumas relatadas e identificadas como fasianídeos, tinamídeos e outros psitacídeos como *Platycercus* spp., sem alterações na rotina, nem aquisição de novos animais à coleção. No dia anterior à admissão da ave na clínica, o proprietário terá mencionado que esta mostrava sinais de apatia, anorexia, mantinha o bico aberto permanentemente e permanecia no solo de forma estática.

Exame físico: Peso: 1100 g. O exame à distância revelou que o animal exibia sinais respiratórios, como dispneia grave e respiração de bico aberto, letargia e ocasionalmente sinais de regurgitação não produtiva.

Lista de Problemas: Dispneia grave; Respiração de bico aberto; Letargia; Assente no fundo da gaiola; Anorexia; Regurgitação não produtiva.

Diagnósticos diferenciais: Pneumonia bacteriana, fúngica, viral, parasitária, química ou por aspiração; Aerossaculite fúngica ou bacteriana; Doença pulmonar obstrutiva crónica; Doença hepática; Doença renal.

Exames complementares: Depois de estabilizada numa incubadora com oxigénio, a ave foi submetida à colheita sanguínea para posterior análise hematológica e bioquímicas. As análises sanguíneas demonstraram um aumento significativo da AST, uma ligeira hipocalcemia e os valores de ácido úrico ligeiramente aumentados (na Tabela A8 constam tabelados os valores de referência hematológicos e bioquímicos). O tutor recusou a realização de outros exames.

Diagnóstico: Devido à impossibilidade de realizar mais exames complementares por limitações económicas do tutor do animal, não foi possível emitir um diagnóstico definitivo, tendo sido realizada somente a abordagem terapêutica dos sintomas da ave.

Tratamento: Durante o internamento, a ave permaneceu numa incubadora de oxigenoterapia, num local aquecido com comida e água *ad libitum*. Foi aplicada terapia de suporte, que consistiu na administração de fluidoterapia aquecida à temperatura corporal através de solução hidroeletrolítica glicosada (Esterofundina A-G®, 10 mL/kg, via SC, TID), e papa para aves aquecida, administrada por sonda PO. Foi administrada antibioterapia, através de enrofloxacina (Baytril®, 10 mg/kg, IM, SID) e terapia anti-inflamatória, com a administração de meloxicam (Acticam®, 0,5 mg/kg, via IM, SID).

Evolução clínica: No decorrer dos dois dias de internamento não foi verificada uma evolução significativa do caso. A arara encontrava-se com o estado mental muito agitado e a anorexia persistiu. Diminuiu alguns dos sinais de dispneia, mas manteve o bico ligeiramente aberto, produziu fezes de tamanho reduzido e aumentou 20 g de peso. Foi dada alta com a recomendação de manter a antibioterapia, administrando enrofloxacina via oral durante 12 dias. Não foram fornecidas mais informações sobre este caso.

Prognóstico: Dado que não foram fornecidas mais informações sobre este caso clínico e não tendo sido possível obter um diagnóstico, foi apenas realizado um tratamento empírico devido às limitações monetárias do tutor do animal. Por este motivo torna-se impossível emitir um prognóstico.

4. Discussão

As urgências respiratórias em aves, nomeadamente em psitacídeos, constituem uma percentagem importante em clínica de exóticos, sendo estes casos extremamente desafiantes, atendendo à particularidade destas espécies, tal como foi possível constatar com a descrição feita de quatro casos clínicos de aves neste trabalho. Os quatro casos clínicos descritos pertencem à ordem Psitaciformes, de espécies, idades e condições de maneio diferentes. Dois casos pertenciam à espécie *Psittacula krameri*, de idades diferentes, uma fêmea e um de sexo indeterminado, um caso pertencia à espécie *Ara glaucogularis,* macho com dois meses de idade, e outro caso da espécie *Ara ararauna*, com 20 anos de idade e de sexo indeterminado.

Os tutores de três aves detetaram sinais respiratórios evidentes que incluíram ruído respiratório no Caso 1, rinorreia e dispneia no Caso 2, e respiração de bico aberto, o Caso 4 apresentava-se também assente no fundo da gaiola, letárgico e em anorexia. A referida sintomatologia reportada pelos tutores durante a triagem e anamnese do animal é bastante grave e considerada uma urgência válida. Por este motivo, as aves foram observadas imediatamente pelo médico veterinário, tendo sido instituídos rapidamente os cuidados intensivos e os protocolos de tratamento. Visto que o metabolismo destas é bastante rápido, o prognóstico tem tendência para se agravar consideravelmente, por outro lado, as aves têm a particularidade de ocultar os sinais clínicos de doenças até que a sua condição se torne grave (Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007; Hildreth, 2016; Jenkins, 2016).

Nos quatro casos clínicos, realizou-se primeiro a estabilização do animal com suplementação de oxigénio, através da incubadora hospitalar, num ambiente aquecido a 29ºC. A incubadora é um método de administração de oxigénio que não causa *stress* e que todos os pacientes beneficiam a partir do momento da sua admissão na clínica, fundamentalmente aves dispneicas, antes e durante o maneio. A temperatura ambiente ideal para as aves doentes é de 29º a 30ºC (Quesenberry & Hillyer, 1994; Harris, 1997; Rupley, 1998; Bowles *et al*., 2007; Hopper, 2010; Beaufrère, 2016; Hildreth, 2016). As aves são particularmente sensíveis à hipotermia devido ao seu tamanho reduzido e por possuírem uma maior área de superfície em relação ao rácio de volume, pelo que perante pacientes doentes, é prudente fornecer o calor exógeno antes da realização de qualquer procedimento que implique o manuseamento destes (Doneley, 2010b).

Depois de as aves dispneicas se encontrarem estabilizadas num ambiente controlado, e com cuidadosa e mínima manipulação, foi possível recolher informação através do exame físico. Durante este, todos os animais foram pesados para o cálculo de dosagens

de medicações, e todos os dias eram pesados de forma a acompanhar o progresso do caso, tal como se encontra recomendado na literatura veterinária (Abou-Madi & Kollias, 1992; Rupley, 1997d, 1998).

Duas das aves (Caso 2 e Caso 3) possuíam uma CC muito baixa. A avaliação da condição corporal nas aves é realizada através da palpação dos músculos peitorais (Bowles *et al.* 2007). Nestas foi possível observarem-se os músculos peitorais de tamanho reduzido, permitindo a palpação fácil da quilha que se encontrava mais exposta, como é descrito por Bowles *et al*., 2007. Em aves saudáveis, o osso central da quilha geralmente não é palpável e os músculos peitorais assumem uma aparência roliça e arredondada, em oposição ao demonstrado em ambos os casos (Bowles *et al.*, 2007).

Os quatro casos clínicos apresentados consistiram em urgências com um quadro clínico respiratório grave, tendo sido a dispneia o sinal clínico comum a todos os casos clínicos. Foi possível observar-se em todas as urgências um grau grave a muito grave de dispneia, altamente sugestivo de doença do trato respiratório ou da cavidade celómica (Tully & Harrison, 1994; Arca-Ruibal, 2016; Stout, 2016).

Inicialmente foi possível observar outros sinais clínicos como estase do papo no Caso 1, dilatação celómica grave no Caso 2, letargia, esforço respiratório, *tail bobbing* e biliverdinuria no Caso 3, respiração de bico aberto e regurgitação no Caso 4. Todos os sinais clínicos referidos vão de encontro ao que se encontra descrito na literatura, como sendo compatível com doença respiratória ou doença da cavidade celómica (Tully & Harrison, 1994; Arca-Ruibal, 2016; Stout, 2016).

No Caso 1 foram realizadas análises citológicas às coanas, onde foram detetadas bactérias Gram-negativas. Foram realizadas também análises citológicas ao papo, onde foi observado *Candida* spp., mas em pequeno número, sendo que este fungo faz parte do trato gástrico superior e não gera uma resposta inflamatória, desde que não produza uma infeção que envolva a mucosa (Doneley, 2010e). Porém, a presença deste fungo pode ser a causa do atraso do esvaziamento do papo, podendo também ser de origem nutricional inadequada (Stockdale, 2018). Dada a condição da ave não se encontrar com uma progressão favorável, foi necessária a visualização dos sacos aéreos e pulmões através de endoscopia. Através deste método imagiológico foi possível observar-se exsudado pulmonar, neovascularização e presença de pequenos granulomas no saco aéreo torácico caudal esquerdo. Adicionalmente foi possível a sexagem da ave (macho). Pela observação através do laparoscópio é sugerido que a origem da sintomatologia respiratória terá sido devido a aerossaculite e pneumonia. Da forma como os sacos aéreos e os pulmões são órgãos intimamente ligados, é comum observarem-se as duas doenças em simultâneo (Girling, 2005). De um modo geral, a

aerossaculite observada na prática clínica, apresenta uma etiologia fúngica e/ou bacteriana, sendo o *Aspergillus* spp. o agente fúngico mais prevalente e o *Mycoplasma* spp. e a *Chlamydophila psittaci* os agentes bacterianos que apresentam maior prevalência (Tully & Harrison, 1994; Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007). Nas pneumonias, além dos agentes etiológicos da aerossaculite, outros agentes patogénicos bacterianos geralmente estão presentes (Girling, 2005). O *Mycoplasma* spp. e a *Chlamydophila psittaci* têm predileção pelo epitélio respiratório e são organismos intracelulares obrigatórios. Além de causarem doenças no trato aéreo superior, também podem afetar as vias aéreas inferiores, com a infeção nos sacos aéreos (Harris, 1991; Phalen, 2000; Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007). A bactéria *Chlamydophila psittaci* geralmente dá origem a infeções sistémicas (Phalen, 2000). A aspergilose é considerada uma doença oportunista que se desenvolve em aves imunodeprimidas (Phalen *et al*., 1999, 2000; Girling, 2005). Esta também se desenvolve como infeção primária, aquando da exposição a um ambiente com um número elevado de esporos de *Aspergillus* spp. (Girling, 2005). Está frequentemente associada a aerossaculite caudal, com apresentação granulomatosa (Girling, 2005; Doneley, 2010b). Os sacos aéreos caudais são os mais frequentemente afetados em aves, dado ao seu envolvimento durante a primeira inspiração, com a deposição de esporos fúngicos nos sacos aéreos durante a pausa compreendida entre a inspiração e expiração (Tully & Harrison, 1994; Girling, 2005; Doneley, 2010b). Nos últimos dias de internamento, nesta ave foi também observada a presença de enfisema subcutâneo, possivelmente secundário às lesões dos sacos aéreos. Estas lesões dos sacos aéreos estarão relacionadas com o trauma associado à laparoscopia ou a sequela da doença dos sacos aéreos (Voyer, 1997; Phalen, 2000; Stout, 2016).

