

Anestesia por perfusão de saco aéreo em arara (*Ara chloropterus*): relato de caso

Anesthesia by infusion of air sac in a macaw (*Ara chloropterus*): a case report

Resumo

O presente relato descreve a utilização da técnica anestésica de perfusão em saco aéreo durante a cirurgia para correção do bico de uma arara (*Ara chloropterus*). Esse tipo de abordagem anestésica é recomendado para procedimentos em que se faz necessária a manipulação da região de cabeça e pescoço das aves. Após contenção física do animal, a anestesia foi induzida com auxílio de máscara facial, conectada ao sistema de Mapleson D (Baraka), utilizando isoflurano e fluxo diluente de oxigênio de 1L/min. O preparo da cânula e posterior introdução em saco aéreo torácico caudal foi estabelecido de modo similar ao descrito por Gunkel e Lafortune (2005). A técnica mostrou-se adequada e bastante segura; contudo, para ser empregada, é necessário que o profissional anestesiista conheça a anatomia e fisiologia das aves.

Summary

This report describes the use of an anesthetic perfusion technique applied in the air sac of a Macaw (*Ara chloropterus*) during surgery for correction of its broken beak. This anesthetic approach is recommended for procedures in which manipulation of the avian head or neck is necessary. After appropriate immobilization of the animal, the anesthetic is introduced with the help of a face mask connected to the Mapleson D (Baraka) system, using isoflurane with 1L-min. flow of diluent oxygen. The cannula preparation and introduction into the caudal thoracic air sac was performed in a way similar to that described by Gunkel and Lafortune (2005). The technique proved to be appropriate and very safe, but the anesthetic professional must have thorough of avian anatomy and physiology.

Recebido em 11 de maio de 2016 e aprovado em 9 de novembro de 2016.

Rafael César de Melo¹

André Grespan²

Carolina Tajima¹; Sônia Regina Pinheiro¹

Rua Professor Vahia de Abreu, 514, Vila
Olimpia, São Paulo/SP CEP: 04549-002
✉ wildvet@gmail.com



Palavras-chave

Anestesia inalatória. Arara.
Perfusão por saco aéreo. Procedimento.

Keywords

Air sac perfusion. Anesthesia.
Inhalant. Macaw. Procedure.

O sistema pulmonar da ave difere anatomicamente do que se observa em outras espécies animais, pois a dinâmica respiratória de ventilação está relacionada a estruturas aéreas de condução (laringe e traqueia), sacos aéreos, esqueleto e musculatura torácica; as trocas gasosas não são efetuadas nos alvéolos pulmonares, mas, sim, nos parabronquios (LUDDERS; MATTHEWS, 2013).

Os sacos aéreos são estruturas importantes para a dinâmica respiratória pois atuam como reservatórios de ar, são pouco vascularizados e se conectam aos brônquios primários (sacos aéreos abdominais) e ventrobrônquios ou parabronquios (sacos aéreos cervicais, torácicos craniais e caudais e interclavicular). Embora as trocas gasosas não ocorram nessas estruturas, elas participam dos dois ciclos respiratórios que ocorrem nesses animais. Na primeira inspiração, o ar é direcionado, por pressão negativa, diretamente para os sacos aéreos caudais e abdominais para, durante a expiração, seguir para os pulmões onde ocorre a troca gasosa, constituindo um fluxo unidirecional. Na segunda inspiração, o fluxo de ar sai dos pulmões para os sacos aéreos anteriores (torácicos craniais, cervicais e interclavicular) seguindo posteriormente, durante a expiração, para a traqueia (ARENT, 2010). Na ausência de um diafragma, a pressão negativa necessária para a entrada do ar se efetua com a movimentação do esterno, dos músculos abdominais e intercostais internos produzindo

¹Médicos-veterinários da Clínica Wildvet.

² Médico-veterinário proprietário da Clínica Wildvet.

a expansão do espaço toracoabdominal (efeito fole) durante os movimentos de inspiração (COLES, 2007; MACWHIRTER, 2009).

