

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**BLOQUEIO ANESTÉSICO DOS NERVOS
ISQUIÁTICO E FEMORAL GUIADO POR ESTIMULADOR
NEURAL EM GALINHAS (*Gallus gallus domesticus*)**

Helen Roberta Amaral da Silva

Médica Veterinária

2020

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP
CÂMPUS DE JABOTICABAL

**BLOQUEIO ANESTÉSICO DOS NERVOS ISQUIÁTICO E
FEMORAL GUIADO POR ESTIMULADOR NEURAL EM
GALINHAS (*Gallus gallus domesticus*)**

Pós-graduanda: Helen Roberta Amaral da Silva

Orientador: Prof. Dr. Newton Nunes

Coorientadora: Profa. Dra. Ana Paula Gering

Tese apresentada à Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp,
Câmpus de Jaboticabal, como parte das
exigências para a obtenção do título de
Doutor em Cirurgia Veterinária.

S586b

Silva, Helen Roberta Amaral da

Bloqueio anestésico dos nervos isquiático e femoral guiado
por estimulador neural em galinhas (*Gallus gallus domesticus*) /
Helen Roberta Amaral da Silva. -- Jaboticabal, 2020

55 p. : tabs., fotos

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp),
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal

Orientador: Newton Nunes

Coorientadora: Ana Paula Gering

1. Anestesia local. 2. Aves. 3. Membro posterior. 4.
Neuroestimulador. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da
Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal. Dados fornecidos pelo
autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Helen Roberta Amaral da Silva – Nasceu em 20 de março de 1989, na cidade de Açailândia, estado do Maranhão, filha de Maria Eudenice Amaral da Silva e Roberto Carlos Mendes da Silva. Coursou Medicina Veterinária de 2007 a 2011 na Universidade Federal do Tocantins (UFT), em Araguaína, Tocantins. Em 2013 ingressou no Programa de Residência Multiprofissional em Clínica, Cirurgia e Anestesiologia de Animais de Companhia na UFT, o qual foi concluído em 2015. Neste mesmo ano, ingressou no Programa de Pós-graduação em Cirurgia Veterinária, com ênfase em Anestesiologia Veterinária, curso de mestrado, na Universidade Estadual Paulista, Júlio de Mesquita Filho (UNESP), Câmpus de Jaboticabal, tendo sido bolsista da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), sob orientação do Professor Doutor Newton Nunes, concluindo o curso em 2016. Neste mesmo ano, ingressou no mesmo programa de Pós-graduação para o curso de doutorado, sob orientação do Professor Doutor Newton Nunes, tendo sido bolsista da CAPES, por dois anos, em seguida ingressou na UFT, Câmpus de Araguaína, onde atuou, por seis meses como professora substituta na área de Anestesiologia Veterinária. Em 2018 ingressou no Centro Universitário Católica do Tocantins, em Palmas, Tocantins como Médica Veterinária Responsável Técnica da Clínica Universitária desta instituição, aonde atua até o momento.

“Sucesso é uma ciência; se tiveres as condições, tens os resultados.”

Oscar Wilde

DEDICATÓRIA

À minha avó Maria do Carmo Amaral, que do céu
compartilha o tão sonhado título de doutora da sua
neta!

A DEUS...

Ao meu querido Deus! Por todo cuidado em cada passo dessa caminhada tão árdua que foi a pós-graduação. Por segurar a minha mão e colher as minhas lágrimas quando ninguém as via. Porque mesmo no deserto esteves comigo, me mostrando que eras Deus na minha vida.

*“Deus, só Você sabe o que passei pra chegar até aqui
Toda a montanha, tudo o que eu atravesssei, quase parei
Tanto tropeço e espinho, não aguentava mais andar
Deus, quantas vezes me perdi no caminho que eu mesmo criei
Nele vi muitas saídas que eu tinha certeza que era Você
Deus, eu corri sem cessar, quando eu caí me ergueu.”*

Me deixe aqui – Preto no Branco

*“Eu olhei a tristeza nos olhos e sorri
Mesmo quebrantado pela vida que escolhi
Da janela eu vi cada estação fugir
Como as árvores eu permaneço no mesmo lugar
No outono, no inverno, eu espero primavera chegar
Da estrada eu quis retornar pra onde parti
Da distância avistei a alegria e a esperança
Das migalhas que desperdiçamos faremos jantar
Eu voltaria atrás pra tentar me avisar
Que o caminho será escuro
Mas que Cristo é a luz do mundo”*

17 de janeiro – Os Arrais

*“Sou mais que um vencedor
Sendo que eu sempre fui o segundo em tudo que eu vivi
Eu fui encontrado
Sendo que eu sempre fui o esquecido em tudo que eu vivi*

Mais – Os Arrais

AO MEU ESPOSO MAX...

Obrigada por largar tudo! Obrigada por seguir-me aonde vou! Obrigada por me acompanhar, me incentivar, por acreditar em mim quando ninguém mais acreditou! Obrigada por sonhar os meus sonhos! Obrigada por tornar os meus sonhos os seus!

Te amo!

*“Meu bem me dê a sua mão
Ao entrarmos juntos na embarcação
Pro outro lado do mar
Além do que o olho vê
Com o vento em nosso favor
Não temos o que temer*

*Tempestades certamente irão nos alcançar
Longe no alto mar sem uma estrela a nos guiar
Mas a calmaria virá
Com águas tranquilas em mãos
Na luz que dá nome à manhã
Mais perto estaremos do lar*

*Meu bem não esqueça caneta e papel
Pra pôr em palavras o que iremos ver
Na rota diante de nós
Descrita por nossas mãos
O que mapas não podem dizer
Com traços, com pontos, e vãos*

*Meu bem me dê a sua mão
Ao entrarmos juntos na embarcação”*
Caneta e papel – Os arrais

À MINHA FAMÍLIA...

Agradeço à minha mãe, Maria Eudénice Amaral da Silva, mulher que me deu a vida. E se preciso fosse daria a sua vida por mim sem sombras de dúvida! Alguém que sempre me apoiou, me acolheu, me confortou. Sempre esteve a disposição em todos os momentos, mesmo à distância se faz presente! Obrigada por todo amor e dedicação.

Agradeço ao meu pai, Roberto Carlos Mendes da Silva, um homem por vezes rude e nem sempre presente, mas alguém que nunca mediu esforços para me ver estudar e ser alguém na vida. Tudo o que faço é para ter um pouco da sua atenção e para encher-lhe de orgulho.

Agradeço ao meu irmão André Amaral da Silva, sempre amigo e presente. Obrigada por tudo!!!

*“Ganhei um presente do Senhor
Cuido dela com amor
Minha família, meu tesouro.
Eu sei que problemas vão surgir
Mas juntos vamos conseguir
Estamos firmados no amor
Sei que não somos perfeitos
Mas sempre prevalece o perdão
Minha família guardo no meu coração.*

*Eu não troco ela por nada no mundo
A minha família meu porto seguro
Eu amo estar com ela seja onde for
Família é um projeto do Senhor.
Edifiquei minha casa, levantei um altar
Hoje Jesus habita dentro do meu lar
Quero te agradecer por tudo que me deu
A minha família é um presente de Deus”*

Família Edificada – Banda Som e Louvor

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho e ao Programa de Pós-Graduação em Cirurgia Veterinária da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - Unesp Câmpus de Jaboticabal pela oportunidade de realizar o doutorado.

Agradeço ao meu orientador professor Dr. Newton Nunes, pela confiança e pela oportunidade ao me aceitar como orientada ainda em 2015 sem nem me conhecer. Obrigada por acreditar em mim! Obrigada por ser amigo e conselheiro nas horas difíceis. Mesmo sem saber, suas palavras foram consolo e força nas horas em que eu pensava em desistir de tudo. Obrigada por dividir sua experiência e conhecimento. Obrigada por ser exemplo de pessoa, professor, amigo e pai.

Agradeço à minha coorientadora professora Dra. Ana Paula Gering. Sua força e determinação são exemplos! Obrigada pela oportunidade de aprender com você. Ainda em 2010 você me inspirou a seguir a área de Anestesiologia. Se cheguei aonde estou, saiba que você tem grande parcela nisso. Você é exemplo de pessoa, mulher, profissional e amiga! Obrigada por tudo! Mesmo de longe você é inspiração!

Agradeço ao Centro Universitário Católica do Tocantins pela disponibilidade de espaço, equipamentos e animais para a realização do experimento.

Agradeço à professora Dra. Karina Perehouskei Albuquerque e ao professor Dr. Peter Gaberz Kirschnik por todo apoio para realização da parte prática do experimento.

Agradeço à professora Dra. Ana Carolina Muller Conti por todo apoio na estatística.

Agradeço à aprimoranda Pâmilla Gabrielle Alexandre Souza e às alunas Amanda Jury Nakamura e Anne Kaline da Silva Guimarães pela ajuda nos dias de experimento. Sem vocês o experimento não teria acontecido de forma tão divertida.

SUMÁRIO

CERTIFICADO DA COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS	ii
Resumo	iii
Abstract.....	iv
LISTA DE TABELAS	v
LISTA DE FIGURAS	vi
1. INTRODUÇÃO	1
2. OBJETIVOS.....	2
2.1. Objetivos gerais	2
2.2. Objetivos específicos	2
3. REVISÃO DE LITERATURA	2
3.1 Anatomia do plexo lombossacro em aves.....	2
3.2 Anestesias em aves	4
3.3. Anestesia local	6
4. MATERIAL E MÉTODOS.....	9
4.1 Aspectos Gerais	9
4.2 Animais	9
4.3. Delineamento Experimental	9
4.4 Método estatístico.....	16
5. RESULTADOS	16
5.1 Avaliação motora	16
5.3 Avaliação sensorial.....	18
6. DISCUSSÃO	20
7. CONCLUSÕES	25
8. REFERÊNCIAS	26

CERTIFICADO DA COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS



CERTIFICADO DA CEUA-UniCatólica

Certificado Nº: 002/2019

Instituição onde será desenvolvida a atividade/projeto: Centro Universitário Católica do Tocantins.

Certificamos que o projeto intitulado:

“Bloqueio dos nervos ciático e femural, guiado por estimulador de neural, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*)”, protocolo Nº 002E/2019, sob a responsabilidade de Karina Perebouskei Albuquerque Salgado e da colaboradora Helen Roberta Amaral da Silva - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica (ou ensino), encontram-se de acordo com os preceitos da Lei Nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto Nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovado pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS do Centro Universitário Católica do Tocantins (CEUA-UniCatólica), em reunião de 28/01/2019.

Palmas, 28 de janeiro de 2019.

Joselaine Viganó

Joselaine Viganó
 Coordenadora da CEUA-UniCatólica

Finalidade	☐ Ensino ☒ Pesquisa
Vigência da autorização	☒ 1º semestre ☐ 2º semestre ☐ ambos
Espécie/linhagem/raça	Aves/Peito duplo
Nº total de animais	40
Peso/Idade	3 a 4 kg/não especificado
Sexo	☐ macho ☒ fêmea
Origem	UniCatólica

BLOQUEIO ANESTÉSICO DOS NERVOS ISQUIÁTICO E FEMORAL GUIADO POR ESTIMULADOR NEURAL EM GALINHAS (*Gallus gallus domesticus*)

Resumo: Avaliou-se a eficácia e a duração do bloqueio dos nervos isquiático e femoral, guiado por estimulador neural, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*). Foram utilizados 32 animais da linhagem Peito Duplo, distribuídos aleatoriamente em quatro grupos: Controle (GC), lidocaína (GL), bupivacaína (GB) e lidocaína associada à bupivacaína (GLB). As doses utilizadas foram 2mg/kg de bupivacaína e 4mg/kg de lidocaína. Sob anestesia com isoflurano, foi realizado o bloqueio dos nervos isquiático e femoral esquerdo, guiado por estimulador neural com técnica adaptada a partir da descrita por Mahler e Adogwa (2008), para cães. Os testes sensoriais e motores foram previamente à indução anestésica (M0), cinco minutos após o despertar, a cada cinco minutos até cessar a reação ao estímulo e, então a cada dez minutos até a recuperação da resposta, ou num período máximo de duas horas. Os dados foram submetidos à análise de variância não paramétrica de Friedman e os efeitos de grupo e momento foram analisados por meio da análise de variância não paramétrica de Kruskal Wallis. Admitiu-se nível de significância de 0,05. Os grupos GC e GL não apresentaram diferenças entre si, ao longo do tempo, tanto na avaliação motora quanto sensorial. Os grupos GB e GLB apresentaram diferença dos 10 aos 90 minutos e dos 10 aos 60 minutos, nos reflexos motores e sensoriais, respectivamente. Os Grupos GC e GL apresentaram semelhanças com o GB e GLB apenas nos momentos M0 e após os 110 minutos na avaliação dos reflexos. Conclui-se que a bupivacaína é considerada segura e eficaz, já a lidocaína na dose e concentração utilizadas não foi eficiente, para bloqueio dos nervos propostos, nesta espécie. A técnica é factível para bloqueio dos nervos isquiático e femoral, em galinhas.

