

U. PORTO



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

ANESTESIOLOGIA EM AVES

Marta Cristina Branco Bravo Oliveira Santos

Orientador

Professor Doutor Augusto Faustino

Co-Orientador 1

Mestre Joel Ferraz

Co-Orientador 2

Dr. Ferran Bargalló

Porto 2010

U. PORTO



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

ANESTESIOLOGIA EM AVES

Marta Cristina Branco Bravo Oliveira Santos

Orientador

Professor Doutor Augusto Faustino

Co-Orientador 1

Mestre Joel Ferraz

Co-Orientador 2

Dr. Ferran Bargalló

Porto 2010

Resumo

O presente relatório baseia-se no meu estágio curricular, realizado no âmbito da Medicina e Cirurgia em animais exóticos, que decorreu no período compreendido entre Março e Junho de 2010 em duas instituições: Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP) na cidade do Porto e *Zoològic Badalona Veterinària* na cidade de Barcelona. Durante este período, não só pude adquirir e aprofundar conhecimentos valiosos na área de animais exóticos, mas também, tive a oportunidade de acompanhar os serviços de consulta externa, urgência, anestesia e cirurgia, cuidados intensivos e internamento na referida área.

O objectivo deste trabalho consiste em apresentar uma aproximação clinicamente aplicável à anestesia em aves, que inclua pontos-chave como, obstáculos anátomo-fisiológicos, considerações pré-anestésicas, indução e manutenção, medidas de suporte e monitorização, recuperação e complicações anestésicas. Com o intuito de demonstrar a importância deste relatório, foi também realizado um estudo com base na casuística de aves que requerem anestesia, com finalidade diagnóstica e terapêutica (cirúrgica ou não).

No final deste trabalho foi possível concluir que os anestésicos inalatórios continuam a ser a primeira escolha em aves, pois são bastante seguros. Contudo, há uma necessidade gritante de se efectuarem mais estudos específicos na área de anestesiologia em aves uma vez que são animais que frequentemente requerem anestesia até mesmo para manipulação.

Agradecimentos

Este trabalho só foi possível realizar graças a todos aqueles que de uma forma directa ou indirecta colaboraram e contribuíram para a realização do mesmo e é com enorme gratidão e estima que expresso aqui o meu apreço e agradecimento.

Ao meu orientador, Professor Doutor Augusto Faustino, por todo o incentivo expressado, desde a parte curricular até à aceitação da orientação deste projecto e pela disponibilidade pessoal, ajuda e acima de tudo por acreditar em mim.

Ao meu co-orientador, Mestre Joel Ferraz, pelos conhecimentos transmitidos, pelos inúmeros esclarecimentos e pelo fantástico sentido de humor e boa disposição ao longo de todo o estágio.

Ao meu co-orientador, Dr. Ferran Bargalló, por toda a dedicação, apoio, conselhos e disponibilidade.

A todos os professores, pelos ensinamentos ao longo do curso.

À Marta, à KiKa, à Rute e ao Gabriel, pela boa disposição diária e por todos os ensinamentos.

Aos médicos, enfermeiros, auxiliares e estagiários veterinários do Hospital Veterinário Montenegro, pelos conhecimentos transmitidos que contribuíram imenso para a minha formação e por todo o apoio, incentivo, amizade e bons momentos que me proporcionaram ao longo de cinco meses de estágio extra-curricular.

A todos os amigos, pelo incentivo e pelo apoio ao longo de todo o curso.

À Sofia, a minha companheira de horas e horas de estudo, de estágio, enfim da vida mesmo. Pela amizade demonstrada em todas as horas, boas e más. Por ser igual a mim em tantas coisas e compatível comigo no restante.

Ao Filipe, por toda a confiança depositada mesmo quando nem eu acreditava ser possível. Por todo o carinho e dedicação, por ser incansável comigo.

À Catureira, à Puka, ao Dindi e ao Zézinho, os meus pacientes favoritos.

Aos meus pais, por tudo o que me ensinaram, os valores que me transmitiram, pelo sacrifício e pelo apoio incondicional para completar mais uma etapa da minha vida, é a vocês que dedico este relatório.

Abreviaturas

% – por cento

°C – graus Célsius

AINES – Anti-inflamatórios não esteróides

AST – aspartato aminotransferase

BID – duas vezes ao dia

bpm – batimentos por minuto

cm – centímetro

CO₂ – dióxido de carbono

Cox – cicloxigenase

CRF – capacidade residual funcional

CVEP – Centro Veterinário de Exóticos do Porto

d – dia

dl – decilitro

ECG – electrocardiograma

EDTA – ácido etilenodiamino tetra-acético

EMV – esperança média de vida

ex – exemplo

FC – frequência cardíaca

FR – frequência respiratória

g - grama

GB – glóbulos brancos

Glu – glucose

h – hora

IA – intraarticular

IC – intracardíaco

IM – intramuscular

IO – intraósseo

IP – intraperitoneal

IPCs – quimiorreceptores intrapulmonares

IT – intratraqueal

IV – intravenoso

kg – quilograma

MAC – concentração anestésica mínima

MHz – megahertz

mg – miligrama

min – minuto

ml – mililitro

mm Hg – milímetro de mercúrio (unidade de pressão)

O₂ – oxigénio

OD – olho direito

OE – olho esquerdo

PA – pressão arterial

PaCO₂ – pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial

PaO₂ – pressão parcial de oxigénio no sangue arterial

PCV – packed cell volume (hematócrito)

PetCO₂ – pressão parcial de dióxido de carbono expirado

pH – potencial de hidrogénio iónico (medida de acidez, alcalinidade ou neutralidade)

PO – *per os* (por via oral)

PT – proteínas totais

rpm – respirações por minuto

RX – raio X

SC – subcutânea

SID – uma vez ao dia

Top – tópico

VPPI – ventilação por pressão positiva intermitente

ZBV - *Zoològic Badalona Veterinària*

Índice

Resumo	i
Agradecimentos	ii
Abreviaturas	iii
1. Introdução	1
2. Estágio	1
3. Anatomia, Fisiologia e Histologia	4
3.1. Termorregulação	4
3.2. Sistema Cardiovascular	4
3.3. Sistema Respiratório	5
4. Considerações pré-anestésicas	8
4.1. Anamnese	8
4.2. Exame físico	8
4.3. Analítica sanguínea: Hematologia e Bioquímica	9
4.4. Acondicionamento e Jejum	10
4.5. Equipamentos anestésicos e de monitorização	11
4.6. Suporte do paciente	11
4.6.1. Oxigenoterapia	11
4.6.2. Aquecimento	12
4.6.3. Fluidoterapia	12
4.6.4. Posicionamento	12
4.7. Pré-anestésicos	13
4.7.1. Parassimpaticolíticos	13
4.7.2. Benzodiazepinas	13
4.7.3. Opióides	13
4.7.4. Alfa-2 adrenérgicos	14
4.8. Anestésicos locais	14
5. Anestesia	14
5.1. Indução	14
5.2. Entubação	15
5.3. Manutenção e Potência Anestésica	16
5.4. Anestésicos voláteis	16
5.4.1. Halotano	17
5.4.2. Isoflurano	17

5.4.3.	Sevoflurano.....	17
5.4.4.	Desflurano.....	18
5.4.5.	Oxido Nitroso.....	18
5.5.	Anestesia parenteral.....	18
5.5.1.	Ketamina.....	19
5.5.2.	Propofol.....	19
5.6.	Monitorização.....	20
5.6.1.	Sistema cardiovascular.....	20
5.6.2.	Sistema respiratório.....	20
5.6.3.	Sistema nervoso.....	21
5.6.4.	Oxigenação.....	22
5.6.5.	Temperatura.....	22
5.7.	Recuperação.....	22
5.8.	Emergências anestésicas.....	23
5.8.1.	Refluxo digestivo.....	23
5.8.2.	Hipotermia.....	23
5.8.3.	Desidratação.....	24
5.8.4.	Paragem respiratória.....	24
5.8.5.	Paragem cardíaca.....	25
6.	Analgesia.....	25
6.1.	Opióides.....	26
6.2.	Anti-inflamatórios não esteróides (AINES).....	26
6.3.	Anestésicos Locais.....	27
7.	Conclusão.....	27
8.	Bibliografia.....	28
	Anexo A. Casuística da anestesia em aves no ZBV e no CVEP.....	31
	Anexo B. Esquema da anamnese das aves.....	32
	Anexo C. Parâmetros Fisiológicos.....	33
	Anexo D. Pré-Anestesia e Anestesia.....	34
	Anexo E. Caso Clínico.....	38

1. Introdução

Actualmente, estão descritas cerca de 9800 espécies pertencentes à classe das Aves, divididas em 28 ordens (Perrins 2004), sendo que a maior ordem é a dos Passeriformes, com 5712 espécies, e a menor a dos Struthioniformes, apenas com uma única espécie, a avestruz (King & McLelland 1984). Certas teorias apontam que as aves se desenvolveram a partir dos Répteis, e muitas semelhanças ainda se mantêm actualmente. Tal como os répteis, as aves apresentam escamas de queratina no bico e nas patas, apenas um côndilo occipital, um único osso no ouvido médio, a columela, uma maxila constituída por cinco ossos fundidos, eritrócitos nucleados, um sistema porta-renal e também excretam ácido úrico (Maina 1996).

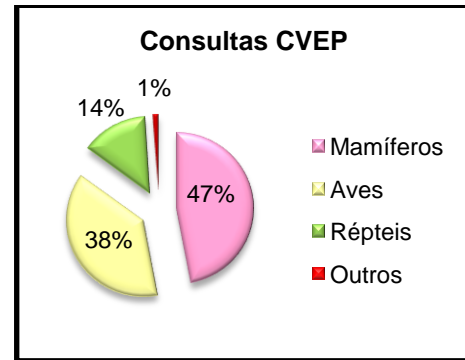
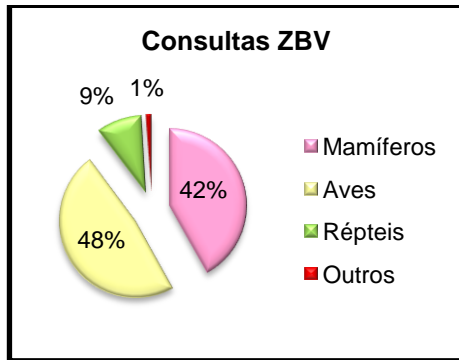
A aquisição de aves exóticas como animais domésticos, especialmente as pertencentes às ordens Passeriformes (ex. canário) e Psittaciformes (ex. caturra, periquito, papagaio), tem ganho cada vez mais adeptos. Contudo, devido ao desconhecimento da maioria dos proprietários acerca do seu correcto maneio, muitas destas aves acabam por apresentar patologias que poderiam ser facilmente evitáveis. Outra dificuldade que os proprietários de aves encontram, é o facto da maioria das clínicas veterinárias de pequenos animais não estar preparada para receber aves de companhia. Adicionalmente, há uma enorme falta de veterinários especializados nesta classe zoológica, não só em Portugal mas também a nível mundial, o que torna a medicina de aves de companhia uma área que necessita de continuar a ser explorada. Ocasionalmente, aves são apresentadas a veterinários especializados em cão e gato para procedimentos diagnósticos e terapêuticos que necessitam de anestesia para que possam ser realizados e, embora os princípios básicos da anestesia em mamíferos sejam semelhantes aos das aves, há diferenças anatómicas, fisiológicas e histológicas que não devem ser descuradas.

A anestesia ideal, com indução suave, imobilização adequada, relaxamento muscular e analgesia, seguida por uma recuperação rápida e completa sem complicações (Lawton 1996), exige um forte conhecimento da fisiologia e anatomia cardiopulmonar das aves. O objectivo deste relatório é apresentar uma abordagem clinicamente aplicável à anestesia de aves, que inclua pontos importantes como as diferenças anatómicas, fisiológicas, histológicas, anamnese e exame físico, medidas de suporte, pré-anestesia, indução, manutenção, monitorização, recuperação anestésica e emergências anestésicas. Pretende-se organizar estas temáticas de uma forma simples e ordenada, para que seja possível o seguimento de uma ave desde o momento da anamnese até ao pós-operatório.

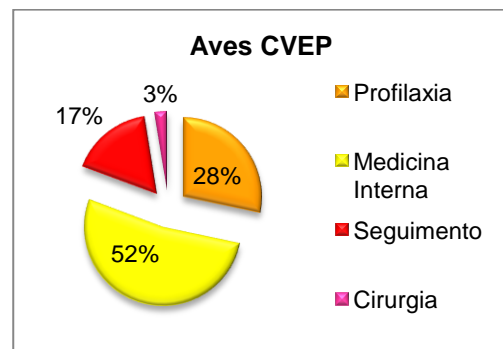
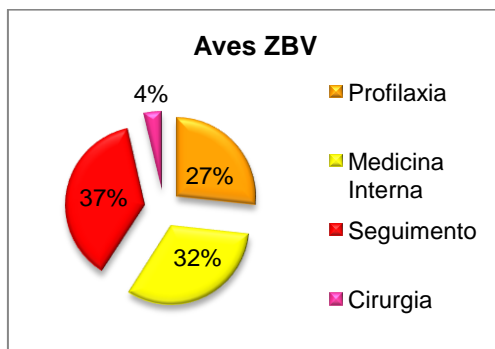
2. Estágio

Os próximos gráficos e tabelas pretendem, de forma muito resumida, elucidar o leitor sobre as minhas 16 semanas de estágio no ZBV e no CVEP. Os gráficos demonstram as

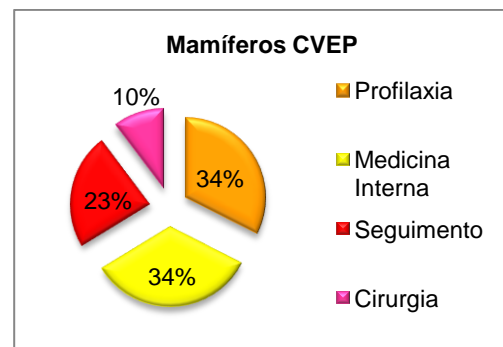
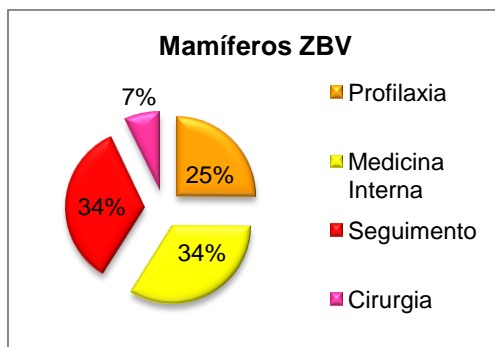
classes que mais ingressam no ZBV e no CVEP e os motivos desses ingressos, enquanto as tabelas apresentam os procedimentos que ao longo do estágio tive oportunidade de assistir e praticar nos dois locais.