Em relação ao tratamento do Caso 1, está descrito na literatura que a antibioterapia sistémica e o desbridamento físico com o auxílio da endoscopia é útil no tratamento de infeções dos sacos aéreos e pulmões (Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010c; Silvanose, 2016). Foi administrada antibioterapia através do uso de enrofloxacina, uma fluoroquinolona eficaz contra a maioria das bactérias do foro respiratório (Doneley, 2010c; Silvanose, 2016). As bactérias suscetíveis à enrofloxacina incluem *Mycoplasma* spp., *Pseudomonas* spp. e *Escherichia coli* (Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010c; Silvanose, 2016). Foi adicionada amoxicilina e ácido clavulânico, por possuir um amplo espectro de ação antibiótica (bactérias patogénicas Gram-positivas e Gram-negativas) (Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010c; Silvanose, 2016). Embora no caso clínico 1, se tenha apenas obtido um diagnóstico presuntivo de aspergilose, a endoscopia foi aplicada com um propósito diagnóstico, e também teve função terapêutica, com a excisão cirúrgica e redução do volume de alguns granulomas presentes no saco aéreo torácico caudal, permitindo melhorar a respiração da arara e aumentar as hipóteses de sucesso do tratamento

farmacológico (Tully & Harrison, 1994; Phalen, 2000; Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010c). Em relação ao tratamento da aspergilose, este é extremamente difícil, uma vez que o agente fúngico possuí resistência medicamentosa, assim como a inacessibilidade das lesões granulomatosas ao tratamento dificulta a resposta terapêutica. Assim, deve ser administrada terapia sistémica em combinação com nebulização e a excisão cirúrgica dos granulomas, tal como se encontra descrito no tratamento de granulomas fúngicos (Tully & Harrison, 1994; Phalen, 2000; Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010c). O itraconazol é um antifúngico eficaz com bons resultados em casos de aspergilose (Girling, 2005). Além dos métodos terapêuticos citados, também se encontra descrito que os protocolos terapêuticos com recurso à nebulização são imprescindíveis em casos de doença respiratória bacteriana e principalmente em infeções fúngicas, onde fungos como *Aspergillus* spp. são extremamente resilientes à maioria dos antifúngicos e onde as áreas afetadas são inacessíveis e com reduzida vascularização, como os sacos aéreos. Nas nebulizações foi também administrada terapia mucolítica, através de acetilcisteína e antibioterapia, com enrofloxacina, por ter ação num amplo espetro de bactérias Gram-negativas e algumas Gram-positivas (*Staphylococcus* spp. e *Streptococcus* spp.), bem como ter eficácia contra *Mycoplasma* spp. e *Chlamydophila psittaci* (Tully & Harrison, 1994; Girling, 2005; Silvanose, 2016). Está indicado em infeções de tratamento difícil, como no caso de infeções fúngicas por aspergilose, o desinfetante comercial F10, por possuir ação fungicida de largo espectro, assim como bactericida (incluindo *Escherichia coli, Klebsiella* spp*., Pseudomonas* spp.), viricida e esporicida (Girling, 2005). Como a arara se apresentava com enfisema subcutâneo, o tratamento envolveu desinsuflar a pele primeiro com o auxílio de uma agulha e seringa e depois executar uma pequena incisão na pele com um bisturi. Como este tratamento requer repetição de procedimentos, as consultas de controlo serviram também para avaliar o enfisema SC e continuar o tratamento (Tully & Harrison, 1994; Phalen, 2000; Stout, 2016). A estase do papo foi corrigida com a administração de metoclopramida (Stout, 2016). Foi adicionada terapia anti-inflamatória através da administração de meloxicam, um anti-inflamatório não esteroide (AINES), inibidor de COX-2, inibindo a produção de prostaglandinas inflamatórias e com efeitos analgésicos, sendo de uso frequente na clínica de espécies aviárias (Doneley, 2010a).

No que diz respeito ao Caso 2, a ascite observada pode ter origem em doenças gastrointestinais, cardiovasculares, hepatobiliares, reprodutivas ou infeciosas (bacteriana ou viral), a análise citológica do líquido celómico deve ser considerada (não foi possível neste caso), assim como o hemograma e bioquímicas séricas (Fudge, 2000a). A ausência de diafragma na cavidade celómica da ave significa que, qualquer aumento na pressão intracelómica pode resultar em sintomatologia respiratória grave, com a restrição da expansão

e insuflação dos sacos aéreos (Powell, 2000; Lawrie, 2005; Judah & Nuttall, 2008). O hemograma revelou anemia, sendo que de um modo geral a anemia não regenerativa (normocítica normocrómica) é a mais observada em psitacídeos, verificando-se nas doenças inflamatórias ou doenças crónicas, e nestas estão incluídas infeções bacterianas, clamidofilose, celomite, colibacilose, aspergilose, infeções virais, deficiências nutricionais, entre outras (Fudge, 1997; Fudge, 2000d; Doneley, 2010e; Jones, 2015). Porém notou-se que a anemia poderia ser regenerativa, pela presença de reticulocitose ou policromasia, mas a distinção destas através da coloração das lâminas com azul de metileno não foi realizada (Doneley, 2010e; Jones, 2015). No geral, a heterofilia pode surgir em processos inflamatórios (aerossaculite, aspergilose, clamidofilose, dermatite, lesões inflamatórias por bactérias Gram-positivas e/ou Gram-negativas, necrose, pneumonia, septicémia, celomite, neoplasia) e é a primeira alteração observada (seguida de linfocitose e/ou monocitose em estágios crónicos da doença), ou *stress* e em psitacídeos é comum esta elevação de heterófilos ser proporcional à duração da viagem até à clínica, em aves com anorexia e em psitacídeos juvenis, podendo ser fisiológico (Fudge, 2000a; Doneley, 2010e; Jones, 2015; Pendl & Samour, 2016). A presença de heterófilos tóxicos surge em doenças graves que afetam a hematopoiese, estando associada a infeções bacterianas (clamidofilose, infeções fúngicas) (Fudge, 2000a; Doneley, 2010e). Alguns exemplos de doenças que podem dar origem a linfocitose incluem infeções virais, como o herpesvírus psitacídeo (doença de Pacheco) e o circovírus psitacídeo (doença do bico e das penas). Porém, em psitacídeos jovens com poliomavírus, clamidofilose, e infeções bacterianas e fúngicas também é possível serem observadas, pela variabilidade da resposta imune (Fudge, 2000d; Pendl & Samour, 2016). A monocitose na medicina aviária é pouco reportada, mas esta elevação pode ter origem em inflamações, e uma monocitose marcada no paciente aviário pode ser por aspergilose e clamidofilose, por granulomas bacterianos ou fúngicos, entre outros (Campbell, 1994a; Fudge, 2000d; Campbell & Ellis, 2007; Doneley, 2010e; Campbell, 2015; Jones, 2015). A enzima AST encontra-se presente no tecido muscular e hepático e noutros órgãos, e de forma a considerar se o aumento é por dano hepático ou muscular deve ser interpretado em conjunto com os valores das enzimas creatinina quinase (CK) e lactato desidrogenase (LDH) (Fudge, 2000c; Pendl & Samour, 2016). A hipoalbuminemia pode surgir por diminuição da síntese de albumina em casos de insuficiência hepática ou inflamação crónica, ou por perdas em casos enterite, parasitismo ou doença renal (Bailey, 2016). Os níveis de cálcio sérico estão diretamente relacionados com os níveis de albumina e, portanto, como neste caso a hipoalbuminemia foi relatada, a hipocalcemia acompanhou este resultado, não só, como também em aves jovens os níveis de cálcio sérico encontram-se diminuídos (Bailey, 2016). O cálcio total deve ser interpretado com cuidado, porque a hipoalbuminemia pode diminuir o cálcio total erroneamente (Bowles *et*

al., 2007). A manifestação de biliverdinuria durante o internamento confirma que a causa da ascite pode estar relacionada com patologia hepática (Lawrie, 2005; Stout, 2016). Macroscopicamente, o fluído ascítico apresentava ser um transudado ou transudado modificado, e normalmente este fluído está relacionado com doença hepática (Lawrie, 2005). A sintomatologia neurológica associada aos sinais agudos de doença hepática aviária é comum na prática clínica e incluem ataxia, paresia, depressão, anorexia e convulsões. Estes são alguns dos sinais descritos durante evolução do caso e presumivelmente sucederam-se devido a causa metabólicas como encefalopatia hepática por insuficiência hepática e/ou hipocalcemia (Fudge, 2000c; Doneley, 2010f; Atinoff & Orosz, 2012; Delk, 2012).

