


ANESTESIA INTRAVENOSA EM AVES: UMA REVISÃO ABRANGENTE DE FÁRMACOS E PROTOCOLOS

 <https://doi.org/10.56238/arev7n2-090>

Data de submissão: 10/01/2025

Data de publicação: 10/02/2025

Matheus Garcia Lopes

Médico veterinário

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

matheusgarcia.mvet@gmail.com

<https://orcid.org/0000-0002-6099-2692>

<http://lattes.cnpq.br/0483271486375213>

Ananda Neves Teodoro

Médica veterinária

Universidade do Agro Uniube

ananda.tteodoro@gmail.com

<https://orcid.org/0000-0003-2227-5411>

<http://lattes.cnpq.br/1868022978739532>

Isabel Rodrigues Rosado

Médica veterinária

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

<https://orcid.org/0000-0001-7819-4253>

isabel.rosado@uniube.br

<http://lattes.cnpq.br/5855259434191533>

Ian Martin

Médico veterinário

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

<https://orcid.org/0000-0001-6934-8257>

ian.martin@uniube.br

<http://lattes.cnpq.br/4730020772591126>

Rodrigo Supranzetti de Rezende

Médico veterinário

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

<http://lattes.cnpq.br/7668560390313007>

rodrigo.rezende@uniube.br

<https://orcid.org/0000-0002-9445-9343>

Renato Linhares Sampaio

Médico veterinário

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

<http://lattes.cnpq.br/2231644256161911>

renato.sampaio@uniube.br

<https://orcid.org/0000-0003-2585-9543>

Joely Ferreira Figueiredo Bittar

Médica veterinária

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

<http://lattes.cnpq.br/2793186283755435>

joely.bittar@uniube.br

<https://orcid.org/0000-0002-1813-9006>

Endrigo Gabellini Leonel Alves

Médico veterinário

Universidade do Agro Uniube

Programa de Pós-graduação em Sanidade e Produção Animal nos Trópicos

<http://lattes.cnpq.br/4550784508252779>

endrigoalves@gmail.com

<https://orcid.org/0000-0001-8524-394>

RESUMO

A anestesia em aves apresenta desafios únicos devido à sua fisiologia particular. Este estudo, uma revisão de literatura, investiga a anestesia intravenosa em aves, abordando fármacos, doses, eficácia e efeitos adversos, com o objetivo de otimizar protocolos anestésicos e aprimorar o bem-estar aviário. A pesquisa considerou artigos publicados entre 1990 e 2024, indexados em bases de dados como PubMed, BSV Veterinária, Google Scholar, Science Direct e Springer Open. A revisão identificou propofol e alfaxalona como os fármacos intravenosos mais estudados em anestesia aviária. A variabilidade interespecífica nas doses e protocolos reforça a necessidade de individualização anestésica. A combinação de fármacos, visando a anestesia balanceada, demonstrou potencial para otimizar a analgesia e minimizar efeitos adversos. A anestesia total intravenosa surge como alternativa promissora, especialmente quando a anestesia inalatória é contraindicada. Entretanto, a heterogeneidade dos estudos e a escassez de pesquisas com certas espécies e fármacos limitam a generalização dos resultados. Os achados desta revisão contribuem para a prática veterinária, orientando a escolha de fármacos e protocolos anestésicos mais adequados para diferentes espécies aviárias. Recomendam-se a cautela na aplicação dos resultados, a consulta a múltiplas fontes e a individualização da anestesia são cruciais.

Palavras-chave: Propofol. Alfaxalona. Midazolam. Acepromazina. Fentanil.

1 INTRODUÇÃO

As aves compreendem aproximadamente 10.000 espécies, distribuídas em 28 ordens, muitas das quais são mantidas como animais de estimação. A crescente presença de aves em centros de reabilitação, consultórios e hospitais veterinários justifica a ampla utilização da anestesia nesses animais. A contenção física, além de extremamente estressante, pode ser fatal em alguns casos, tornando a anestesia uma alternativa menos estressante e frequentemente necessária em procedimentos ambulatoriais simples, como corte de unhas e bico, exame físico e de imagem, sendo indispensável em procedimentos cirúrgicos (Ludders, 2015).

A anestesia em aves apresenta desafios consideráveis devido à diversidade anatômica e fisiológica dessas espécies, tanto selvagens quanto domesticadas. As diferenças nos sistemas cardiovascular e respiratório exigem abordagens anestésicas específicas, baseadas nos princípios da anatomia, fisiologia e farmacologia aviária (Ludders, 2015). Apesar dos avanços em agentes anestésicos e técnicas de monitoramento que contribuíram para o aumento da segurança (Ferrier et al., 2022), os riscos anestésicos em aves permanecem relevantes. Agentes anestésicos podem induzir depressão cardiorrespiratória, potencialmente fatal, especialmente em pacientes críticos (Ludders, 2015).

A anestesia total intravenosa (TIVA) consiste na administração exclusiva de fármacos anestésicos por via intravenosa, tanto para indução quanto para manutenção. Os fármacos ideais para TIVA devem apresentar rápida indução e recuperação, sem efeitos cumulativos que prolonguem o despertar anestésico (Yan et al., 2023). Amplamente utilizada em pequenos animais em estado crítico, a TIVA oferece vantagens em relação à anestesia inalatória, constituindo uma alternativa segura e eficaz em cenários complexos. Ao minimizar o impacto cardiovascular, a TIVA reduz os riscos de depressão miocárdica, vasodilatação e hipotensão, frequentemente associados aos agentes inalatórios (Ferrier et al., 2022). Além disso, proporciona um despertar suave, reduzindo a incidência de agitação, disforia, náusea e vômito no pós-operatório, beneficiando particularmente pacientes críticos (Raffe, 2020). A administração por infusão contínua controlada (CRI) possibilita o ajuste preciso das doses, garantindo anestesia estável e adaptada às necessidades individuais. A ausência de emissões de gases anestésicos halogenados, como isoflurano e sevoflurano, minimiza o impacto ambiental e os riscos ocupacionais para a equipe veterinária (Yan et al., 2023). A flexibilidade da TIVA a torna adequada para procedimentos de curta e longa duração, sendo vantajosa em locais com infraestrutura limitada para anestesia inalatória (Raffe, 2020).

Uma meta-análise comparando TIVA e anestesia volátil (VA) em cirurgias oncológicas (10 estudos, 14.036 pacientes) associou a TIVA a melhores desfechos, incluindo maior sobrevida global e

livre de recorrências, além de menor incidência de complicações pós-operatórias. Os autores sugerem que o propofol, frequentemente utilizado na TIVA, preserva a imunidade e inibe fatores pró-tumorais, enquanto os anestésicos voláteis podem exacerbar a imunossupressão e favorecer metástases (Yan et al., 2023).