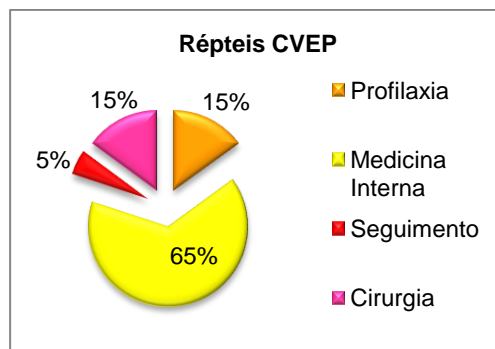
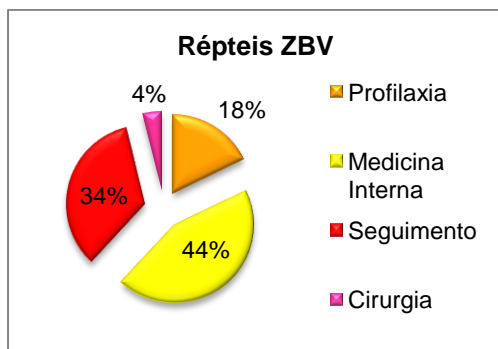
Gráficos 1 e 2. Classes de animais que surgem para consulta no ZBV e no CVEP



Gráficos 3 e 4. Motivos de ingresso das Aves no ZBV e no CVEP



Gráficos 5 e 6. Motivos de ingresso dos Mamíferos no ZBV e no CVEP



Gráficos 7 e 8. Motivos de ingresso dos Répteis no ZBV e no CVEP

Classes Procedimentos	Classes		
	Aves	Mamíferos	Répteis
SC	1	46	-
IV	4	-	-
IM	13	5	1
PO	-	60	-
Sondagem PO	15	-	-
IC	-	5	1
Colheita sangue	-	5	-
Directo fezes	33	30	13
Flutuação fezes	2	10	-
Coloração Gram	5	4	3
Coloração Diff-Quick	10	13	3
Doppler	-	-	3
RX	16	24	5
Necrópsia	9	5	1
Cateterização	-	1	-

Tabela 1. Procedimentos realizados em aves, mamíferos e répteis no ZBV

Classes Procedimentos	Classes		
	Aves	Mamíferos	Répteis
SC	20	75	26
IV	1	-	-
IM	1	20	10
PO	-	120	-
Sondagem PO	60	-	16
IO	2	5	-
Colheita sangue	2	-	-
Directo fezes	6	4	4
Flutuação fezes	-	-	-
Coloração Diff-Quick	1	-	-
RX	3	4	7
Penso	4	-	-
Cateterização	-	1	-
Ocular tópico	-	4	13

Tabela 2. Procedimentos realizados em aves, mamíferos e répteis no CVEP

3. Anatomia, Fisiologia e Histologia

3.1. Termorregulação

As aves, são endotérmicas, apresentando temperaturas corporais superiores às dos mamíferos, variando entre 39° e 42°C (Dawson & Whittow 2000). Os Passeriformes são, de todos os vertebrados, os que têm a maior taxa metabólica basal, 50-60% superior à de outras aves do mesmo tamanho (Maina 1996). Contudo, aves com poucas reservas energéticas têm dificuldade em manter a temperatura corporal e por isso, aves doentes devem ser hospitalizadas em incubadoras de forma a reduzir as exigências energéticas (Longley 2008). Por outro lado, as aves também têm uma baixa tolerância a temperaturas altas e não sobrevivem a temperaturas superiores a 46°C (O'Malley 2005). As aves não têm glândulas sudoríparas e, como tal, algumas das alternativas para termorregulação são arfar e *gular flutter* (agitação da pele do pescoço). Tremores, piloereção, ingestão de alimento e banhos de sol, contribuem para o aumento da temperatura corporal (Abou-Madi 2001).

3.2. Sistema Cardiovascular

As aves desenvolveram um sistema cardiovascular de alta performance para serem capazes de responder às exigências das suas actividades de alto nível (voar, correr, nadar) (Smith & Smith 1997). O coração das aves tem quatro câmaras e é, em proporção, consideravelmente maior do que o de mamíferos do mesmo tamanho, devido às suas altas necessidades em oxigénio (Maina 1996). As frequências cardíacas podem ir de 200 a 500 batimentos por minuto (bpm), podendo atingir 1000bpm em espécies mais pequenas (beija-flores). Isto significa um desafio para o anestesista, pois mesmo com equipamento electrónico de monitorização, por vezes este não é adaptável a tão altas frequências cardíacas (Abou-Madi 2001). O alto *output* cardíaco é produzido por uma combinação de factores: grande volume sanguíneo, rápida frequência cardíaca e uma menor resistência periférica (Sturkie 1986). Também apresentam altas pressões sanguíneas, entre 108-250 mm Hg, sendo que os perús têm a pressão sanguínea mais alta de todos os vertebrados, 350 mm Hg (Maina 1996).

Ao contrário dos mamíferos, o coração das aves recebe inervação simpática e parassimpática (Abou-Madi 2001). Os principais neurotransmissores simpáticos, adrenalina (epinefrina) e noradrenalina (norepinefrina) aumentam com a excitação (Sturkie 1986). Isto é importante pois os anestésicos inalatórios, especialmente o halotano, sensibilizam o miocárdio a arritmias cardíacas induzidas por catecolaminas. Hipóxia, hipercápnia e anestesia, deprimem a função cardiovascular (Edling 2006).

As aves têm um sistema porta-renal semelhante ao dos répteis (O'Malley 2005). Esta é uma característica única das aves e répteis (Abou-Madi 2001). O sangue venoso que regressa

dos membros pélvicos passa pelos rins antes de ir para a veia cava, contribuindo com cerca de dois terços do fluxo renal (Smith & Smith 1997). Isto é controlado por válvulas porta que, normalmente, estão fechadas para direccionarem o sangue para o rim mas que, em momentos de stress, devido à libertação de adrenalina, abrem e o sangue não passa pelo rim podendo ir para o fígado pela veia mesentérica ou ir directamente para a veia cava caudal (Smith & Smith 1997).

3.3. Sistema Respiratório

O sistema respiratório das aves é único, na medida em que, os pulmões são pequenos, variam muito pouco de volume, e têm sacos aéreos que funcionam como reservatórios mas que não participam na troca gasosa. As aves não têm diafragma a criar pressão pleural negativa (Abou-Madi 2001), em vez disso têm um septo horizontal que separa os pulmões das vísceras. Este septo não tem papel activo na respiração mas, passivamente, ajuda a deslocar as vísceras durante a respiração (O'Malley 2005). Devido à ausência de diafragma, os pulmões das aves não colapsam se entrarmos na cavidade celómica por cirurgia ou endoscopia (O'Malley 2005). O sistema respiratório das aves usa dois sistemas diferentes, um para a ventilação e um para as trocas gasosas. Os componentes da ventilação são: laringe, traqueia, siringe, brônquios primários intra e extrapulmonares, brônquios secundários, parabronquios, sacos aéreos, sistema esquelético e músculos da respiração (músculos peitorais e intercostais). As trocas gasosas ocorrem em dois tipos pulmonares: o paleopulmão e o neopulmão. Ambos dependem dos parabronquios para as trocas gasosas (Edling 2006).

A cavidade oronasal está separada da traqueia pela laringe, a qual se abre na traqueia através da glote (O'Malley 2005). A laringe apresenta quatro cartilagens: cricóide, procricóide e duas aritenóides (McLelland 1989). As cordas vocais, a tiróide e a epiglote estão ausentes nas aves (Edling 2006). As funções da laringe são abrir a glote durante a inspiração, ajudar na deglutição, modular o som e agir como uma barreira contra corpos estranhos que possam entrar na traqueia (McLelland 1989). Esta anatomia, torna a entubação na maioria das aves mais fácil que nos mamíferos, uma vez que o clínico visualiza a glote caudalmente na base da língua e introduz o tubo com mais facilidade (Edling 2006).

Relativamente à traqueia, existem algumas variações entre espécies que devem ser tidas em conta uma vez que podem interferir na entubação e ventilação: em emas e certas espécies de patos existe um divertículo em forma de saco de ar (Abou-Madi 2001); em muitos machos da ordem dos anseriformes estão presentes expansões bulbosas traqueais; noutras espécies encontramos laços e bobinas traqueais localizadas caudalmente ao pescoço, na quilha, tórax ou uma combinação de ambos; em algumas espécies de pinguins, patos-reais, e algumas aves da ordem Procelariiformes, a bifurcação da traqueia ocorre mais cranialmente

(McLelland 1989). A maioria das aves de companhia não tem variações significativas (Edling 2006). A traqueia é composta por anéis cartilagosos, rígidos e completos e é longa (O'Malley 2005). Consiste de quatro camadas: membrana mucosa, submucosa, cartilagem e adventícia. A parte interna da laringe e da traqueia é composta por epitélio colunar simples e pseudoestratificado ciliado com glândulas mucosas alveolares simples e células *goblet* (McLelland 1989). Para compensar o grande comprimento traqueal, as aves minimizam a resistência à passagem de ar ao terem uma traqueia com maior diâmetro que mamíferos de tamanho equivalente (O'Malley 2005). Contudo, isto resulta num espaço morto 4,5 vezes superior ao dos mamíferos (Hinds & Calder 1971). Para ultrapassarem isto, as aves apresentam um volume tidal superior ao dos mamíferos (relativamente ao seu tamanho), e uma respiração mais lenta e profunda (Hinds & Calder 1971). A avestruz tem a menor frequência respiratória (FR) de todas as aves 3-5 rpm (Brackenbury 1987).

A siringe é o órgão produtor de som nas aves e pode ser classificado dependendo da sua localização em traqueal, traqueobronquial ou bronquial, sendo que a mais comum é a traqueobronquial, localizada na bifurcação da traqueia. Apresenta uma cartilagem, o pessulus. O som é produzido durante a expiração pela vibração do ar ao passar pela siringe (King & Molony 1971). Em muitas espécies da ordem Passeriformes, a siringe têm dois lados independentes permitindo-lhes um dueto consigo próprias (King & McLelland 1984). A siringe é rudimentar em espécies, como avestruzes e abutres (King & Molony 1971).

Após a siringe, a traqueia bifurca-se em brônquios primários esquerdo e direito, que vão para os pulmões e dos pulmões para os sacos aéreos caudais. Ao entrarem nos pulmões, cada brânquio dá origem a quatro conjuntos de brônquios secundários: medioventral, mediodorsal, laterodorsal e lateroventral, de acordo com a sua posição anatómica (O'Malley 2005). Estes terminam em brônquios terciários, chamados parabrônquios, onde ocorrem as trocas gasosas. O fluxo de ar pode ser uni ou bidireccional dependendo, respectivamente, se a anatomia é paralela (paleopulmão) ou irregular com anastomoses (neopulmão) (Brackenbury 1987). A relação paleopulmão:neopulmão varia entre espécies. Por exemplo, em columbiformes a porção do neopulmão ocupa 10-12% enquanto em passeriformes e psittaciformes ocupa 20-25% (Edling 2006). A barreira sangue-gás é muito fina e, o facto de os pulmões serem rígidos, permite uma área de trocas 20% superior à de mamíferos (King & Molony 1971). Um sistema contracorrente permite que as trocas gasosas ocorram continuamente, originando uma pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial (PaCO₂) em aves inferior à dos mamíferos. As aves são muito sensíveis a hipercápnia.

Os sacos aéreos são relativamente avasculares, têm uma parede fina e contribuem em menos de 5% para as trocas gasosas (Fedde 1993). A maioria das aves de companhia tem nove sacos aéreos compostos pelos pares: cervical, clavicular simples, torácico cranial,

torácico caudal e abdominal. Baseado nas suas conexões bronquiais, os sacos aéreos dividem-se em dois grupos funcionais: grupo cranial (cervical, clavicular, torácico cranial) e grupo caudal (torácico caudal e abdominal) (Edling 2006). Funcionalmente, os sacos aéreos funcionam como um apoio ao pulmão e produzem um fluxo de ar unidireccional pelos pulmões, o que é importante para maximizar a extracção de oxigénio (O`Malley 2005). Os sacos aéreos estendem-se à cavidade medular de alguns ossos, incluindo o úmero, esterno, coracóide, vértebras e pélvis. Em algumas espécies, também o fémur, a escápula e a fúrcula são pneumatizados (Maina 1996). Para além disto, os sacos aéreos ajudam a reduzir a quantidade de calor produzida durante o voo, a produzir som, em rituais de acasalamento de algumas espécies e, possivelmente, no arrefecimento dos testículos para a espermatogénese (O`Malley 2005). Devido à existência de sacos aéreos, o ar, numa respiração, passa duas vezes pelos pulmões (McLelland & Malony 1983), ver figura 1.