Palavras chaves: Anestesia local, aves, membro posterior, neuroestimulador.

SCIATIC AND FEMORAL NERVE BLOCK GUIDED BY NEURAL STIMULATOR IN CHICKENS (*Gallus gallus domesticus*)

Abstract The effectiveness and duration of sciatic and femoral nerve block, guided by neural stimulator, in chickens (*Gallus gallus domesticus*) were evaluated. 32 animals of the Double Breast lineage were used, randomly distributed in four groups: Control (CG), lidocaine (GL), bupivacaine (GB) and lidocaine associated with bupivacaine (GLB). The doses used were 2mg / kg of bupivacaine and 4mg / kg of lidocaine. Under anesthesia with isofluorane, the sciatic and left femoral nerves were blocked, guided by a neural stimulator with a technique adapted from that described by Mahler and Adogwa (2008), for dogs. Sensory and motor tests were performed prior to anesthetic induction (M0), five minutes after awakening, every five minutes until the reaction to the stimulus ceased, and then every ten minutes until the response had recovered, or within a maximum period of two hours. The data were subjected to Friedman's nonparametric analysis of variance and the effects of group and moment were analyzed using Kruskal Wallis's nonparametric analysis of variance. A 0.05 significance level was assumed. The CG and GL groups did not show differences between themselves, over time, both in motor and sensory evaluation. The GB and GLB groups showed a difference from 10 to 90 minutes and from 10 to 60 minutes, in motor and sensory reflexes, respectively. Groups GC and GL showed similarities with GB and GLB only at M0 moments and after 110 minutes in the assessment of reflexes. It is concluded that bupivacaine is considered safe and effective, since lidocaine in the dose and concentration used was not efficient for blocking the proposed nerves in this species. The technique is feasible for sciatic and femoral nerve block in chickens.

Keywords: Birds, local anesthesia, neurostimulator, hind limb.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Escores para avaliação da resposta ao estímulo motor do membro pélvico bloqueado, em galinhas (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	16
Tabela 2 - Escores para avaliação da resposta ao estímulo sensorial do membro pélvico bloqueado, em galinhas (<i>Gallus gallus domesticus</i>)	16
Tabela 3 – Valores das medianas, primeiro e terceiro quartil dos escores de avaliação motora, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB).....	17
Tabela 4 – Valores das medianas, primeiro e terceiro quartil dos escores de avaliação sensorial, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB).....	19

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1** - Membro pélvico de galinha (*Gallus gallus domesticus*). A: Vista lateral do membro pélvico esquerdo após dissecação de músculos. 1: Crista trocantérica; Seta larga preta: N. isquiático. B. Vista medial do membro pélvico direito após dissecação. 2: Face articular acetabular; Seta branca: artéria e veia femoral; seta preta fina: N. femoral; a: ramo lateral do N. femoral; b: ramo medial do N. femoral..... **04**
- Figura 2** - Membro pélvico esquerdo de galinha (*Gallus gallus domesticus*). A - Vista lateral. Extensa área de dispersão do azul de metileno 1% ao redor dos nervos, representada pela área dos tecidos adjacentes tingida de azul e em destaque o N. Isquiático (Seta Branca). B - Vista medial. Pigmentação em azul com o N. femoral (Seta preta) em destaque. Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária..... **10**
- Figura 3** - Neurolocalizador. A – Neurolocalizador DL 250 – Delta Life, com polo positivo (Cabo vermelho) e cabo para acoplar a agulha (Cabo preto). B – Agulha para neurolocalizador..... **12**
- Figura 4** - Representação esquemática do acesso ao n. isquiático. A – Desenho esquemático de esqueleto de galinha (*Gallus gallus domesticus*) com destaque na região onde se localizam os marcos anatômicos para realização do bloqueio do n. Isquiático. B – Imagem fotográfica de membro pélvico esquerdo de galinha (*Gallus gallus domesticus*), após exérese de tecido cutâneo, demonstrando linha imaginária entre o trocanter femoral e a espinha dorsal do ísquio e uma segunda linha transversal, no terço cranial desta. O ponto de intercessão de ambas (ponto amarelo) indica o local de inserção da agulha..... **13**
- Figura 5** - Representação esquemática do acesso ao n. femoral. A Vista medial de membro pélvico de galinha após retirada das penas para identificação do local de acesso ao nervo femoral. B – Após retirada da pele, é possível identificar a inserção dos músculos, demarcando o ponto para introdução da agulha (Ponto Amarelo) **14**
- Figura 6** - Distribuição esquemática dos momentos de colheitas das variáveis de interesse, ao longo do tempo **15**
- Figura 7** - Medianas dos escores de avaliação motora, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB) **18**
- Figura 8** - Medianas dos escores de avaliação sensorial, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB) **19**

1. INTRODUÇÃO

É notável a recente introdução de espécies exóticas, dentre elas as aves silvestres, como animais de companhia. Como consequência houve o aumento no interesse pela criação e comercialização legalizada de animais de cativeiro. Nesse sentido, há necessidade de o Médico Veterinário acompanhar essa tendência, aprimorando os conhecimentos e cuidados relativos a estes animais de fisiologia e comportamento tão diferentes dos seus pacientes habituais (Hueza, 2008; Werther, 2004).

As aves possuem o sinsacro, fusão das vértebras sacrais e lombares o que inviabiliza a execução de técnicas como a anestesia epidural. Esta técnica de anestesia regional permite analgesia prolongada além de possibilitar o uso de menores doses de anestésicos gerais, melhor controle do plano anestésico e, certamente, maior segurança, em procedimentos cirúrgicos em membros pélvicos.

Nesse sentido, não seriam interessantes estudos relativos a bloqueios do membro pélvico em aves, já que a anestesia epidural não é possível? Não seria importante o estudo de técnicas e doses que viabilizem um procedimento simples, pouco oneroso e que traz benefícios para os pacientes?

A galinha doméstica é uma espécie que foi domesticada, possibilitando melhor acesso e facilidade de manuseio, sendo um importante modelo experimental, cujos estudos forneceria informações cruciais para o cuidado desta e de tantas outras espécies de aves.

De modo a responder estas questões objetivou-se, com esse trabalho, estudar a eficácia do bloqueio anestésico avaliando reflexos sensitivo e motor dos nervos isquiático e femoral, guiado por neuroestimulador, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivos gerais

Pelo presente objetivou-se avaliar a eficiência do bloqueio anestésico dos nervos isquiático e femoral guiado por estimulador neural em galinhas domésticas (*Gallus gallus domesticus*), comparando três protocolos (lidocaína, bupivacaína e lidocaína associada à bupivacaína).

2.2. Objetivos específicos

- Verificar a eficácia da dose, concentração de administração propostos para o bloqueio dos nervos isquiáticos e femoral para anestesia do membro pélvicos, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).
- Avaliar a latência, duração e eficácia dos bloqueios sensitivo e motor do membro pélvico por meio do bloqueio dos nervos isquiático e femoral, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).
- Determinar se a técnica proposta permite acesso para o bloqueio anestésico dos nervos isquiático e femoral, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).
- Verificar a viabilidade do uso de estimulador neural, na espécie em estudo.

3. REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Anatomia do plexo lombossacro em aves

Os nervos são estruturas constituídas por fibras nervosas, envoltas por tecido conjuntivo que unem o sistema nervoso central ao periférico (Machado, 2014). Os nervos espinhais das aves são organizados de forma semelhante aos dos mamíferos não diferindo em relação à quantidade e nomes (Dubbeldam, 1993).

Os nervos do plexo lombossacral se originam da intumescência lombossacral da medula espinhal que está acomodada no segmento fusiforme e expandido do sinsacro (Baumel, 1986). Em galinhas, está localizado ao longo da coluna lombar e sacral, se subdividindo em plexos lombar, isquiático e

podendo (Schwarze e Schoröder, 1979) e são responsáveis pela inervação do membro pélvico (King e Mclelland, 1984).

O plexo sacral inerva a face lateral do membro, sendo o isquiático o maior nervo deste plexo, em avestruzes. Ele emerge da pelve através do forame isquiático e segue em sentido distal, enviando ramos para os músculos iliofibular, flexor crural lateral e medial e o iliotrocantérico externo (Fig. 1-A) (El-Mahdy et al., 2010), corroborando os achados em frangos de Koch, (1973) e Baumel, (1986).

El-Mahdy e colaboradores (2010) afirmam que o principal ramo que deriva do plexo lombar é o nervo femoral e emerge do sinsacro, na altura da superfície do ílio pré-acetabular e que inerva os músculos do quadríceps femoral, grácil, sartório, íliaco e psoas maior e, o aspecto caudal da cápsula articular da articulação do joelho, em avestruzes, corroborando estudos prévios de Schwarze e Schoröder, (1979), Nickel, Schumme e Seiferle (1977) e Koch (1973) em seus achados para frangos (Fig. 1-B).

Em suma, os principais nervos do plexo lombossacro, em aves são os nervos isquiático e femoral, que são responsáveis pela inervação sensitiva e motora do membro pélvico (SCHWARZE e SCHORÖDER, 1979; NICKEL, SCHUMME e SEIFERLE, 1977; KOCH, 1973). Portanto, o bloqueio anestésico destes nervos é uma opção em caso de cirurgias, nesses membros, já que não é possível o uso da técnica por via epidural.

Com base nesses estudos, é possível notar a semelhança da anatomia das aves em relação aos mamíferos (Dubbeldam, 1993), o que fornece subsídios para a realização de estudos e assim a padronização de técnicas anestésicas para bloqueio de nervos periféricos, como o isquiático e femoral. D-Ovidio, Noviello e Adami, (2014) realizaram o bloqueio dos nervos isquiático e femoral em aves de rapina guiados por neurolocalizador e sugerem que a técnica é viável e poderia ser aplicada em ambiente clínico.

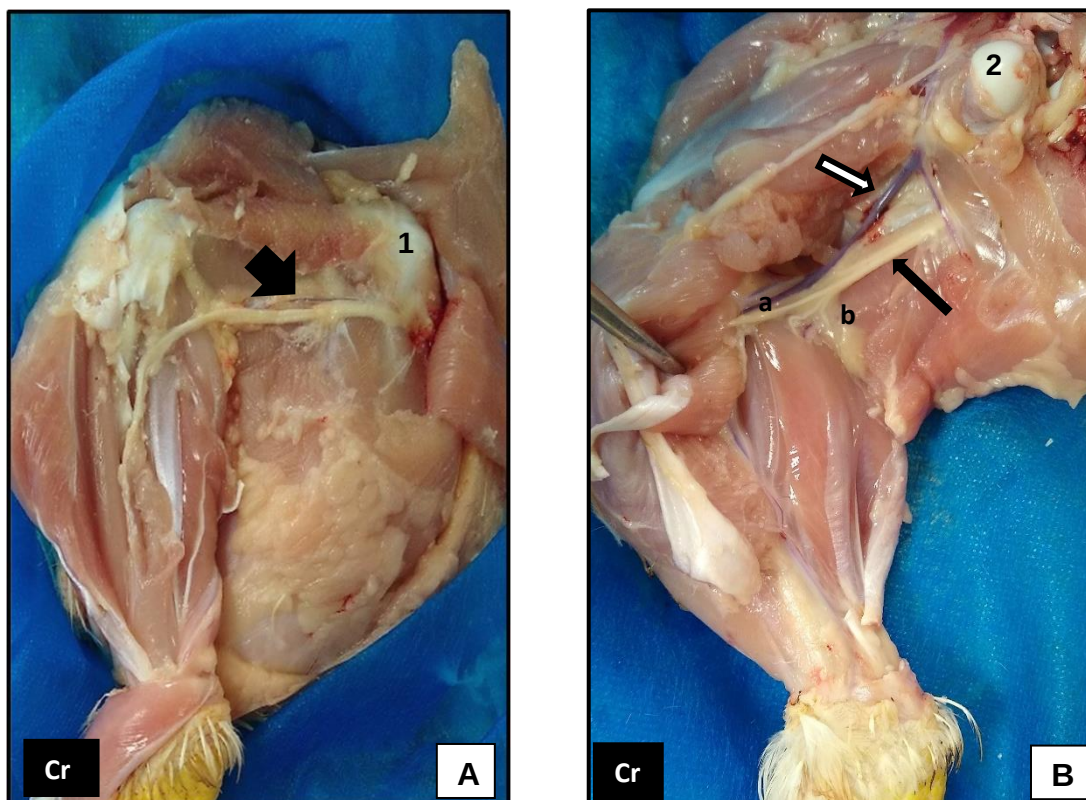


Figura 1 - Membro pélvico de galinha (*Gallus gallus domesticus*). A: Vista lateral do membro pélvico esquerdo após dissecação de músculos. 1: Crista trocantérica; Seta larga preta: N. isquiático. B: Vista medial do membro pélvico direito após dissecação. 2: Face articular acetabular; Seta branca: artéria e veia femoral; seta preta fina: N. femoral; a: ramo lateral do N. femoral; b: ramo medial do N. femoral. Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária – UNESP - FCAV, 2020.