Em aves, a TIVA pode ser preferível à anestesia inalatória em circunstâncias específicas, como doenças do trato respiratório, reparação cirúrgica de ossos pneumáticos, cirurgias do trato respiratório ou celomático com invasão de sacos aéreos, e procedimentos na cavidade oral, onde o tubo endotraqueal pode ser um obstáculo, além de expor a equipe a altas concentrações de gases anestésicos residuais (Santos et al., 2020).

O presente estudo, por meio de uma revisão narrativa da literatura, buscou compilar informações sobre os principais fármacos intravenosos utilizados em diferentes espécies aviárias, destacando doses, eficácia e potenciais efeitos adversos, com o objetivo de otimizar protocolos anestésicos, minimizar riscos e maximizar o sucesso dos procedimentos, ressaltando a importância do tema para a medicina veterinária e a conservação das espécies.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Foram incluídos trabalhos que abordassem anestesia em aves, com fármacos administrados por via intravenosa, seja para indução ou manutenção anestésica. Trabalhos ressaltando a farmacodinâmica e farmacocinética dos principais medicamentos utilizados na indução e manutenção por via intravenosa e adjuvantes. Na falta de evidências sobre o uso de determinados fármacos na espécie aviária, estudos em outras espécies foram utilizados como modelo comparativo. Também foram inclusos trabalhos que utilizam fármacos anestésicos pela via intramuscular e intranasal, quando relevantes na anestesia de aves. Foram usados como critério de inclusão trabalhos publicados em inglês, português e espanhol, artigos de periódicos, disponíveis em formato completo, publicados entre 1990 e 2024. Foram excluídos trabalhos que abordassem apenas o uso de anestesia inalatória em aves. Publicações anteriores a 1990, além de resumos simples ou expandidos e boletins informativos.

As bases de dados consultadas para a pesquisa foram: PubMed, BSV Veterinária, Google Scholar, Science Direct, Springer Open.

As palavras-chave utilizadas com objetivo de refinar a busca foram: avian anesthesia; propofol in avian; anaesthesia intravenous propofol avian; total intravenous anesthesia; total intravenous anesthesia veterinary; alfaxalone avian; anesthetic adjuvant. Tais palavras foram combinadas e adaptadas de acordo com as exigências de cada base de dados, a fim de garantir abrangência e relevância dos resultados.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram encontradas 21 publicações que abordavam fármacos anestésicos usados por via intravenosa em aves. Os estudos incluíram diversas espécies aviárias, com foco nos principais fármacos intravenosos utilizados, suas doses, eficácia e potenciais efeitos adversos (Tabelas 1).

As espécies aviárias estudadas foram diversas em diferentes contextos clínicos e de pesquisa. Os estudos abrangeram desde aves de pequeno porte, como pombos e galinhas, até aves maiores, como avestruzes, cisnes e emas (Tabelas 1).

Diversos fármacos foram empregados por via intravenosa nestes estudos. Dentre eles, destacam-se o propofol (dez estudos) e a alfaxalona (sete estudos). Lidocaína, xilazina, cetamina, diazepam, midazolam, medetomidina e fentanil compõem a lista de fármacos avaliados, embora com menor representatividade. As doses administradas variaram consideravelmente, influenciadas por fatores como espécie, via de administração, combinação com outros fármacos e objetivo do procedimento (Tabelas 1).

Apenas doze estudos investigaram a ação isolada de um fármaco anestésico, fornecendo informações precisas sobre seus efeitos exclusivos. Grande parte dos estudos (16 de 20) também empregaram combinações de fármacos, visando otimizar o procedimento anestésico, minimizar efeitos adversos e promover uma recuperação suave.

O propofol (2,6-diisopropilfenol) é um anestésico geral não barbitúrico amplamente utilizado tanto para a indução quanto para a manutenção de anestesia. Suas características incluem uma rápida indução e recuperação, além de um metabolismo abrangente que ocorre tanto no fígado quanto em outros órgãos como rins, pulmões e intestino, o que contribui para sua rápida eliminação do organismo. Nas últimas três décadas, o propofol consolidou-se como o anestésico intravenoso mais utilizado globalmente e é considerado ideal para a Anestesia Total Intravenosa (TIVA) (Raffe, 2020; Ferrier et al, 2022; Lopes et al., 2024). Embora sua eficácia e segurança estejam bem estabelecidas em diversas espécies de mamíferos, com base em suas propriedades farmacodinâmicas e farmacocinéticas, há uma escassez de estudos documentando sua aplicação em aves (Hawkins et al., 2003) (Tabela 1).

Um estudo conduzido com vinte cisnes-mudos (*Cygnus olor*) investigou a eficácia do propofol na indução anestésica, utilizando uma dose de 8 mg/kg. A pesquisa comparou duas técnicas de administração: infusão contínua a 0,8 mg/kg/min e doses intermitentes em bolus de 1 mg/kg. A indução anestésica, completada em 30 segundos, resultou em um início suave da anestesia, sem ocorrência de apneia ou excitação. Os parâmetros fisiológicos avaliados — frequência cardíaca, frequência respiratória, temperatura corporal e saturação de oxigênio — não apresentaram diferenças

significativas entre os grupos. Contudo, o grupo que recebeu infusão contínua demonstrou um plano anestésico mais estável e de qualidade superior. Em contraste, o grupo de bolus necessitou de múltiplas doses em intervalos curtos, levando a despertares abruptos e complicações no manejo dos animais. Ambos os grupos exibiram sinais de leve excitação durante o despertar. Estes resultados sugerem que a infusão contínua de propofol oferece uma qualidade superior no plano anestésico para cisnes, sendo mais eficaz na manutenção da estabilidade anestésica (Müller et al., 2011).

Tabela 1: Dados sobre anestésicos intravenosos em diferentes espécies aviárias. As informações foram obtidas a partir de 16 artigos originais publicados entre 1990 e 2024, identificados nas bases de dados PubMed, BSV Veterinária, Google Scholar, Science Direct e Springer Open. A tabela reúne informações sobre os fármacos utilizados, suas doses, espécies estudadas, tempos de indução, duração da anestesia e efeitos adversos observados.