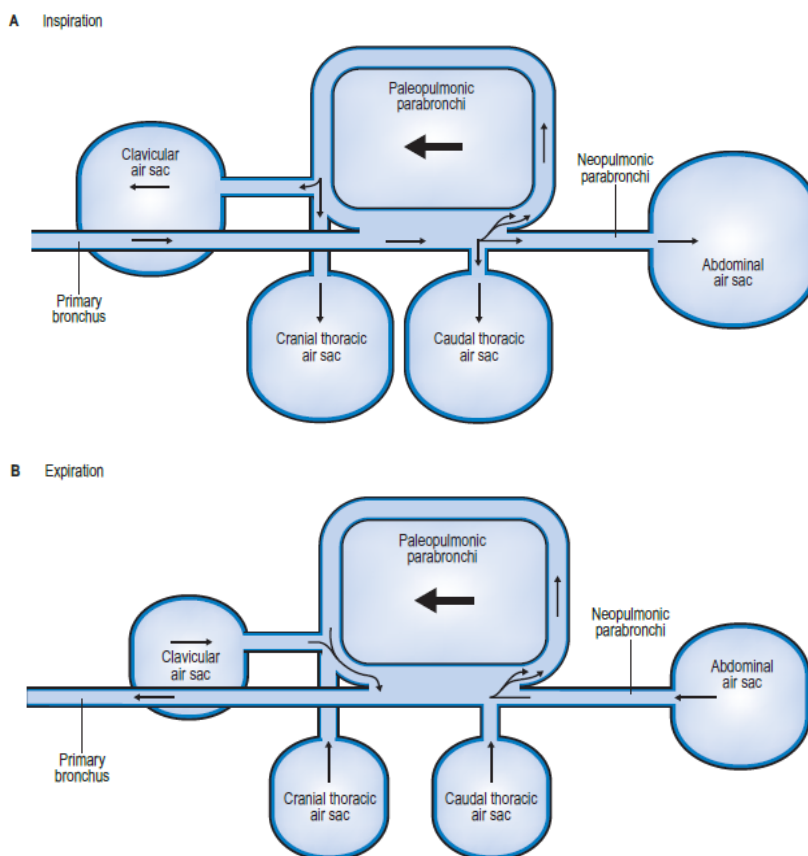


Figura 1 – Fluxo gasoso no sistema respiratório das aves. (A) Inspiração. (B) Expiração (Longley 2008)

Na inspiração, 50% dos gases inspirados passam directamente para os sacos aéreos posteriores, apenas passando pelos pulmões, para as trocas gasosas, na expiração. Os outros 50% passam pelos pulmões e sofrem trocas gasosas durante a inspiração. Este mecanismo aumenta a eficácia das trocas gasosas. Os anestésicos voláteis são, por isso mesmo, absorvidos mais rapidamente em aves, acompanhados de rápidas alterações nas concentrações sanguíneas (Coles 1997).

O sistema nervoso central proporciona um estímulo rítmico para a respiração, modulado por vários reflexos. As aves possuem quimiorreceptores arteriais e centrais, que participam no controlo da ventilação; os centrais são sensíveis a alterações de PaCO₂ e de pH; os quimiorreceptores arteriais respondem a alterações da pressão parcial de oxigénio no sangue arterial (PaO₂), PaCO₂ e pH (Edling 2006). Estes quimiorreceptores participam na resposta ventilatória à hipoxia, quer em aves quer em mamíferos (Edling 2006). Já os quimiorreceptores intrapulmonares (IPCs), únicos em aves, são extremamente sensíveis ao CO₂, insensíveis à hipóxia e afectam a frequência e profundidade da respiração (Edling 2006). Outra diferença fisiológica importante, é a baixa capacidade residual funcional (CRF) das aves quando comparadas com mamíferos. Apesar de as aves apresentarem um volume respiratório elevado para o seu peso corporal, apenas 10% do volume específico total reside no local das trocas gasosas (parabrônquios e capilares) (Edling 2006).

4. Considerações pré-anestésicas

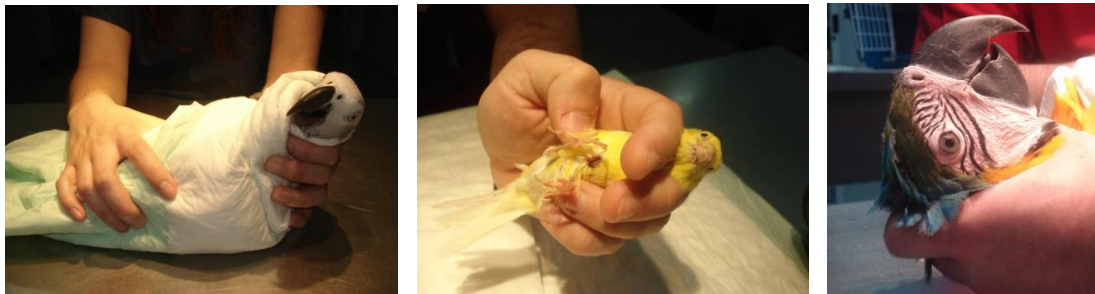
4.1. Anamnese

Uma história completa, obtida a partir do proprietário, é talvez a informação mais importante que se pode adquirir antes da anestesia (Edling 2006). Primeiro, é importante saber o conhecimento geral do proprietário relativamente ao maneo e cuidado com a ave e, se esse conhecimento, se reflecte no ambiente e nutrição do animal em questão. Toda a informação que possa ser recolhida antes do exame físico ajudará o clínico a desenvolver um plano de exame e diagnóstico (Tully 2009). Em anexo encontra-se um pequeno formulário resumido da anamnese das aves (anexo B).

4.2. Exame físico

Após obter uma história completa o veterinário deve, antes de qualquer tentativa de manipulação, observar o animal à distância. Uma ave saudável estará alerta, atenta ao que a rodeia e responsiva a estímulos; deve vocalizar caso seja normal na sua espécie, a postura é normal (direita com asas posicionadas simetricamente junto ao corpo, com penas lisas), a respiração é fácil, sem estridores e sem dificuldade em se empoleirar, nem falta de equilíbrio (Romagnano 1999). Depois da observação à distância, procede-se à contenção. A contenção das aves é um dos eventos potencialmente mais traumáticos para os veterinários, donos e aves durante o exame físico (Tully 2009). Para um exame minucioso, é sempre aconselhável o uso de uma toalha (Romagnano 1999) como exemplificado na figura 2. Em espécies mais pequenas, como os canários, que são mais frágeis, deve-se manipular com extremo cuidado, figura 3. Em espécies como as araras, com face sem penas, a contenção pode originar

ruborização, como se pode ver na figura 4, o que, inevitavelmente, pode causar perda de confiança por parte dos proprietários (Edling 2006). Por isto, para procedimentos nestas espécies é preferível explicar primeiro ao proprietário o que pode suceder e, que é normal.



Figuras 2, 3 e 4. Contenção de um psitacídeo (*Psittacus erithacus*) (à esquerda), de um passeriforme (*Serinus canaria*) (ao centro) e de uma arara (*Ara ararauna*) exibindo ruborização da face (à direita)

O exame físico deve ser rápido, seguindo sempre o mesmo protocolo, independentemente da idade da ave. Inicia-se pela cabeça e continua-se caudalmente de maneira metódica e consistente (Romagnano 1999). Deve-se dar especial atenção às narinas, cavidade oral, coanas, glote, cavidade celômica, cloaca e massa muscular que recobre a quilha. O coração, pulmões e sacos aéreos devem ser auscultados (Edling 2006). O tempo de repleção capilar pode ser visualizado na pele não pigmentada sobre as patas e deve ser inferior a um segundo. O peso exacto também deve ser obtido para permitir uma dosagem correcta das medicações (Longley 2008). No final do exame físico deve-se reavaliar a respiração (Edling 2006), uma vez que, com o stress da manipulação, a ave pode apresentar sinais de dispneia (Tully 2009). O exame fecal directo pode indicar problemas gastrointestinais específicos ou doença generalizada que podem aumentar o risco anestésico (Longley 2008).

4.3. Analítica sanguínea: Hematologia e Bioquímica

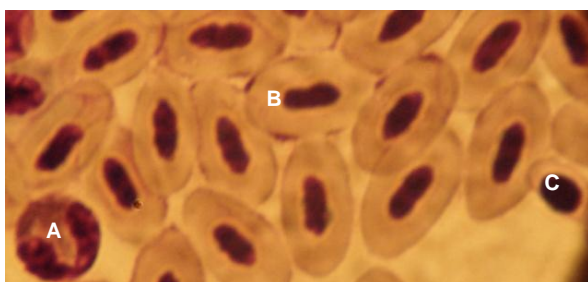


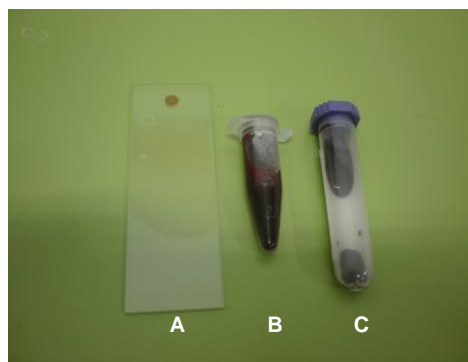
Figura 5. Imagem de células sanguíneas de aves ao microscópio óptico; A: granulócito heterófilo; B: eritrócito; C: trombócito

Se a história, o exame físico e outros parâmetros o permitirem, deve-se recolher uma amostra de sangue. A maior diferença entre os mamíferos e as aves é o facto de, estas últimas, terem eritrócitos e trombócitos nucleados e granulócitos heterófilos (com papel semelhante aos neutrófilos dos mamíferos) no sangue periférico (Campbell 2004), figura 5.

Antes de proceder à captura do animal, todo o material necessário é preparado de acordo com a quantidade de sangue a colher e o seu objectivo (Fudge 2000). Para análises hematológicas de rotina, uma amostra de 0,2 ml é geralmente suficiente (Campbell 2004). A veia jugular direita é o local de excelência na maioria das aves para a colheita de sangue (Fudge 2000), como mostra a figura 6. O sangue deve ser colocado num tubo com

anticoagulante (Fudge 2000) (EDTA ou Heparina), ver figura 7. Um painel pré-anestésico mínimo deve incluir hematócrito (PCV), contagem total dos glóbulos brancos (GB) e esfregaço sanguíneo (para análise da distribuição e morfologia celular).

Para a bioquímica, geralmente, usam-se tubos secos sem anticoagulante, ver figura 7. Os parâmetros mínimos a serem avaliados para um painel pré-anestésico são: proteínas totais, glicose, ácido úrico e níveis de aspartato aminotransferase (AST) (Abou-Madi 2001). Níveis anormais de proteínas são o resultado de desidratação, discrasias (proteínas anormais) ou disproteinémias (concentrações anormais de proteínas ou proteínas anormais no sangue) (Echols 1999). A hiperglicemia pode ser pós-prandial ou pode resultar da liberação de catecolaminas e/ou glucocorticóides, por excitação ou stress (hiperglicemia ligeira), ou, ainda, derivar de doenças endócrinas (diabetes mellitus) (Hochleithner 1994). Hipoglicemia, resulta do aumento da utilização da glicose ou da diminuição na sua produção (por ex devido a insuficiência hepática, septicemia, neoplasia, infecções/inflamações, má absorção, jejum e insuficiência renal) (Hochleithner 1994). Dano tecidual severo, jejum, insuficiência renal e nefropatia (por ex induzida por hipovitaminose A ou D) podem resultar em hiperuricemia. Hipouricemia é raramente encontrada em aves e sugere doença hepática severa (Hochleithner 1994). Elevações da AST, geralmente, indicam dano hepatocelular ou necrose, deficiências em vitamina E, selênio e metionina, intoxicação por pesticidas ou tetraclorido e dano muscular (Hochleithner 1994). Diminuições de AST não têm significado clínico.



Figuras 6 e 7. Colheita de sangue da veia jugular direita num papagaio cinzento (*Psittacus erithacus*) (à esquerda) e material usado para hematologia e bioquímica (à direita): A: lâmina para esfregaço; B: *eppendorf* para bioquímica; C: tubo com EDTA para hematologia

Se a ave está claramente mal e a anestesia pode ser colocada em questão, esta deve ser primeiramente estabilizada e seguidamente deve-se colher uma amostra sanguínea para hematologia e bioquímica completas (Longley 2008).

4.4. Acondicionamento e Jejum

O acondicionamento de uma ave num local diferente é, geralmente, uma situação stressante (Edling 2006). A ave deve ser colocada num ambiente calmo, silencioso, quente e

com a menor estimulação visual e auditiva possível (especialmente cães e gatos) (Abou-Madi 2001).

O risco associado a não fazer jejum em aves é o refluxo digestivo durante a anestesia, com possibilidade de obstrução respiratória ou pneumonia por aspiração (Longley 2008). O tempo de jejum depende da espécie e do tamanho da ave (Heard 1997). Aves entre 300g e 1kg podem jejuar mais de seis horas; aquelas entre 100g e 300g, durante três a quatro horas (Longley 2008). Aves com menos de 100g, não devem fazer jejum (Coles 1997). O papo deve ser palpado antes da anestesia em todos os pacientes (Longley 2008). Se houver material presente no papo, pode ser aspirado antes da indução anestésica (Edling 2006). Mesmo assim, após a indução, a cabeça deve estar elevada acima do nível do papo para prevenir o refluxo (Longley 2008).

4.5. Equipamentos anestésicos e de monitorização

Todo o equipamento anestésico e de monitorização deve ser testado antes da anestesia. Contudo, por melhor e mais actual que seja o equipamento, nada substitui um anestesista atento e competente.