As particularidades anatômicas e a dinâmica respiratória das aves viabilizam a execução da técnica de canulação de sacos aéreos em situações em que há a necessidade de se auxiliar a ventilação de animais dispneicos e/ou efetuar anestesia inalatória (GUNKEL; LAFORTUNE, 2005).

A anestesia por perfusão em sacos aéreos é realizada conectando-se o circuito inalatório a uma cânula previamente inserida no saco aéreo, para que o fluxo de gás anestésico, carreado em oxigênio, possa ir diretamente da estrutura canulada para os pulmões, sem passar pela traqueia. Essa técnica exige cautela e é recomendada em situações onde tenham ocorrido obstruções de trato respiratório superior que dificultem ou inviabilizem a manutenção da sonda traqueal (GIRLING, 2003), em situações emergenciais (COLES, 2007), para anestésias aves de pequeno porte (NILSON; TERAMITSU; WHITE, 2005) ou em manobras cirúrgicas de cabeça e bico (HARRISON; LIGHTFOOT; FLINCHUM, 2006).

A canulação pode ser efetuada no saco aéreo clavicular, nos torácicos caudais ou abdominais (GIRLING, 2003). Na escolha da área a ser canulada, há um consenso quanto ao acesso efetuado no saco aéreo torácico caudal por ser a região de eleição em avaliações que utilizam endoscopia (LAWTON, 2010). Coles (2007) ressalta a facilidade de localização e acesso dessas estruturas quando comparadas aos sacos aéreos abdominais que se encontram profundamente inseridos no abdômen.

Nilson, Teramitsu e White (2005) utilizaram perfusão anestésica em saco aéreo torácico caudal de 26 mandarins (*Taeneopygia guttata*), com peso médio de 12 gramas, e concluíram que a técnica propicia facilidade de acesso e libera a cabeça do animal, condição necessária para estudos de mecanismos neurológicos desses animais que são considerados modelos experimentais.

A anestesia por perfusão em saco aéreo é contraindicada em animais que apresentem doenças que comprometam regiões anatômicas do trato respiratório localizadas abaixo da siringe ou em aves com dispneias causadas por obstruções de origem não respiratória (ascites, organomegalias e retenção de ovos), bem como em casos de toxicidade pulmonar causada por polytetrafluoroetileno (PTFE) e nas aerosaculites (HARRISON; LIGHTFOOT; FLINCHUM, 2006).

Diante das particularidades pertinentes à técnica supracitada, o presente trabalho efetua considerações sobre a anestesia de aves por perfusão em saco aéreo e disponibiliza ao médico-veterinário informações técnicas sobre esse tipo de interferência.

Descrição do caso

Uma arara-vermelha (*Ara chloropterus*), macho, com aproximadamente 50 anos de idade, proveniente do município de São Paulo (SP), foi atendida na clínica veterinária com relato de fratura em bico que dificultava a apreensão de alimentos. Durante a avaliação clínica o animal apresentava-se ativo e vocalizando, tendo sido constatado o crescimento excessivo do bico, possivelmente uma consequência da fratura e ausência de desgaste adequado (Figura 1).



Figura 1 - Vista frontal (A) e lateral (B) do bico da arara-vermelha (*Ara chloropterus*) com destaque no local da fratura. Fonte: Arquivo Pessoal.

O animal foi internado para a realização de exames complementares e avaliação da possibilidade de implantação de órtese. Os exames de sangue apresentaram valores considerados normais para a espécie conforme Carpenter (2010) e nos exames radiográficos, efetuados nas posições laterolateral e ventrodorsal, não foram evidenciadas alterações de órgãos internos e/ou estruturas ósseas que contraindicassem o procedimento (HARRISON; LIGHTFOOT; FLINCHUM, 2006).