Fonte da Informação	Fármaco, Dose e Via de Administração	Tipo de Administração	Espécie Estudada	Efeitos do Fármaco (Eficácia)	Efeitos Adversos Observados
Fitzgerald e Cooper (1990)	Grupo I: Propofol - 14 mg/kg - IV Grupo II: Cetamina (20 mg/kg, IM) + (4,1 a 8,6 mg/kg, IV) Grupo III: Propofol (14 mg/kg, IV) + halotano (1,5%) em mistura de nitrous oxide/oxigênio (1:1)	Bolus	Pombos-domésticos (<i>Columba livia</i>)	Indução rápida e relaxamento muscular, duração curta (2-7 min); recuperação suave sem excitação.	Depressão respiratória severa em alguns casos; apneia transitória em 62% das doses incrementais; margem de segurança estreita.
Machin & Caulkett (1998)	Grupo I - Medetomidina (50 µg), Midazolam (2 mg), Cetamina (10 mg) – Intravenosa (bolus) Grupo II - Propofol - 10 mg (bolus) seguido de 1-4 mg a cada 5 min – Intravenosa	Bolus	Patos-reais (<i>Anas platyrhynchos</i>)	GI - Sedação profunda e analgesia por 20 minutos; reversão com atipamezole (250 µg) e flumazenil (25 µg). GII - Indução rápida e manutenção de um plano leve de anestesia por 30 minutos.	GI - Bradicardia severa, hipoxemia significativa, acidose respiratória, e óbito em 4 de 12 patos anestesiados. GII - Apneia após o bolus inicial; depressão respiratória significativa; necessidade de suporte ventilatório.
Machin & Caulkett (2000)	Grupo I - Propofol: 10 mg/kg IV para indução; 1-2 mg/kg IV bolus para manutenção Grupo II - Isoflurano; Indução: de 1% a 5%; Manutenção: de 1,5 a 3,5%.	Bolus e Infusão Contínua	Patos-fêmeas (<i>Aythya valisineria</i>)	Indução suave e rápida, boa recuperação; menor taxa de abandono do ninho comparado ao isoflurano (Grupo I).	GI - Depressão respiratória dose-dependente; excitação transitória. GII - Indução prolongada comparada ao propofol. Recuperação frequentemente marcada por lutas e estresse. Alta taxa de apneia durante a anestesia, exigindo ventilação artificial.
Hawkins et al. (2003)	Propofol - 4.48 ± 1.09 mg/kg (hawks), 3.36 ± 0.71 mg/kg (owls) IV para indução; 0.48 ± 0.06 mg/kg/min (hawks), 0.56 ± 0.15 mg/kg/min (owls) IV para manutenção	Bolus e Infusão Contínua (CRI)	Gavião-de-cauda-vermelha (hawks) (<i>Buteo jamaicensis</i>) e Coruja-grande-americana (Owls) (<i>Bubo virginianus</i>)	Indução suave e manutenção estável do plano anestésico leve; reflexos abolidos progressivamente; ventilação necessária para hipoventilação.	Hipoventilação com aumento de PaCO ₂ (30-45%), hipercapnia e acidose; sinais de excitação do SNC na recuperação (opistótonos e tremores musculares).
Ciboto et al. (2006)	Grupo I: MPA - Acepromazina (0,25 mg/kg IM); Indução: Propofol (4,0 mg/kg IV) Grupo II: MPA - Acepromazina (0,25 mg/kg IM); Indução: Cetamina (5,0 mg/kg IV) + Diazepam (0,25 mg/kg IV) Grupo III: MPA - Acepromazina (0,25 mg/kg IM); Indução - Tiletamina-zolazepam (3,0 mg/kg IV) Grupo IV: MPA - Xilazina (1,0 mg/kg IM); Indução: Cetamina (5,0 mg/kg IV) + Diazepam (0,25 mg/kg IV) Grupo V: MPA- Xilazina (1,0 mg/kg IM); Indução: Tiletamina-zolazepam (3,0 mg/kg IV)	Bolus	Avestruz (<i>Struthio camelus</i>)	Todos os protocolos resultaram em imobilização completa e relaxamento muscular; protocolos variaram no tempo de manutenção e recuperação.	G IV e V: Sedação moderada com Xilazina; efeitos adversos mínimos; qualidade da recuperação variou entre os grupos.
Müller et al. (2011)	Propofol (indução): 8 mg/kg IV; Manutenção em bolus: 2.9 mg/kg a cada 4 (1-8) minutos Propofol (manutenção CRI): 0,85 mg/kg/min IV	Bolus Infusão Contínua (CRI)	Cisnes-mudos (<i>Cygnus olor</i>)	Indução rápida e suave; fácil intubação; manutenção por bolus resultou em períodos curtos de anestesia profunda. (Bolus) Anestesia estável e adequada para procedimentos diagnósticos sem apneia; recuperação em 30 (18-50) minutos. (CRI)	Recuperação abrupta; apneia transitória em 2 aves; sinais de excitação no SNC durante recuperação em 55% dos casos. (Bolus) Sinais transitórios de excitação no SNC (55% das aves). (CRI)
Araújo et al. (2013)	Propofol - 5 mg/kg - Intravenosa	Bolus	Emas (<i>Rhea americana americana</i>)	Indução anestésica em $2,48 \pm 0,6$ minutos; Período hábil de anestesia de $2,98 \pm 0,8$ minutos	Aumento na frequência cardíaca após administração;