Os sistemas usados em aves devem ter pouco espaço morto, pouca resistência e devem ser sistemas abertos (ou sem reinalação), já que o volume tidal das aves é insuficiente para remover os gases nos sistemas fechados (Longley 2008). Para a maioria das aves, um sistema como Rees-Baraka, Peça em T de Ayre ou Bain podem ser usados. Sistemas abertos têm a vantagem de provocarem alterações gasosas quase instantâneas após alteração no vaporizador, o que é extremamente útil em aves que têm respostas fisiológicas rápidas a anestésicos inalatórios. Um balão reservatório permite executar ventilação por pressão positiva intermitente (VPPI) (Longley 2008).

Quanto ao equipamento de monitorização, é semelhante ao de outras espécies, mas falarei nele no ponto 4.6.

4.6. Suporte do paciente

4.6.1. Oxigenoterapia

Aves com comprometimento respiratório ou anemia beneficiarão de oxigenoterapia antes e depois da anestesia. A anestesia deprime o sistema respiratório e todos os pacientes anestesiados devem receber oxigenoterapia (oxigénio a 100%) via máscara, tubo endotraqueal ou canulamento dos sacos aéreos (Longley 2008).

4.6.2. Aquecimento

Uma vez que os anestésicos reduzem os mecanismos homeostáticos do paciente, deve-se providenciar aquecimento. O abaixamento da temperatura pode originar arritmias, aumento do tempo de recuperação e morte (Rupley 1997). Isto pode ser feito através de toalhas, cobertores eléctricos, botijas de água quente, tapete ou lâmpada de aquecimento. A hipotermia é mais frequente mas, a hipertermia também pode ocorrer e, por isso, deve haver uma toalha entre o sistema de aquecimento e o paciente. Também a sala de cirurgia deve ser aquecida. É importante ligar a incubadora para esta ficar pronta para o pós-anestésico. Se possível, os gases anestésicos devem ser aquecidos e humedecidos (Korbel 1993). A fluidoterapia também deve ser aquecida antes da administração e deve-se minimizar a quantidade de álcool usada para desinfecção do campo (Rupley 1997).

4.6.3. Fluidoterapia

A fluidoterapia durante a anestesia acelera a recuperação e é muito importante para repor os fluídos perdidos durante a cirurgia (Rupley 1997). A desidratação deve ser corrigida antes da anestesia. Em aves com hematócrito superior a 60%, deve ser administrada primeiro fluidoterapia (Rupley 1997). Durante anestésias mais prolongadas, os fluídos devem ser administrados preferencialmente via intravenosa ou interóssea, com infusão contínua (Rupley 1997). Na maioria dos pacientes, um bolo lento de fluídos de 10-20 ml/kg, é suficiente para repor os fluídos perdidos durante a anestesia e acelerar a recuperação (Forbes & Altman 1998). Geralmente administra-se Ringer Lactato. Se se prevê hipoglicemia, deve-se adicionar glicose aos fluídos (Coles 1997). Dextrose 5% deve ser dada a aves com níveis de glicose inferiores a 200 mg/dl (Rupley 1997). A taxa de fluídos a ser administrada por hora deve ser calculada e depende do estado de desidratação, requerimento diário, severidade da hemorragia, tipo de fluído a ser infundido, presença ou ausência de doença cardíaca ou renal (Abou-Madi 2001). Uma taxa de 10-12 ml/kg/h para manutenção é adequada (Abou-Madi 2001). A perda de sangue deve ser corrigida agressivamente com fluídos cristalóides, soluções colóides ou transfusões sanguíneas (Abou-Madi 2001) e a anestesia deve ser adiada.

4.6.4. Posicionamento

Um posicionamento correcto é crítico; decúbitos ventral ou dorsal podem reduzir a ventilação e devem ser evitados se por longos períodos de tempo (Abou-Madi 2001). A VPPI está recomendada, especialmente em aves em decúbito dorsal (Rupley 1997) e nas quais se observe bradipneia e/ou apneia. Os olhos dos pacientes devem ser protegidos com lubrificantes como o lacryvisc® (Alcon) ou apenas soro fisiológico (Abou-Madi 2001).

4.7. Pré-anestésicos

Os pré-anestésicos são administrados assim que o animal está preparado para a anestesia e o equipamento está preparado (Abou-Madi 2001). A pré-medicação raramente é administrada em aves, mas alguns fármacos podem ser uma ajuda na indução e recuperação da anestesia (Abou-Madi 2001).

4.7.1. Parassimpaticolíticos

O uso rotineiro de pré-anestésicos parassimpaticolíticos, já não é uma prática comum e, na verdade, é contraproducente. Estes agentes (atropina e glicopirrolato), apesar de diminuírem as secreções salivares, traqueais e bronquiais, tornam-nas mais espessas, aumentando o risco de obstrução aérea (Edling 2006). Num paciente com bradicardia preanestésica ou perioperatória, o uso profilático de um anticolinérgico está indicado (Abou-Madi 2001). O glicopirrolato é efectivo e seguro, contudo a atropina proporciona uma resposta mais rápida e preferível em caso de bradicardia severa (Heard 1997).

4.7.2. Benzodiazepinas

As benzodiazepinas, midazolam e diazepam, podem ser usadas antes da indução anestésica. Estes tranquilizantes produzem relaxamento muscular excelente mas não analgesia (Longley 2008) e devem ser usados quando é administrada ketamina (Abou-Madi 2001). São aplicáveis na redução da ansiedade preanestésica, diminuição da quantidade de anestésico inalatório necessário para manter a anestesia, redução da excitação durante a recuperação e, como preanestésicos, diminuem as alterações cardiovasculares induzidas pelo stress (Abou-Madi 2001). Pode ocorrer uma recuperação prolongada com midazolam e diazepam, mas, esta, pode ser revertida completamente com flumazenil (Abou-Madi 2001). O midazolam pode ser usado para tranquilizar uma ave e diminuir o stress da indução com o anestésico volátil, o que irá diminuir os níveis de catecolaminas circulantes reduzindo o risco de arritmias cardíacas por elas induzidas (Edling 2005). O midazolam é mais potente que o diazepam e não produz efeitos adversos na pressão sanguínea arterial e gases sanguíneos (Edling 2006).

4.7.3. Opióides

Os opióides são usados na preanestesia quando é necessário garantir analgesia (Abou-Madi 2001). A administração de opióides reduz a concentração requerida de anestésico volátil para indução e manutenção da anestesia. A variação nos receptores opiáceos entre espécies irá afectar a resposta encontrada aos fármacos opióides (Mansour *et al.* 1988). Estudos que comparam os efeitos analgésicos do butorfanol e da buprenorfina, mostram que o butorfanol

confere melhor nível de analgesia do que a buprenorfina. O butorfanol é, portanto, recomendado para analgesia durante procedimentos anestésicos ou manejo da dor perioperatória (Paul-Murphy *et al.* 1999).

4.7.4. Alfa-2 adrenérgicos

Xilazina, medetomidina e outros alfa-2 agonistas, são sedativos e analgésicos potentes, contudo, são associados a efeitos adversos severos como bradicárdia, bradipneia, hipóxia, hipercápnia e até mesmo morte quando usados sozinhos em aves (Heard 1997). Quando combinados com ketamina, proporcionam analgesia, bom relaxamento muscular e uma recuperação tranquila. Apesar de ser possível reverter os efeitos da xilazina com tolazolina ou ioimbina e os da medetomidina com atipamezol, não é recomendado o uso de alfa-2 adrenérgicos em aves.

4.8. Anestésicos locais

Os anestésicos locais são úteis para anestesia em aves. Contudo, estes, não proporcionam alívio do stress na contenção da ave acordada (Edling 2006). O seu uso pré-operatório, para bloquear a transmissão de estímulos, atenua a hipersensibilidade neuronal (Edling 2006). Uma diluição adequada da solução deve ser feita para evitar toxicidade (por ex um ml de lidocaína para dez ml de soro fisiológico).

5. Anestesia

5.1. Indução



Figura 8. Indução com máscara num canário (*Serinus canaria*)

A indução com máscara é usada em aves na maioria das circunstâncias, figura 8. As máscaras podem ser as de pequenos animais comercialmente disponíveis, garrafas plásticas ou seringas adaptadas a esse propósito (Edling 2006). As garrafas plásticas cortadas e adaptadas são muito eficazes para aves com bicos longos, como os flamingos, grou e garças (Abou-Madi 2001). O tamanho e formato da máscara, dependem do tamanho e forma da cabeça e bico da ave. A máscara deve ser estável e o mais pequena possível. A lubrificação ocular deve ser feita nesta altura. Durante a indução, toda a cabeça da ave deve ser colocada dentro da máscara, tendo o cuidado de não danificar os olhos nem o bico. O diâmetro do buraco da máscara deve ter um tamanho semelhante ao do pescoço da ave, apertado o suficiente para criar VPPI e para reduzir as perdas de anestésico para o ambiente, ver figura 9. Quando o diâmetro do buraco é grande,

pode-se reduzi-lo com compressas. Outro método de indução eficaz, são as câmaras anestésicas. Contudo, esta técnica tem duas desvantagens: o anestesista não pode auscultar a ave; a ave pode sofrer lesões durante a fase excitatória da indução. O uso de câmaras anestésicas pequenas, durante a indução, é vantajoso uma vez que a probabilidade de ocorrerem lesões na fase excitatória é menor e porque permite uma variação da concentração do anestésico mais rápida; todavia, o anestesista não pode auscultar a ave



(Longley 2008). O método mais comumente usado para indução é simplesmente colocar a máscara e induzir com um fluxo de oxigênio de 1-2 L/min, ajustando a concentração do anestésico para uma concentração alta (4-5% para o isoflurano, 7-8% para o sevoflurano) e conter, firmemente, a ave durante os segundos da indução. O vaporizador é então reduzido para uma concentração anestésica mínima (MAC). Quando realizado corretamente, este método, reduz o tempo de indução e o nível de stress da ave (Edling 2006).

Figura 9. Exemplo de máscaras de diferentes diâmetros

5.2. Entubação

A entubação nas aves é relativamente fácil (figuras 10 e 11). Em procedimentos curtos (10 min ou menos) e não invasivos, geralmente não é necessário entubar. Se o procedimento for invasivo ou durar mais de 10 min, a entubação pode ser crucial (Edling 2006).



Figuras 10 e 11. Entubação de um falcão peregrino (*Falco peregrinus*) (à esquerda) e uma gaivota-argêntea (*Larus michahellis*) já entubada (à direita)

A maioria das aves com peso corporal de 100 g pode ser entubada sem dificuldade. É possível entubar aves pequenas, com peso corporal de 30 g, com a cânula de um cateter de diâmetro apropriado. Algumas aves, têm estruturas anatómicas únicas que podem interferir com a entubação. Em psitacídeos, a entubação pode ser difícil pois a glote está localizada na base da língua musculosa. Como os anéis da traqueia são completos, devem-se usar tubos endotraqueais sem cuff, como mostra a figura 12, ou, se tiverem cuff, não o insuflar para não danificar a mucosa traqueal (Edling 2006). O tubo, deve ter um comprimento suficiente que fique logo à saída do bico para minimizar o espaço morto (Longley 2008). Durante a

entubação, retira-se a máscara, um assistente segura na parte superior e inferior do bico aberto, enquanto o anestesista puxa a língua do paciente e introduz o tubo endotraqueal, previamente lubrificado. O tubo deve ser inserido quando a glote abre durante a respiração (Longley 2008). O problema comum associado à entubação das aves é a obstrução aérea por secreções. Tubos endotraqueais com diâmetros pequenos e gases frios e secos, aumentam a probabilidade de uma obstrução aérea, parcial ou total (Edling 2006). A canulação dos sacos aéreos faz-se quando há obstrução aérea superior ou se a entubação interfere com o acesso cirúrgico (Longley 2008). Esta é uma técnica preciosa quando se verificam obstruções traqueais (granulomas) ou siringeais (Longley 2008). Contudo, canulação de sacos aéreos não deve ser feita em aves com aerossaculite ou ascite (Longley 2008). Também está contra-indicada em aves com obstruções caudais à siringe ou desordens pulmonares, tais como intoxicação por politetrafluoroetileno (PTFE) (Harrison *et al.* 2006). Se a anestesia for mantida via canulamento dos sacos aéreos, a concentração de anestésicos voláteis, geralmente, é maior (Longley 2008).



Figura 12. Exemplo de um tubo sem cuff (à esquerda) e um tubo com cuff (à direita)

5.3. Manutenção e Potência Anestésica

Durante a anestesia, a administração de anestésicos voláteis irá aprofundar rapidamente o nível anestésico. Se o plano anestésico está muito profundo, pode-se baixar a concentração do anestésico volátil ou, no caso dos injectáveis, considerar a reversão. A MAC é definida como a concentração alveolar mínima de um anestésico que faz com que não haja resposta em 50% dos pacientes expostos a estímulos dolorosos (Edling 2006). Em aves, o termo MAC não é apropriado pois as aves não têm um pulmão alveolar (Edling 2006). Foi então sugerido que em aves, MAC seja definido como concentração anestésica mínima requerida para manter uma ave sem resposta a um estímulo doloroso (Ludders *et al.* 1989).



Figura 13. Manutenção anestésica num canário (*Serinus canaria*)

5.4. Anestésicos voláteis

Os anestésicos voláteis são os mais usados em aves. A indução é mais rápida e a recuperação tem poucos efeitos adversos (Edling 2005). A anestesia pode ser controlada facilmente usando um vaporizador e circuitos anestésicos. Os anestésicos voláteis permitem

rápidas alterações da profundidade anestésica em resposta aos vários estímulos, uma rápida indução e recuperação e têm poucos efeitos secundários (Edling 2006).