3.2 Anestesias em aves

É importante frisar que a anestesia em aves difere muito da anestesia em mamíferos, pois estas possuem características anatômicas e fisiológicas distintas (Uzun et al., 2003). Por exemplo, o sistema respiratório é constituído de vias aéreas superiores, nove sacos aéreos e um pulmão parabronquial que não possui alvéolos. Isso associado à frequência respiratória alta e a uma pequena massa corporal, faz com que essas espécies sejam extremamente sensíveis a hipotermia (Nunes et al., 2006; Massone, 2011).

Outra característica primordial das aves é que elas tendem a se estressar mais facilmente, quando manipuladas e quando colocadas em ambientes que não estão habituadas (Edling, 2006). Nesse caso, o manuseio deve ser cuidadoso e em locais calmos, aquecidos e silenciosos (Abou-Madi, 2001).

Quanto ao jejum, há controvérsia entre os autores. Massone (2011) recomenda que deve ser realizado para que haja o completo esvaziamento do

trato gastrointestinal superior e para que não ocorra regurgitação e refluxo. Já Ludders e Matthews (2013) afirmam que pode ocorrer hipoglicemia no período transanestésico devido ao metabolismo acelerado e pouca reserva de glicogênio que esses animais possuem.

Em relação à Medicação Pré-Anestésica (MPA) fármacos como os benzodiazepínicos causam relaxamento muscular adequado e podem ser administrados pela via intramuscular ou intranasal (Vesal e Zare, 2006; Massone, 2011). Os agonistas dos receptores alfa-2 podem ser usados nesses pacientes, por promoverem sedação e analgesia. A detomidina, por via intranasal causou boa sedação, em canários, já a xilazina não proporcionou sedação suficiente (Vesal e Eskandari, 2006).

Os opioides, na MPA, causam boa analgesia e reduzem a concentração requerida de anestésico volátil para a indução e manutenção anestésica (Curro 1994; Curro et al., 1994; Abou-Madi, 2001; Pavez et al., 2011; Escobar et al., 2012). Existem poucos estudos com uso de opioides em aves e, a maioria deles descreve o butorfanol, um fármaco cuja analgesia é controversa (Paul-Murphy et al., 1999; Escobar et al., 2012).

Anestésicos gerais injetáveis podem ser usados para procedimentos curtos como exames, curativos ou mesmo indução anestésica. É importante frisar que o índice terapêutico é menor quando comparado ao uso em mamíferos (Guimarães e Moraes, 2000; Fantoni e Cortopassi, 2002; Ludders, 2015). As vantagens no uso dessa classe de fármacos, em aves incluem a administração rápida, baixo custo e pouca necessidade de equipamentos. Dentre as desvantagens destacam-se a dificuldade de administração de um volume seguro em aves pequenas, difícil manutenção de plano anestésico e recuperação prolongada (Ludders, 2015).

A anestesia inalatória propicia maior controle do plano anestésico, melhor oxigenação e recuperação (Gunkel e Lafortune, 2005; Ludders, 2015). As aves possuem particularidades que exigem habilidade do profissional no uso da anestesia inalatória, uma vez que a dose para provocar imobilidade é muito próxima da que provoca apneia (Ludders et al., 1990). O circuito utilizado pode ser o Mapleson (Bain) ou com T de Ayres (Baraka). Ambos fornecem pouca resistência à ventilação espontânea (Ludders e Matthews, 2013).

O uso do isoflurano garante maior segurança quando comparado a outros anestésicos inalatórios (Altman, 1998). Ele promove melhor estabilidade de plano anestésico do que o halotano, sendo o anestésico de escolha para aves (Dohoo, 1990; Olkowski e Classen, 1998). Seu uso deve ser cauteloso pois pode promover depressão respiratória (Ludders et al, 1990), sendo que em galinhas se mostrou mais depressor que o halotano (Guimarães, 1999).

Para indução anestésica, é indicado numa concentração que varia de 2 a 3V% (Olkowski e Classen, 1998), podendo chegar a 5V% (Bennett, 1992), já para a manutenção é necessário entre 1 a 2V% (Bennett, 1992; Olkowski e Classen, 1998). Com uso de máscara, a indução pode durar em torno de um a dois minutos (Bennett, 1992) e sempre se deve fornecer oxigênio puro previamente por, no mínimo, um minuto, para evitar hipoxemia em caso de apneia (Ludders, 2015). A recuperação anestésica é rápida, sendo relatado recuperação de até cinco minutos (Bennett, 1992).

A intubação pode ser realizada sem dificuldades em aves maiores de 3kg, já as menores também podem ser intubadas com o uso de sonda apropriada. Deve-se levar em consideração que as aves possuem anéis traqueais completos, portanto os tubos orotraqueais não devem possuir balonete ou o mesmo não deve ser insuflado (Edling, 2006; Ludders, 2015).

3.3. Anestesia local

O uso de anestésicos locais (AL) tem se difundido nos últimos anos. Após se difundirem pela membrana da célula nervosa, ocupam os canais sódio e, consequentemente, impedem o influxo desse íon, bloqueando a condução e propagação do impulso nervoso da periferia para o Sistema Nervoso Central (SNC) (Massone, 2011). Dessa forma, ocorre, de forma reversível, a perda da sensibilidade dolorosa, térmica, tátil e da atividade motora da área bloqueada, sem causar perda da consciência do indivíduo (Massone e Cortopassi, 2010).

Segundo Futema et al., (2002) o sucesso de uma técnica de anestesia local depende de muitos fatores, como dose, concentração, tipo do fármaco, pH da solução e do meio, volume administrado, mudanças na posição do membro, local de injeção, conformação tecidual e estruturas adjacentes ao nervo a ser bloqueado. Massone e Cortopassi (2010), afirmam ainda que a ação de um

anestésico local é mais eficiente quando há menos tecido conectivo e menor vascularização no local da injeção.

É importante o conhecimento da anatomia para o sucesso do bloqueio anestésico, pois as diferenças entre as espécies podem dificultar a realização da técnica pelo acesso sugerido. É possível encontrar muitos estudos já publicados na literatura mundial, com o uso do bloqueio anestésico do plexo braquial, que abordam diferentes técnicas, anestésicos e doses, em aves. Muitos desses estudos têm baixa taxa de sucesso, como por exemplo Figueiredo et al., (2008) que obtiveram 33% de falha em estudos com bloqueio do plexo braquial, em galinhas. Porém quando a técnica é utilizada em cães, a efetividade chega a 91,6%, com uso de estimulador neural (Futema et al., 2002).

A anestesia por via epidural é uma modalidade anestésica amplamente utilizada, em cirurgias do membro pélvico. Tem as vantagens de ser segura, reduzir a necessidade de anestésicos gerais, não necessitar de aparelhagem sofisticada e fornecer analgesia eficiente (Carvalho e Luna, 2007). Ela é caracterizada pela administração de anestésico local no espaço ao redor da dura-máter, o que causa bloqueio das raízes sensitivas e motoras dos nervos espinhais. O espaço mais comumente utilizado, nos mamíferos de pequeno porte, para administrar os fármacos situa-se entre as vértebras L₇ e S₁ para obter anestesia e analgesia dos membros pélvicos (Massone, 2011). Já as aves, por possuírem as vértebras lombares e sacrais fusionadas, o acesso epidural nessa região é inviável. Sendo assim, faz-se necessário a utilização de outras técnicas para garantir a analgesia e segurança dos procedimentos em membros pélvicos.

Outra modalidade anestésica viável, em mamíferos é o bloqueio dos nervos periféricos, como o isquiático e o femoral, por exemplo. Em aves, esta técnica pode ser utilizada para fornecer analgesia e assim ajudar a prevenir ou minimizar a ocorrência de sensibilização central, já que por via epidural não é possível (Shaver et al., 2009; Brenner et al., 2010; Da Cunha et al., 2013).

Os bloqueios podem ser realizados com o auxílio de neurolocalizadores, o que aumenta significativamente o sucesso do bloqueio (Sai et al., 2001). Essa técnica faz-se, útil em pacientes que apresentam estado de consciência alterado, comatoso ou até mesmo torporoso, (Moens, 1995) pelo fato de ser possível a redução da dose total dos anestésicos locais (Rodríguez et al., 2004). É relatado que o uso de corrente entre 0,9 e 1,2mA é suficiente para identificação e bloqueio

do nervo isquiático, em felinos (Ford et al., 1984), em aves de rapina foi possível localizar com sucesso os nervos isquiático e femoral com uma corrente de 0,4mA (D'ovidio et al., 2014). Em galinhas, foi possível realizar o bloqueio do plexo braquial uma frequência de estímulo de 2 a 5 Hz e corrente de 0,12 mA, utilizando lidocaína ou bupivacaína, que foram igualmente eficientes (Figueiredo et al., 2008).

A eficiência do bloqueio anestésico, em humanos é detectada pela perda de sensibilidade à temperatura, toque, ou à dor causada pela punção com uma agulha (Sai et al., 2000; Ababou et al., 2007; Cornish et al., 2007). Em cães despertos, pode ser avaliada pela ausência de resposta à dor ao se pressionarem os dígitos ou a membrana interdigital, ou ainda, em cães anestesiados e submetidos à cirurgia em membros, pela monitoração da frequência cardíaca, pressão arterial e escore de dor pós-operatória (Wenger et al., 2005). Em aves, a avaliação de dor é complexa pois ainda há falta de indicadores específicos para a espécie. Normalmente, elas respondem ao estímulo algico com tentativa de voo de fuga, vocalização, luta e movimentação excessiva, por exemplo (Machin 2007). Cardozo et al., (2009) sugeriu uma escala para scores, quando avaliou bloqueio de plexo braquial, em galinhas.

Mesmo com o crescimento dos estudos sobre Anestesiologia Veterinária, trabalhos relacionados ao uso de anestésicos locais em aves ainda são escassos. Pouco se sabe sobre doses adequadas e o tempo do efeito dessas substâncias. Os trabalhos sobre bloqueio locais em aves, tiveram como foco o membro superior (Figueiredo et al., 2008), pouco se avaliou sobre os seus resultados em membros inferiores.

A lidocaína é o anestésico local mais comumente utilizado na rotina clínica (Skarda e Tranquilli, 2007). Tem uma ação rápida e intensa em todos os tipos de fibra nervosa, o que lhe confere ação em bloqueios sensitivos e motores. Sua duração varia de 40 a 60 minutos, e pode ser prolongada até 90 a 120 minutos, quando associada a vasos constritores, como a adrenalina (Otero, 2005; Skarda e Tranquilli, 2007).

As doses de AL, para aves são amplamente discutidas. Brandão et al., (2015), constataram que doses de lidocaína de até 6mg/kg, em galinhas, não geram riscos de efeitos cardiovasculares, Figueiredo, et al., (2008) utilizaram 20mg/kg para bloqueio do plexo braquial, em galinhas, sem efeitos colaterais,

porém Ludders, (2015) concordam com Clyde e Paul-Marphy (1999) quando não recomendam doses acima de 4mg/kg.