A técnica de anestesia inalatória de perfusão por saco aéreo foi escolhida por possibilitar a liberação do bico, área de intenso manuseio durante o processo de moldagem e fixação da órtese. Para que o procedimento fosse realizado, foi necessária a confecção de uma sonda com o emprego de máscara laríngea número um (Figura 2).



Figura 2– Sonda confeccionada (A) e autoclavada (B) para ser utilizada no procedimento em saco aéreo.

Fonte: Arquivo Pessoal.

No dia da anestesia, o animal foi submetido a um jejum restritivo alimentar e hídrico de duas horas. Após pesagem, aplicou-se uma dose de cloridrato de tramadol¹ (4mg/kg) associado ao cetoprofeno² (2mg/kg), por via intramuscular (IM), para estabelecer analgesia (CARPENTER, 2010).

A indução anestésica foi iniciada com auxílio de uma máscara facial e isoflurano³ vaporizado em 100% de oxigênio⁴. A concentração inicial do gás anestésico foi a necessária para que a ave apresentasse tônus reduzido de mandíbula, ausência de sinais de excitação, de movimentos de pedalagem, bater de asas e vocalização. Essa situação ocorreu em aproximadamente trinta segundos e possibilitou a intubação orotraqueal (sonda 4.0, sem balonete) com ausência de reflexo laringotraqueal. O circuito empregado foi o de Baraka, ou

seja, sem reinalação, conectado ao concentrador de oxigênio (fluxo de 1L/min) e ao vaporizador universal. A concentração inicial do agente inalatório foi reduzida progressivamente até a observação da melhor dose de manutenção.

Aos cinco minutos da indução, foi estabelecida a profundidade anestésica necessária para a realização da antisepsia da área referente ao posicionamento da veia braquial direita, onde foi implantado o cateter 24G (0,70 x 19mm) e acoplado o equipo com soro Ringer lactato (RL) aquecido. Efetuou-se contagem das gotas de soro até ser atingida a taxa de infusão de 10mL/kg/hora.

A avaliação da profundidade anestésica foi realizada com monitoramento de reflexo corneal e ausência de resposta ao estímulo de dor (LIERZ; KORBEL, 2012). Após retirada das penas da área de acesso ao saco aéreo torácico direito, efetuou-se a antisepsia com clorexidine alcoólico e álcool 70%.

A frequência cardíaca (batimentos por minuto) foi monitorada com estetoscópio entre períodos de tempo que variaram de três a sete minutos. O oxímetro⁵ de pulso, posicionado sobre a artéria metatarsica esquerda, foi empregado para determinar a saturação de oxigênio (SpO₂). Com o termômetro digital⁶ introduzido na cloaca, obteve-se a temperatura corporea (em graus Celsius). O Doppler⁷, posicionado sobre a artéria braquial esquerda, foi utilizado para determinar frequência cardíaca e qualidade de pulso.

O plano anestésico ideal para o início da cirurgia foi estabelecido quando a ave não estava responsiva ao estímulo de dor, apresentava bom relaxamento muscular, pouco tônus mandibular, com reflexo corneal lento, mas presente e ausência de reflexo palpebral (LIERZ; KORBEL, 2012). Para inserção da cânula em saco aéreo torácico caudal, o animal foi colocado em decúbito lateral esquerdo, com membro pélvico direito tracionado cranialmente e as asas posicionadas dorsalmente. Essa manobra possibilitou o acesso à fossa paralombar, anatomicamente delimitada pelo músculo ili-tibial, últimas costelas e sinsacro (BRISCOE; SYRING, 2004; GRAHAM, 2004).

Após incisão com bisturi e dissecação dos tecidos moles, a cânula foi inserida na cavidade celomática e saco aéreo, a uma profundidade de aproximadamente dois centímetros. Depois da identificação do seu correto posicionamento, ela foi fixada na pele com fio de nylon 4.0. A conexão do circuito, sem reinalação, foi acoplada à cânula (Figura 3), direcionando o gás anestésico diretamente para o saco aéreo (GUNKEL; LAFORTUNE, 2005), o que permitiu a retirada da sonda traqueal anteriormente introduzida e liberação da área da cabeça e pescoço.