Bigby et al. (2016)	MPA -Medetomidina (25 µg/kg) + Diazepam (0,38 mg/kg) IM Indução - Propofol - 3,7 mg/kg - IV Manutenção - Propofol - 0,1-0,3 mg/kg/min - Intravenosa (CRI)	Bolus; Infusão Continua (CRI)	Pinguim-rei (<i>Aptenodytes patagonicus</i>)	Indução e recuperação rápidas, manutenção estável da anestesia sem efeitos cardiovasculares significativos.	Depressão respiratória prevenida por ventilação mecânica.
Santos et al. (2020)	Grupo I – Propofol (9 mg/kg IV) Grupo II – Propofol + Metadona (9 mg/kg IV + 6 mg/kg IM) Grupo III – Propofol + Nalbufina (9 mg/kg IV + 12.5 mg/kg IM) Grupo IV – Propofol + Fentanil (9 mg/kg IV + 30 µg/kg IV)	Bolus; Infusão Continua (CRI)	Galinhas (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	todos os protocolos proporcionaram anestesia adequada para osteotomia da ulna. A combinação de propofol com metadona ou nalbufina reduziu a dose de propofol necessária para manutenção anestésica.	Hipercapnia (PE/CO ₂ > 60 mmHg) foi observada em todos os grupos, independentemente do protocolo anestésico utilizado. Não foram relatados outros efeitos adversos significativos.
Zendehboudi & Vesal (2024)	Grupo I - Propofol - 10 mg/kg/min (indução), seguido de 1.1 mg/kg/min (manutenção) – Intravenosa Grupo II - Cetamina - 5 mg/mL + Propofol - 5 mg/mL (combinados); 10 mg/kg/min (indução), seguido de 1.1 mg/kg/min (manutenção) – Intravenosa GIII - Isoflurano - 5% (indução), seguido de 2% (manutenção) – Inalatória	Infusão continua	Galos Leghorn (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	GI - Anestesia mantida por 65 minutos; Variáveis cardiopulmonares clinicamente aceitáveis. GII - Anestesia mantida por 65 minutos; Dose de indução e manutenção de propofol reduzida significativamente (p=0.0001); Variáveis cardiopulmonares clinicamente aceitáveis. GIII - Anestesia mantida por 65 minutos; Variáveis cardiopulmonares clinicamente aceitáveis.	GII - Frequência cardíaca significativamente maior (p=0.0001); Frequência respiratória significativamente menor (p=0.0001).
Cullen et al. (1995)	MPA - Xilazina: 1,13-1,85 mg/kg IV; indução - Alfaxalona-Alfadolona: 2,15 mg/kg IV	Bolus	Avestruzes (<i>Struthio camelus</i>)	Indução rápida e suave; plano anestésico adequado para intubação e manutenção com isoflurano.	Bradycardia leve no início da anestesia; apneia ocasional.
Bailey et al. (1999)	Alfaxalona-Alfadolona: 6,5-7,0 mg/kg IV	Bolus	<i>Grouse Demoiselle, Grouse-comuns e Grouse-coroa-oriental</i>	Indução rápida (13-26 segundos); sedação adequada para endoscopia; relaxamento muscular completo.	Apneia transitória; recuperação agitada em alguns casos.
Villaverde-Morcillo et al. (2014)	Grupo I – Isoflurano; Indução - 4-5%; Manutenção - 1,5-2%. Grupo II – Alfaxalona; Indução: 2 mg/kg, (IV); Manutenção: isoflurano concentrações menores que 1,5-2%	Bolus	Flamingos (<i>Phoenicopterus roseus</i>)	Indução mais rápida (1,7 ± 0,4 min) e suave; reduzida necessidade de isoflurano para manutenção (1,5-2%); recuperação mais tranquila.	Hipotermia leve e 19% com excitação leve.
Kruse et al. (2019)	Alfaxalona - 10 mg/kg IM e IV	Bolus	Patos (<i>Anas platyrhynchos</i>)	Sedação leve a moderada; duração curta (IV: 5 min); estabilidade cardiovascular e respiratória. A via IM resultou em efeitos sedativos mais duradouros. A via IV ofereceu indução rápida,	Recuperação hiperexcitável; tremores musculares e hipersensibilidade ao toque; sem efeitos hematológicos. A via IM não proporcionou profundidade anestésica adequada. A via IV proporcionou tempo anestésico mais curto e respostas adversas como movimentos espásticos.
Ono et al., 2023	Grupo I -Alfaxalona - 5 mg/kg – Bolus Grupo II - Alfaxalona - 10 mg/kg - Infusão contínua	Bolus Infusão continua	Pinguins Gentoo (<i>Pygoscelis papua</i>)	GI - Indução anestésica eficaz; Manutenção estável da anestesia durante o procedimento GII - Indução rápida e manutenção prolongada da anestesia; Recuperação rápida	GI - Hipotensão leve observada em alguns indivíduos. GII - Bradycardia transitória em alguns indivíduos.

White e Martinez-Taboada, (2019)	Caso 1: Midazolam - 2 mg - IM Butorfanol - 4 mg - IM; Alfaxalona - 10 mg/kg - IV; Isoflurano - IN Caso 2: Midazolam - 3.8 mg - Intramuscular; Butorfanol - 1.9 mg - Intramuscular; Alfaxalona - 15	Bolus	Galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	Indução anestésica permitindo intubação endotraqueal; Anestesia mantida com isoflurano.	Caso 1 - Excitação após dose inicial de 5 mg/kg de <u>alfaxalona</u> (rigidez de membros e dorsiflexão da cabeça e pescoço). Caso 2: Excitação após dose inicial de 5 mg/kg de <u>alfaxalona</u> (rigidez, bater de asas e dorsiflexão da cabeça e pescoço).
Mastakov et al. (2021)	Grupo I - Alfaxalona - 7.5 mg/kg - Intravenosa Grupo II - Butorfanol - 2 mg/kg - Intramuscular; Midazolam - 0.5 mg/kg - Intramuscular; Alfaxalona - 4	Bolus	Galinhas (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	G I - Indução anestésica permitindo intubação endotraqueal em 15 segundos (dose mínima eficaz); Duração da anestesia entre 51 segundos e 4 minutos e 45 segundos. G II - Indução anestésica permitindo intubação endotraqueal em 15 segundos (dose mínima eficaz com <u>pré</u> -medicação); Melhora na qualidade da indução e recuperação com <u>pré</u> -medicação; Duração da	G I - Hiperatividade durante indução e recuperação (frequência não especificada). G II - Hiperatividade durante indução e recuperação (frequência não especificada); Aumento significativo do tempo para ficar em pé e retornar a comportamentos normais após anestesia (P < .001).
Da Cunha et al. (2011)	Lidocaína - 2.5 mg/kg - Intravenosa Isoflurano 1,4 e 1,7%	Bolus	Galinhas (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	Estabilidade anestésica; Metabolismo rápido da lidocaína;	Não foram relatadas complicações anestésicas graves ou mortes durante o estudo, sugerindo que o protocolo foi bem tolerado pelas aves
Brandão et al. (2015)	Lidocaína - 6 mg/kg - Intravenosa Isoflurano 1,4 e 1,7%	Infusão em 2 minutos	Frangos de corte (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	Não houve efeitos cardiovasculares clinicamente relevantes; estudo sugere segurança em doses superiores a 4 mg/kg.	Nenhum efeito adverso observado.
Pavez et al. (2011)	Fentanil - 20 µg/kg (IV) Isoflurano	Infusão contínua	Gaviões-de-cauda-vermelha (<i>Buteo jamaicensis</i>)	Redução da CAM do isoflurano em 31%, 44% e 55% para as concentrações plasmáticas de fentanil de 8, 16 e 32 ng/mL, respectivamente.	Sem alterações significativas na frequência cardíaca, pressão arterial sistólica, diastólica ou média. Redução significativa nos níveis de lactato plasmático com o aumento das concentrações plasmáticas de fentanil.
Hawkins et al. (2018)	Fentanil - Infusão IV para atingir concentrações plasmáticas de 8, 16 e 32 ng/mL Isoflurano	Infusão contínua	Papagaios-da-amazônia (<i>Amazona ventralis</i>)	Fentanil reduziu a necessidade de isoflurano em papagaios	Fentanil causou queda na pressão arterial e frequência cardíaca.