A bupivacaína é um anestésico local amplamente utilizado na medicina veterinária. Possui tempo de latência de 20 a 30 minutos e efeito de três a quatro horas (Sawyer, 2008; Butterworth, 2009; Klaumann et al., 2013). Não é utilizada por via intravenosa, por apresentar efeito cardiotoxico, em potencial. É usada, principalmente quando se deseja bloqueio sensorial efetivo com disfunção motora mínima (Sawyer, 2008).

Já para bupivacaína, a dose máxima recomendada, para aves, por Ludders, (2015) é de 2mg/kg. Brenner e colaboradores, (2010) não tiveram efeitos colaterais usando esta dose de bupivacaína, em patos reais. Porém Figueiredo, et al., (2008) utilizaram 5mg/kg de bupivacaína, em galinhas sem toxicidade e efeitos neurológicos.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Aspectos Gerais

O ensaio foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da UniCatólica sob o número de protocolo 002/2019 e foi conduzido nas dependências da Clínica Universitária do Centro Universitário Católica do Tocantins, Campus II, Palmas - TO.

4.2 Animais

Foram utilizadas 32 galinhas (*Gallus gallus domesticus*), da linhagem peito duplo, com 42 dias de idade, pesando $1,86 \pm 0,5\text{kg}$, procedentes de produtor rural especializado na criação da espécie.

4.3. Delineamento Experimental

4.3.1 FASE 1.

Foi realizado um estudo anatômico com duas aves, que foram submetidas à indução anestésica com isoflurano¹, na concentração necessária à anestesia profunda, caracterizada por bom relaxamento muscular, tônus mandibular diminuído, respiração profunda e regular, reflexo corneal diminuído, reflexo

¹ Isoflurano – BioChimico - Brasil

palpebral ausente e ausência de resposta ao arrancar as penas. Em seguida uma das aves foi submetida a injeção de corante azul de metileno² a 1%, no volume de 1 mL/kg, à altura do nervo isquiático e a outra ave foi submetida à mesma técnica, porém o corante foi depositado sobre o nervo femoral. Foram respeitados os modelos de bloqueio destes nervos, seguindo a técnica descrita a seguir, baseada na sugerida por Mahler e Adogwa (2008), para cães, relativamente à profundidade das injeções e referências anatômicas para sua aplicação. Finda a realização da técnica, os animais foram submetidos à eutanásia com cloreto de potássio³, administrado por via intravenosa e, na sequência, foi feita a dissecação para identificação dos nervos do plexo lombossacro e confirmação da difusão do corante por eles.

Após dissecação da região, pôde-se observar uma grande área de dispersão do corante ao redor do nervo isquiático e do nervo femoral, respectivamente, representada pela área dos tecidos adjacentes tingida de azul (Fig. 2). Os tecidos encontravam-se pigmentados de azul nas seguintes extensões: isquiático 23,00mm e femoral 17,11mm.

² Azul de metileno PA – Alphatec – Niterói, Brasil

³ Solução de cloreto de potássio 19,1% - SAMTEC – Ribeirão Preto, Brasil

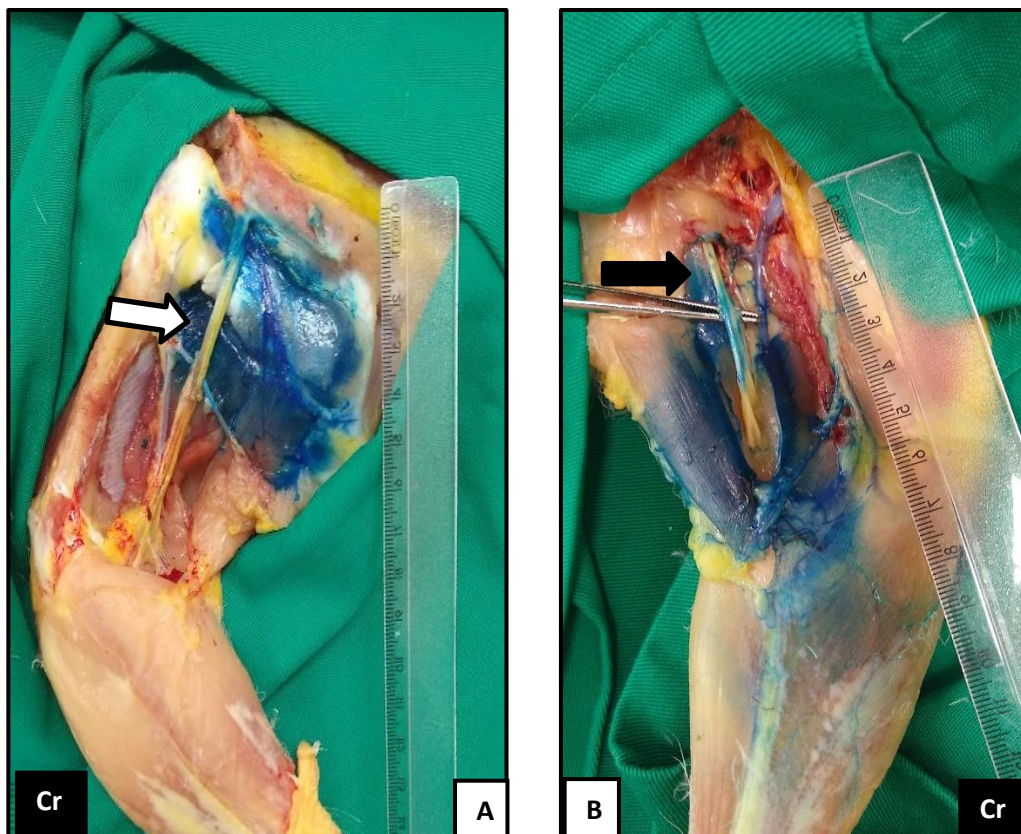


Figura 2 - Membro pélvico esquerdo de galinha (*Gallus gallus domesticus*). A - Vista lateral. Extensa área de dispersão do azul de metileno 1% ao redor dos nervos, representada pela área dos tecidos adjacentes tingida de azul e em destaque o N. Isquiático (Seta Branca). B - Vista medial. Pigmentação em azul com o N. femoral (Seta preta) em destaque. Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária – UNESP-FCAV, 2020.

4.3.2 FASE 2

Após seleção aleatória, as aves foram distribuídas em quatro grupos de oito indivíduos, denominados: Grupo Controle (GC) - solução fisiológica NaCl 0,9%⁴; Grupo Lidocaína (GL) - 4mg/kg lidocaína⁵ 2% sem vasoconstritor; Grupo Bupivacaína (GB) 2 mg/kg de bupivacaína⁶; Grupo Lidocaína com Bupivacaína (GLB) 4mg/kg para lidocaína e 2mg/kg de bupivacaína. Para todos os grupos foi padronizado o volume total de 1mL/kg. A concentração alcançada após a diluição com NaCl 0,9% foi de 0,16% e 0,2% para a lidocaína e para a bupivacaína, respectivamente. O pH das soluções foi mensurado por meio de peagâmetro⁷ antes e após a diluição com solução fisiológica.

⁴ Solução fisiológica, NaCl 0,9% - Eurofarma – São Paulo, Brasil

⁵ Cloridrato de lidocaína 2% – Hypofarma – Ribeirão das Neves, Brasil

⁶ Neocaína, Cloridrato de bupivacaína, 0,5% – Cristália – Itapira, Brasil

⁷ Peagâmetro mPA210 - MS Tecnopon Instrumentation – Piracicaba, Brasil.

As doses e fármacos de cada grupo estão descritos no quadro 1.

Grupo	Fármaco	Dose	Volume total
Controle	Solução fisiológica (NaCl 0,9%)	1mL/kg	1mL/kg
GL	Lidocaína	4 mg/kg	1mL/kg
GB	Bupivacaína	2mg/kg	1mL/kg
GLB	Lidocaína + Bupivacaína	4mg/kg + 2mg/kg	1mL/kg

Quadro 1 – Distribuição dos grupos experimentais, de acordo com o fármaco, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).

No dia do ensaio, as aves foram submetidas a jejum alimentar de quatro horas e hídrico de duas e foram mantidas em uma sala, preconizando um ambiente tranquilo e silencioso, até não haver sinais de excitação devido ao manuseio. Os testes motores e sensoriais foram realizados antes da indução anestésica (M0).

Previamente foi fornecido oxigênio a 100% por meio de máscara por 3 a 5 minutos. A indução e a manutenção da anestesia foram realizadas por meio de máscara naso-oral vedada, com isoflurano diluído em fluxo total de 1L/min de oxigênio a 100%, fornecido por circuito anestésico sem reinalação de gases, dotado de vaporizador calibrado⁸ para isoflurano, em concentração suficiente para promover relaxamento muscular adequado. As aves foram posicionadas em decúbito lateral direito, sobre colchão térmico ativo⁹, onde permaneceram durante todo o período transanestésico, mantendo-se a temperatura corporal entre 39 a 41°C.

Durante a anestesia, foi utilizado monitor multiparamétrico¹⁰ para avaliar saturação de oxihemoglobina (SpO₂) cujo sensor foi colocado sobre a artéria ulnar, frequência respiratória mensurada por movimentação torácica, frequência cardíaca mensurada pela frequência de pulso, pressão arterial sistólica por meio

⁸ Vaporizador Calibrado Isoflurano - HB Hospitalar – São Paulo, Brasil

⁹ Colchão térmico veterinário – Brasmed – Sumaré, Brasil

¹⁰ Monitor multiparamétrico DL 1000 – Delta Life – São José do Campos, Brasil

de Doppler¹¹ com manguito medindo 1/3 da circunferência do membro inferior e probe posicionada sobre artéria metatársica dorsal e temperatura cloacal.

Após estabilização anestésica e depois de identificados os marcos anatômicos, as penas foram retiradas por arrancamento, do local de inserção da agulha e foi feita antisepsia cirúrgica da região, com solução de clorexidina degermante a 2%, seguida de clorexidina alcoólica. Então, o polo positivo do neurolocalizador¹² (Fig. 3-A) foi colocado a 10 cm de distância, cranialmente ao local da inserção da agulha e em seguida, agulha revestida¹³ 21Gx4" (Fig 3 - B) foi introduzida na pele e avançada em direção ao nervo. A corrente foi ajustada em 1,0 mA, por 0,1 ms e 1Hz de frequência. A posição da agulha foi considerada correta quando corrente de 0,4 mA ainda provocava resposta.

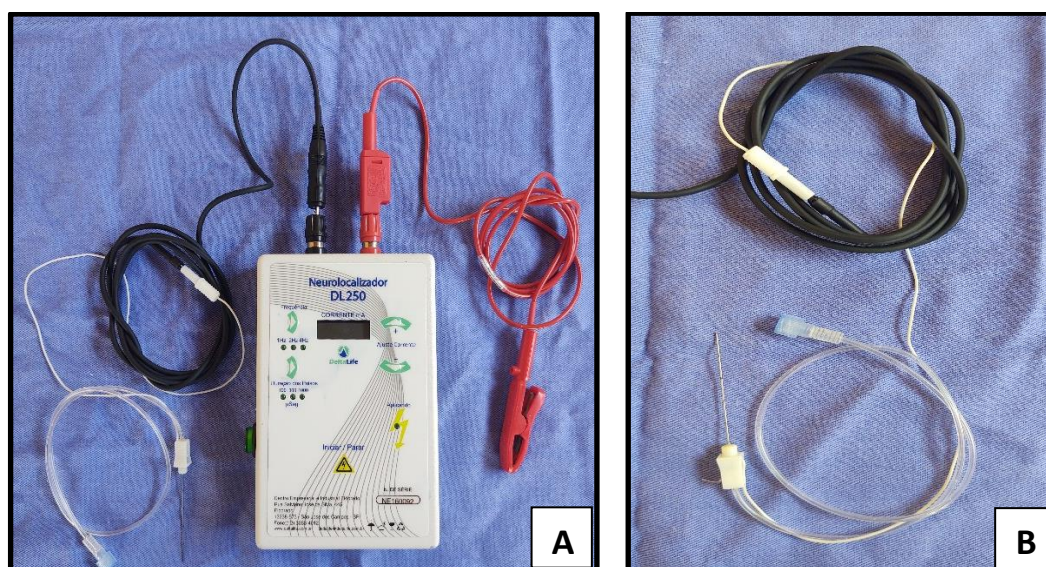


Figura 3 – Neurolocalizador. A – Neurolocalizador DL 250 – Delta Life, com polo positivo (Cabo vermelho) e cabo para acoplar a agulha (Cabo preto). B – Agulha para neurolocalizador. Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária – UNESP-FCAV, 2019.