5.4.1. Halotano

O halotano foi outrora muito usado porém, actualmente, já não o é devido aos seus efeitos secundários. Os efeitos secundários incluem depressão cardiovascular e arritmias induzidas por catecolaminas. Estas arritmias podem ser fatais, particularmente em indivíduos stressados que têm altos níveis de catecolaminas circulantes (Edling 2006). A diminuição da temperatura corporal parece ser superior em aves anestesiadas com halotano do que com outros anestésicos. A maior desvantagem do halotano é a ocorrência de paragem cardíaca e respiratória em simultâneo (Coles 1997). Se vamos usar halotano, é preferível durante a indução aumentar gradualmente a sua concentração até 3%. Se durante a indução colocarmos a 3-4%, pode ocorrer apneia (Coles 1997). O halotano é metabolizado parcialmente no fígado e, como tal, não está recomendado a pacientes com suspeita de disfunção hepática.

5.4.2. Isoflurano

O isoflurano é actualmente o anestésico inalatório de escolha em aves e oferece diversas vantagens relativamente ao halotano. Um benefício significativo é que, ao contrário do halotano, com o isoflurano a paragem respiratória não ocorre simultaneamente com a paragem cardíaca o que permite ao anestesista intervir (Coles 1997). Os efeitos cardíacos também são muito menores do que os encontrados com o halotano, uma vez que, o isoflurano não sensibiliza o miocárdio a arritmias induzidas por catecolaminas (Edling 2006). Apenas 0,3% do isoflurano é metabolizado no fígado e, por isso, é seguro para pacientes com disfunção hepática (Coles 1997). Contudo, causa irritação do tracto respiratório, o que pode resultar em stress durante a indução (Edling 2006). O isoflurano tem sido indicado como causador de arritmias, todavia, em muitos casos, a premedicação de pacientes altamente stressados com ansiolíticos ajuda a reduzir a sua incidência (Abou-Madi 2001). O aumento da PaCO₂ aliado a altas concentrações de isoflurano, produz acidose respiratória (Ludders *et al.* 1989).



Figura 14. Inseparável (*Agapornis roseicollis*) anestesiado com Isoflurano

5.4.3. Sevoflurano

O sevoflurano é menos solúvel no sangue e menos potente que o isoflurano, o que se traduz em períodos de recuperação mais curtos (Edling 2006). Se um paciente crítico requer



Figura 15. Vaporizadores: o do sevoflurano (à esquerda) e o do isoflurano (à direita)

anestesia ou se se antevê uma anestesia prolongada, o sevoflurano é considerado uma melhor opção que outros anestésicos uma vez que as aves ficam menos atáxicas durante a recuperação (Longley 2008). O sevoflurano não sensibiliza o miocárdio à epinefrina (Abou-Madi 2001). Não causa irritação do tracto respiratório e, a indução com máscara, é portanto menos stressante do que com isoflurano ou desflurano (Edling 2006). A desvantagem é o alto custo quando comparado com outros anestésicos. O sevoflurano foi comparado com o isoflurano em várias espécies de psitacídeos mostrando-se mais seguro, apesar de não parecer existir uma diferença significativa na indução, entubação e recuperação entre os dois fármacos (Abou-Madi 2001).

5.4.4. Desflurano

O desflurano tem baixa solubilidade sanguínea e é menos potente que os outros anestésicos, mas com uma recuperação mais rápida, particularmente após anestesia prolongada (Edling 2006). O desflurano, tal como o sevoflurano, não sensibiliza o miocárdio à epinefrina (Abou-Madi 2001). A sua desvantagem é apresentar um odor forte e provocar irritação do tracto respiratório, o que resulta em stress, limitando o seu uso na anestesia em aves. Para além disso, produz uma “tempestade simpática” com aumento da frequência cardíaca e hipertensão, quando em concentrações mais altas (Abou-Madi 2001). Por outro lado, é necessário um vaporizador específico e mais caro para usar este anestésico (Abou-Madi 2001).

5.4.5. Oxido Nitroso

O óxido nitroso pode ser usado para reduzir as concentrações de outros anestésicos voláteis requeridas para anestesia, a um fluxo máximo de 50% (Korbel *et al.* 1997). Não é suficientemente potente para produzir anestesia quando usado como anestésico único (Edling 2005). A níveis anestésicos, deprime a ventilação aumenta a PaCO₂ e produz acidose respiratória (Ludders *et al.* 1989). Está contra-indicado em pacientes com doença respiratória (Coles 1997).

5.5. Anestesia parenteral

Com os avanços na anestesia inalatória, o uso da anestesia parenteral diminuiu significativamente na prática de aves. A anestesia injectável pode ser usada para contenção

em procedimentos diagnósticos curtos, pequenas cirurgias ou indução para uso de anestesia inalatória (Abou-Madi 2001).

5.5.1. Ketamina

A ketamina tem uma margem de segurança relativamente grande, mesmo em aves. Produz indução rápida (IV imediata, IM 1-5min), a duração da imobilização varia com a dose (20-30 min) e a recuperação torna-se prolongada com doses mais elevadas (90 min) ou administrações repetidas (Fedde 1993). A ketamina produz um estado de catalepsia, pobre relaxamento muscular, e quando usado sozinho está associado a ataxia e excitação na indução e na recuperação (Abou-Madi 2001). O aumento da dose de ketamina não aumenta a profundidade da anestesia mas sim, a duração dos efeitos (Edling 2005). A maior desvantagem da ketamina é a depressão cardiorespiratória, que aumenta com o aumento da dose (Coles 1997). Antigamente, era usada sozinha para contenção, analgesia moderada, procedimentos diagnósticos e, até mesmo, pequenas cirurgias (Ludders *et al.* 1989) contudo, actualmente, já não o é, dando-se preferência a combinações com outros anestésicos. A combinação com uma benzodiazepina (diazepam/midazolam) torna a indução e a recuperação mais suaves (Edling 2005). Quando combinada com a xilazina (alfa-2 adrenérgico), a repetição da dose de ketamina prolongará o período de anestesia e conseqüentemente o período de recuperação (Edling 2005). A combinação da ketamina com medetomidina, é frequente para indução de anestesia em diversas espécies (Scrollavezza *et al.* 1995). Os efeitos são semelhantes aos da xilazina, contudo, a medetomidina é mais potente que a xilazina, oferecendo uma margem de segurança maior.

5.5.2. Propofol

O propofol devido a apresentar vantagens como rápida indução e recuperação e poucos efeitos residuais, tem sido usado em muitas espécies (Edling 2006). Como tem poucos efeitos residuais/cumulativos, permite que doses suplementares sejam administradas para prolongar a anestesia. É rapidamente metabolizado mas tem uma margem de segurança pequena (Coles 1997). A maior desvantagem, é a depressão cardiovascular e respiratória. Devido à alta incidência de depressão respiratória severa, a entubação e ventilação do paciente são recomendadas. O propofol pode ser usado em aves de maior porte, com ou sem pré-medicação, para induzir anestesia e permitir a entubação antes da manutenção com anestésicos voláteis (Longley 2008).

5.6. Monitorização

Devido às rápidas mudanças na profundidade anestésica, aliadas às mudanças na concentração anestésica ou resposta a estímulos em aves, é imperativo a monitorização do paciente durante o período anestésico. Os parâmetros a seguir mencionados permitem ao anestesista monitorizar o progresso do paciente sob anestesia.

5.6.1. Sistema cardiovascular

O sistema cardiovascular pode ser monitorizado por diversos métodos não invasivos como pulso, auscultação e electrocardiograma (ECG), figura 17. O ECG deve ser capaz de detectar frequências cardíacas altas (mais de 500 bpm) (Edling 2006), o que nem sempre é fácil. O ECG é importante para avaliar arritmias, desordens condutoras e desordens metabólicas (Edling 2006). Um ritmo sinusal é normal em aves. Os eléctrodos são ligados às asas e às patas, com ajuda de álcool ou gel (Longley 2008). Alternativamente, uma sonda esofágica de ECG com um adaptador, onde se ligam os eléctrodos, pode ser usada (Edling 2006). A frequência cardíaca e o ritmo devem ser monitorizados usando um estetoscópio ou em pacientes de maior tamanho um estetoscópio esofágico. Em pacientes de maior tamanho, o pulso das artérias braquial (região axilar) ou metatársica pode ser palpado ou monitorizado usando um Doppler de oito MHz (frequência e ritmo) (Longley 2008), figura 16. O tempo de repleção capilar deve ser inferior a um segundo e pode ser avaliado em pele não pigmentada nas patas ou nas veias basílica ou ulnar (Longley 2008). A medida directa da pressão arterial é difícil em aves devido ao seu pequeno tamanho. Contudo, podem-se obter medidas indirectas usando um Doppler de pressão sanguínea e um esfigmomanómetro (Longley 2008).



Figura 16. Doppler

5.6.2. Sistema respiratório

A frequência, profundidade e ritmo respiratórios devem ser monitorizados durante a anestesia para ajudar a avaliar se a ventilação é satisfatória (Edling 2006). Estes podem ser avaliados directamente pela observação do paciente ou pelos movimentos do balão reservatório. Pode-se usar um estetoscópio para auscultar, na cavidade celómica, os movimentos associados à respiração ou, em aves de maior



Figura 17. Aparelhos de monitorização: ECG (à esquerda), capnógrafo (à direita em cima) e apAlerta (à direita em baixo)

tamanho, pode-se usar um estetoscópio esofágico. Também se pode usar um monitor de apneia apALERT (Coles 1997), como o da figura 17. A frequência respiratória poderá baixar durante a anestesia mas, nunca deve ser metade da frequência respiratória num animal consciente em descanso (Coles 1997). A única forma de avaliar correctamente a respiração é medindo o CO₂ arterial (Edling 2006). É importante usar um capnógrafo (figura 17) que pode ser ligado ao circuito através de uma agulha de 18-gauge inserida no adaptador do tubo endotraqueal, evitando a obstrução da via aérea com a agulha (Edling 2006). O capnógrafo é usado para aceder à pressão parcial de CO₂ expirado (PetCO₂) (Longley 2008). O capnógrafo é, então, usado para avaliar a ventilação da ave como medida indirecta do dióxido de carbono arterial, já que a PetCO₂ está correlacionada com a PaCO₂. Para manter um balanço ácido-base normal em aves anestesiadas, a recomendação é executar VPPI, para produzir medidas de PetCO₂ entre 35-45 mm Hg (Edling 2001). A frequência e a profundidade respiratórias, também são medidas importantes da profundidade anestésica (Edling 2006), mas que podem ser difíceis de avaliar se estamos a executar VPPI (Longley 2008).



Figura 18. Monitorização anestésica durante a cirurgia de um papagaio cinzento (*Psittacus erithacus*)

5.6.3. Sistema nervoso

Os reflexos nervosos a avaliar são semelhantes aos de outras espécies e incluem os reflexos: de endireitamento, ocular, corneal, podal, o tónus mandibular e cloacal e o relaxamento muscular (Edling 2006). Um estudo descreveu que, no plano anestésico ideal, as pálpebras estão fechadas, as pupilas midriáticas, o reflexo pupilar à luz está diminuído, a membrana nictitante move-se lentamente sobre a córnea, os músculos estão relaxados e os reflexos dolorosos ausentes (Korbel 1993). Para informação mais detalhada, deve consultar a tabela 5 do Anexo D.

5.6.4. Oxigenação

Assegurar que uma pressão de oxigénio (PaO₂) adequada está presente no sangue arterial de um paciente é muito importante. Uma ave entubada com oxigénio a 100% durante a anestesia inalatória, geralmente, está bem oxigenada. Problemas como apneia, variações da perfusão ventilatória e obstruções traqueais, podem alterar a PaO₂ (Longley 2008). O método mais fiável para determinar o estado de oxigenação do paciente é através da gasometria arterial. A cor das mucosas pode ser monitorizada mas, é dúbia em pacientes críticos. Apesar do pulsoxímetro ser uma ferramenta valiosa em mamíferos, não o é em aves, uma vez que nestas as leituras não são rigorosas. A leitura ideal deverá ser superior a 90%. Níveis abaixo de 80% são perigosos para o paciente (Coles 1997). É muito importante que o anestesista não confunda oxigenação suficiente com ventilação adequada (Edling 2006). A PaO₂ e a saturação de hemoglobina em O₂ não são indicadores da ventilação, sobretudo naquelas aves que estão a receber oxigénio a 100% (Edling *et al.* 2001). A saturação da hemoglobina em O₂ pode estar normal mesmo em animais com hipercápnia. A PaO₂ pode ser afectada significativamente por apneia, variações entre ventilação-perfusão e obstrução traqueal (Edling 2005).

5.6.5. Temperatura

A hipotermia é o problema mais comum associado a anestésias prolongadas, e causa aumento da solubilidade do anestésico, instabilidade cardíaca e prolongamento da recuperação. Pequenas sondas colocadas num termómetro digital podem ser usadas para avaliar a temperatura cloacal (Coles 1997). Isto, irá facilitar a monitorização da temperatura corporal durante a anestesia. O único problema é que as leituras podem variar com a posição corporal e a actividade cloacal. O termístor esofágico pode ser usado, e é inserido no esófago ao nível do coração, o que o torna mais sensível a alterações de temperatura (Edling 2006). Se o paciente é muito pequeno, colocar um termómetro entre o paciente e o tapete de aquecimento dará uma estimativa da temperatura da ave (Longley 2008).