Estudos mostram uma ampla variação nas doses de propofol utilizadas para indução anestésica em diferentes espécies de aves (Tabelas 1). Em pombos, a dose média é de $14,49 \pm 2,91$ mg/kg (Fitzgerald & Cooper, 1990), enquanto em cisnes-mudos é de 8 mg/kg (Müller et al., 2011). Para falcões-de-cauda-vermelha, a dose é de $4,48 \pm 1,09$ mg/kg, e para corujas-de-chifre-grande, é de $3,36 \pm 0,71$ mg/kg (Hawkins et al., 2003). Em pinguins-rei, a dose utilizada é de 3,7 mg/kg (Bigby et al., 2016), e em patos-reais, é de 10 mg/kg (Machin & Caulkett, 1998; Machin & Caulkett, 2000). No caso de avestruzes, a dose é de 4 mg/kg (Ciboto et al., 2006), em emas, $5 \pm 0,8$ mg/kg (Araújo et al., 2013), e em frangos domésticos, 9 mg/kg (Santos et al., 2020). Essas doses foram eficazes para induzir inconsciência, facilitar a intubação orotraqueal após a perda do reflexo de deglutição, e minimizar estímulos nocivos. O propofol também proporciona uma indução rápida, segura e suave, além de ótimo relaxamento muscular (Fitzgerald & Cooper, 1990; Machin & Caulkett, 2000; Ciboto et al., 2006; Araújo et al., 2013).

A depressão respiratória é considerada o efeito colateral mais significativo do uso de propofol em contextos clínicos. Este anestésico atua no sistema nervoso central através da hiperpolarização neuronal mediada pelo complexo receptor GABA_A. Este complexo é um canal iônico ativado por

ligante, fundamental na mediação dos efeitos do ácido gama-aminobutírico (GABA), o principal neurotransmissor inibitório do sistema nervoso central, especialmente presente no tronco encefálico (Jiang et al., 2021). No estudo realizado por Araújo et al. (2013), que investigou a indução anestésica em emas (*Rhea americana americana*) com uma dose de 5 mg/kg de propofol, não foram observados casos de apneia. Este resultado contrasta com outros estudos (Fitzgerald & Cooper, 1990; Machin & Caulkett, 1998; Müller et al., 2011; Santos et al., 2020), que relataram episódios de apneia em aves anestesiadas com propofol. Esta discrepância pode ser atribuída a diferentes metodologias, variações entre espécies, modelos experimentais distintos e doses utilizadas. Por exemplo, o trabalho de Guimarães et al. (2006) mostrou que o aumento na taxa de infusão de propofol intraósseo em pombos resultou em apneia.

Santos et al. (2020) observaram que a administração de doses elevadas de propofol no início da anestesia de frangos domésticos, por meio de infusão contínua, resultou em um aumento na concentração de dióxido de carbono ao final da expiração. No entanto, a redução da taxa de infusão associada à suplementação de oxigênio evitou a dessaturação das aves. Este achado contrasta com os resultados de Müller et al. (2011), que investigaram a anestesia de cisnes-mudos e observaram hipoxemia significativa. Nesse estudo, a saturação de oxigênio (SpO₂) caiu drasticamente para valores entre 81% e 71% em ambos os grupos, independentemente de terem recebido propofol por bolus ou infusão contínua.

Estudos indicam que o uso de propofol em aves anestesiadas resulta em um aumento significativo na pressão parcial de dióxido de carbono (PaCO₂) no sangue arterial, o que provoca uma queda no pH sanguíneo e leva à acidose respiratória (Machin & Caulkett, 1998). Apesar dessas alterações no equilíbrio ácido-base, o propofol não demonstrou impactar significativamente a frequência respiratória das aves. Para mitigar a depressão respiratória associada ao uso de propofol, os autores recomendam a suplementação de oxigênio. Em situações de apneia, é aconselhável a implementação de ventilação controlada (Fitzgerald & Cooper, 1990; Machin & Caulkett, 1998; Ciboto et al., 2006; Müller et al., 2011; Araújo et al., 2013; Santos et al., 2020).

Um estudo envolvendo gaviões-de-cauda-vermelha (*Buteo jamaicensis*) e corujas-de-chifres (*Bubo virginianus*) investigou os efeitos anestésicos, cardiopulmonares e farmacocinéticos do propofol administrado por infusão contínua. Durante o período de anestesia de 30 minutos, não foram observadas alterações clinicamente significativas na frequência cardíaca ou nas pressões arteriais sistólica, média e diastólica, indicando estabilidade hemodinâmica com este protocolo (Hawkins et al., 2003). Embora outros estudos também não tenham relatado alterações na frequência cardíaca ou pressão arterial (Ciboto et al., 2006; Santos et al., 2020), alguns trabalhos destacaram efeitos adversos

como hipotensão, bradicardia, taquicardia e arritmias, incluindo contrações ventriculares prematuras e elevação da onda T no eletrocardiograma de aves anestesiadas com propofol (Fitzgerald & Cooper, 1990; Machin & Caulkett, 1998; Guimarães et al., 2006; Müller et al., 2011; Araújo et al., 2013; Bigby et al., 2016).

A taquicardia observada pode ser uma resposta compensatória à redução da pressão arterial induzida pelo fármaco. Neste cenário, os barorreceptores ativam mecanismos que aumentam a frequência cardíaca para manter o débito cardíaco adequado. Por outro lado, as arritmias podem surgir como reação à hipoxemia, hipercarbia e à liberação de catecolaminas, que afetam diretamente o miocárdio. É importante notar que algumas dessas alterações podem variar de forma inespecífica dependendo da espécie estudada (Müller et al., 2011; Araújo et al., 2013; Bigby et al., 2016).

A temperatura corporal, durante procedimentos anestésicos, é um fator crucial que demanda atenção. Embora estudos demonstrem que a anestesia com propofol não tenha impacto significativo na temperatura de aves (Hawkins et al., 2003; Ciboto et al., 2006; Araújo et al., 2013), a relação entre dose, tempo e profundidade anestésica, massa corporal, perdas por incisão cirúrgica, trato respiratório e fluidoterapia, influenciam na termorregulação, especialmente em infusões contínuas. A anestesia geral, por sua vez, interrompe a termorregulação, resultando em alterações na temperatura corporal que afetam funções fisiológicas como coagulação, diapedese, oxigenação tecidual e risco de infecção da ferida cirúrgica (Fitzgerald & Cooper, 1990; Machin & Caulkett, 1998; Guimarães et al., 2006; Silva & Peniche, 2014; Santos et al., 2020). Portanto, a manutenção da normotermia durante o procedimento anestésico é essencial.

O tempo de recuperação anestésica em aves, utilizando propofol, varia conforme a espécie, metodologia, dose, via de administração e associações farmacológicas. Estudo com emas reportou recuperação em $7,85 \pm 2,2$ minutos (Araújo et al., 2013), enquanto em avestruzes foi de $17,6 \pm 6,05$ minutos (Ciboto et al., 2006). Em pinguins-rei, a recuperação ocorreu em 15 minutos (Bigby et al., 2016), em cisnes-mudos em 30 minutos (Müller et al., 2011), e em falcões-de-cauda-vermelha e corujas-de-chifres-grandes, respectivamente, em $49,7 \pm 19,7$ e $42,0 \pm 10,3$ minutos (Hawkins et al., 2003). Embora recuperações suaves, sem excitação central, sejam frequentemente descritas (Fitzgerald & Cooper, 1990; Machin & Caulkett, 1998; Machin & Caulkett, 2000; Araújo et al., 2013; Bigby et al., 2016), a literatura também registra recuperações turbulentas, com opistótono, excitação transitória do SNC e mioclonias (Hawkins et al., 2003; Müller et al., 2011; Santos et al., 2020).