Em relação ao tratamento do caso 2, a celiocentese é imprescindível em casos de ascite, e a remoção do líquido celómico deve ser apenas o suficiente para aliviar a dispneia do paciente aviário (Bowles *et al*., 2007; Stout, 2016). O tratamento de doença hepática é um tratamento de suporte, que envolve antibioterapia, vitaminas do complexo B, lactulose, silimarina e uma dieta pobre em proteínas e rica em hidratos de carbono (Lawrie, 2005). A lactulose reduz a absorção da amónia pelo intestino, alterando o pH do lúmen intestinal e promovendo catarse osmótica, reduzindo os níveis de amónias libertados pelo fígado. A silibinina é o principal princípio ativo da silimarina, tem efeito antioxidante e melhora a síntese de proteínas assim como a regeneração hepatocelular (Doneley, 2010d). Depois das convulsões, ataxia e dos tremores musculares constatados, foi administrada a benzodiazepina midazolam, tal como está recomendado (Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010d; Stout, 2016). Vitamina D3 e cálcio devem ser administrados em casos de hipocalcemia, assim como uma dieta suplementada com cálcio, e luz ultravioleta deve ser fornecida (Bowles *et al*., 2007; Stout, 2016).

No que diz respeito ao Caso 3, foi verificada a presença de biliverdinuria, tal como no Caso 2, o que pode sugerir doença hepática, ou anorexia (Lawrie, 2005; Doneley. 2010e; Stout, 2016). Porém, esta condição terá sido rapidamente resolvida. A análise citológica com coloração Gram das fezes pode detetar flora anormal, mas muitas vezes não é um exame específico (Doneley. 2010e). Esta demonstrou bactérias cocos Gram-positivas e bacilos Gram-negativas. Alguns exemplos de bactérias com forma cocos Gram-positivas incluem *Streptococcus* spp., *Staphylococcus* spp. e bactérias com forma bacilos Gram-negativas incluem *Escherichia coli*, *Pseudomonas* spp., *Proteus* spp., entre outras, e fazem parte da flora bacteriana normal no trato intestinal das aves. É recomendado o isolamento dos agentes patogénicos oportunistas, através de cultura bacteriana ou fúngica (Fudge, 2000b). Além disso, deveriam ter sido realizados o perfil hematológico e bioquímico sérico, dada a condição de possível infeção (Fudge, 2000b, 2000c).

No que diz respeito ao Caso 4, como era uma ave que se encontrava alojada numa coleção aberta, esta encontrava-se sujeita à exposição de etiologia infeciosa, bacteriana, fúngica, viral ou parasitária (Rupley, 1997a, 1997b). As causas do aumento dos níveis de AST terão sido mencionadas anteriormente, assim como da hipocalcemia. Quando os valores de ácido úrico se encontram aumentados, neste caso pode ser por aumento pós-prandial, hipovitaminose A, insuficiência renal, desidratação grave, pielonefrite, intoxicação renal, hipervitaminose A, hipervitaminose D3, medicação nefrotóxica, entre outras (Bailey, 2016).

O tratamento do Caso 3 e do Caso 4 sucedeu-se administrando antibioterapia de amplo espetro, com enrofloxacina e doxiciclina e terapia anti-inflamatória, através de meloxicam. A doxiciclina, pertencendo ao grupo das tetraciclinas, possuí um amplo espetro de ação bacteriostática Gram-positiva, eficaz em clamidofiloses e micoplasmoses e tem pouca eficácia em bactérias Gram-negativas (Girling, 2005; Bowles *et al*., 2007; Doneley, 2010a, 2010c; Silvanose, 2016). A ação da enrofloxacina foi mencionada anteriormente, assim como a terapia com AINES.

Em todos os casos de urgência a estabilização em condições especiais de temperatura e a terapia de suporte foram realizadas. O tratamento sintomático durante a hospitalização foi comum a todos os casos, através da oxigenoterapia, fluidoterapia aquecida à temperatura corporal através de solução hidroeletrolítica glicosada, antibioterapia de largo espectro, assim como o suporte nutricional e monitorização numa incubadora aquecida (Bowles *et al*., 2007). Porém, as condições das aves, as causas da sintomatologia respiratória e a gravidade foi diferente em todos os casos, e por isso apenas a terapêutica médica terá sido diferente na maioria dos casos, exceto nos casos 3 e 4.

Dos quatro casos, dois tiveram uma evolução positiva durante a hospitalização (Caso 1 e Caso 3), com a remissão completa da sintomatologia no Caso 3. No entanto em dois outros casos (Caso 2 e Caso 4) não foi possível atingir melhorias, a sintomatologia do Caso 4 manteve-se até ao final da hospitalização e a condição do Caso 2 deteriorou-se consideravelmente, tendo sido submetido a eutanásia.

As limitações económicas nos quatro casos clínicos não permitiram obter um diagnóstico definitivo, mas um diagnóstico presuntivo. E como resultado, a realização de exames complementares fundamentais para a obtenção de um diagnóstico não foi possível, tendo desta forma apenas sido aplicada terapêutica sintomática. Deste modo, é crucial executar este elemento para uma melhoria da abordagem terapêutica e de forma a atingir um prognóstico favorável.

5. Conclusão

A prática clínica de animais exóticos na atualidade começa a apresentar um crescimento exponencial, tornando-se também mais exigente. Este crescimento está relacionado com o aumento da aquisição destes animais, assim como a diversidade e a heterogeneidade das espécies animais adquiridas em Portugal. No mesmo sentido, a medicina de animais exóticos está a progredir cada vez mais para uma prática de excelência, pelo valor comercial e afetivo da maioria dos animais. Neste sentido, o médico veterinário deve procurar obter mais conhecimento teórico e prático, crucial para a saúde e o bem-estar animal. A metodologia de ação, investigação e avaliação veterinária imediata e um diagnóstico preciso permitem um correto e adequado plano terapêutico, de forma que o progresso da condição dos pacientes aviários seja positivo.

Os casos descritos de psitacídeos são alguns exemplos de situações que podem surgir na prática clínica aviária em situação de urgência e cuidados intensivos, com descrição da execução de diagnóstico, tratamento e evolução com apoio da literatura veterinária o mais detalhada possível.

As urgências e os cuidados intensivos em aves fazem parte de uma área extensa e que pode envolver múltiplos sistemas de órgãos e, portanto, o diagnóstico e as opções de tratamento podem-se tornar um desafio para o médico veterinário. O sistema respiratório foi o escolhido pelo autor, pela quantidade de casuística envolvida, visto que além de patologias respiratórias resultarem em sintomatologia e quadro clínico respiratório, uma grande variedade de patologias que envolvem outros sistemas também podem afetar o sistema respiratório. Cada caso é único e requer uma análise específica, visto que a variabilidade genética de espécies diferentes, assim como a variabilidade individual são uma realidade na medicina veterinária de exóticos. O prognóstico em pacientes aviários com sinais clínicos respiratórios melhora significativamente após a estabilização e a administração de terapia de suporte, principalmente através da oxigenoterapia, fluidoterapia, suporte térmico e suporte nutricional. A duração e a gravidade da doença no paciente aviário e o tempo de ação do médico veterinário na implementação de um plano terapêutico adequado geralmente é determinante no resultado clínico.

O autor está convicto que as expectativas foram superadas, e os benefícios que proporcionaram durante a prática clínica de animais de companha e animais exóticos em ambos os estágios foram incontestavelmente garantidos.

6. Referências bibliográficas

Abou-Madi, N., Kollias, G. V. (1992). Avian fluid therapy. In: Kirk, R. W., Bonagura, J. D. (Eds.), Current Veterinary Therapy XI, Small Animal Practice (pp. 1154-1159). Philadelphia, Pennsylvania: WB Saunders Company.

Apo, M. M., Bailey, T. (2016). Appendix 2. Blood Chemistry Reference Values for Selected Avian Species. In J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 603-627).

Apo, M. M. (2016). Appendix 1. Hematology Reference Values Table for Selected Avian Species. In J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 586-602).

Arad, Z., Arnason, S. S., Chadwick, A., Skadhauge, E. (1985). Osmotic and hormonal responses to heat and dehydration in the fowl. *J Comp Physiol*, 155, 227-234.

Arad, Z., Gavrieli-Levin, I., Eylath, U., Marder, J. (1987). Effect of Dehydration on Cutaneous Water Evaporation in Heat-Exposed Pigeons (*Columba livia*). *Physiol Zool*, 60 (6), 623-630.

Arca-Ruibal, B. (2016). Disorders of the respiratory system. In: J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 385-395). St. Louis, Missouri: Elsevier.

Atinoff, J., Orosz, S. E. (2012). Don't be nervous! A clinician's approach to the avian neurological system. *Proc Assoc Avian Vet*, 121-133.

Bailey, T. A. (2016). Clinical and Laboratory Diagnostic Examination. Biochemistry Analyses. In J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 73-178).

Barnes, H. J. (1986). Parasitology. In: G. J. Harrison & L. R. Harrison (Eds.), Clinical Avian Medicine and Surgery (pp. 478-479). Philadelphia, WB Saunders.

Beaufrère, H. (2016). Medical, Nursing, and Cosmetic Procedures. In J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 204-245). Mosby Ltd.

Bouverot, P. (1978). Control of breathing in birds compared with mammals. *Physiol Vet*, 58(3), 604-655.

Bowles, H., Lichtenberger, M., & Lennox, A. (2007). Emergency and Critical Care of Pet Birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 10(2), 345-394.

Brown, C., Pilny, A. A. (2006). Air sac cannula placement in birds. *Lab Anim*. 35, 23-24.