5.7. Recuperação



Figura 19. Recuperação anestésica pós-cirúrgica de um papagaio cinzento (*Psittacus erithacus*) numa incubadora

A recuperação dum paciente, após anestesia inalatória, é geralmente um processo rápido, assim que o vaporizador é desligado. O circuito mantém-se ligado à ave, para providenciar oxigénio a 100% durante os primeiros minutos de recuperação (Edling 2006). Se foram usados anestésicos injectáveis, devem ser, se possível, administrados agentes reversores (Longley 2008). Ao acordar, a maioria das

aves, experimenta fasciculações musculares e, por isto mesmo, a auscultação nesta altura torna-se mais difícil (Edling 2001). Podem-se administrar analgésicos, antes de extubar a ave, para providenciar uma recuperação mais suave (Abou-Madi 2001). À medida que a ave vai despertando, movimentos mais aparentes como abrir das asas e movimento dos membros posteriores vão ocorrendo. Quando já movimentam o joelho, devem ser extubadas para prevenir que biquem o tubo endotraqueal (Edling 2006). Nesta altura, deve-se examinar a glote procurando secreções ou corpos estranhos que possam causar obstrução e estar atento a sinais de regurgitação (Abou-Madi 2001). A ave deve ser contida durante os primeiros minutos da recuperação (Edling 2006). Seguidamente, deve ser colocada num local quente (incubadora, como se observa na figura 19), escuro, evitando-se qualquer tipo de estímulo táctil, visual e auditivo (Abou-Madi 2001). Se a ave durante a recuperação ficar muito excitada, deve-se continuar a contenção para evitar autotraumatismos (Abou-Madi 2001). A ave deve estar totalmente recuperada em alguns minutos até duas horas, dependendo do tempo de anestesia (Edling 2006). A recuperação depende ainda da condição do paciente, quantidade de anestésico, anestésico usado e procedimento (Longley 2008).

5.8. Emergências anestésicas

O tempo é essencial quando lidamos com emergências anestésicas em aves. O paciente terá mais hipóteses de sobreviver se os fármacos de emergência estiverem perto e as doses já calculadas (Longley 2008). As emergências que mais frequentemente se enfrentam em aves são: apneia, hipoventilação, hipotermia, refluxo digestivo (Edling 2006) desidratação e paragem cardíaca.

5.8.1. Refluxo digestivo

Se ocorrer refluxo, pode-se fazer sucção ou usar compressas para limpar a cavidade oral e vias aéreas superiores. Se o paciente não está entubado, deve-o ser. Se suspeitamos de aspiração, deve-se iniciar imediatamente antibioterapia pois pode ocorrer pneumonia por aspiração (Longley 2008).

5.8.2. Hipotermia

Em caso de hipotermia, deve-se adicionar calor. A hipotermia diminui o metabolismo dos anestésicos e outros fármacos administrados e deprime o miocárdio, resultando em instabilidade cardíaca (Edling 2006). Uma queda na temperatura superior a 5°C pode ser fatal (Coles 1997).

5.8.3. Desidratação

Nesta situação, deve-se aumentar a taxa de fluidoterapia ou administrar bolos de fluídos. Outra alternativa, consiste em administrar cristalóides hipertônicos que corrigem a hipotensão por expansão do volume sanguíneo e conseqüentemente aumentam a perfusão tecidual (Edling 2006). Se não há resposta ou a hipotensão é severa, devem-se usar colóides.

5.8.4. Paragem respiratória

Existem vários motivos para a ocorrência de paragem respiratória na anestesia em aves (hipercápnia, obstrução aérea, paragem cardíaca primária, patologias respiratórias) contudo, o mais frequente é a overdose anestésica (Coles 1997). Se ocorrer depressão respiratória, a concentração do anestésico deve ser, no caso dos voláteis, imediatamente diminuída ou desligada, e, no caso dos injectáveis, se possível, revertida e a VPPI realizada para limpar o anestésico e o CO₂ dos sacos aéreos (Longley 2008). A não ser que a VPPI seja realizada para contrariar a depressão respiratória durante a anestesia, a PaCO₂ vai aumentar até um nível potencialmente fatal. O aumento da PaCO₂ também predispõe a fibrilhações atrioventriculares e paragem cardíaca (Coles 1997). A hipercápnia produz acidose respiratória, depressão cardiovascular e hipotensão. Se o paciente não está entubado, deve-o ser imediatamente para se iniciar a VPPI. No caso de ser uma ave muito pequena e a entubação ser impossível, a VPPI deve ser feita via máscara (apertada o suficiente para permitir VPPI). A VPPI deve ser realizada com cuidado para não insuflar exageradamente, originando dano das vias aéreas (Longley 2008). A ventilação exagerada também é desvantajosa na medida em que inibe os quimiorreceptores necessários à estimulação da respiração (Coles 1997). Se não houver O₂ disponível deve-se igualmente entubar e fazer VPPI com Ambu. Se a ventilação mecânica é impossível o movimento das asas e da quilha podem estimular a respiração (Longley 2008). A apneia destrói o equilíbrio ácido-base (Edling 2006). Um caso particular de apneia e bradicardia durante a indução, ocorre em espécies aquáticas, chamado *dive response* (Edling 2006). Se o paciente ficar apnéico durante a indução com a máscara, esta deve ser retirada, evitando a estimulação do bico e narinas que iniciam esta resposta, até que a respiração recomece (Edling 2006). Perante um paciente apnéico, deve-se avaliar outros parâmetros como frequência cardíaca, os reflexos nervosos e os movimentos respiratórios espontâneos (Longley 2008). Se a respiração espontânea não recomeçar em dois a três minutos, pode-se administrar doxapram (inotrope positivo), que vai actuar directamente nos centros respiratórios da medula estimulando a ventilação (Edling 2006).

A obstrução aérea é comum quando uma ave é anestesiada durante longos períodos de tempo, uma vez que os gases anestésicos desidratam as vias aéreas e a depressão respiratória origina estagnação das secreções, predispondo a obstrução do tracto respiratório

ou do tubo endotraqueal (Longley 2008). Aves pequenas são especialmente de risco, devido ao pequeno diâmetro das suas vias aéreas e dos tubos endotraqueais usados. Os sinais de obstrução incluem aumento dos movimentos respiratórios e ruídos respiratórios invulgares. A cianose é rara em aves mas, se ocorrer, o prognóstico é reservado (Coles 1997). As secreções são menos prováveis de obstruir as vias aéreas se estivermos a fazer VPPI uma vez que este feito obriga as secreções a moverem-se (Edling 2006). Se a ave está entubada, retira-se o tubo e limpa-se ou coloca-se um novo. Também se pode canular um saco aéreo, no caso da entubação se tornar impossível ou se houver obstrução das vias aéreas inferiores (Longley 2008). A atropina não é usada em anestesia em aves para diminuir secreções porque aumenta a viscosidade das mesmas, o que aumenta o risco de obstrução aérea (Edling 2006). A atropina pode ainda inibir os quimiorreceptores PaCO₂ e originar depressão respiratória (Coles 1997).

5.8.5. Paragem cardíaca

A paragem cardíaca é multifactorial e os factores incluem hipóxia, anestesia, desidratação, hipotermia e mau posicionamento (Coles 1997). A paragem cardíaca, geralmente, ocorre seguidamente à paragem respiratória durante anestesia em aves, excepto com o halotano, em que ocorre simultaneamente (Longley 2006). Na maioria dos casos a assístole é precedida por bradicárdia; constatando bradicárdia, a concentração de anestésico deve ser, se volátil, diminuída e, se injectável, revertida e pode-se administrar atropina para corrigir a bradicárdia (Edling 2006). A maioria dos anestésicos diminui a pressão sanguínea (Coles 1997). Se esta diminuição for detectada, podem-se administrar fluidos em bolos. Inicialmente pode-se usar cristalóides mas, se não há resposta ou a hipotensão é severa, devem-se usar colóides. Pode-se administrar adrenalina (epinefrina), um inotrope positivo, que inicia os batimentos cardíacos e aumenta a frequência respiratória e o *output* cardíaco (Edling 2006). Pode ainda tentar-se a massagem cardíaca externa, mas esta é extremamente difícil. A interna pode ser tentada usando uma luva estéril através de uma incisão celómica, contudo, raramente com êxito (Coles 1997).

6. Analgesia

É difícil avaliar se uma ave está ou não com dor, pois os comportamentos associados a dor, dependem do próprio indivíduo, da localização e do tipo de dor. A ave pode apresentar comportamentos específicos, como claudicação, proteger uma certa região, vocalizar ou, alternativamente, pode apresentar anomalias gerais no comportamento, como inactividade, ausência de *grooming* ou apetite reduzido (Paul-Murphy 2006). A analgesia deve ser realizada antes, durante e depois da cirurgia para bloquear os processos que hipersensibilizam o tecido

neural reduzindo assim a dor (Paul-Murphy & Ludders 2001). A analgesia multimodal baseia-se no facto de que, nenhum fármaco sozinho ou classe de fármacos, pode ser usada para tratar a dor, pois os processos envolvidos na dor são multifactoriais (Rager 1986). Para informação pormenorizada sobre os analgésicos, consultar tabela 4 do Anexo D.

6.1. Opióides



Figura 20. Administração IM de butorfanol num pombo (*Columba livia*)

Os opióides podem ser usados no protocolo anestésico para reduzir as doses de outros anestésicos necessários e adicionalmente providenciar boa analgesia. A distribuição e função dos receptores opióides varia entre espécies, produzindo diferentes susceptibilidades a diferentes opióides (Longley 2008). Nos pombos, a maioria dos receptores são do tipo kappa (76%) (Mansour *et al.* 1988), originando que kappa agonistas, como o butorfanol, sejam mais eficazes que agonistas mu, como a morfina, a buprenorfina (agonista parcial) e o fentanil (Paul-Murphy & Ludders 2001). A generalidade das aves não responde a agonistas mu da mesma forma que os mamíferos (Paul-Murphy *et al.* 1999). As doses necessárias também podem variar entre espécies. Um efeito secundário comumente encontrado com o uso de opióides é depressão respiratória (Paul-Murphy 2006). O butorfanol é actualmente recomendado para analgesia opióide em aves e pode ser dado como um analgésico preoperatório e pós-operatório (Paul-Murphy & Ludders 2001). O tramadol também é um analgésico opióide, com acção central e que é usado no tratamento de dor moderada a severa. Contudo mais estudos devem ser feitos relativamente à farmacocinética deste analgésico.

6.2. Anti-inflamatórios não esteróides (AINES)

Os AINES actuam inibindo as cicloxigenases (Cox-1 e Cox-2) e, portanto, reduzindo a síntese de prostaglandinas. O papel das prostaglandinas na inflamação e fisiologia da dor é semelhante entre espécies (Nichol *et al.* 1992). A administração preoperatória de AINES reduz a sensibilidade periférica a estímulos dolorosos (Edling 2005). A flunixin meglumina deve ser usado em doses muito baixas e com precaução. Isquemia renal e dano tecidual são as complicações mais frequentes da flunixin meglumina em aves (Paul-Murphy & Ludders 2001). Os derivados do ácido propiónico (carprofeno, cetoprofeno, naproxeno) são analgésicos, anti-inflamatórios e antipiréticos. O carprofeno e o cetoprofeno são, actualmente, os AINES mais usados em medicina aviária (Paul-Murphy & Ludders 2001). Contudo, mais investigações da farmacocinética dos AINES são necessárias devido às diferenças de eficácia em diferentes

espécies (Paul-Murphy & Ludders 2001). O Meloxicam é um oxicam com grande actividade contra Cox-2 e boa margem de segurança e também é muito usado em clínica de aves (Paul-Murphy & Ludders 2001).

6.3. Anestésicos Locais

Os anestésicos locais podem ser usados em aves para analgesia contudo, raramente são usados sozinhos num procedimento (Edling 2006). Estes, bloqueiam a transmissão de impulsos dolorosos ao bloquearem os canais iónicos (Paul-Murphy 2006). Sinais de toxicidade incluem tremores, ataxia, prostração, ataques, estupor, paragem cardíaca e morte (Paul-Murphy 2006). Todavia, os anestésicos locais podem ser usados com segurança se a dose for calculada com base num peso corporal exacto. Os anestésicos locais, geralmente, são administrados topicamente. Cremes e pomadas contendo anestésicos locais têm duas desvantagens: o cálculo da dose e o dano da plumagem, e por isso não são usados em aves (Longley 2008). A bupivacaina tem sido usada em veterinária com segurança (Paul-Murphy 2006). A procaina tem uma margem de segurança baixa por isso deve ser evitada em pequenas aves e diluída em aves grandes (Coles 1997). A lidocaína pode ser usada em aves contudo, em pacientes pequenos, é mais seguro usar uma solução diluída. A mepivacaina tem propriedades semelhantes à lidocaína e também é muito usada em aves. A adição de adrenalina (epinefrina), um vasoconstritor, irá reduzir a taxa de absorção do anestésico local (Paul-Murphy 2006), perdurando o seu efeito.

7. Conclusão



Figura 21. Caturra
(*Nymphicus hollandicus*)

O estágio curricular realizado no *Zoològic Badalona Veterinària* e no Centro Veterinário de Exóticos do Porto permitiu-me contactar com a realidade de um centro de exóticos. Tive a oportunidade de conhecer as espécies exóticas que mais comumente ingressam num centro de exóticos e as causas desses ingressos. No trabalho diário com estes animais, tive a possibilidade, não só de aplicar e adaptar os conhecimentos obtidos ao longo do curso de Medicina Veterinária, mas também de adquirir novos conhecimentos. Neste relatório, procurei organizar o tema “Anestesiologia em Aves”, de forma simples e resumida tendo em conta a sua complexidade. Através do registo dos casos observados, levado a cabo durante todo o estágio, pude concluir que as aves que mais frequentemente surgiram para anestesia foram os Psittaciformes seguidos dos Passeriformes. Tal, demonstra a importância da abordagem deste tema, confirmando a vantagem de mais estudos específicos nesta área e a

expectativa de que, no futuro, os animais exóticos tenham uma hipótese de diagnóstico e tratamento em pé de igualdade com o que se verifica com o cão e gato, na Clínica de Animais de Companhia. Concluí que o profundo conhecimento da Anatomia, Fisiologia e Histologia das aves, a par da realização de uma boa anamnese, exame físico, hemograma e bioquímica analítica, constituem um ponto de partida fundamental para uma anestesia segura e uma recuperação garantida.