A determinação precisa da dose ideal para cada paciente é crucial para minimizar efeitos adversos e otimizar a anestesia intravenosa total. A dificuldade em manter a concentração plasmática ideal de propofol em aves apresenta um desafio significativo para a expansão da TIVA com este

fármaco. A variabilidade interespecies na resposta aos anestésicos, somada à complexidade farmacocinética e farmacodinâmica inerente às aves, reforça a necessidade de métodos de monitoramento precisos. Ferrier et al. (2022) revisaram as técnicas disponíveis para detecção da concentração sanguínea de propofol, desde métodos complexos e demorados, como Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC) e espectrometria de massas, até alternativas mais rápidas, como as técnicas ópticas e eletroquímicas. Apesar da promessa de maior velocidade, estas últimas ainda enfrentam desafios em termos de sensibilidade e especificidade. O desenvolvimento de polímeros molecularmente impressos (MIPs) surge como uma possibilidade para aprimorar a especificidade na detecção de propofol. A pesquisa por um sistema de monitoramento em tempo real, automatizado e confiável é essencial para a implementação segura e eficaz da TIVA com propofol em diferentes espécies aviárias. A ausência de um sistema desse tipo limita a aplicação generalizada da TIVA com propofol, restringindo seu uso a protocolos específicos e demandando maior atenção do anestesista para o monitoramento clínico do paciente.

A alfaxalona, formulada com 2-hidroxipropil- β -ciclodextrina, um derivado sintético de carboidratos sem histórico de reações alérgicas, atua como modulador alostérico positivo dos receptores GABAA. Essa ação potencializa o efeito inibitório do GABA endógeno, aumentando a condutância de íons cloreto, hiperpolarizando a membrana pós-sináptica e inibindo a propagação do potencial de ação neuronal (Warne et al., 2015; Bellido & Vettorato, 2022).

A dose de alfaxalona necessária para indução anestésica em aves varia entre espécies. Flamingos requerem 2mg/kg (Villaverde-Morcillo et al., 2014), avestruzes 2,15mg/kg (Cullen et al., 1995), grouse-comuns 6,5 – 7mg/kg (Bailey et al., 1999), patos-reais 10mg/kg (Kruse et al., 2019), e pinguins-gentoo $9 \pm 1,9$ mg/kg (Ono et al., 2023). Em galinhas, a dose varia entre 4 e 15mg/kg (White e Martinez-Taboada, 2019; Mastakov et al., 2021). Geralmente, a alfaxalona proporciona indução anestésica suave e eficaz, sem excitação neuronal. Contudo, em galinhas marrons (*Gallus gallus domesticus*), a dose intravenosa de 5mg/kg resultou em indução de baixa qualidade, com excitação, rigidez de membros e dorsiflexão de pescoço e cabeça, necessitando de ajuste posológico (White e Martinez-Taboada, 2019).

Em um estudo comparativo com flamingos (*Phoenicopterus roseus*) submetidos à cirurgia ortopédica, a indução anestésica intravenosa com alfaxalona demonstrou maior rapidez, suavidade e relaxamento muscular, comparada à indução por via inalatória. Além de reduzir a necessidade de isoflurano transoperatório, a alfaxalona minimizou os efeitos cardiorrespiratórios, mantendo frequência cardíaca e respiratória próximas aos valores basais (Villaverde-Morcillo et al., 2014).

Villaverde-Morcillo et al. (2014) observaram menor incidência de excitação durante a recuperação anestésica com alfaxalona intravenosa. Este resultado contrasta com o estudo de Kruse et al. (2019), que avaliou a farmacodinâmica e farmacocinética da alfaxalona em patos-reais (*Anas platyrhynchos*). Neste último, observou-se excitação, principalmente após administração intravenosa.

Kruse et al. (2019) avaliaram a farmacodinâmica e farmacocinética da alfaxalona, administrada em dose única, por via intramuscular ou intravenosa, em patos-reais (*Anas platyrhynchos*). Os resultados indicaram meia-vida de eliminação semelhantes (15-16 minutos) para ambas as vias, com sedação mais breve na via intravenosa. Os parâmetros cardiorrespiratórios permaneceram estáveis. No entanto, o curto tempo de sedação, observado em ambas as vias, limita o uso da alfaxalona a procedimentos curtos e pouco invasivos em aves aquáticas, sugerindo a necessidade de ajustes posológicos, associações farmacológicas ou diferentes modalidades anestésicas para otimizar sua eficácia (Kruse et al., 2019).

Mastakov et al. (2021) demonstraram que a eficácia anestésica da alfaxalona em frangos domésticos está relacionada à dose e à pré-medicação. Frangos pré-medicados com butorfanol e midazolam necessitaram de doses menores (4 mg/kg) para indução anestésica, comparados aos não pré-medicados (7 mg/kg). A pré-medicação, embora tenha reduzido a dose e melhorado a qualidade da indução e recuperação, prolongou o tempo de recuperação total. Em pinguins-gentoo (*Pygoscelis papua*), a infusão contínua de alfaxalona a $0,3 \pm 0,08$ mg/kg/min manteve concentrações plasmáticas estáveis, sem alterações significativas na frequência cardíaca ou pressão arterial, demonstrando a segurança do fármaco para anestesia venosa nessa espécie (Ono et al., 2023).

A alfaxalona apresenta potencial como agente anestésico em aves, porém sua aplicação clínica requer considerações específicas quanto à espécie, dose e via de administração. Embora eficaz na indução anestésica com estabilidade cardiorrespiratória e recuperação suave em flamingos e pinguins-gentoo (Villaverde-Morcillo et al., 2014; Ono et al., 2023), limitações são observadas em patos-reais e galinhas marrons, particularmente com doses baixas ou administração isolada (Kruse et al., 2019; Mastakov et al., 2021). A variabilidade interespecies destaca a necessidade de estudos adicionais para otimizar protocolos anestésicos com alfaxalona.

A otimização da anestesia com alfaxalona em aves requer ajustes posológicos e consideração de associações farmacológicas. A alfaxalona também oferece vantagens sobre agentes inalatórios em algumas situações, como indução anestésica mais rápida e redução do consumo de isoflurano. Contudo, diferenças entre espécies, tempos de recuperação prolongados em alguns casos, e variações nos efeitos excitatórios durante a indução e recuperação mostram que seu uso deve ser cuidadosamente planejado (Villaverde-Morcillo et al., 2014; White e Martinez-Taboada, 2019; Mastakov et al., 2021).