Burns, K. (2014). *Critical Care Nutrition* [Webinar]. Tuskegee University. https://lafeber.com/vet/critical-care-nutrition

Butler, P. J., Bishop, C. M. (2000). Flight. In: G. C. Whittow (Ed.), Sturkie's Avian Physiology (5ªEd, pp. 391-430). San Diego, CA: Academic Press.

Campbell, T. W. (1994a). Hematology. In: B. W. Ritchie, G. J. Harrison, L. R. Harrison, (Eds.), Avian Medicine: Principles and Application (pp. 176-198). Lake Worth, Florida: Wingers Publishing.

Campbell, T. W. (1994b). Neoplasia. In: B. W. Richie, G. J. Harrison, L. R. Harrison (Eds.), Avian Medicine: Principles and Application (pp. 500-508). Lake Worth, Florida: Wingers Publishing.

Campbell, T. W. (2015a). Blood Sample Collection and Preparation in Birds. In: Campbell, T. W. (Ed.), Exotic Animal Hematology and Cytology, (4ªEd, pp. 165-172). Ames, Iowa: John Wiley & Sons, Inc.

Campbell, T. W. (2015b). Appendices. Hematologic Values. In Campbell, T. W. (Ed.), Exotic Animal Hematology and Cytology, (4ªEd, pp. 383-392). Ames, Iowa: John Wiley & Sons, Inc.

Campbell, T. W., Ellis, C. K. (2007). Hematology of birds. In: T. W. Campbell & C. K. Ellis (Eds.), Avian and exotic animal hematology and cytology (3ªEd., pp. 3-50). Ames (IA): Blackwell Publishing Professional.

Chitty, J., Monks, D. (2018). Lower respiratory tract disease. In: J. Chitty, D. Monks (Eds.), BSAVA Manual of Avian Practice (pp. 324-330). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Chute, H. L. (1972). Fungal infections. In: M. S. Hofstad (Ed.), Diseases of Poultry (pp. 458-463). Ames, Iowa State University Press.

Clayton, L. A., Ritzman, T. K. (2005). Endoscopic-assisted Removal of a Tracheal Seed Foreign Body in a Cockatiel (*Nymphicus hollandicus*), *J Avian Med Surg*, 19(1), 14-18.

Clipsham, R. C., Brill, T. O. (1977). Disseminated cytoccocosis in a macaw. *J Am Vet Med Assoc*, 171(9), 989-990.

Clubb, S. L., Frenkel, J. K., Gardiner, C. H., Graham, D. L. (1986). An acute fatal illness in old world psittacine birds associated with Sarcocystis falcatula of opossums. *Proc Assoc Avian Vet*, 139-150.

Clubb, S. L., Wolf, S., Phillips, A. (1992). Psittacine pediatric medicine. In: R. M. Schubot, K. J. Clubb, S. L. Clubb (Eds.), Psittacine Aviculture Perspectives, Techniques and Research (16.1-16.27). Loxahatchee, FL: Avicultural Breeding and Research Center.

Costello, M. F. (2004). Principles of cardiopulmonary cerebral resuscitation in special species. *Semin Avian Exotic Pet Med*, 13(3), 132-141.

Crane, S. W., Jacobson, E., Shields, R. P. (1980). Cryosurgical removal of an intranasal granuloma from an African grey parrot. *Vet Med Sm Anim Clin*, 75(3), 499-501.

Crosta, L. (1993). Paramyxovirus serotype 3 infection in neophema parakeets. *Proc Euro Conf Avian Med and Surg*, 269-274.

Crowe, D. T. J., Devey, J. J. (1997). Esophagostomy tubes for feeding and decompression: clinical experience in 29 small animal patients. *J Am Anim Hosp Assoc*, 33(5), 393-403.

Crowe, D. T. J., Downs, M. O. (1986). Pharyngostomy complications in dogs and cats and recommended technical modifications: experimental and clinical investigations. *J Am Anim Hosp Assoc*, 22(4), 493-503.

Curro, T. G. (1998). Anesthesia of pet birds. *Semin Avian Exotic Pet Med*, 7, 10-21.

Degernes, L., Davidson, G., Flammer, K., Kolmstetter, C., Munger, L. (1994). Administration of total parenteral nutrition in pigeons. *Am J Vet Res*, 55(5), 660-665.

Delk, K. (2012). Clinical management of seizures in avian patients. *J Exot Pet Med*, 21, 132-139.

Doneley, B. (2010a). Analgesia and Anaesthesia. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 245-254). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010b). Clinical Anatomy and Physiology. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 7-39). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010c). Disorders of the respiratory system. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 185-190). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010d). Formulary. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 285-320). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010e). Interpreting Diagnostic Tests. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 69-91). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010f). Neurology and ophthalmology. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 234-244). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010g). Reference intervals for commonly kept companion birds. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 321-323). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Doneley, B. (2010h). The physical examination. In: B. Doneley (Ed.), Avian Medicine and Surgery in Practice Companion and Aviary birds (pp. 40-54). Queensland, Australia: Manson Publishing.

Dubey, J. P., Speer, C. A., Fayer, P. (1989). Sarcocystosis of animals and man. Boca Raton, CRC Press.

Duncker, H. R. (1972). Structure of avian lungs. *Respir Physiol*, 14, 44-63.

Duncker, H. R. (1974). Structure of the avian respiratory tract. *Respir Physiol*, 22(1-2), 1-19.

Edling, T. M., Degernes, L. A., Flammer, K., Horne, W. A. (2001). Capnographic monitoring of anesthetized African grey parrots receiving intermittent positive pressure ventilation. *JAVMA*, 219 (12), 1714-1718.

Ensley, P. K., Anderson, M. P., Fletcher, K. C. (1979). Cryptococcosis in a male Becarri's crowned pigeon. *J Am Vet Med Assoc*, 175(9), 992-994.

Fedde, M. R. (1980). Structure and gas-flow pattern in the avian respiratory system. *Poult Sci*, 59, 2642.

Fedde, M. R. (1998). Relationship of structure and function of the avian respiratory system to disease susceptibility. *Poult Sci*, 77(8), 1130-1138.

Fernandez, C. M., Peyton, J. L., Miller, M., Johnson, E. G., Kovacic, J. P. (2013). Successful cardiopulmonary resuscitation following cardiopulmonary arrest in a geriatric chinchilla. *J Vet Emerg Crit Care*, 23(6), 657-662.

Flammer, K., Clubb, S. L. (1994). Neonatology. In: B. W. Richie, G. J. Harrison, L. R. Harrison (Eds.), Avian Medicine: Principles and Application (pp. 804-838). Lake Worth, FL: Wingers Publishing.

Fletcher, D. J., Boller, M. (2015). Cardiopulmonary resuscitation. In D. C. Silverstein, K. Hopper (Eds.), Small Animal Critical Care Medicine (pp. 11-17). St. Louis: Saunders Elsevier.

Fudge, A. M. (1997). Avian clinical pathology: Hematology and chemistry. In: R. B. Altman, S. L. Clubb, G. M. Dorrestein, K. Quesenberry (Eds.), Avian Medicine and Surgery (pp. 142-157). Philadelphia: WB Saunders.

Fudge, A. M., Revill, D. R., Rosskopf, W. J. (1993). Diagnosis and management of avian dyspnea: A review. *Prox Assoc Avian Vet*, 187-195.

Fudge, A. N. (2000a). Avian Complete Blood Count. In: A. M. Fudge (Ed.), Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets (pp. 9-18). WB Saunders.

Fudge, A. N. (2000b). Avian Laboratory Medicine. In: A. M. Fudge (Ed.), Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets (pp. 90-98). WB Saunders.

Fudge, A. N. (2000c). Avian Liver and Gastrointestinal Testing. In: A. M. Fudge (Ed.), Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets (pp. 47-55). WB Saunders.

Fudge, A. N. (2000d). Disorders of Avian Erythrocytes. In: A. M. Fudge (Ed.), Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets (pp. 28-34). WB Saunders.

Fudge, A. N. (2000e). Laboratory Reference Ranges for Selected Avian, Mammalian, and Reptilian Species. In: A. M. Fudge (Ed.), Laboratory Medicine Avian and Exotic Pets (pp. 375-400). WB Saunders.

Gaskin, J. M. (1987). Mycoplasmosis of caged birds. *Proc 1st Intl Conf Zoo & Avian Med*, 57.

Gaskin, J. M., Homer, B. L., Eskelund, K. H. (1991). Some unofficial thoughts on avian viral serositis. *Proc Assoc Avian Vet*.

Gaskin, J. M., Robbins, C. M. (1978). An explosive outbreak of Pacheco's parrot disease and preliminary experimental findings. *Proc Am Assoc Zoo Vet*, 241-253.

Gerlach, H. (1986). Bacterial diseases. In: G. J. Harrison & L. R. Harrison (Eds.), Clinical Avian Medicine and Surgery (pp. 408-453). Philadelphia: WB Saunders.

Gerlach, H. (1994). Mycoplasma and rickettsia. In: B. W. Richie, G. J. Harrison, L. R. Harrison (Eds.), Avian Medicine: Principals and Applications (pp. 1052-1060). Lake Worth, FL: Wingers Publishing.

Gibbons, P. M., Horton, S. (2000). What Is Your Diagnosis? *J Avian Med Surg*, 14(1), 60-64.

Girling, S. J. (2005). Respiratory disease. In: N. Harcourt-Brown & J. Chitty (Eds.), BSAVA Manual of Psittacine Birds (2ªEd., pp. 170-179). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Dorrestein, G. M., de Wit, M. (2005).Clinical pathology and necropsy. In: N. Harcourt-Brown & J. Chitty (Eds.), BSAVA Manual of Psittacine Birds (2ªEd., pp. 60-86). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Good, D. A., Heatley, J. J., Tully, T. N., Smith J. A. (2001). Anesthesia case of the month, *J Am Vet Med Assoc*, 219, 1529-1531.