A técnica utilizada foi adaptada a partir da descrita por Mahler e Adogwa (2008), para cães. O acesso ao nervo isquiático esquerdo foi obtido com o animal em decúbito lateral direito. Então, uma linha imaginária foi traçada entre o trocanter femoral e a espinha dorsal do ísquio. O local de inserção da agulha foi

¹¹ Doppler Veterinário modelo pastilha Medmega DV-610 – Previtec – São Paulo, Brasil

¹² Neurolocalizador DL 250 – Delta Life – São José do Campos, Brasil

¹³ Agulha para neurolocalizador 22Gx2", Stimuplex A, Japão

no terço cranial desta linha (Fig. 4). A resposta motora alvo para localização do nervo isquiático foi a contração dos músculos caudais da coxa, e então foi administrado o fármaco de acordo com o grupo correspondente, respeitando o volume de 1mL/kg. Foi confirmado que todo o volume calculado foi administrado através da injeção de ar, para completa introdução do líquido.

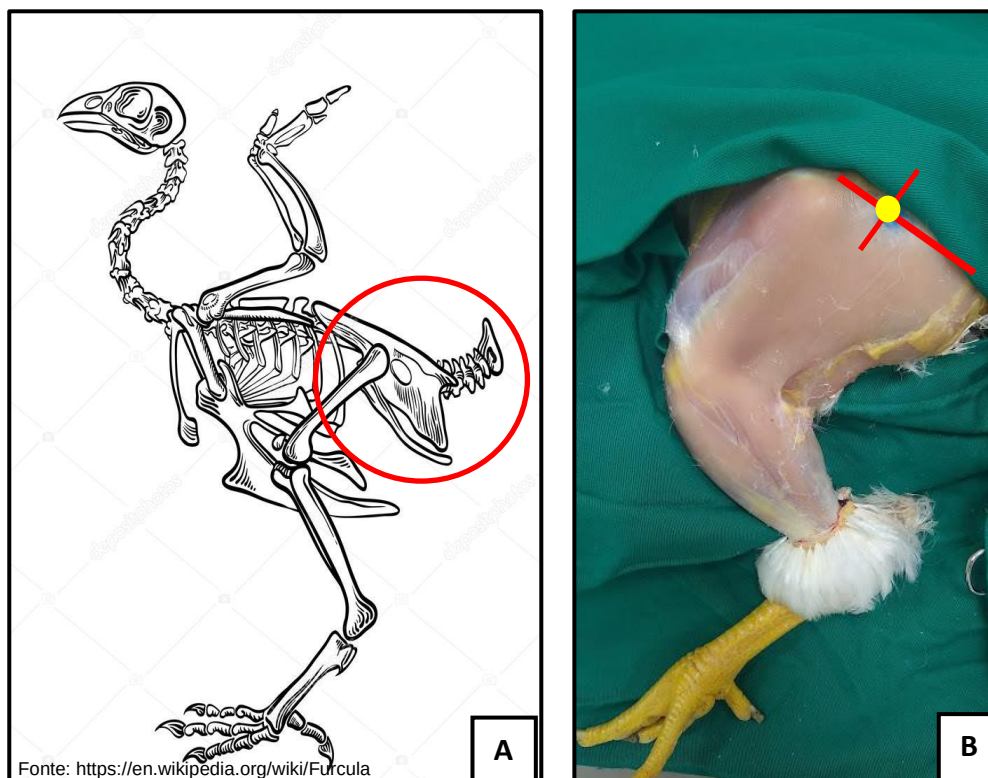


Figura 4 – Representação esquemática do acesso ao n. isquiático. A – Desenho esquemático de esqueleto de galinha (*Gallus gallus domesticus*) com destaque na região onde se localizam os marcos anatômicos para realização do bloqueio do n. Isquiático. B – Imagem fotográfica de membro pélvico esquerdo de galinha (*Gallus gallus domesticus*), após exérese de tecido cutâneo, demonstrando linha imaginária entre o trocanter femoral e a espinha dorsal do ísquio e uma segunda linha transversal, no terço cranial desta. O ponto de intercessão de ambas (ponto amarelo) indica o local de inserção da agulha. Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária – UNESP-FCAV, 2019.

O acesso ao nervo femoral esquerdo foi obtido com o animal em decúbito lateral esquerdo. Após preparo asséptico da região medial da coxa, a artéria femoral foi palpada no triângulo femoral. A agulha foi inserida perpendicularmente à pele, cranialmente à artéria femoral e inclinada caudalmente até que se observasse contrações do músculo quadríceps femoral

e extensão do joelho (Fig. 5). Em seguida, foi administrado o fármaco correspondente a cada grupo respeitando-se o volume de 1mL/kg.

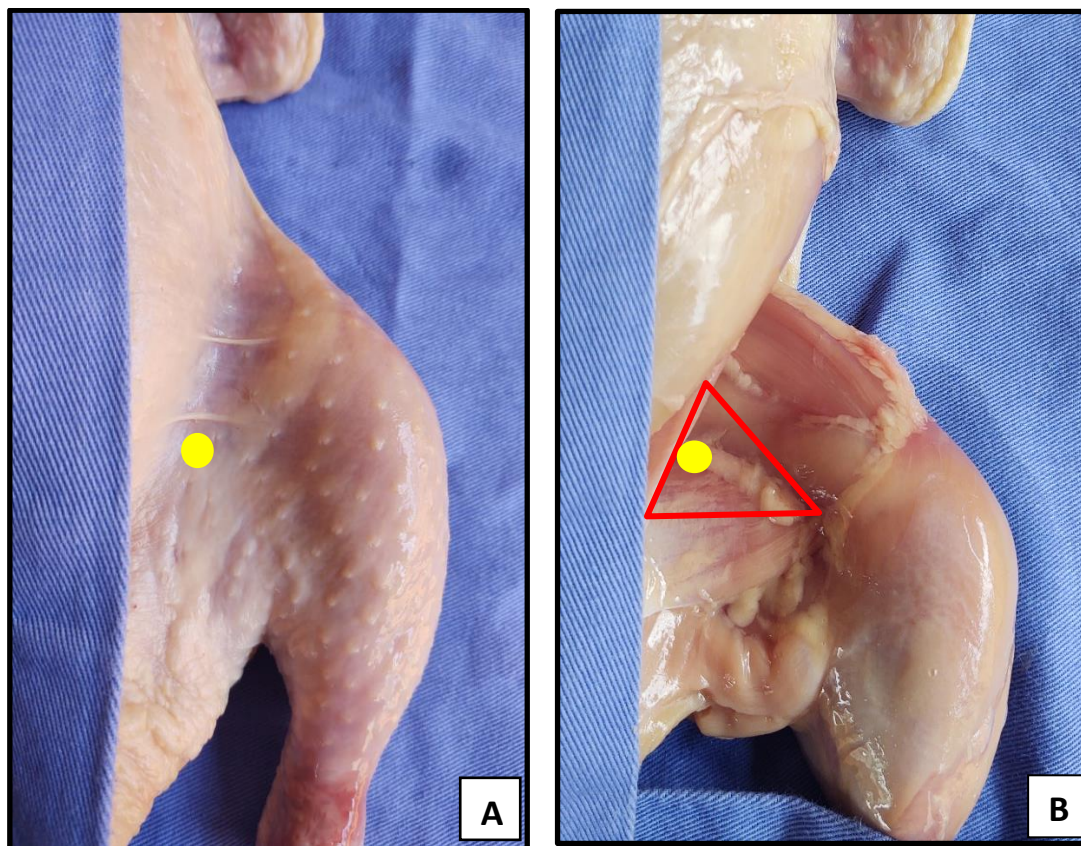


Figura 5 – Representação esquemática do acesso ao n. femoral. A Vista medial de membro pélvico de galinha após retirada das penas para identificação do local de acesso ao nervo femoral. B – Após retirada da pele, é possível identificar a inserção dos músculos, demarcando o ponto para introdução da agulha (Ponto Amarelo). Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária – UNESP-FCAV, 2019.

Após a aplicação dos fármacos, foi feita massagem na região infundida durante um minuto. Então, a administração do isoflurano foi cessada e após o despertar das aves, estas puderam ficar na sua posição de conforto.

Os testes sensoriais e motores foram previamente à indução anestésica (M0), cinco minutos após o despertar, a cada cinco minutos até cessar a reação ao estímulo e, então a cada dez minutos até a recuperação da resposta, ou num período máximo de duas horas. Como mostra o esquema da Fig.6.

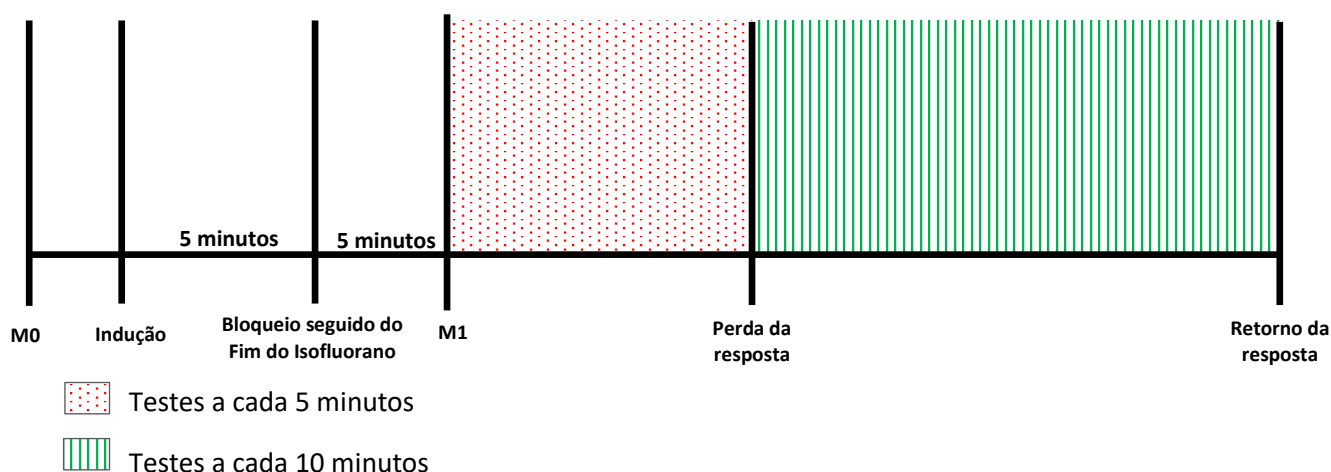


Figura 6 - Distribuição esquemática dos momentos de colheitas das variáveis de interesse, ao longo do tempo. Fonte: Serviço de Anestesiologia Veterinária – UNESP-FCAV, 2019.

Durante o período de avaliação, os animais foram mantidos em pé, em uma área restrita de 1 m². Os testes motores foram feitos por meio de estímulo para que a ave caminhasse, comparando a passada do membro bloqueado em relação ao outro membro e classificado conforme Tabela 1. A função sensorial foi avaliada por meio de pinçamento da região de falanges, tarsometatarso, tibiotarso e fêmur com pinça hemostática¹⁴ travada até a primeira crava por 3 segundos. A pontuação da resposta sensorial está descrita na Tabela 2.

As avaliações foram feitas por três avaliadores que, não tinham conhecimento do fármaco administrado. Foram sempre os mesmos avaliadores.

O tempo, em minutos, da injeção até o momento em que escores 0 ou 1 forem alcançados, para ambas as avaliações, foi definido como latência. O intervalo, em minutos, entre o início (pontuação 0 ou 1) e final do bloqueio (retorno para pontuação 3) foi registrado como duração do bloqueio.

¹⁴ Pinça Kelly ABC reta 16 cm - Fibra Cirúrgica – Joinville, Brasil

Tabela 1 – Escores para avaliação da resposta ao estímulo motor do membro pélvico bloqueado, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).

0	Sem movimento/ Queda
1	Movimento ligeiro, quase imperceptível.
2	Movimentos moderados, facilmente percebidos.
3	Movimentos abruptos, semelhantes ao membro não bloqueado.

Fonte: CARDOZO et al. (2009).

Tabela 2 – Escores para avaliação da resposta ao estímulo sensorial do membro pélvico bloqueado, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).

0	Sem reação
1	Reflexo de retirada discreto.
2	Agitação ao estímulo
3	Retirada rápida/ tentativa de bicar

Fonte: CARDOZO et al. (2009).