1 Cloridrato de tramadol – Cristália, Itapira, São Paulo, Brasil.

2 Cetoprofeno – Sanofi Aventis, Suzano, São Paulo, Brasil.

3 Isoflurano 100% (1mL/mL) – Cristália, Itapira, São Paulo, Brasil.

4 Concentrador de oxigênio –Respironics, Murrysville, PA, Estados Unidos.

5 Oxímetro de pulso – Nellcor, Pleasanton, California, Estados Unidos.

6 Termômetro - G Tech, China.

7 Doppler – Microem, Ribeirão Preto, São Paulo, Brasil.



Figura 3 – Sonda (seta branca) posicionada em saco aéreo torácico dorsal direito da arara submetida ao procedimento cirúrgico (A); sonda com o sistema acoplado (B).

Fonte: Arquivo Pessoal.

Nessa etapa, a ave entrou em estado de apneia e só voltou a apresentar respiração espontânea quando se restabeleceu a anestesia inalatória por sonda traqueal. Na ficha anestésica (Quadro 1) estão registrados os parâmetros obtidos e intercorrências observadas durante o período de avaliação.

O procedimento cirúrgico constou das etapas de correção da parte assimétrica do bico, com aparelho de alta rotação⁸, confecção do molde utilizando resina de acrílico autopolimerizante⁹ e posterior fixação com cola cirúrgica¹⁰. Finalizada a intervenção, a sonda traqueal foi reintroduzida e novamente acoplada ao circuito anestésico, já desconectado da cânula, mantendo, assim, o animal em plano anestésico adequado. A pele da fossa paralombar foi suturada com ponto simples e fio de *nylon* 4.0.

Com a interrupção do fluxo de gases, a ventilação controlada passou a ser feita com o emprego de Ambu e ar ambiente (Figura 4), na frequência de 10 movimentos respiratórios por minuto (mrm) até que a ave apresentasse respiração espontânea e de modo constante (12mrm), o que ocorreu após três minutos. O Doppler, o termômetro cloacal e o cateter venoso foram removidos, mantendo-se o oxímetro de pulso e o estetoscópio.

8 Dremel 300, China.

9 Resina de acrílico – JET, São Paulo, São Paulo, Brasil.

10 Cola cirúrgica – VetBonder.

HORA	FC (b.p.m.)*	FR (m.r.m.)	Temp (°C)	SpO%**	Observações
15:10	250	8	39	96	Animal na sonda traqueal.
15:17	250	apneia	39,1	94	Animal anestesiado por perfusão de saco aéreo.
15:22	220	apneia	39,1	96	Desgaste do bico.
15:27	228	apneia	38,8	98	Molde da órtese.
15:32	226	apneia	38	100	-----
15:37	228	apneia	37,5	100	Aumento da temperatura do colchão térmico para 38°C.
15:42	187	apneia	37,9	100	----
15:47	185	apneia	38	100	----
15:50	200	apneia	38,7	100	Órtese já fixada.
15:52		apneia			Animal entubado com sonda traqueal novamente.
15:53	210	apneia	39,1	97	Início da anestesia por sonda traqueal. Retirada da cânula do saco aéreo.
RECUPERAÇÃO					
15:57	220	10	39	98	Animal sendo ventilado por Ambu.
16:00	250	12	---	100	Animal ventilando sozinho. Retirada do Doppler, do acesso venoso e do termômetro. Contenção da ave.
6:04	250	20	---	100	Extubação e retirada do pulso oxímetro.

Quadro 1– Ficha anestésica com anotações frequência cardíaca (FC) e respiratória (FR), temperatura corpórea (°C), saturação de oxigênio (SpO%) e observações em função do período avaliado. Fonte: Arquivo Pessoal.

*Doppler. ** Oxímetro de pulso.