Graham, J. E., Kent, M. S., Théon, A. (2004). Current therapies in exotic animal oncology. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 7, 757-781.

Grinder, L. A., Walch, H. A. (1978). Cryptococcosis in columbiformes at the San Diego Zoo. *J Wildl Dis*, 14, 389-394.

Grmec, S., Klemen, P. (2001). Does the end-tidal carbon dioxide ($EtCO_2$) concentration have prognostic value during out-of-hospital cardiac arrest? *Eur J Emerg Med*, 8(4), 263-269.

Harris, D. J. (1991). Laboratory testing in pet avian medicine. *Vet Clin No Am Sm Anim Prac*, 21(6), 1154.

Harris, D. J. (1997). Therapeutic avian techniques. *Semin Avian Exot Pet Med*, 6(2), 55–62.

Harris, J. M. (1991). Zoonotic diseases of birds. *Vet Clin No Am Sm Anim Prac*, 21(6), 1297.

Harrison, G. J. (1986). Symptomatic therapy and emergency medicine. In: G. J. Harrison & L. R. Harrison (Eds.), Clinical Avian Medicine and Surgery (pp. 370-371). Philadelphia: WB Saunders.

Harrison, G. J., Lightfoot, T. L., Flinchum, G. B. (2005). Emergency and critical care. In: G. J. Harrison & T. L. Lightfoot (Eds.), Clinical avian medicine (pp. 213-231). Palm Beach, FL: Spix Publishing.

Harrison, G. J., Woerpel, R. W., Rosskopf, W. J. (1986). Symptomatic therapy and emergency medicine. In: G. J. Harrison & L. R. Harrison (Eds.), Clinical Avian Medicine and Surgery (pp. 362-375). Philadelphia: WB Saunders.

Hawkins, M., Barron, H., Speer, B. (2013). Nebulization agents used in birds. In: J. Carpenter & C. Marion (Eds.), Avian and exotic formulary (4ªEd.). St Louis, MO: Elsevier Saunders.

Heatley, J. J., Cary, J., Kingsley, L., Beaufrere, H., Russel, K. E., Voelker, G. (2015). Midazolam sedates passeriformes for field sampling but affects multiple venous blood analytes. *J Vet Med Res Rep*, 6, 1-9.

Hildreth, C. D. (2016). Preparing the Small Animal Hospital for Avian and Exotic Animal Emergencies. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 19(2), 325-345.

Hillyer, E. V., Quesenberry, K. E., Baier, K. E. (1988). Systemic microfilariasis in an umbrella cockatoo. *Proc Assoc Avian Vet*, 201-202.

Hinds, D. S., Calder, W. A. (1971). Tracheal Dead Space in the Respiration of Birds. *Evolution*, 25(2), 429-440.

Holle, J. P., Heisler, N., Scheid, P. (1978). Blood flow distribution in the duck lung and its control by respiratory gases. *Am J Physiol*, 234(3), 146-154.

Hopper, K. (2010). Oxygen therapy. In: Ettinger, S., Feldman, E. (Eds.), Textbook of Veterinary Internal Medicine (7ª Ed.). St Louis: Saunders Elsevier.

Humphreys, P. N. (1977). Debilitating syndrome in budgerigars. *Vet Rec*, 101, 248-249.

Hunter, D. B., Taylor, M. (1992). Lung biopsy as a diagnostic technique in avian medicine. *Proc Assoc Avian Vet*, 207-210.

Itsaki-Glucklich, S., Arad, Z. (1992). The Effect of dehydration on brain temperature regulation in Japanese quail (Coturnix coturnix japonica). *Comp Biochem Physiol*, 101(3), 583-588.

Jaensch, S., Cullen, L., Raidal, S. R. (2001). Normobaric hyperoxic stress in budgerigars: enzymic antioxidants and lipid peroxidation. *Comp Biochem Physiol. Toxicol Pharmacol*, 128(2), 173-180.

Jenkins, J. (1991). Aspergillosis*. Proc Assoc Avian Vet Chicago*, 328-330.

Jenkins, J. R. (2016). Critical Care of Pet Birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 19(2), 501-512.

Jones, M. P. (2015). Avian Hematology. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 18(1), 649-659.

Joseph, L., Toon, A., Schirtzinger, E. E., Wright, T. F., Schodde, R. (2012). A revised nomenclature and classification for family-group taxa of parrots (Psittaciformes). *ZOOTAXA*, 3205(3205), 26-40.

Judah, V., Nuttall, K. (2008). Avian. In V. Judah & K. Nuttall (Eds.), Exotic Animal Care and Management (1ªEd., pp. 133-154). Canada: Thomson Delmar Leaning.

Julian, R. J. (1993). Ascites in poultry. *Avian Pathol*, 22(3), 419-454.

Klika, E., Scheuermann, D. W., De Groodt-Lasseel, M. H., Bazantova, I., Switka, A. (1997). Anchoring and support system of pulmonar gas-exchange tissue in four bird species. *Acta Anat*, 159(1), 30-41.

Latimer, K. K. (1994). Oncoly. In: B. W. Richie, G. J. Harrison, L. R. Harrison (Eds.), Avian medicine: Principles and Application (pp. 640-672). Lake Worth, FL: Wingers Publishing.

Lawrie, A. (2005). Systemic non-infectious disease. In: N. Harcourt-Brown & J. Chitty (Eds.), BSAVA Manual of Psittacine Birds (2ªEd., pp. 245-265). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Lawson, A. B., Hedrick, B. P., Echols, S., Schachner, E. R. (2021). Anatomy, variation, and asymmetry of the bronchial tree in the African grey parrot (*Psittacus erithacus*). *J Morphol*, 282, 701-719.

Lawton (2016). Anesthesia and Analgesia. In: J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 179-203). St. Louis, Missouri: Elsevier.

Leach, M. W., Higgins, R. J., Lowenstine, L. J. (1988). Paramyxovirus infection in a Moluccan cockatoo (*Catatua moluccensis*) with neurologic signs, *AAV Today*, 2, 87-90.

Lichtenberger, M. (2007a). Critical Care Monitoring. *Vet Clin Exot Anim Pract*, 10, 317-344.

Lichtenberger, M. (2007b). Shock and Cardiopulmonary-Cerebral Resuscitation in Small Mammals and Birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 10, 275-291.

Ludders, J. W., Matthews, N. (1996). Avian anesthesia. In J. Thurmon, J., Benson, W. Tranquilli (Eds.), Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia (pp. 645-669). Baltimore, MD: Williams & Wilkins.

Magnussen, H., Willmer, H., Scheid, P. (1976). Gas Exchange in air sacs: Contribution to respiratory gas exchange in ducks. *Respir Physiol*, 26, 129.

Maina, J. N., King, A. S., Settle, G. (1989). An Allometric Study of Pulmonary Morphometric Parameters in Birds, with Mammalian Comparisons. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci*, 326(1231), 1-57.

Manning, A. M. (2002). Oxygen therapy and toxicity. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 32(5), 1005-1020.

McLelland, J. (1989a). Anatomy of the lungs and air sacs. In: A. S. King, K. McLelland (Eds.), Form and Function in Birds (4, pp. 221-279). London: Academic Press.

McLelland, J. (1989b). Larynx and trachea. In: A. S. King, J. McLelland (Eds.), Form and Function in Birds (4, pp. 69-103). London: Academic Press.

McMillan, M. C. (1991). Radiology of avian respiratory diseases. In: D. E. Johnston (Ed.), Exotic Animal Medicine in Practice (pp. 88-98). Trenton.

Montesinos, A., Ardiaca, M. (2013). Acid-base status in the avian patient using a portable point-of-care analyzer. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 16(1), 47-69.

Norton, T. M., Gaskin, J., Kollias, G. V. (1991). Efficacy of acyclovir against herpesvirus infection in Quaker parakeets. *Am J Vet Res*, 52, 2007-2009.

Ogilvie, G. (2001). Metabolic alterations and nutritional therapy. In: Withrow, S., MacEwan, E. (Eds.), Small animal clinical oncology (pp. 169-181). Philadelphia: WB Saunders.

Olsen, G. H. (1989). Avian respiratory system disorders. *Proc Assoc Avian Vet*, 434.

Orosz, S. E. (1997). Avian anatomy and physiology of the respiratory system: A review. *Proc Assoc Avian Vet*, Avian Specialty Advanced Program, 3-7.

Ostheim, J. (1992). Coping with food-limited conditions: feeding behavior, temperature preference, and noctural hypothermia in pigeons. *Physiol Behav*, 51(2), 353-361.

Paré, M., Ludders, J. W., Erb, H. N. (2013). Association of parcial pressure of carbon dioxide in expired gas and arterial blood at three different ventilation states in apneic chickens (*Gallus domesticus*) during air sac insufflation anesthesia. *Vet Anaesth Analg*, 40, 245-256.

Parry, K., Yates, M. S. (1979). Observations on the avian pulmonar and bronchial circulation using labelled microspheres. *Respir Physiol*, 38(2), 131-140.

Paula, J., Silva, J., Hirano, L., Carneiro, I., Martins, N., Rocha, R. (2018). Parasitism by *Syngamus trachea* in Blue-and-Yellow Macaw (*Ara ararauna*). *Acta Sci Vet*, 46(1), 1-5.

Paula, V. V., Fantoni, D. T., Otsuki, D. A., Auler Jr, J. O. C. (2008). Blood-gas and electrolyte values for Amazon parrots (Amazona aestiva). *Pesqui Vet Bras*, 28(2), 108-112.

Pendl, H., Samour, J. (2016). Clinical and Laboratory Diagnostic Examination. Age-Related Changes in the Leukogram. In J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 73-178).