4.4 Método estatístico

Para as variáveis categóricas (estímulo sensorial e motor), os dados foram submetidos à análise de variância não paramétrica de Friedman. Os efeitos de grupo e momento foram analisados por meio da análise de variância não paramétrica de Kruskal Wallis. As análises foram realizadas utilizando o software estatístico SAS 9.0 (SAS, 2002). Admitiu-se nível de significância de 0,05.

5. RESULTADOS

5.1 Avaliação motora

Em relação ao escore motor, observou-se que os grupos GC e GL não apresentaram diferenças ao longo do tempo. Já o grupo GB apresentou diferença a partir dos dez minutos aos 100 minutos e o GLB dos 10 minutos aos 90 minutos (Tab. 3).

Os grupos GC e GL não apresentaram diferença estatística entre si, com exceção do momento 5'. Já o GB e GLB mostraram diferença entre si apenas aos 5 minutos. Os grupos GB e GLB apresentaram semelhanças com os grupos GC e GL apenas no M0 e a partir do 110'.

Tabela 3 – Valores das medianas, primeiro e terceiro quartil dos escores de avaliação motora, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB).

AVALIAÇÃO MOTORA				
	GRUPOS			
Minutos	GC	GL	GB	GLB
0	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}
5	3 [3-3] ^{Aa}	2 [2-3] ^{ABb}	2 [1-2] ^{Babc}	1 [1-2] ^{Cab}
10	3 [3-3] ^{Aa}	3 [2-3] ^{Aa}	1 [1-2] ^{Bbc}	1 [1-2] ^{Bc}
15	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [0-2] ^{Bbc}	0 [0-1] ^{Bc}
20	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [0-2] ^{Bbc}	0 [0-1] ^{Bc}
30	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [1-2] ^{Bbc}	0 [0-1] ^{Bc}
40	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [1-2] ^{Bbc}	1 [1-1] ^{Bc}
50	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [1-2] ^{Bbc}	1 [1-2] ^{Bc}
60	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [1-3] ^{Bbc}	2 [1-2] ^{Bc}
70	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	1 [1-3] ^{Bbc}	2 [2-2] ^{Bc}
80	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	2 [1-3] ^{Bbc}	2 [2-2] ^{Bc}
90	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	2 [2-3] ^{Bbc}	2 [2-3] ^{Bc}
100	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	2 [2-3] ^{Bbc}	2 [2-3] ^{Bbc}
110	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	3 [2-3] ^{ABabc}	3 [2-3] ^{ABabc}
120	3 [3-3] ^{Aa}	3 [3-3] ^{Aa}	3 [2-3] ^{Aabc}	3 [2-3] ^{ABab}

Médias seguidas por letras maiúsculas diferentes, nas linhas, diferem entre si com $p \leq 0,05$.

Médias seguidas por letras minúsculas diferentes, nas colunas, diferem entre si com $p \leq 0,05$.

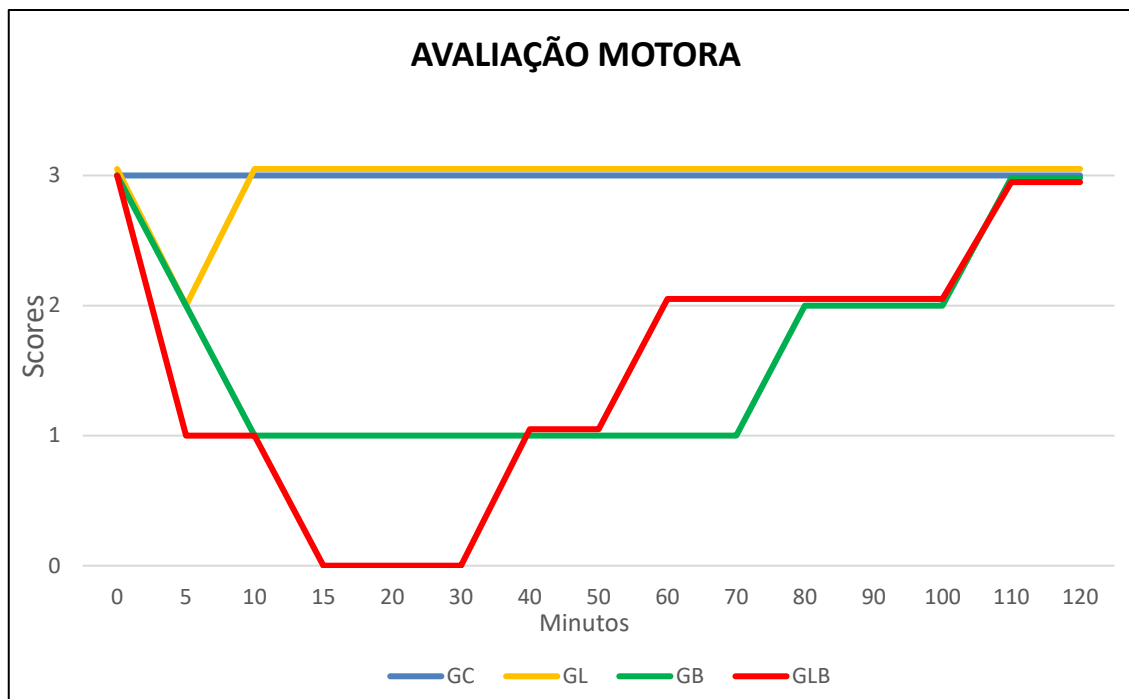


Figura 7. Medianas dos escores de avaliação motora, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB).

5.3 Avaliação sensorial

Em relação ao bloqueio sensitivo, foi possível observar que os grupos C e GL não demonstraram diferenças significativas ao longo do tempo. Já o GB e o GLB mostraram significância entre os 10 e 60 minutos.

Os grupos C e GL apresentaram diferença entre si apenas aos 40 minutos. Os grupos GB e GLB não revelaram diferenças entre si em nenhum momento. Os grupos GB e GLB apresentaram semelhanças com os grupos GC e GL apenas no M0, aos 5' e a partir do 110' (Tab. 4).

Tabela 4 – Valores das medianas, primeiro e terceiro quartil dos escores de avaliação sensorial, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB).

AVALIAÇÃO SENSORIAL				
Minutos	GRUPOS			
	GC	GL	GB	GLB
0	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa
5	3 [3-3] Aa	2 [2-3] Aa	2 [0-3] Aa	1 [1-1] Aa
10	3 [3-3] Aa	3 [2-3] Aa	1 [0-2] Bb	0 [0-0] Bb
15	3 [3-3] Aa	3 [2-3] Aa	0 [0-1] Bb	0 [0-0] Bb
20	3 [3-3] Aa	3 [2-3] Aa	0 [0-1] Bb	0 [0-0] Bb
30	3 [3-3] Aa	3 [2-3] Aa	0 [0-1] Bb	0 [0-1] Bb
40	3 [3-3] Aa	3 [2-3] Ca	0 [0-1] Bb	0 [0-0] Bb
50	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	0 [0-0] Bb	0 [0-0] Bb
60	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	0 [0-1] Bb	1 [1-1] Bb
70	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	1 [0-1] Bab	1 [1-2] Bab
80	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	1 [0-1] Bab	2 [1-2] Bab
90	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	1 [1-2] Bab	2 [2-2] Bab
100	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	1 [0-2] Bab	3 [2-3] Bab
110	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	2 [1-3] Aa	3 [2-3] Aa
120	3 [3-3] Aa	3 [3-3] Aa	2 [1-3] Aa	3 [2-3] Aa

Médias seguidas por letras maiúsculas diferentes, nas linhas, diferem entre si com $p \leq 0,05$.

Médias seguidas por letras minúsculas diferentes, nas colunas, diferem entre si com $p \leq 0,05$.

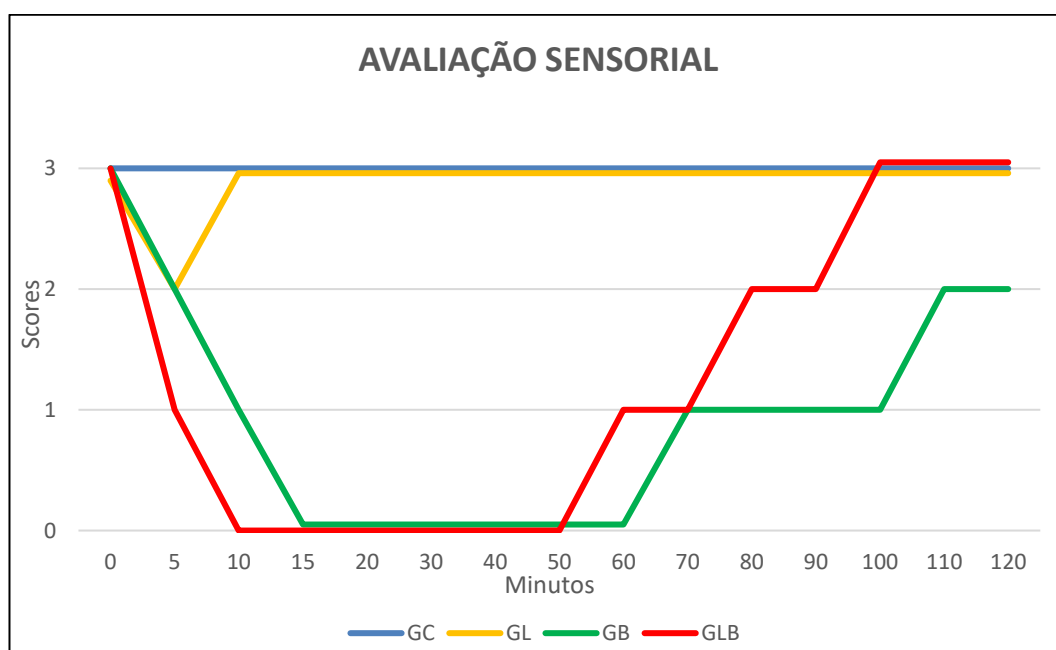


Figura 8 - Medianas dos escores de avaliação sensorial, em galinhas (n=32) submetidas ao bloqueio local do n. isquiático e femoral, guiados com neuroestimulador, com NaCl 0,9% 1mL/kg (GC), lidocaína 4mg/kg (GL), bupivacaína 2mg/kg (GB) ou a associação de lidocaína 4mg/kg e bupivacaína 2mg/kg (GLB).

6. DISCUSSÃO

Para melhor esclarecimento dos resultados obtidos nesse estudo, é necessário tecer alguns comentários. A espécie *Gallus gallus domesticus* foi escolhida como modelo experimental por ser um animal domesticado e, portanto, de fácil manejo, ser acessível e com isso ser possível um *n* experimental satisfatório, além de apresentar características anatômicas e fisiológicas semelhante a várias outras espécies de aves. Sendo assim, os resultados podem ser extrapolados para aves silvestres.

Optou-se por manter os animais acordados durante o período de avaliação dos reflexos sensitivo e motor, para que não houvesse interferências devido aos efeitos do anestésico. Foi utilizado isoflurano para se obter uma indução e recuperação seguras e rápidas e assim não gerar interferência na avaliação, corroborando Guimarães et al., (2000); Edling, (2005); Mercado et al., (2008) e Granone et al., (2012); Ludders e Matthews, (2013).

Optou-se por estudar previamente à aplicação da metodologia proposta, a anatomia, em duas aves da espécie de interesse, para identificação dos nervos isquiático e femoral. Foi possível observar o local de onde esses nervos emergem a partir do sinsacro e suas relações anatômicas com as outras estruturas do membro, buscando-se a definição de pontos facilmente acessíveis para injeção do anestésico, com baixo risco de lesões iatrogênicas e onde a difusão do anestésico fosse eficiente.

Uma vez que as técnicas de bloqueio estão principalmente descritas em cães, a comparação com esta espécie também forneceu subsídios para a escolha dos pontos de acesso (Futema et al., 2002). Desta forma, confirmou-se que a técnica descrita por Mahler e Adogwa (2008) para bloqueio anestésico dos nervos femoral e isquiático em cães poderia ser utilizada em galinhas, corroborando d'Ovidio, Noviello e Adami, (2014) que a utilizaram em aves de rapina e obtiveram bons resultados de analgesia pós cirúrgica.

Um outro facilitador para a deposição correta do anestésico sobre o nervo femoral, foi a palpação do pulso da artéria femoral, perceptível em 100% dos animais anestesiados. Figueiredo et al., (2008) ao realizarem a técnica para bloqueio do plexo braquial, em galinhas afirmaram não ser possível sentir o pulso

da artéria axilar, devido à alta frequência cardíaca normal na espécie, o que vai contra os achados do estudo em tela.