Transcorridos aproximadamente quatro minutos, a ave apresentou “reflexo de tosse” e a sonda traqueal foi removida. Durante a fase de retorno anestésico, embora o animal apresentasse respiração normal (20 mrm) e presença de reflexo palpebral, ela foi mantida protegida com toalha enrolada no corpo para evitar acidentes. No momento em que a ave começou a apresentar o eriçamento das penas, reflexo de pedalar e vocalização, foi liberada da contenção e encaminhada para uma gaiola provida de fonte de aquecimento acoplada externamente para garantir a temperatura corpórea. Após 45 minutos, a ave já estava se alimentando.



Figura 4 - Ave sendo ventilada com Ambu.
Fonte: Arquivo Pessoal.

Transcorridos cinco dias, novos exames de sangue e imagens radiográficas (Figura 5) foram realizados para estabelecer uma nova avaliação e confirmar se havia ou não complicações em saco aéreo. Não foram identificadas alterações.



Figura 5 – Radiografia em projeção laterolateral (A) e ventrodorsal (B) e sem evidência de alterações em órgãos internos.
Fonte: Arquivo Pessoal.

Discussão

A técnica de anestesia por perfusão em saco aéreo tem indicações específicas que justificam sua escolha (GIRLING, 2003; GUNKEL; LAFORTUNE, 2005; NILSON; TERAMITSU; WHITE, 2005; HARRISON; LIGHTFOOT; FLINCHUM, 2006; COLES, 2007). No presente relato havia a necessidade da manipulação da cabeça e bico para garantir um perfeito desgaste e fixação da órtese, manobra esta que poderia ser limitada com a presença da sonda traqueal, sendo este o motivo da escolha da referida técnica.

Os exames complementares efetuados seguiram as recomendações de Gunkel e Lafortune (2005) e foram decisivos na liberação do animal para o procedimento anestésico. Graham (2004) enfatizou a necessidade de se confirmar a ausência de alterações de membranas de saco aéreo para a escolha dessa técnica, a qual deve ser contraindicada quando houver sinais indicativos de doenças inflamatórias crônicas, aerossaculites, infecções bacterianas e fúngicas. As imagens radiográficas obtidas antes e cinco dias após a realização da cirurgia estavam dentro dos parâmetros considerados normais para a espécie (SILVERMAN; TELL, 2010).

Como preparo pré-cirúrgico, a ave foi mantida sob restrição alimentar e hídrica de duas horas. Esse período está de acordo com o sugerido por Ludders (2001), que não recomenda a realização de jejum por mais do que duas ou três horas, independentemente do tipo de cirurgia, tendo em vista que as aves apresentam taxa metabólica elevada e pobre armazenamento de glicogênio hepático, aumentando, assim, a possibilidade de desenvolvimento de hipoglicemia durante a anestesia. No presente relato, houve a preocupação dos autores em constatar a ausência de alimento no inglúvio, transcorrido o período de jejum estabelecido, para prevenir a ocorrência de regurgitamento e complicações respiratórias.

Para a confecção da cânula foi utilizada máscara laríngea seguindo as orientações sugeridas por Gunkel e Lafortune (2005); Quesenberry e Hillyer (2006) e Lierz e Korbel (2012) recomendam o emprego de uma sonda traqueal com ou sem balonete. Por ser um material de baixo custo, presente na rotina de clínicas, descartável e com a opção de ser autoclavado, a cânula de máscara laríngea foi escolhida, sendo compatível com o porte do animal.

Como medicação pré-anestésica aplicou-se o cloridrato de tramadol e cetoprofeno para promover analgesia (GRESPLAN; RASO, 2014) e não com a finalidade de sedação. Diante da índole do animal, a opção de a indução ser efetuada na máscara mostrou-se adequada e não houve ocorrência de overdose. A monitoração do anestesista foi essencial para o estabelecimento do momento adequado para a redução da concentração do gás anestésico e determinação da dose de manutenção.