Perry, R., Gill, J., Cross, G. (1991). Disorders of the avian integument. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 21(6), 1307.

Phalen, D. N., Hays, H. B., Filippich, L. J. (1996). Atherosclerosis of the aorta and brachiocephalic trunks and heart failure in a severe macaw. *J Am Vet Med Assoc*, 209, 1435-1441.

Phalen, D. N., Hofle, M., Dahlhausen, B. (1999). Diagnosis of *Chlamydia psittaci* infections in cockatiels and Columbiformes. *Proc Assoc Avian Vet*,13-17.

Phalen, D. N. (2000). Respiratory medicine of caged birds. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 3(2), 423-452.

Powell, F. L. Scheid, P. (1989). Physiology of gas exchange in the avian respiratory system. In A. S. King, J. McLelland (Eds.), Form and Function in Birds (4, pp. 393-437). London: Academic Press.

Powell, F. L., Hastings, R. H., Mazzone, R. W. (1985). Pulmonary vascular resistance during unilateral pulmonar arterial occlusion in ducks. *Am J Physiol*, 249(1), 39-43.

Powell, F. L. (2000). Respiration. In: G. C. Whittow (Ed.), Sturkie's Avian Physiology (5ªEd, pp. 233-259). San Diego, CA: Academic Press.

Powell, F. L., Hopkins, S. R. (2004). Comparative physiology of lung complexity: Implications for gas exchange. *News Physiol Sci*, 19, 55-60.

Prinzinger, R., Preßmar, A., Schleucher, E. (1991). Body temperature in birds. *Comp Biochem physiol*, 99(4), 499-506.

Pye, G. W., Carpenter, J. W., Goggin, J. M. (1999). Metastatic squamous cell carcinoma in a salmon-crested cockatoo (Cacatua moluccensis). *J Avian Med Surg*, 13, 192-200.

Quesenberry, K. E., Hillyer, E. V. (1994). Supportive Care and Emergency Therapy. In: B. W. Ritchie, G. J. Harrison, L. R. Harrison (Eds.), Avian Medicine: Principles and Application (pp. 382-416). Lake Worth, Florida: Wingers Publishing, Inc.

Rae, M. A., Duimstra, J. R., Snyder, S. P. (1991). Pulmonary silicosis in a blue and gold macaw (*Ara ararauna*). *Proc Assoc Avian Vet*, 260-262.

Ramsay, E. C., Drew, M. L., Johnson, B. (1990). Trichomoniasis in a flock of budgerigars. *Proc Assoc Avian Vet*, 309-311.

Redig, P. T. (1984). Fluid therapy and acid base balance in the critically ill avian patient. *Proc Assoc Avian Vet*, 59-73.

Reinertsen, R. E. (1996). Physiological and ecological aspects of hypothermia. In: C. Carey (Ed.), Avian Energetics and Nutritional Ecology (pp. 125-157). New York: Chapman and Hall.

Rembert, M. S., Smith, J. A., Pettifer, G., Hosgood, G., Marks, S. L., Tully, T. N. (2002). Comparison of traditional thermal support with the forcer-air warmer system in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *Vet Anaesth Analg*, 29(2), 110-111.

Rode, J. A., Bartholow, S., Ludders, J. W. (1990). Ventilation through an air sac cannula during tracheal obstruction in ducks. *J Assoc Avian Vet*, 4, 98-102.

Rosenwax, A. (2018). Hospitalization and basic critical care. In: J. Chitty, D. Monks (Eds.), BSAVA Manual of Avian Practice (pp. 156-171). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Rosskopf, W. J., Woerpel, R. (1991). Pet avian conditions and syndromes of the most frequently presented species seen in practice. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 21(6), 1189-1209.

Rosskopf, W. J., Woerpel, R. W., Lane, R. (1985). A survey of antibiotic efficacy for gram negative bacterial isolates from pet psittacine birds from May 1984 to February 1985. *Proc Assoc Avian Vet*.

Rudloff, E., Kirby, R. (2001). Colloid and crystalloid resuscitation. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 31(6), 1207-1229.

Rupley, A. E. (1997a). Emergency procedures: Recovering from disaster. *Proc Assoc Avian Vet*, 249-257.

Rupley, A. E. (1997b). General signs. In: Rupley, A. E. (Ed.), Manual of Avian Practice (pp. 33-53). Philadelphia, Pennsylvania: WB Saunders Company.

Rupley, A. E. (1997c). Grooming and medical procedures. In: Rupley, A. E. (Ed.), Manual of Avian Practice (pp. 329-344). Philadelphia, Pennsylvania: WB Saunders Company.

Rupley, A. E. (1997d). History taking, physical examination, supportive care, nutrition, and getting started. In: Rupley, A. E. (Ed.), Manual of Avian Practice (pp. 1-35). Philadelphia, Pennsylvania: WB Saunders Company.

Rupley, A. E. (1998). Critical Care of Pet Birds: Procedures, Therapeutics, and Patient Support. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract*, 1(1), 11–41.

Samour, J. (2016). Clinical and Laboratory Diagnostic Examination. In: J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 73-178).

Scheid, P. & Piiper, J. (1989). Respiratory mechanics and air flow in birds. In: A. S. King, K. McLelland (Eds.), Form and Function in Birds (4, pp. 369-391). London: Academic Press.

Scheid, P. (1979). Mechanisms of gas exchange in bird lungs. *Rev Physiol Biochem Pharmacol*, 86, 138.

Schmidt, R. E., Quesenberry, K. (1997). Neoplasia. In: R. B. Altman, S. L. Clubb, G. M. Dorrestein, K. Quesenberry (Eds.), Avian Medicine and Surgery (pp. 590-603). Philadelphia: WB Saunders.

Shivaprasad, H. L. (2003). Pathology of Birds – An Overview. Em: *C.L. Davis Foundation Conference on Gross Morbid Anatomy of Animals*. Washington D. C., 8-12 April, 2002, HLS. pp. 1-43.

Silvanose, C. (2016). Swabs. Clinical and Laboratory Diagnostic Examination. In J. Samour (Ed.), Avian Medicine (3ªEd., pp. 73-178).

Smith, G. C. (1987). In my experience: Use of acyclovir in an outbreak of Pacheco's parrot disease. *AAV Today*, 1, 55-56.

Spenser, E. L. (1991). Common infectious diseases of psittacine birds seen in practice. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 21(6), 1223-1224.

Stämpfli, H., Taylor, M., McNicoll, C., Gancz, A. Y., Constable, P. D. (2006). Experimental determination of net protein charge, [A]tot, and Ka of nonvolatile buffers in bird plasma. *J Appl Physiol*, 100(6), 1831-1836.

Stauber, E. (1991). Effects of increased concentration of inspired oxygen. *Proc Eur Assoc Avian Vet*, 105-114.

Steiner, C. V., Davis, R. B. (1981). Caged Bird Medicine, Selected Topics. Ames, Iowa State University Press, 42.

Steinohrt, L. A. (1999). Avian Fluid Therapy. *J Avian Med Surg*, 13(2), 83-91.

Stockdale, B. (2018). Nutrition. In: J. Chitty, D. Monks (Eds.), BSAVA Manual of Avian Practice (pp. 80-97). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Stolz, J. H., Galey, F., Johnson, B. (1992). Sudden death in ten psittacine birds associated with the operation of a self-cleaning oven. *Vet Hum Toxicol*, 34, 420-421.

Takeshita, K., Fenwick, B., Wong, A. (1986). Cryptococcosis in captive cockatoos. *Proc Assoc Avian Vet*, 133-138.

Taylor, R. H., Lerman, J., Chambers, C., Dolovich, M. (1993). Dosing efficiency and particle-size characteristics of pressurized metered-dose inhaler aerossol in narrow catheters. *Chest*, 103(3), 920-924.

Tourma, O., Davies, M. (2013). The prognostic value of end tidal carbon dioxide during cardiac arrest: a systematic review. *Resuscitation*, 84(11), 1470-1479.

Tully, T. N., Harrison, G. J. (1994). Pneumology. In: Ritchie, B. W., Harrison, G. J., Harrison, L. R. (Eds.), Avian Medicine: Principles and Application, (pp. 556-581). Lake Worth, Florida: Wingers Publishing, Inc.

Van Der Heyden, N., Reed, W. M. (1987). In my experience: Paramyxovirus group 3 infection in cockatiels. *AAV Today*, 1, 53-54.

van Zeeland, Y. (2018). Upper respiratory tract disease. In: J. Chitty, D. Monks (Eds.), BSAVA Manual of Avian Practice (pp. 286-298). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

von Werthern, C. J., Wess, G. (2001). A new technique for insertion of esophagostomy tubes in cats. *J Am Anim Hosp Assoc*, 37(2), 140-144.

Voyer, E. V. (1997). Clinical manifestations of respiratory disorders. In: R. B. Altman, S. L. Club, G. M. Dorrestein (Eds.), Avian medicine and surgery (pp. 556-581). Philadelphia: WB Sauders.

Wells, R. E., Slocombe, R. F. (1982). Acute toxicosis of budgerigars (Melopsittacus unulatus) caused by pyrolysis products from heated polytetrafluoroethylene: Microscopic study. *Am J Vet Res*, 43, 1243-1248.

Westerhof, I. (1995). Treatment of tracheal obstruction in psittacine birds using a suction technique: A retrospective study of 19 birds. *J Avian Med Surg*, 9, 45-49.

Wijnberg, I. D., Lagerwij, E., Zwart, P. (1991). Inhalation anaesthesia in birds through the abdominal air sac, using a unidirectional, continuous flow. Em: *Proceedings of the 4th International Congress of Veterinary Anaesthesia*. Utrecht, Netherlands, pp.249-253.