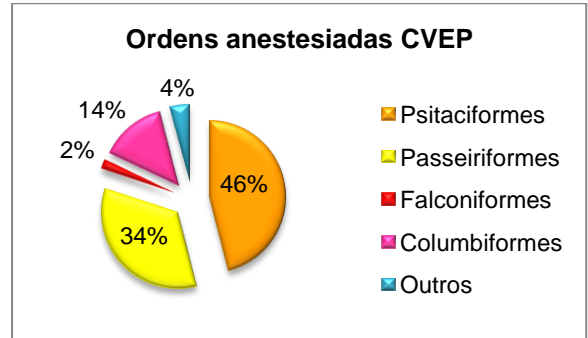
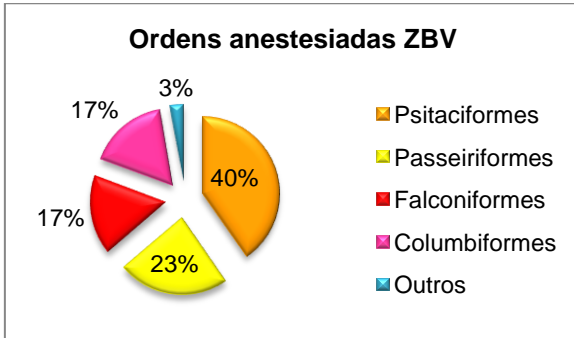
8. Bibliografia

- ✓ Abou-Madi N (2001) "Avian anesthesia" **Vet Clin North Am: Exotic Anim Pract** 4: 147–167.
- ✓ Brackenbury JH (1987) "Ventilation of the lung–air sac system" *in* Sellar TJ (ed) **Bird Respiration** No 1 CRC Press, Boca Raton, FL 39–71.
- ✓ Campbell TW (2004) "Hematology of birds" *in* Thrall MA, Backer BC, Campbell TW, DeNicola D, Fettman MJ, Lassen ED, Rebar A, Weiger G **Veterinary Hematology and Clinical Chemistry** 3:17, 225-258.
- ✓ Carpenter JW (2005) **Exotic Animal Formulary** 3rd edn Elsevier, St Louis, Missouri 135-315.
- ✓ Coles BH (1997) "Anesthesia" *in* Coles BH **Avian Medicine and Surgery** 2nd edn Blackwell Science Ltd, London 124-141.
- ✓ Dawson WR, and Whittow GC (2000) "Regulation of body temperature" *in* Whittow GC (ed) Sturkie's **Avian Physiology** 5th edn Academic Press, San Diego, Calif 344–379.
- ✓ Echols S (1999) "Collecting diagnostic samples in avian patients" **Vet Clin North Am Exot Anim Pract** 2: 621–649.
- ✓ Edling TM (2001) "Gas anesthesia: How to successfully monitor and keep them alive" *Proc Assoc Avian Vet*: 289–301.
- ✓ Edling TM (2005) "Anaesthesia and analgesia" *in* Harcourt-Brown N and Chitty JR (eds) **Manual of Psittacine Birds** 2nd edn BSAVA, Quedgeley, Gloucester 87–96.
- ✓ Edling TM (2006) "Updates in anesthesia and monitoring" *in* Harrison GC and Lightfoot TL (eds) **Clinical Avian Medicine** No 2 Spix Publishing, Inc, Palm Beach, FL 747–760.
- ✓ Edling TM, Degernes LA, Flammer K *et al.* (2001) "Capnographic monitoring of anesthetized African grey parrots receiving intermittent positive pressure ventilation" *J Am Vet Med Assoc* 219: 1714–1718.
- ✓ Fedde MR (1993) "Respiration in birds" *in* Swenson MJ and Reece WO (eds) **Dukes Physiology of Domestic Animals** 11th edn Cornell University Press, Ithaca, NY 294–303.
- ✓ Forbes NA and Altman RB (1998) "Self-Assessment Colour Review of Avian Medicine" Manson Publishing, London.

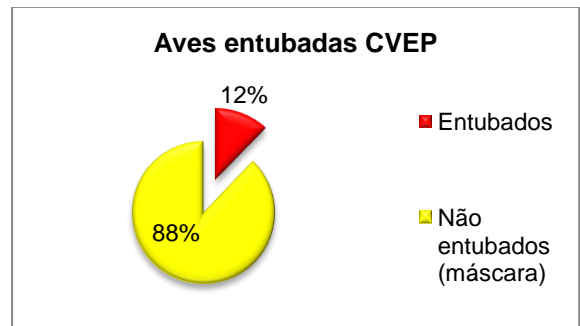
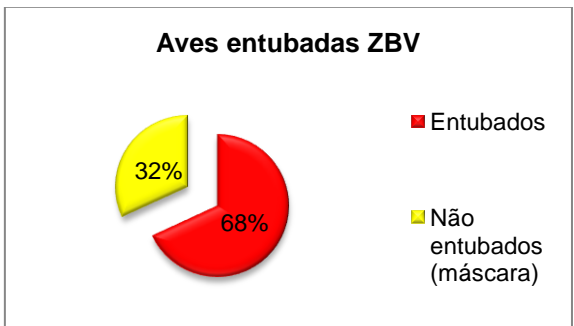
- ✓ Fudge AM (2000) "Avian sampling and artifact considerations" *in* Fudge AM, **Laboratory Medicine – avian and exotic pets** 1:1, 1-8.
- ✓ Harrison GJ, Lightfoot TL, and Flinchum GB (2006) "Emergency and critical care" *in* Harrison GJ and Lightfoot TL (eds) **Clinical Avian Medicine** No 1 Spix Publishing, Palm Beach, FL Lightfoot (eds) 213–232.
- ✓ Heard D (1997) "Anesthesia and analgesia" *in* Altman RB, Clubb SL, Dorrestein GM *et al.* (eds) **Avian Medicine and Surgery** WB Saunders, Philadelphia 807–827.
- ✓ Hinds DS, and Calder WA (1971) "Tracheal dead space in the respiration of birds" *Evolution* 25: 429–440.
- ✓ Hochleithner M (1994) "Biochemistries" *in* Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR, **Avian medicine: principles and applications** 2:11, 223-245.
- ✓ Johnson-Denaley CA (1996) "Birds" *in* **Exotic Companion Medicine Handbook** Lake Worth: Wingers Publishing, Inc.
- ✓ King AS, and McLelland J (1984) "Birds – Their Structure and Function" 2nd edn Baillière Tindall, London, 298-440.
- ✓ King AS, and Molony V (1971) "The anatomy of respiration" *in* Bell DJ and Freeman BM (eds) **Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl** No 1 Academic Press, London 93–169.
- ✓ Korbel R (1993) "Aerosacular perfusion with isoflurane: An anesthetic procedure for head surgery in birds" *Proc Assoc Avian Vet*: 9–37.
- ✓ Korbel R, Spemann B, Erhardt W *et al.* (1997) "Systemic administration of the muscle relaxant vecuronium during air sac perfusion anaesthesia (APA) to facilitate ocular surgical problems" *Proc 5th Conf European Committee Assoc Avian Vet*, London: 8–13.
- ✓ Lawton MPC (1996) "Anesthesia" *in* Beynon PH, Forbes NA, Mawton MPC **Manual of Psittacine Birds**, Cheltenham, UK: BSAVA, 49-59.
- ✓ Longley L (2008) "Avian anaesthesia" *in* Longley L **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 129-170.
- ✓ Ludders JW, Rode J, and Mitchell GS (1989) "Isoflurane anesthesia in sandhill cranes (*Grus canadensis*): Minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose–response during spontaneous and controlled breathing" *Anesth Analg* 68: 245–249.
- ✓ Maina JN (1996) "Perspective on the structure and function of birds" *in* Roskopf W and Woerpel R (eds) **Diseases of cage and aviary birds** 3rd edn William & Wilkins, Baltimore 163–217.
- ✓ Mansour A, Khachaturian H, Lewis ME *et al.* (1988) "Anatomy of CNS opioid receptors" *Trends Neurosci* 11(7): 308–314.

- ✓ McLelland J (1989) "Anatomy of the lungs and air sacs" *in* King AS and McLelland J (eds) **Form and Function in Birds**, Vol 4 Academic Press, London.
- ✓ McLelland J, and Malony V (1983) "Respiration" *in* Freeman BM (ed) **Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl** No 4 Academic Press, London 63–85.
- ✓ Nichol GD, Klingberg DK, and Vasko MR (1992) "Prostaglandin E2 increases calcium conductance and stimulates release of substance P in avian sensory neurons" *J Neurosci* 12: 1917–1927.
- ✓ O'Malley, B (2005) "Avian anatomy and physiology" *in* O'Malley B (ed) **Clinical anatomy and physiology of exotic species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians** Elsevier Saunders, London 97-161.
- ✓ Paul-Murphy JR (2006) "Pain management" *in* Harrison GJ and Lightfoot TL (eds) **Clinical Avian Medicine** No 1 Spix Publishing, Palm Beach, FL 233–239.
- ✓ Paul-Murphy JR, and Ludders JW (2001) "Avian analgesia" **Vet Clin North Am Exot Anim Pract** 4: 35–45.
- ✓ Paul-Murphy JR, Brunson DB, and Miletic V (1999) "A technique for evaluating analgesia in conscious perching birds" *Am J Vet Res* 60(10): 1213–1217.
- ✓ Perrins CM (2004) "What is a bird?" *in* Perrins CM (ed) **The New Encyclopedia of Birds** Oxford University Press, Oxford, 18-31.
- ✓ Rager DR, Galup G (1986) "Apparent analgesic effects of morphine in chickens may be confounded by motor deficits" *in* **Physiology & Behavior** 37:269-272.
- ✓ Romagnano A (1999) "Examination and preventive medicine in psittacines" **Vet Clin North Am Exot Anim Pract** 2:333.
- ✓ Rupley AE (1997) "Anesthesia" *in* Rupley AE **Manual of Avian Practice** Philadelphia, Pennsylvania, WB Saunders Company 431-437.
- ✓ Scrollavezza P, Zanichelli S, Palestra L *et al.* (1995) "Medetomidineketamine association and atipamezole" *in* **The anaesthesia of birds of prey** Proc 3rd Cont European Committee of Assoc Avian Vet, Jerusalem: 211.
- ✓ Smith BJ, and Smith SA (1997) "Radiology" *in* Altman RB, Clubb SL, Dorrestein GM and Quesenberry KE (eds) **Avian Medicine and Surgery** WB Saunders, Philadelphia 170–200.
- ✓ Sturkie PD (1986) "Heart and circulation: Anatomy, hemodynamics, blood pressure, blood flow" *in* Sturkie PD (ed) **Avian Physiology** 4th edn Springer-Verlag, NY 130–166.
- ✓ Tully TN Jr (2009) "Birds" *in* Mitchell and Tully (ed), **Manual of Exotic Pet Practice** Saunders, 250-298.

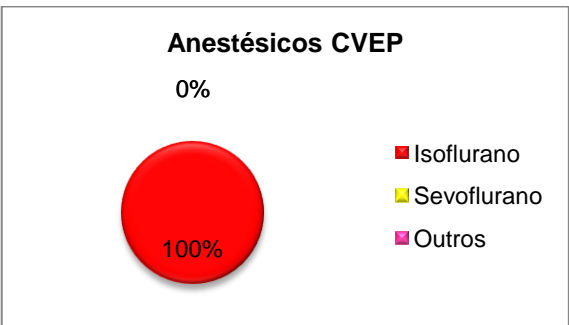
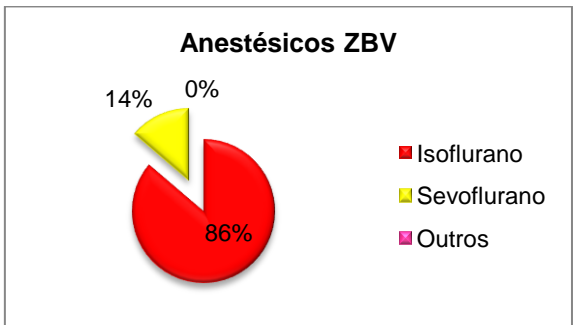
Anexo A. Casuística da anestesia em aves no ZBV e no CVEP



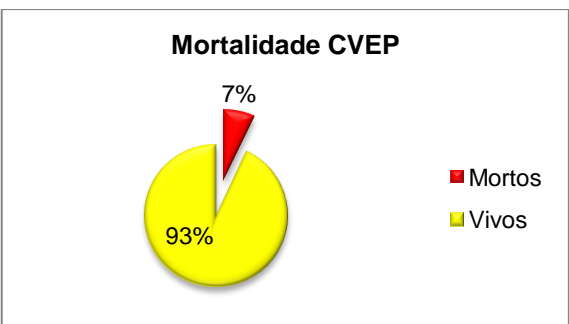
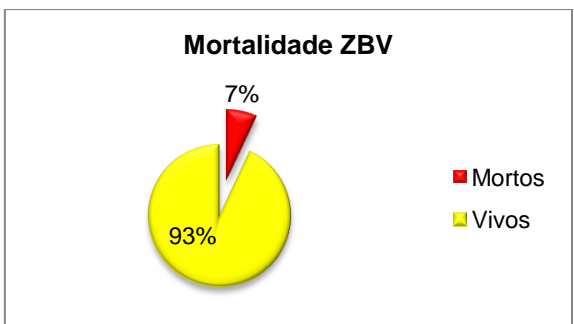
Gráficos 1 e 2. Ordens de Aves que são anestesiadas no ZBV e no CVEP



Gráficos 3 e 4. Aves entubadas na anestesia no ZBV e no CVEP



Gráficos 5 e 6. Anestésicos usados em Aves no ZBV e no CVEP



Gráficos 7 e 8. Mortalidade registada durante a anestesia de aves no ZBV e no CVEP