As demais etapas executadas, como escolha e preparo do local de incisão e fixação da sonda, seguiram os protocolos descritos por Gunkel e Lafortune (2005), Quesenberry e Hillyer (2006), Lierz e Korbel (2012) e Gresplan e Raso (2014). Pela facilidade de acesso, foi escolhido o saco aéreo torácico caudal.

O Doppler e o oxímetro de pulso foram essenciais durante o procedimento. Com o Doppler foi monitorada a frequência cardíaca da arara. As aves apresentam altos valores de frequência cardíaca e, com isso, a determinação quantitativa desse parâmetro fica difícil quando se utiliza o estetoscópio.

Schmitt, Gobel e Trautvetter (1998), comparando a eficácia do oxímetro de pulso em experimentos efetuados com mamíferos e aves, concluíram que, no caso do paciente aviário, há a necessidade de uma calibragem específica do aparelho. Os oxímetros foram projetados para medir os níveis de hemoglobina oxigenada das hemácias de mamíferos e, quando utilizados em aves, podem apresentar resultados alterados (LUDDERS; MATTHEWS, 2013).

Nilson, Teramitsu e White (2005) avaliaram parâmetros obtidos, com a utilização do oxímetro de pulso, em aves submetidas à anestesia inalatória, via traqueia, comparando com um grupo de perfusão anestésica em saco aéreo; não houve diferenças significativas entre os grupos. No presente relato, os valores de saturação obtidos permaneceram dentro dos limites considerados normais para essa espécie, ou seja, acima de 90%.

Durante o período em que a arara permaneceu em apneia, a utilização do Doppler e do oxímetro de pulso foram determinantes para garantir o controle da ventilação. Por razões anatômicas e fisiológicas, quando

se utiliza o saco aéreo em procedimentos anestésicos, o fluxo contínuo do oxigênio promove a redução da concentração de CO₂ expelido; esse fato justifica a não inclusão da capnometria no protocolo adotado.

As aves ventiladas com tubo fixado em saco aéreo normalmente param de respirar espontaneamente em virtude da redução do dióxido de carbono (CO₂) do sistema respiratório (KORBEL, 1993; GRESPLAN; RASO, 2014). Esses animais possuem um grupo de quimiorreceptores intrapulmonares (QIP), ramos aferentes respiratórios vagais que são inibidos ou estimulados, respectivamente, por altas ou baixas taxas de pressão parcial de dióxido de carbono (PCO₂) presente na região pulmonar, controlando, assim, a frequência e profundidade respiratória (LUDDERS; MATTHEWS, 2013). A respiração espontânea da arara foi restabelecida três minutos após ter sido acoplado o circuito anestésico na sonda traqueal.

Ao término do procedimento, estabelecido com a remoção da cânula e a sutura de pele, iniciou-se a etapa de ventilação assistida com Ambu, cuidando-se para que não ocorresse o descrito por Ludders (2001), o qual relatou morte súbita em aves por acúmulo de gás anestésico em saco aéreo.

Na recuperação foram seguidas as recomendações sugeridas por Matos e Marrison (2005) de fornecimento de fonte de calor para manter a temperatura corpórea, adequação de gaiola e oferta de alimentos. Transcorridos cinco dias, os exames realizados serviram de parâmetro para a avaliação da existência ou não de complicações decorrentes da técnica adotada. No caso relatado, não foi constatada qualquer alteração em saco aéreo, confirmando a indicação dessa técnica como segura e de grande utilidade em cirurgias onde há motivos que contraindiquem o acesso tradicional.

Conclusões

A técnica de perfusão por saco aéreo mostrou-se adequada e bastante segura diante da proposta de manter liberada a área de manipulação durante o procedimento cirúrgico, podendo ser considerada uma opção viável na prática anestésica em aves.

Essa técnica tem como vantagem o baixo custo e a facilidade de implementação; como limitação ressalta-se a necessidade de o profissional anestesista ter conhecimento sobre anatomia e fisiologia das aves. 📌

Referências

ARENT, L. R. Anatomia e fisiologia das aves. In: COVILLE, T.; BASSERT, J.M. *Anatomia e fisiologia clínica para Medicina Veterinária*. 2. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. p. 414-454.