Segundo Klaumann et al., (2013) os bloqueios anestésicos só ocorrem efetivamente em fibras mielinizadas, se três nódulos de Ravier consecutivos forem atingidos pelo fármaco. Sabe-se, ainda que cada internódulo tem de 0,8 a 1 mm de comprimento (Junqueira e Carneiro, 2013). No estudo objeto desta discussão, na fase I, com a injeção de azul de metileno 1%, com auxílio do estimulador neural, os nervos se apresentaram pigmentados em uma extensão média de 23,00mm para o isquiático e de 17,11mm para o femoral.

O estimulador neural é utilizado para melhorar a precisão da técnica de bloqueios anestésicos em várias espécies (De Andre's e Sala-Blanch, 2001; Mahler e Reece, 2007; Figueiredo et al., 2008). Em felinos é relatado que uma corrente de 0,9 a 1,2mA é suficiente para identificação e bloqueio do nervo isquiático (Ford et al., 1984). Já em aves de rapina, foi possível localizar com sucesso os nervos isquiático e femoral com uma corrente de 0,4mA (D'ovidio et al., 2014), corroborando os resultados do presente estudo, onde uma corrente de 0,4mA foi suficiente para produzir o estímulo e permitir o acesso aos nervos.

Em todos os animais, foi possível perceber o estímulo de *Raj test* que ocorre quando a solução é injetada e a contração muscular cessa. Isso ocorre tanto com o uso de anestésico local como com solução salina, pois ambas as soluções são condutoras de eletricidade, o que dispersa a corrente fazendo com que uma corrente maior seja necessária para que as contrações musculares voltem a ocorrer (Marucio et al., 2013).

A proposta inicial era monitorar parâmetros fisiológicos como frequência cardíaca, pressão arterial, oximetria de pulso e temperatura, porém como as aves permaneceram acordadas durante a avaliação motora e sensorial, aferir essas variáveis poderia estressar muito os animais, inviabilizando a observação do bloqueio. A possibilidade de manter as aves por mais tempo sob anestesia geral foi rejeitada, uma vez que o efeito do anestésico local cessaria, tornando duvidosa a avaliação da latência e duração.

A dose utilizada no estudo objeto desta discussão foi de 2mg/kg de bupivacaína a 0,5% e de 4mg/kg de lidocaína a 2% sem vasoconstritor. Com estas doses estipuladas, apenas um animal do grupo GLB apresentou alterações devido à administração do anestésico. Após 24 horas notou-se que o animal ainda se

encontrava com os membros estendidos e sem sensibilidade à estímulos dolorosos. Foi realizada eutanásia, necropsia e coleta de material para exame histopatológico onde foram observados quadros de vasculite que são relacionados a lesões de hipersensibilidade aguda, resposta a fármacos, choque vasculogênico e hipersensibilidade medicamentosa. Esse tipo de lesão pode resultar em isquemia e necrose tecidual focal a áreas extensas, com extremidades acometidas por esta resposta inflamatória (Kalichman, 1993), o que foi condizente com as observações no relato em pauta.

Perez-Castro et al., (2009) obtiveram resultados em que a mepivacaína, a ropivacaína, a procaína e a cloroprocaína não chegaram a causar danos graves em células neuronais, mesmo em concentrações muito acima do recomendado, porém, a lidocaína e bupivacaína provocaram morte de todas as células quando utilizadas em doses altas, sugerindo maior potencial neurotóxico, em humanos. A bupivacaína aparenta ser mais tóxica do que outros agentes locais por provocar danos musculoesqueléticos irreversíveis caracterizados por mionecrose calcificada, em bloqueio de nervo periférico, em suínos (Zink et al., 2005). Entretanto, aplicações longas e repetidas de bupivacaína sobre o nervo isquiático não induziram lesões degenerativas neurais, em ratos (Kytiä et al., 1986), coelhos (Helm e Pho, 1987) e cães (Kroin et al., 1987).

Portanto, pode-se sugerir uma reação individual da ave cuja resposta ao anestésico foi descrita acima, porém mais estudos em relação aos efeitos adversos locais destes anestésicos, em aves devem ser conduzidos com intuito de tornar a prática do bloqueio de nervos periféricos mais seguro.

Apesar de pouco se conhecer sobre avaliação de dor em aves, pudemos observar reações, como vocalização, tentativa de bicar, agitação e tentativa de fuga, ao se instituir estímulos dolorosos no membro. Isso nos permitiu monitorar a eficácia da técnica, uma vez que essas reações cessaram após a administração do fármaco anestésico. Seguindo uma adaptação da tabela utilizada por Cardozo et al., (2009) para monitorar bloqueio do plexo braquial, em galinhas, foi possível propor escores para as avaliações.

No estudo em tela, o grupo controle e o grupo GL não apresentaram diferença estatística entre si, em nenhum momento, quando avaliados os reflexos sensorial e motor. Não podemos afirmar com isso que a lidocaína não tem efeito anestésico, em galinhas, uma vez que Kazemi-Darabadi et al., (2019) usaram

lidocaína a 2mg/kg no espaço subaracnoide, entre a primeira vértebra coccígea livre e o sinsacro e obtiveram 20 minutos de anestesia em regiões caudais. E ainda, Figueiredo et al., (2008) ao testar lidocaína no plexo braquial de galinhas, obtiveram resultados positivos, tendo para latência dos reflexos sensorial e motor 6.0 ± 2.5 e 2.8 ± 1.1 minutos, respectivamente e duração do bloqueio de 64.0 ± 18.0 minutos.

A apresentação comercial da lidocaína possui concentração de 2% (20mg/mL). A diluição administrada no estudo em pauta foi de 0,16% (1,6mg/mL), uma concentração bem abaixo da usualmente utilizada e, portanto, poderia ser uma causa dos resultados obtidos. Segundo Marucio et al., (2013) baixas concentrações de anestésicos locais podem ser a causa de insucessos, pois estas não geram gradiente adequado para que as moléculas do fármaco atinjam, em quantidade suficiente, o nervo.

Outro fator que influencia ação dos anestésicos locais é o pH das soluções e do meio aonde são administradas (Futema et al., 2002). Soluções de pH mais alto tem seu tempo de latência reduzido, uma vez que se obtém maior quantidade de moléculas não ionizadas (Klaumann et al., 2013).

Nesse sentido, muitos estudos foram redigidos na tentativa de avaliar efeito das variações de pH dessas soluções. Ao se alcalinizar soluções de lidocaína, observou-se menor tempo de latência e maior tempo de ação, em humanos submetidas a anestesia epidural (Lam et al., 2001; Arakawa et al., 2002). Em éguas submetidas a anestesia epidural com lidocaína acrescida de bicabornato também foi possível observar menor tempo de latência (Duarte, 2017).

Uma hipótese levantada para os resultados obtidos no grupo GL, foi que ao se adicionar o NaCl 0,9% à lidocaína, haveria a possibilidade de acidificar a solução e, portanto, o período de latência do fármaco aumentaria a ponto de torná-la ineficiente. Porém, o pH das soluções foi mensurado antes e após a diluição com solução fisiológica 0,9% sendo de 6,19 e 6,12, respectivamente. Nesse sentido, a adição de solução fisiológica não alterou consideravelmente o pH, logo não foi a causa dos resultados observados no grupo em questão.

Uma dúvida que surgiu sobre a eficiência do bloqueio dos nervos do plexo lombossacro de aves, era o fato destas possuírem o sistema porta renal, que é composto pelas veias portais craniais e caudais que transportam o sangue venoso dos membros pélvicos para o parênquima renal (King, 1986). Desta forma, qualquer

fármaco administrado nesta região do corpo, pode ser enviado diretamente para metabolização e eliminação renal (Burrows et al., 1983; Cruz et al., 2001).

Com base nessa informação recomenda-se não administrar fármacos, por via intramuscular nos membros pélvicos de aves, evitando assim o risco de subdoses e efeito inadequado (Cruz et al., 2001). Entretanto, Carvalho et al., (2007) afirmam que ao utilizar anestesia dissociativa em avestruzes (*Struthio camelus*) não observaram influência do sistema porta renal ao se comparar a administração dos fármacos no membro pélvico ou na asa. No estudo objeto dessa discussão, não se observou insuficiência de efeito nos grupos que foi utilizada a bupivacaína, portanto, não se pode afirmar que tal fato seria a causa dos resultados encontrados no GL.

O grupo GB e GLB tiveram período de latência médio de 10 ± 5 e 5 ± 3 minutos, respectivamente, tanto para o reflexo motor quanto para o sensorial. Já o período de ação do bloqueio foi de 110 ± 10 minutos para ambos os grupos no reflexo motor e para o reflexo sensorial foi de 100 ± 10 minutos para o GLB e 120 ± 10 minutos para o grupo GB.

Em outras espécies, os resultados são bem diferentes, como em cabras, que o bloqueio dos nervos isquiático e femoral, com bupivacaína demonstrou analgesia pós-operatório de artrotomia de joelho por até 24 horas (Adami et al., 2011). Já para cães, os períodos de latência e de recuperação com uso deste fármaco, por via epidural foi de $4,5 \pm 4,4$ e 312 ± 76 minutos, respectivamente. Já quando se usa a associação de bupivacaína com lidocaína o período de latência foi de $2,38 \pm 1,06$ e de recuperação de 257 ± 45 minutos, em cães (Ronchi et al., 2019). Resultados semelhantes foram encontrados no bloqueio de metacarpo de ovinos (Lizarraga et al., 2013) na cauda de ratos (Li et al., 2013) ao se utilizar os mesmos fármacos em associação ou isolados.

Em galinhas, o uso de bupivacaína 0,5% com vasoconstritor forneceu bloqueio do plexo braquial com latência de 5,12 e 3,0 minutos para os bloqueios motor e sensitivo, respectivamente e duração de 117,5 para o motor e 150 minutos para o sensitivo (Melo et al., 2004). É possível notar uma diferença nos tempos de latência e ação dos fármacos, quando usado em outras espécies, porém em aves, os resultados são bem semelhantes ao encontrados no estudo em tela, mesmo utilizando concentração de 0,2%, ou seja, bem menor da usualmente utilizada, demonstrando bom tempo de anestesia, o que possibilitaria intervenções cirúrgicas.

7. CONCLUSÕES

Os resultados obtidos com a aplicação da metodologia proposta permitiram concluir que:

- A duração dos bloqueios sensitivo e motor é suficiente para permitir cirurgias e procedimentos dolorosos no membro pélvico após o bloqueio anestésico com bupivacaína, associada ou não com lidocaína, dos nervos isquiático e femoral, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).
- A dose e concentração de lidocaína não foram eficientes para o bloqueio dos nervos isquiáticos e femoral, em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).
- A concentração empregada de bupivacaína é eficiente para o bloqueio dos nervos isquiáticos e femoral, em galinhas. A dose utilizada é segura e eficaz num curto período de latência, o que permite agilidade para o início dos procedimentos cirúrgicos.
- A técnica proposta é factível para bloqueio anestésico dos nervos isquiático e femoral, em galinhas.
- O uso do estimulador neural é viável para a espécie em estudo.

8. REFERÊNCIAS

ABABOU, A.; MARZOUK, N.; MOSADIQ, A.; SBIHI, A. The effects of arm position on onset and duration of axillary brachial plexus block. **Anesthesia and analgesia**, v. 104, n. 4, p. 980–981, 2007.

ABOU-MADI, N. Avian anesthesia. **Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice**, v. 4, n.1, p.147-167, 2001.

ADAMI, C.; BERGADANO, A.; BRUCKMAIER, R. M.; STOFFEL, M. H.; DOHERR, M. G.; SPADAVECCHIA, C. Sciatic-femoral nerve block with bupivacaine in goats undergoing elective stifle arthrotomy. **The Veterinary Journal**, v. 188, p. 53–57, 2011.

AKBULUT, Y.; DEMIRASLAN, Y.; ASLAN, K.; COBAN, A. The Macroanatomy of the Sacral Plexus and Its Nerves in Eurasian Eagle Owls (*Bubo bubo*). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, v. 45, n. 5, p.367-372, 2016.

ALTMAN, R. B. Twenty years of progress in avian anesthesia and surgery. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.212, n.8, p.1233-1235, 1998.