Futuros estudos devem investigar combinações farmacológicas e ajustes nas modalidades anestésicas para aprimorar a eficácia e segurança clínica da alfaxalona.

Técnicas de anestesia balanceada, como a associação de opioides em infusão contínua, visam reduzir a depressão cardiovascular e as concentrações necessárias de anestésicos gerais. Em papagaios-da-amazônia (*Amazona ventralis*), a infusão de fentanil, um agonista μ -opioide sintético, reduziu a CAM do isoflurano dose-dependentemente ($2,09 \pm 0,17\%$, $1,45 \pm 0,32\%$, $1,34 \pm 0,31\%$ e $0,95 \pm 0,14\%$ para concentrações plasmáticas de fentanil de 0, 8, 16 e 32 ng/mL, respectivamente), porém com impacto hemodinâmico, reduzindo frequência cardíaca e pressão arterial (Hawkins et al., 2018). Em contraste, estudo similar com fentanil em falcões-de-cauda-vermelha demonstrou redução significativa da CAM do halogenado sem impacto hemodinâmico (Pavez et al., 2011). A variabilidade interespecies na resposta hemodinâmica à infusão de fentanil destaca a importância de estudos específicos para cada espécie.

A lidocaína, com propriedades analgésicas, anestésicas, antiarrítmicas e anti-inflamatórias, apresenta uso limitado em aves devido ao potencial tóxico. Estudos farmacocinéticos demonstram que a meia-vida da lidocaína intravenosa em aves é menor que em humanos, suínos, cães, gatos e coelhos (Da Cunha et al., 2012; Brandão et al., 2015). A dose máxima tradicionalmente recomendada em aves 4mg/kg, foi reavaliada por Brandão et al. (2015), que mostraram segurança de doses intravenosas de até 6mg/kg em galinhas. Este estudo expande as possibilidades terapêuticas da lidocaína em aves, com potencial para melhorar a analgesia e a qualidade anestésica.

Os anestésicos dissociativos, como a cetamina e a tiletamina, são caracterizados pela capacidade de induzir um estado de dissociação da consciência, acompanhado de analgesia e amnésia e podem ser utilizados tanto como anestésico principal quanto adjuvantes anestésicos. No entanto, esses agentes podem ocasionar rigidez muscular como efeito colateral. Zendehboudi e Vesal (2024) avaliaram a combinação de cetamina e propofol (1:1) para indução anestésica em galinhas Leghorn (*Gallus gallus domesticus*). Os resultados demonstraram redução nas doses de propofol necessárias para indução e manutenção da anestesia. A combinação também resultou em aumento da frequência cardíaca e redução da frequência respiratória, embora ambas as variáveis tenham permanecido dentro de parâmetros fisiológicos aceitáveis. Este estudo sugere que a combinação cetamina-propofol pode ser uma alternativa eficaz para a indução anestésica em galinhas, minimizando a dose de propofol e seus potenciais efeitos depressores cardiorrespiratórios. No entanto, mais estudos são necessários para avaliar a segurança e a eficácia a longo prazo dessa combinação.

Benzodiazepínicos são medicamentos extremamente úteis em anestésias de aves, ajudando a manter os pacientes calmos e seguros durante os procedimentos e minimizando os efeitos indesejáveis

por reduzir a necessidade de anestésicos gerais. Um estudo com galinhas demonstrou que o uso de midazolam e butorfanol antes da anestesia facilita o processo e reduz o estresse das aves (White e Martinez-Taboada, 2019). Pesquisadores descobriram que diazepam e medetomidina contribuíram para uma anestesia e recuperação suaves em pinguins (Bigby et al., 2016). Em avestruzes, o uso de diazepam e cetamina mostrou-se eficaz para uma boa anestesia (Ciboto et al., 2006). Machin e Caulkett (1998) demonstraram que o midazolam ajuda a manter a estabilidade cardíaca e pulmonar durante a anestesia em patos. Apesar desses resultados promissores, a diversidade de espécies e protocolos dificulta a generalização das conclusões, sendo necessários mais estudos para compreender melhor a atuação dos benzodiazepínicos em diferentes espécies de aves e tipos de anestesia.

Evidências indicam o potencial dos opioides para melhorar a anestesia e a recuperação em aves. Em galinhas, meperidina e nalbufina demonstraram efeito poupador de propofol, otimizando a TIVA e minimizando efeitos colaterais (Santos et al., 2020). O Butorfanol mostrou-se eficaz na pré-medicação anestésica, reduzindo o estresse e facilitando o manejo (White e Martinez-Taboada, 2019). Sua combinação com midazolam proporcionou contenção química segura em frangos domésticos (Mastakov et al., 2021). O Fentanil reduziu a CAM do isoflurano em gaviões-de-cauda-vermelha (Pavez et al., 2011) e papagaios-da-amazônia-hispaniolana (Hawkins et al., 2018), minimizando o risco de depressão cardiopulmonar. Entretanto, efeitos depressivos na frequência cardíaca e pressão arterial foram observados em papagaios com fentanil (Hawkins et al., 2018), demandando cautela e monitoração cardiovascular. Esses achados corroboram estudos prévios, demonstrando variabilidade interespecífica na resposta.

As fenotiazinas, principalmente a acepromazina, são frequentemente empregadas como pré-medicação anestésica em aves. Este fármaco exibe propriedades sedativas, ansiolíticas e antieméticas, facilitando o manejo e a indução anestésica, além de permitir a redução das doses de outros agentes anestésicos, minimizando seus efeitos adversos (Gunkel e Lafortune, 2005). Entretanto, seu potencial hipotensor requer cautela em pacientes com instabilidade cardiovascular, com ênfase na monitoração hemodinâmica e no ajuste preciso da dose (Gunkel & Lafortune, 2005; Ludders, 2015; Hawkins & Griffenhagen, 2022). De forma similar os agonistas alfa-2 adrenérgicos, como a xilazina e a medetomidina, desempenham um papel fundamental na anestesia aviária. A xilazina, apesar de sua eficácia como sedativo e analgésico, apresenta risco de bradicardia e hipotensão, necessitando de monitoração cardiovascular contínua e criteriosa (Gunkel & Lafortune, 2005). A medetomidina, um agonista alfa-2 mais potente, oferece a vantagem da reversibilidade com atipamezole, característica compartilhada com outros agonistas alfa-2, como a dexmedetomidina. Essa reversibilidade permite um controle mais preciso da sedação e favorece uma recuperação mais rápida e suave (Ludders, 2015).

A eficácia e a segurança da medetomidina, especialmente em protocolos anestésicos combinados, são corroboradas por Hawkins e Griffenhagen (2022), que destacam sua relevância na analgesia perioperatória.