Anexo B. Esquema da anamnese das aves

Nome Proprietário:	
Morada:	
Telefone:	Telemóvel:

Nome da ave:	Idade:
Espécie:	Sexo:

Origem: criador <input type="checkbox"/> loja de animais <input type="checkbox"/> outra <input type="checkbox"/>
Tempo com o proprietário:
Outros animais: S N NA Quais:
Par: S N NA

Pertence a um bando: S N NA
Constituição bando:
Data da última aquisição:
Quarentena: S N NA

Chip: S N NA
Vacinação: S N NA Com:
Desparasitação: S N NA Com:

Banhos: S N NA Descrição:
Luz directa: S N NA Frequência:
Duração:

Exterior <input type="checkbox"/> Interior <input type="checkbox"/>
Divisão onde está a gaiola:
Descrição da gaiola:
Frequência de limpeza da gaiola:
Desinfectante usado na limpeza:
Acesso a tóxicos: S N NA
Substrato: S N NA Tipo:
Brinquedos: S N NA

Ração comercial: S N NA
Marca: Frequência:
Tempo disponível:
Sementes: S N NA Frequência:
Tempo disponível:
Legumes e Frutas: S N NA
Quais: Quantidade:
Frequência: Tempo disponível:
Guloseimas: S N NA Quais:
Água à disposição: S N NA
Frequência que é mudada:

Passado médico:	Motivo da consulta:
Cirurgias anteriores:	Anestésias anteriores: S N NA

Legenda: S – sim; N – Não; NA – Não aplicável/Não avaliado

Anexo C. Parâmetros Fisiológicos

Espécie	Papagaio cinzento (<i>Psittacus erithacus</i>)	Periquito (<i>Melopsittacus undulatus</i>)	Caturra (<i>Nymphicus hollandicus</i>)	Canário (<i>Serinus canaria</i>)	Pomba (<i>Columba livia</i>)	Falcão Peregrino (<i>Falco peregrinus</i>)
Parâmetro						
Peso (g)	370-534	30	80-90	12-30	240-300	550-1600
EMV (anos)	50-60	5-10	10-12	6-12	4-8	15-20
FR (rpm)	-	60-75	40-50	60-80	25-30	10-20
FC (bpm)	-	260-270	210-220	265-325	180-250	-
PCV (%)	43-55	44-58	45-54	37-49	39.3-59.4	37-53
GB (x10³)	5-15	3-8	3-13	4-9	10-30	3.3-11.0
AST (U/L)	100-350	55-154	100-396	145-345	45-123	20-52
Glicose (mg/dl)	190-350	254-399	200-450	205-435	232-269	198-288
PT (g/dl)	3-5	2-3	2.4-4.1	2.8-4.5	2.1-3.3	2.5-4.0
Ac.úrico (mg/dl)	4-10	3-8.6	3.5-11.0	4-12	2.5-12.9	4.4-22.0

Tabela 1. Valores de referência para espécies seleccionadas a título de exemplo das ordens Psittaciformes (papagaio cinzento, periquito e caturra), Passeriformes (canário), Columbiformes (pomba) e Falconiformes (falcão peregrino) (Carpenter 2005, Johnson-Delaney 1996).

Anexo D. Pré-Anestesia e Anestesia

1. Revisão da história com proprietário	Anamnese Maneio e Dieta Passado médico-cirúrgico Anestesias anteriores
2. Exame Físico	Exame físico completo Peso corporal exacto Nível de ansiedade/stress Procedimento electivo VS cirurgia
3. Hematologia e Bioquímica	Mínimo: PCV, contagem dos GB, proteínas totais, ácido úrico, AST, glicose Preferível: Hematologia e bioquímica analítica
4. Revisão	Equipamento anestésico e circuito respiratório
5. Fluidoterapia	IV/IO; cateter, sistema de soro, adesivo, fluidos, taxa de fluidoterapia
6. Equipamento de Suporte e de Monitorização	Doppler, Termómetro, ECG, aquecedor, tapete de aquecimento, estetoscópio, capnógrafo, pulsoximetro
7. Fármacos de emergência	Atropina, Glicopirrolato, Epinefrina, Dextrose, Lidocaina, Doxapram, Cristaloides isotónicos
8. Fármacos pré-anestésicos	Midazolam, Diazepam, Glicopirrolato, Butorfanol
9. Preparar anestésico volátil	Isoflurano, Sevoflurano, Desflurano
10. Preparar pós-anestésico	Incubadora aquecida com resguardo
11. Analgésicos pós-operatórios	Opióides, AINES

Tabela 1. Exemplo de lista pré-anestésica (Abou-Madi 2001)

Anestésico	Espécie	Dose (mg/kg)	Via de administração
Atipamezole	Todas	<5 x dose alfa-2 agonista	IM
Atropina	Maioria	0.02-0.08 0.01-0.02	IM IV
Butorfanol	Todas	0.5-1.0	IM
Butorfanol + Ketamina + Medetomidina	Psitacídeos	1 + 3 + 0.04	IM
Diazepam	Maioria	0.2-0.5	IM, IV
Glicopirrolato	Maioria	0.01-0.02	IM, IV
Ketamina + Diazepam	Maioria	5-30 + 0.5-2.0	IM + IM, IV
Ketamina + Medetomidina	Rapinas diurnas Corujas Psitacídeos	5 + 0.1 10 + 0.1-0.15 5 + 0.075	IM
Ketamina + Midazolam	Maioria	10-40 + 0.2-2.0	SC, IM
Ketamina + Xilazina	Maioria	2.5-5.0 + 0.25-0.5	IM
Midazolam	Maioria	0.1-0.5 0.05-0.15	IM IV
Propofol	Todas	<14	IV
Tiletamina/Zolazepam	Maioria	10-30	IM
Xilazina	Rapinas, Psitacídeos	1.0-2.2	IM, IV
loimbina	Maioria	1.0	IV

Tabela 2. Alguns dos anestésicos injectáveis usados em aves, suas doses e vias de administração (Longley 2008)

Anestésico	Concentração de indução (%)	Concentração de manutenção (%)	Comentários
Desflurano	6-8	4-6	Irritação do tracto respiratório
Halotano	0.5-3	2-3	Indução em 2-5 min
Isoflurano	4-5	2.5-3.0	Indução em 2-3 min
Óxido Nitroso	50:50 com O2	Máximo 50:50 com O2	Parar 5-10 antes do final da anestesia
Sevoflurano	7-8	4	Boa indução

Tabela 3. Anestésicos inalatórios usados em aves e suas concentrações de indução e de manutenção (Longley 2008)

Grupo	Analgésico	Espécie	Dose (mg/kg)	Via de administração	Intervalo (horas)
Opióides	Buprenorfina	Maioria	0.01-0.05	IM	8
	Butorfanol	Maioria	0.5-0.75	IM, IV	12
	Fentanil	Cacatuas	0.2	SC	-
AINES	Carprofeno	Todas	2.0-4.0	PO, IM, SC, IV	8-12
	Flunixinina	Todas	0.5	IM	24
	Ketoprofeno	Todas	2.0	PO, SC, IM	8-24
	Meloxicam	Psitacídeos, Rapinas	0.1-0.2	PO, IM	12-24
	Piroxicam	Maioria	0.5	PO, IM	12
Anestésicos Locais	Bupivacaina	Patos/Galinhas	2	SC, IA, IM, Top	Desconhecido
	Lidocaina	Todas	1.0-3.0	SC, IA, IM, Top	Desconhecido

Tabela 4. Analgésicos usados em aves, suas doses, vias de administração e frequência de administração (Longley 2008)

Parâmetro avaliado	Indução	Anestesia leve	Anestesia média	Anestesia profunda
Piscar de olhos voluntário	Lento	Lento/Ausente	Ausente	Ausente
Relaxamento muscular	Médio	Progressivo	Bom	Movimentos ausentes
Respiração	Profunda, rápida, regular	Profunda e rápida	Lenta, profunda e regular	Lenta e superficial
Reflexo palpebral	Presente	Presente/Lento	Lento/Intermitente	Ausente
Reflexo da cera (no bico)	Presente	Presente/Lento	Lento/Intermitente	Ausente
Reflexo podal	Presente	Presente/Lento	Lento/Intermitente	Ausente
Reflexo corneal	Presente	Presente/Lento	Lento/Intermitente	Ausente
Estimulação	Acordar	Sem resposta	Sem resposta	Sem resposta

Tabela 5. Parâmetros monitorizados em aves durante a indução, anestesia leve, média e profunda (Abou-Madi 2001)

Fármaco	Dose	Via de administração
Adrenalina (Epinefrina)	0.5-1.0 ml/kg	IV(IC), IM, IO, IT
Atropina	0.2-0.5 mg/kg	IV, IM, IO
Doxapram	5-20 mg/kg	IV, IM, IO, IT, Top

Tabela 6. Exemplos de fármacos de emergência usados em aves, suas doses e vias de administração (Longley 2008)

Anexo E. Caso Clínico

Identificação: O Kiko é um canário (*Serinus canaria*) com cerca de dois anos de idade e peso corporal 21g.

Anamnese: O proprietário referiu que o Kiko apresenta este “papo no olho esquerdo há alguns dias” e que apareceu sem motivo aparente. O Kiko não está desparasitado internamente e nunca fez análises às fezes. Nunca foi ao veterinário e, como tal, não tem antecedentes médicos/cirúrgicos. Vive numa gaiola dentro de casa e não tem contacto com outros animais. Tem sempre ração tipo mistura de sementes, papa de ovo e água à disposição. Não tem à disposição legumes, frutas ou tostas, nem suplementos de cálcio. Os três poleiros da gaiola são todos de plástico e do mesmo diâmetro e o substrato é jornal. Os donos referem que não houveram alterações de comportamento desde o aparecimento do “papo”.

Exame físico geral: Atitude alerta, responsivo, movimentos sem alterações. Grau de desidratação inferior a 5% e condição corporal normal a magra. Penas do corpo, asas e cabeça normais. Cavidade oral e patas normais. Movimentos respiratórios normais, rítmicos, com frequência normal de 80 rpm. A auscultação cardiopulmonar não revelou nenhuma alteração e apresentava 280bpm. Fezes e urina normais.

Exame dirigido oftalmológico: A inspecção-geral com luz ambiente notou a presença de uma massa redonda com cerca de 1cm de diâmetro, coloração da pele e ausência de penas; havia ausência de simetria; os movimentos oculares no olho direito (OD) estavam normais; os do olho esquerdo (OE) eram difíceis de avaliar. Não apresentava alterações das filoplumas nem das membranas nictitantes de cada olho. Não apresentava corrimentos oculares nem opacidade. A mobilidade das pálpebras do OD estava normal, enquanto a do OE estava reduzida/quase ausente. A visão do OD não está comprometida e a do OE aparentemente também não. Não havia evidência de corpo estranho, trauma, laceração ou hemorragia.

Exame dirigido oftalmológico: A inspecção-geral com luz ambiente notou a presença de uma massa redonda com cerca de 1cm de diâmetro, coloração da pele e ausência de penas; havia ausência de simetria; os movimentos oculares no olho direito (OD) estavam normais; os do olho esquerdo (OE) eram difíceis de avaliar. Não apresentava alterações das filoplumas nem das membranas nictitantes de cada olho. Não apresentava corrimentos oculares nem opacidade. A mobilidade das pálpebras do OD estava normal, enquanto a do OE estava reduzida/quase ausente. A visão do OD não está comprometida e a do OE aparentemente também não. Não havia evidência de corpo estranho, trauma, laceração ou hemorragia.

Diagnósticos Diferenciais: Trauma; Abscesso periorbital, Abscesso orbital, Neoplasia (tumor da pituitária, glioma do nervo óptico, sarcoma das células redondas), Massa retrobulbar (hemorragia, hematoma, granuloma por aspergilose ou criptococose ou micobactérias).

Diagnóstico presuntivo: Massa compatível com Abscesso Periocular.

Tratamento: O proprietário decidiu operar. Uma hora antes da cirurgia retirou-se a comida. O paciente foi ligado a um circuito de Bain com máscara e a indução foi feita com Isoflurano a 3,5% e a manutenção a 1,5-2%, com oxigénio a 100%. Durante a manutenção anestésica usou-se um tapete de aquecimento para prevenir diminuições de temperatura, aplicou-se lidocaína em spray e adrenalina tópicas e fez-se fluidoterapia de suporte com AG aquecido (0,5ml). No final da cirurgia foi feita uma limpeza do OE com soro fisiológico antes de efectuar a medicação com Voltaren® e Terricil®.

Acompanhamento: O Kiko ficou internado durante 24h e nessas horas fez Baytril® 5% 0,04ml PO BID, Rheumocam® 0,004ml PO SID, Tramal oral® 0,002ml PO SID, Voltaren® e Terricil® tópicos no OE. Durante o tempo que esteve internado o Kiko teve à disposição água, ração própria para canários, fruta e legumes. Ao fim de 24h o Kiko estava alerta, responsivo e com o mesmo peso. Foi para casa com a mesma medicação que estava a fazer no CVEP, sendo que o Baytril® fez durante 7d, e o Rheumocan® e o Tramal oral® durante 3d.

Discussão: A indução do Kiko demorou 2-3 min e durante a manutenção este não apresentou depressão cardíaca nem respiratória. O cloridrato de tramadol (Tramal oral®), é analgésico de acção central utilizado principalmente no tratamento de dores moderadas e intensas, agudas ou crónicas. A lidocaína associada a adrenalina tópica, permitiu uma boa analgesia, redução dos requerimentos anestésicos durante a manutenção, estabilidade cardiovascular adequada, diminuição do tempo de recuperação e dos custos anestésicos.



Figura 1. Abscesso periorbital do Kiko (foto gentilmente cedida por Mestre Joel Ferraz)