Wilson, R. P., Simeone, A., Luna-Jorquera, G., Steinfurth, A., Jackson, S., Fahlman, A. (2003). Patterns of respiration in diving penguins: is the last gasp an inspired tactic? *J Exp Biol*, 206, 1751-1763.

Wüst, E., Lierz, M. (2018). The thin bird. In: J. Chitty, D. Monks (Eds.), BSAVA Manual of Avian Practice (pp. 377-388). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

Wyrick, P. B., Richmond, S. J. (1989). Biology of chlamydia: Reports from the symposium on avian chlamydiosis. *J Am Vet Med Assoc*, 195(11), 1507-1511.

Zsivanovits, P. (2018). Infectious diseases. In: J. Chitty, D. Monks (Eds.), BSAVA Manual of Avian Practice (pp. 286-298). Waterwells: British Small Animal Veterinary Association.

7. Anexos

Anexo A

Tabela A1- Músculos respiratórios da galinha (Adaptado de Powell, 2000).

Músculos inspiratórios	Músculos expiratórios
Musculus (*M.*) *scalenus*	*Mm. intercostales externi* (5º e 6º espaços intercostais)
Musculi (*Mm.*) *intercostales externi* (exceto nos 5º e 6º espaços intercostais)	*Mm. intercostales interni* (dos 3º aos 6º espaços)
M. intercostalis interni (no 2º espaço)	*M. costosternalis pars minor*
M. costosternalis pars major	*M. obliquus externus abdominis*
Mm. levatores costarum	*M. obliquus internus abdominis*
M. serratus profundus	*M. transversus abdominis*
	M. rectus abdominis serratus superficialis, pars cranialis e *pars caudalis*
	M. costoseptalis

Tabela A2 - Etiologias mais comuns que se traduzem em sintomatologia respiratória (Adaptado de Stout, 2016).

Diagnósticos Diferenciais	
Vias respiratórias superiores (VRS)	◦ Infeção bacteriana (bactérias Gram negativas, *Chlamydophila psittaci*, *Mycoplasma* spp.) ◦ Infeção fúngica (*Aspergillus* spp.) ◦ Papiloma ◦ Défice nutricional (hipovitaminose A) ◦ Inalação de substâncias irritantes ◦ Alergias ◦ CE nasal ◦ Neoplasia
Vias respiratórias inferiores (VRI)	◦ Infeção parasitária (Trichomonas, ácaros traqueais) ◦ Infeção viral (Traqueíte nos *Amazona* sp., papiloma) ◦ Granuloma (*Aspergillus*, bacteriano, hipovitaminose A) ◦ Obstrução por CE ◦ Massa extraluminal compressiva (bócio em periquitos, neoplasia) ◦ Estenose fibrinosa traqueal secundária à compressão do tubo endotraqueal ◦ Neoplasia ◦ Exposição a substâncias irritantes ou tóxicos ◦ Hipersensibilidade pulmonar na *Ara ararauna* ◦ Pneumonia por aspiração ◦ Pneumonia infeciosa (bacteriana ou fúngica) ◦ Aerossaculite (bacteriana ou fúngica) ◦ Rotura dos sacos aéreos
Doença na cavidade celómica	◦ Ascite (insuficiência hepática, peritonite (por exemplo pela gema do ovo), nefropatia com perda de proteína, neoplasia) ◦ Obesidade ◦ Insuficiência cardiovascular ◦ Massa celómica (neoplasia, ovo) ◦ Organomegalia ◦ Anemia

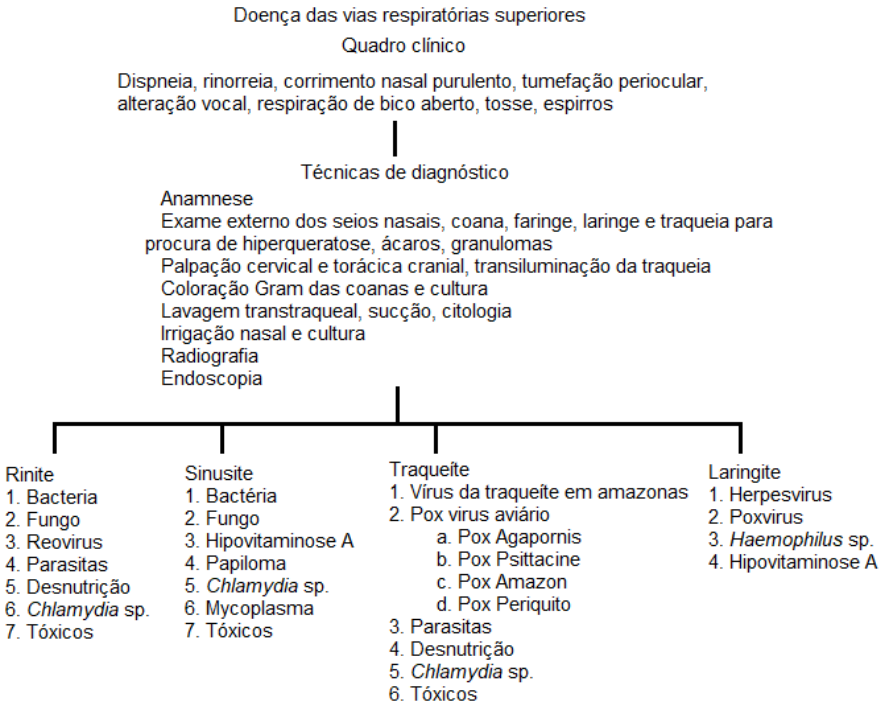

Figura A1 – Diagnósticos diferenciais de doença das vias respiratórias superiores (Adaptado de Tully & Harrison, 1994).

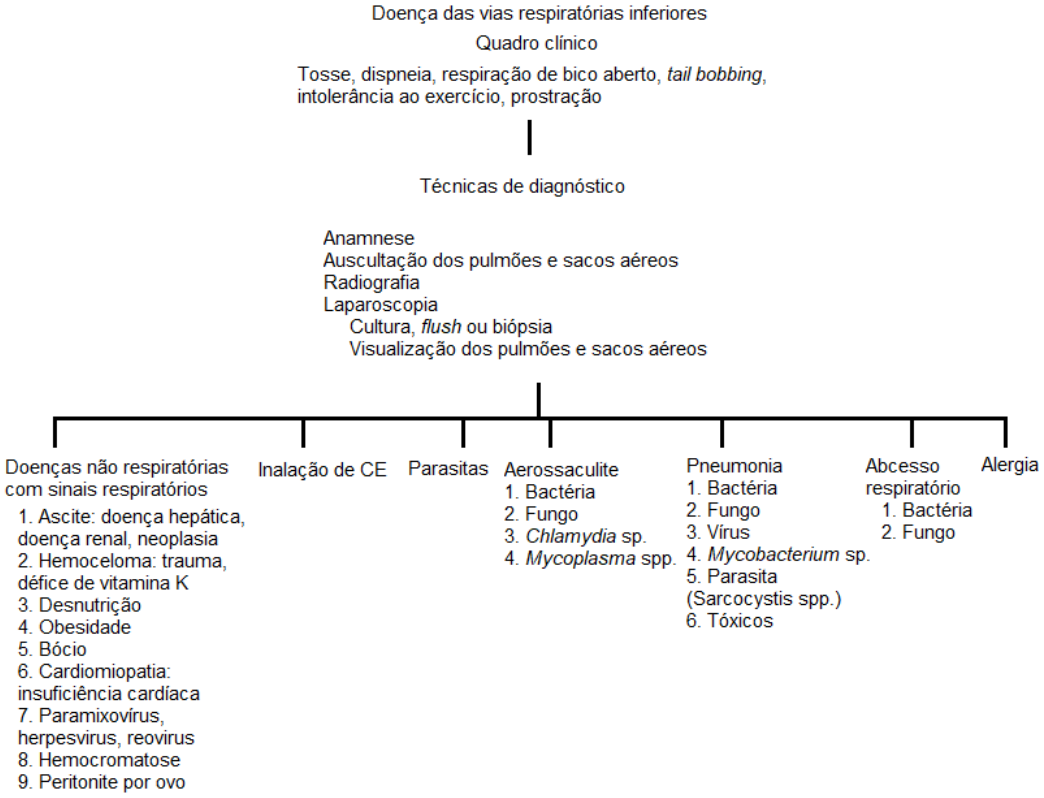

Figura A2 – Diagnósticos diferenciais de doença das vias respiratórias inferiores (Adaptado de Tully & Harrison, 1994).

Tabela A3 - Elementos da anamnese categorizados por localização do sistema respiratório aviário (Adaptado de Stout, 2016).

Dados da Anamnese	
VRS	◦ Hiporexia/ anorexia ◦ Exposição a uma outra ave ◦ Exposição a substâncias moderadamente irritantes ◦ Espirros, *head shaking*, abrir o bico, *beak rubbing* ◦ Corrimento nasal ou ocular
VRI	◦ Cirurgia recente ou anestesia com entubação ◦ Início agudo de respiração difícil quando se alimenta ◦ Desconforto respiratório agudo ◦ Sons emitidos pela ave alterados ◦ Exposição a substâncias irritantes ou tóxicas ◦ Arara em ambiente compartilhado com catatua ou papagaio cinzento ◦ Letargia, hiporexia, perda de peso ◦ Vómito ◦ Intolerância ao exercício
Cavidade celómica	◦ Letargia, hiporexia ◦ Ave com postura de base ampla ou desequilibrada ◦ Intolerância ao exercício

Tabela A4 - Sinais clínicos respiratórios aviários registados no exame físico, categorizados por localização (Adaptado de Stout, 2016).