4 CONCLUSÃO E CONSIDERAÇÕES FINAIS

A anestesia total intravenosa (TIVA) em aves ainda é um campo incipiente, com a maioria dos estudos concentrando-se nos fármacos propofol e alfaxalona. A ampla diversidade de espécies aviárias dificulta a padronização de doses e protocolos anestésicos, reforçando a necessidade de individualização terapêutica. A combinação de fármacos, visando a anestesia balanceada, demonstra potencial para otimizar a analgesia, reduzir as doses individuais e minimizar os efeitos adversos. A TIVA surge como uma alternativa promissora, especialmente quando a anestesia inalatória é contraindicada. No entanto, o número limitado de estudos com determinadas espécies e fármacos restringe a generalização dos resultados.

A heterogeneidade dos estudos disponíveis limita as comparações diretas e a extrapolação dos achados. A escassez de pesquisas com certas espécies e classes farmacológicas limita o escopo das conclusões. Para aprofundar o conhecimento nesta área, são necessários estudos mais abrangentes, com maior número de animais, protocolos padronizados e avaliação de novas combinações de fármacos. Investigações farmacocinéticas e farmacodinâmicas específicas para as diferentes espécies aviárias são cruciais para o avanço do campo.

Na prática clínica, os resultados desta revisão devem ser aplicados com cautela, considerando as limitações metodológicas e a variabilidade interespecífica. Recomenda-se a consulta a múltiplas fontes de informação e a individualização da anestesia para cada paciente. A monitoração rigorosa dos parâmetros fisiológicos é fundamental para garantir a segurança e o bem-estar das aves. Esta revisão contribui como fundamento para o desenvolvimento de protocolos anestésicos mais seguros e eficazes, estimulando a pesquisa e a inovação em técnicas anestésicas em aves.

REFERÊNCIAS

- ARAÚJO, K. S. M.; NUNES, T. L.; OLIVEIRA, M. G. C.; PAIVA, A. L. C.; OLIVEIRA, M. F.; PAULA, V. V. Uso do propofol na indução anestésica de emas (*Rhea americana americana*). *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 33, n. 9, p. 1121-1124, set. 2013.
- BAILEY, T. A.; TOOSI, A.; SAMOUR, J. H. Anaesthesia of cranes of alphaxalone/alphadalone. *The Veterinary Record*, v. 145, n. 3, p. 84-85, 1999.
- BELLIDO, V. M.; VETTORATO, E. Clinical review of the pharmacological and anaesthetic effects of alfaxalone in dogs. *Journal of Small Animal Practice*, v. 63, n. 5, p. 341-361, 2022.
- BIGBY, S. E.; CARTER, J. E.; BAUQUIER, S.; BETHS, T. Use of Propofol for Induction and Maintenance of Anesthesia in a King Penguin (*Aptenodytes patagonicus*) Undergoing Magnetic Resonance Imaging. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, v. 30, n. 3, p. 237-242, 2016.
- BRANDÃO, J. et al. Cardiovascular tolerance of intravenous lidocaine in broiler chickens (*Gallus gallus domesticus*) anesthetized with isoflurane. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, v. 41, n. 1, p. 1-7, 2015.
- CIBOTO, R. et al. Comparison of chemical restraint techniques in ostrich (*Struthio camelus*). *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 8, n. 2, p. 119-123, abr./jun. 2006.
- CULLEN, L. K. et al. Ostrich anaesthesia: xylazine premedication followed by alphaxalone/alphadolone and isoflurane. *Australian Veterinary Journal*, v. 72, n. 4, p. 153-154, 1995.
- DACUNHA, A. F. et al. Pharmacokinetics of lidocaine and its active metabolite monoethylglycinexylidide after single intravenous administration in chickens (*Gallus domesticus*) anesthetized with isoflurane. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, v. 35, n. 6, p. 604-607, 2012.
- FERRIER, D. C.; KIELY, J.; LUXTON, R. Propofol detection for monitoring of intravenous anaesthesia: a review. *J Clin Monit Comput*, v. 36, n. 2, p. 315-323, 2022.
- FITZGERALD, G.; COOPER, J. E. Preliminary studies on the use of propofol in the domestic pigeon (*Columba livia*). *Research in Veterinary Science*, v. 49, n. 3, p. 334-338, 1990.
- GUIMARÃES, L. D. et al. Avaliação de duas doses de propofol para infusão contínua em pombos domésticos. *Acta Scientiae Veterinariae*, Porto Alegre, v. 34, n. 3, p. 325-329, 2006.
- HAWKINS, M. G. et al. Effects of three fentanyl plasma concentrations on the minimum alveolar concentration of isoflurane in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *American Journal of Veterinary Research*, v. 79, n. 6, p. 600-606, 2018.
- HAWKINS, M. G. et al. Pharmacokinetics and anesthetic and cardiopulmonary effects of propofol in red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*) and great horned owls (*Bubo virginianus*). *American Journal of Veterinary Research*, v. 64, n. 6, p. 677-683, jun. 2003.

JIANG, J. et al. Propofol differentially induces unconsciousness and respiratory depression through distinct interactions between GABAA receptor and GABAergic neuron in corresponding nuclei. *Acta Biochimica et Biophysica Sinica*, v. 53, n. 8, p. 1076-1087, ago. 2021.

KRUSE, T. N. et al. Pharmacokinetics and pharmacodynamics of alfaxalone after a single intramuscular or intravascular injection in mallard ducks (*Anas platyrhynchos*). *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, v. 42, n. 6, p. 713-721, 2019.

LOPES, M. G. et al. Seizure-like reactions induced by propofol in dogs: prevalence and clinical insight. *Concilium*, v. 24, n. 5, p. 482-491, 2024.

MACHIN, K. L.; CAULKETT, N. A. Cardiopulmonary effects of propofol and a medetomidine-midazolam-ketamine combination in mallard ducks. *American Journal of Veterinary Research*, v. 59, n. 5, p. 598-602, 1998.

MÜLLER, K.; HOLZAPFEL, J.; BRUNNBERG, L. Total intravenous anaesthesia by boluses or by continuous rate infusion of propofol in mute swans (*Cygnus olor*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, v. 38, n. 4, p. 286-291, 2011.

ONO, K. et al. Effects of Alfaxalone on the Induction and Maintenance of Total Intravenous Anesthesia in Gentoo Penguins (*Pygoscelis papua*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*, v. 37, n. 1, p. 13-21, 2023.

LUDDERS, J. W. Comparative Anesthesia and Analgesia of Birds. In: RIMMER, M. L.; GOSSELIN, J. R. (org.). *Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia*. 6. ed. John Wiley & Sons, 2015. cap. 43, p. 800-816.

SANTOS, E. A. R. Total intravenous anesthesia in domestic chicken (*Gallus gallus domesticus*) with propofol alone or in combination with methadone, nalbuphine or fentanyl for ulna osteotomy. 2020. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2020.