- BRISCOE, J. A.; SYRING, R. Techniques for emergency airway and vascular access in special species. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v. 13, n. 3, p. 118-131, 2004.
- CARPENTER, J. W. **Formulário de animais exóticos**. 3. ed. São Paulo: MedVet, 2010. p. 274.
- COLES, B. H. Anaesthesia. In: COLES, B. H. **Essentials of avian medicine and surgery**. 3. ed. Oxford, UK: Blackwell Publishing, 2007. p. 124-141.
- GIRLING, S. **Veterinary nursing of exotic pets**. 1. ed. Oxford, UK: Blackwell Publishing, 2003. p. 13-42.
- GRAHAM, J. Approach to the Dyspneic Avian Patient. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v. 13, n. 3, p. 154-159, 2004.
- GRESPLAN, A.; RASO, T. F. Psittaciformes (araras, papagaios, periquitos, calopsitas e cacatuas). In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratados de animais selvagens**. 2. ed. São Paulo: Roca, 2014. p. 550-589.
- GUNKEL, C.; LAFORTUNE, M. Current techniques in avian anesthesia. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v. 14, n. 4, p. 263-276, 2005.
- HARRISON, G. J.; LIGHTFOOT, T. L.; FLINCHUM, G. B. Emergency and critical care. In: HARRISON, G. J.; LIGHTFOOT, T. L. (Ed.). **Clinical avian medicine**. 1. ed. Palm Beach, FL: Spix Publishing, 2006. p. 213-232.
- KORBEL, R. Aerosacular perfusion with isoflurane: An anesthetic procedure for head surgery in birds. **Proceedings Association Avian Veterinary**, p. 9-37, 1993.
- LAWTON, M. P. C. Anestesia y cirugía de las partes blandas. In: SAMOUR, J. **Medicina aviária**. 2. ed. Barcelona: Elsevier, 2010. p. 137-151.
- LIERZ, M.; KORBEL, R. Anesthesia and analgesia in birds. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v. 21, p. 44-58, 2012.
- LUDDERS, J. W. Inhaled anesthesia for birds. In: GLEED, R. D.; LUDDERS, J. W. (Ed.). **Recent advances in veterinary anesthesia and analgesia: companion animals**. Ithaca: International Veterinary Information Service, 2001.
- LUDDERS, J. W.; MATTHEWS, N. S. Aves. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. **Lumb e Jones – anestesiologia e analgesia veterinária**. 4. ed. São Paulo: Roca, 2013. p. 923-942.
- MACWHIRTER, P. Anatomia, fisiologia e nutrição básicas. In: TULLY JR., T. N.; DORRESTEIN, G. M.; JONES, A. K. **Clínica de aves**. 2. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2009. p. 22-48.
- MATOS, R.; MARRISEY, J. K. Emergency and critical care of small psittacids and passerines. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v. 14, n. 2, p. 90-105, 2005.
- NILSON, P. C.; TERAMITSU, I.; WHITE, S. A. Caudal thoracic air sac cannulation in zebra finches for isoflurane anesthesia. **Journal of Neuroscience Methods**, v. 143, n. 2, p. 107-115, 2005.
- QUESENBERRY, K. E.; HILLYER, E. V. Supportive care and emergency therapy. In: HARRISON, G. J.; LIGHTFOOT, T. L. **Clinical avian medicine**. Florida: Spix Publishing, 2006. p. 382-416.
- SCHMITT, P. M.; GOBEL, T.; TRAUTVETTER, E. Evaluation of pulse oximetry as a monitoring method in avian anesthesia. **Journal of Avian Medicine and Surgery**, v. 12, n. 2, p. 91-99, 1998.
- SILVERMAN, S.; TELL, L. A. **Radiology of birds: an atlas of normal anatomy and positioning**. Missouri: Elsevier, 2010. p. 126-142.