Sinais clínicos	
VRS	◦ Cavidade nasal inflamada, com ou sem rinorreia ◦ CE na cavidade nasal ◦ Epífora ◦ Conjuntivite ◦ Hiperqueratose das papilas das coanas, com ou sem corrimento das coanas ou abcessos ◦ Seios periorbitais inflamados ◦ Possível estridor nasal ◦ Possível FR aumentada, geralmente sem aumentar esforço respiratório ou desconforto respiratório ◦ Possível respiração pelo bico, no caso de oclusão bilateral das narinas
VRI	◦ Estridor inspiratório ◦ *click* respiratório em canários com ácaros traqueais ◦ FR e esforço respiratório aumentados ◦ Desconforto respiratório, extensão do pescoço e respiração pelo bico, no caso de obstrução traqueal completa ◦ Possibilidade de o exame físico não demonstrar alterações ◦ CC baixa ◦ *tail bobbing* ◦ Sibilos expiratórios ◦ Tosse
Cavidade celómica	◦ CC baixa ◦ Celoma distendido ◦ Ovo ou massa palpável ◦ Ascite

Tabela A5 - Sinais clínicos comuns associados a doenças respiratórias aviárias superiores e inferiores (Adaptado de Arca-Ruibal, 2016).

Sinais clínicos comuns associados a doenças respiratórias aviárias superiores e inferiores		
Doenças do sistema respiratório superior **Rinite e Sinusite**	**Doenças do sistema respiratório inferior** **Traqueíte**	**Pneumonia e Aerossaculite**
◦ Respiração de bico aberto ◦ Cavidade nasal obstruída, secreção, espirros ◦ Corrimento nas coanas e inflamação ◦ Edema periorbital, epífora ◦ Dispneia, intolerância ao exercício ◦ "*Head shaking*" (balançar a cabeça), "*beak rubbing*" (roçar o bico) e "*yawning*" (abrir o bico) ◦ Conjuntivite, globo ocular afundado ◦ Alongamento do pescoço, cera inflamada	◦ Vocalização alterada ◦ Glote dilatada ou inflamada ◦ Respiração de bico aberto ◦ Tosse ◦ Inspiração e/ou expiração estridente ◦ Taquipneia, dispneia	◦ Vocalização alterada, dispneia, *tail bobbing* ◦ Dificuldade inspiratória/expiratória, tosse, estridor ◦ Letargia ◦ Intolerância ao exercício ◦ Taquipneia, dispneia ◦ Respiração de bico aberto ◦ Inapetência/vómito ◦ Perda de peso

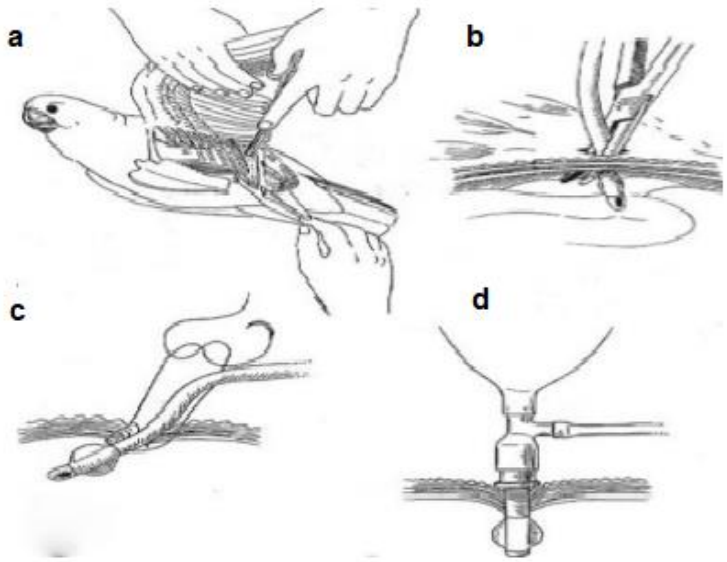

Figura A3 – Representação ilustrativa da entubação do saco aéreo. Realiza-se uma incisão na pele na região entre as duas últimas costelas ou logo após a última costela (a), introduz-se um tubo estéril, com o auxílio de uma pinça hemostática (b) e fixa-se o tubo com um fio de sutura (c), o tubo é conectado a uma fonte de O_2 (d) (Adaptado de Quesenberry & Hillyer, 1994).

Tabela A6 – Fármacos administrados para nebulização, e respetivas doses, em clínica de aves (Adaptado de Beaufrère, 2016).

Fármaco	Dose
Antibióticos	
Amicacina	5-6 mg/mL de água estéril/solução salina
Gentamicina	3-6 mg/mL de água estéril/solução salina
Cefotaxima	10 mg/mL de solução salina
Doxiciclina	13 mg/mL de solução salina
Tobramicina	1 mg/mL de solução salina
Enrofloxacina	10 mg/mL de solução salina
Piperacilina	10 mg/mL de solução salina
Antifúngicos	
Anfotericina B	0,1-5 mg/mL de água estéril
Enilconazol	10 mg/mL de água estéril/solução salina
Clotrimazol	10 mg/mL de propilenoglicol
Terbinafina	1 mg/mL de água estéril
Voriconazol	10 mg/mL de solução salina
Broncodilatadores	
Aminofilina	3 mg/mL de água estéril/solução salina
Terbutalina	0,01 mg/kg em 5-10 mL de solução salina
Mucolíticos	
N-acetilcisteína	22 g/mL de água estéril
Outros	
Desinfetante F10	10 mL de 1:250 de diluição

Figura A4 – Imagem da administração subcutânea de fluidoterapia na região inguinal de *Psittacus erithacus*. A fluidoterapia via subcutânea pode ser administrada na região inguinal ou na região interescapular. A região inguinal permite que sejam administrados volumes elevados de fluídos e com menos desconforto para o paciente aviário (Doneley, 2010h).

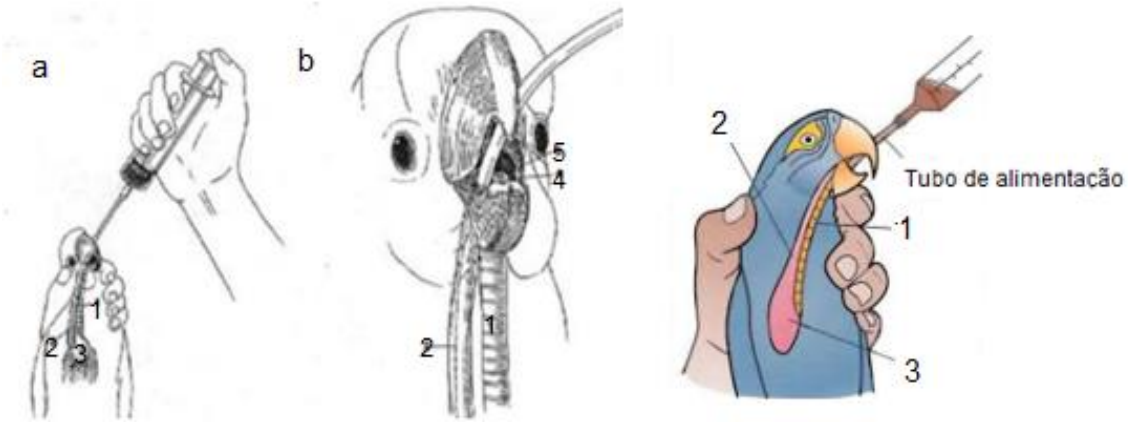

Figura A5 – Representações ilustrativas do procedimento correto de alimentação forçada, exibindo a posição da ave e contenção desta. a) A ave é mantida em posição vertical com o pescoço em extensão e b) o tubo passa pelo lado esquerdo da cavidade oral em direção ao lado direito da orofaringe, passa pelo esófago e termina no papo. 1) traqueia, 2) esófago, 3) papo, 4) laringe, 5) rima da glote (Adaptado de Quesenberry & Hillyer, 1994 e Judah & Nuttall, 2008).

Tabela A7 – *Guidelines* gerais que demonstram volumes e frequência recomendados de fórmulas nutricionais aquecidas por alimentação forçada em psitacídeos adultos (Adaptado de Rupley, 1998).

Aves	Volume e Frequência
Periquito	0,5-3 mL a cada 6 horas (QID)
Agapornis	1-3 mL QID
Caturra	1-8 mL QID
Conure pequeno	3-12 mL QID
Conure grande	7-24 mL TID-QID
Amazonas	5-35 mL TID
Papagaio cinzento	5-35 mL TID
Catatua	10-40 mL BID-TID
Arara	20-60 mL BID-TID

Figura A6 – Imagem fotográfica indicativa de biliverdinuria, sugestivo de doença hepática (Doneley, 2010h).

Tabela A8 – Tabela de valores de referência hematológicos e bioquímicas séricas (Adaptado de Fudge, 2000e e Doneley, 2010g).

HEMOGRAMA	***Ara* spp. (n=5338)**	***Ara ararauna* (n=1367)**	***Psittacula krameri* (n=46)**
HCT (%)	42 – 56	44 – 55	45 – 54
Heterófilos (%)	50 – 75	49 – 71	40 – 68
Linfócitos (%)	23 – 53	18 – 53	32 – 56
Monócitos (%)	0 – 1	0 – 2	0 – 1
Eosinófilos (%)	0		0 – 1
Basófilos (%)	0 – 1	0 – 1	0 – 1
BIOQUÍMICAS			
Albumina (g/dL)	3 – 24	3 – 12	–
AST (UI/L)	65 – 168	64 – 168	152 – 386
Ácido úrico (µmol/L)	107,1 – 701,3	113 – 655,5	193,9 – 700,7
Cálcio (mmol/L)	2,1 – 2,96	2,1 – 2,94	2,1 – 2,59