ARAKAWA, M.; AOYAMA, Y.; OHE, Y. Epidural bolus injection with alkalinized lidocaine improves blockade of the first sacral segment—a brief report. **Canadian Journal of Anesthesia**, v. 49, p. 566-570, 2002.

BAUMEL, J. J. Sistema nervoso das aves. In: _____ **GETTY, Sisson/Grossman anatomia dos animais domésticos**. 5. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, v.2, cap. 69, p.1913-1917. 1986.

BENNETT, R.A. Current methods in avian anesthesia. In: ACVS VETERINARY SYMPOSIUM, 20, 1992, Miami. **Proceedings...** Miami: American College of Veterinary Surgeons, 1992. 636p. p.619 - 624.

BRANDÃO, J.; CUNHA, A.F.; PYPENDOP, B.; STOUT, R.; NEVAREZ, J.; TULLY, T.N. Cardiovascular tolerance of intravenous lidocaine in broiler chickens (*Gallus gallus domesticus*) anesthetized with isoflurane. **Veterinary Anesthesia and Analgesia**, v. 42, p. 442 - 448, 2015.

BRENNER, D. J.; LARSEN, R. S.; DICKINSON, P. J.; WACK, R. F.; WILLIAMS, D. C.; PASCOE, P. J. Development of an avian brachial plexus nerve block technique for perioperative analgesia in mallard ducks (*Anas platyrhynchos*). **Journal of avian medicine and surgery**, v. 24, p. 24–34, 2010.

BUTTERWORTH, J. F. Clinical pharmacology of local anesthetics. In: COUSINS, M. J.; CARR, D. B.; HORLOCKER, T. T.; BRIDENBAUGH, E. D. S. **Cousins & Bridenbaugh's Neural Blockade in Clinical Anesthesia and Pain Medicine**, 4ed, Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, p.96–113, 2009.

BURROWS, M.E.; BRAUN, E. J.; DUCKLES, S. P. Avian renal portal valve: a reexamination of its innervation. **The American journal of physiology**, v.245, n.4, p.H628-634, 1983.

CARDOZO, L. B.; ALMEIDA, R. M.; FIUZA, L. C.; GALERA, P. D. Brachial plexus blockade in chickens with 0.75% ropivacaine. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**. v. 36, p. 396–400, 2009.

CARVALHO, H. S.; CIBOTO, R.; BAITILO, C. G.; DIAS, R. A.; CORTOPASSI, S. R. G. Anatomia do sistema porta renal e suas implicações no emprego de agentes anestésicos na contenção de avestruzes (*Struthio camelus*). **Ciência Rural**, v. 37, n. 6, p. 1688-1694, 2007.

CARVALHO, Y. K.; LUNA, S. P. L. Anestesia e analgesia por via epidural - farmacologia para uma técnica tradicional. **Revista Clínica Veterinária**, São Paulo, v. 12, n. 70, p. 68-76, 2007.

CLYDE, V. L.; PAUL-MURPHY, J. R. Avian analgesia. In: FOWLER, M. E.; MILLER, R. E. **Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy**. 4. ed. Philadelphia: WB Saunders, p. 309-314, 1999.

CORNISH, P. B.; LEAPER, C. J.; HAHN, J.L. The “axillary tunnel”: an anatomic reappraisal of the limits and dynamics of spread during brachial plexus blockade. **Anesthesia and analgesia**, v. 104, n. 5, p. 1288–1291, 2007.

CRUZ, M. L.; LUNA, S. P. L.; CASTRO, G. B.; MASSONE, F.; TEIXEIRA NETO, F. J. Avaliação da importância do sistema porta-renal em papagaios (*Amazona aestiva*). **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia do CRMV-SP**, v.4, n.1, p.40-44, 2001.

CURRO, T. G.; BRUNSON, D. B.; PAUL-MURPHY, J. R. Determination of the ED50 of isoflurane and evaluation of the isoflurane-sparing effect. **Veterinary Surgery**, v. 23, n.5, p: 429-433, 1994.

CURRO, T. G. Evaluation of the isoflurane-sparing effects of butorphanol and flunixin in psittaciformes. In **Association of Avian Veterinarians Conference**, p.17-19, 1994.

DA CUNHA, A. F.; STRAIN, G. M.; RADEMACHER, N.; SCHNELLBACHER, R.; TULLY, T. N. Palpation- and ultrasound-guided brachial plexus blockade in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). **Veterinary anaesthesia and analgesia**, v. 40, p. 96–102, 2013.

DE ANDRE´S, J.; SALA-BLANCH, X. Peripheral nerve stimulation in the practice of brachial plexus anesthesia: a review. **Regional anesthesia and pain medicine**, v. 26, n. 5, p. 478–483, 2001.

DOHOO, S. E. Isoflurane as an inhalational anesthetic agent in clinical practice. **The Canadian veterinary journal**, v.31, p.847 - 850, 1990.

D'OVIDIO, D.; NOVIELLO, E.; ADAMI, C. Nerve stimulator-guided sciatic-femoral nerve block in raptors undergoing surgical treatment of pododermatitis. **Veterinary anaesthesia and analgesia**, v.14, n.4, p.449-453, 2014.

D-OVIDIO, D.; ROTA, S.; NOVIELLO, E.; BRIGANTI, A.; ADAMI, C. Nerve stimulator-guided sciatic-femoral block in pet rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) undergoing hind limb surgery: a case series. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v. 23, p. 91-95, 2014.

DUBBELDAM, J. L. Systema nervosum periphericum. In: BAUMEL, J.J. **Handbook of avian anatomy: nomina anatomica avian**. 2. ed. Cambridge: Nuttall Ornithological Club, p. 555-584, 1993.

DUARTE, P. C. **Alcalinização da solução lidocaína-epinefrina na anestesia epidural em éguas**. 38f (Dissertação de mestrado em Medicina e Cirurgias Veterinárias). Belo Horizonte, UFMG, 2017.

EDLING, T. M. Anaesthesia and analgesia. In: HARCOURT-BROWN, N.; CHITTY, J. R. **Manual of Psittacine Birds**. 2. ed. Gloucester: BSAVA, p.87-96, 2005.

EDLING, T. M. Updates in anesthesia and monitoring. In: HARRISON, G. C., LIGHTFOOT, T. L. **Clinical Avian Medicine**. 2 ed. Palm Beach: Spix Publishing. pp.747-760, 2006.

EL-MAHDY, T.; EL-NAHLA, S. M.; ABBOTT, L. C.; HASSAN, S. A. M. Innervation of the Pelvic Limb of the Adult Ostrich (*Struthio camelus*). **Anatomia Histologia Embryologia**, v. 39, p. 411–425, 2010.

ESCOBAR, A.; VALADÃO, C. A. A.; BROSNAN, R. J.; DENICOL, A. C.; FLÔRES, F. N.; THIESEN, R.; COELHO, C. M. M. Effects of butorphanol on the minimum anesthetic concentration for sevoflurane in guineafowl (*Numida meleagris*). **American Journal of Veterinary Research**, v. 73, n.2, p: 183-188, 2012.

FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. **Anestesia em cães e gatos**. 1. ed. São Paulo: Roca, 2002. pp. 151-183, 2002.

FIGUEIREDO, J. P.; CRUZ, M. L.; MENDES, G. M. MARUCIO, R. L.; RICCÓ, C. H.; CAMPAGNOL, D. Assessment of brachial plexus blockade in chickens by an axillary approach. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v.35, n.6, p: 511-518, 2008.

FORD, D. J.; PITHER, C.; RAJ, P. P. Comparison of insulated and uninsulated needles for locating peripheral nerves with a peripheral nerve stimulator. **Anesthesia and analgesia**, v. 63, n.10, p. 925–928, 1984.

FUTEMA, F.; FANTONI, D. T.; AULER JR, J. O. C.; CORTOPASSI, S. R.G.; ACAUI, A.; STOPIGLIA, A. J. A new brachial plexus block technique in dogs. **Veterinary anaesthesia and analgesia**, v. 29, n. 3, p. 133–139, 2002.

GUIMARÃES, L.D. **Anestesia geral de aves e comparação entre sevoflurano, halotano e isoflurano em Gallus domesticus**. Santa Maria, RS, 1999. 109p. Dissertação (Mestrado em Cirurgia Veterinária) - Programa de Pós-graduação em Medicina Veterinária, Universidade Federal de Santa Maria, 1999.

GUIMARÃES, D. G.; MORAES, A. N. Anestesia em aves: agentes anestésicos. **Ciência Rural**, v. 6, p: 1073-1081, 2000.

GUIMARÃES, L. D.; MORAES, A. N.; CAMPELLO, R. A. V.; OLESKOVICZ, N.; ULLIANA, D. Estudo comparativo entre sevofluorano, halotano e isofluorano em Gallus domesticus. **Ciência Rural**, v. 30, n.6, p. 999-1004, 2000.

GRANONE, T. D.; DE FRANCISCO, O. N.; KILLOS, M. B.; QUANDT, J. E.; MANDSAGER, R. E.; GRAHAM, L. F. Comparison of three different inhalant anesthetic agents (isoflurane, sevoflurane, desflurane) in red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 39, n.1, p. 29-37, 2012.

GUNKEL, C.; LAFORTUNE, M. Current techniques in avian anesthesia. **Seminars in Avian and Exotic Pet**. v.14, n.1, p.263-276. 2005.

HELM, R.H.; PHO, W.H. Experimental studies of the effects of bupivacaine on peripheral nerves. **The Journal of Hand Surgery: British & European Volume**, v. 12, n. 1, p. 19-22, 1987.

HONORATO, A. G. O. **Origem e distribuição dos nervos do plexo lombossacral da pelve e coxa em avestruz (*Struthio camelus*)**. 48f. (Tese de Doutorado em Ciências Veterinárias). Uberlândia, Universidade Federal de Uberlândia, 2017.

JUNQUEIRA, L. C.; CARNEIRO, J. **Histologia básica**. 12 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2013.

KALICHMAN, M.W. Physiologic mechanisms by which local anesthetics may cause injury to nerve and spinal cord. **Regional anesthesia**, v. 18, p. 448–452, 1993.

KAZEMI-DARABADI, S.; AKBARI, G.; SHOKROLLAHI, S. Development and evaluation of a technique for spinal anaesthesia in broiler chickens, **New Zealand Veterinary Journal**, v. 67, n. 5, p. 241-248, 2019.

KING, A. S.; MCLELLAND, J. **Birds, Their Structure and Function**. 2ed. London, England: Bailliere, Tindall, p. 43–51. 1984.

KING, A. S. Aparelho urogenital das aves. In: GETTY, R. Sisson & Grossman: **Anatomia dos animais domésticos**. 5.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, v.2, p.1798-1839, 1986.

KLAUMANN, P. R.; KLOSS FILHO, J. C.; NAGASHIMA, J. K. Anestésicos locais, In: KLAUMANN P.R., OTERO P.E. **Anestesia locorregional em pequenos animais**. São Paulo: Roca. Cap. 2, p. 23-41, 2013.

KLAUMANN, P. R.; PORTELA D. A.; VILANI, R. G. D. C.; OTERO, P. E. Anestesia locorregional do membro torácico. In: KLAUMANN P.R., OTERO P.E. **Anestesia locorregional em pequenos animais**. São Paulo: Roca. Cap. 7, p.176-203, 2013.

KOCH, T. **Anatomy of Chicken and Domestic Birds**. Ames, IA, USA: The Iowa State University Press, p. 111–138. 1973.

KROIN, J. S.; MCCARTHY, R. J.; PENN, R. D.; KERNS, J. M.; IVANKOVICH, D. The effects of chronic subarachnoid bupivacaine in dogs. **Anesthesiology**, v. 66, p. 737-742, 1987.

KYTIÄ, J.; HEINONEN, E.; ROSENBERG, P.H.; WAHLSTRÖM, T.; GRIPENBERG, J.; HUOPANIEMI, T. Effects of repeated bupivacaine administration on sciatic nerve and surrounding muscle tissue in rats. **Acta anaesthesiologica Scandinavica**, v. 30, p. 625-629, 1986.

LAM, D. T. C.; NGAN KEE, W. D.; KHAW, K. S. Extension of epidural blockade in labour for emergency Caesarean section using 2% lidocaine with epinephrine and fentanyl, with or without alkalinisation. **Anaesthesia**, v. 56, n. 8, p. 790-794, 2001.

LI, Z.; CHAI, Y.; GONG, C.; DU, G.; LIU, J.; YANG, J. Evaluation of the Antinociceptive Effects of Lidocaine and Bupivacaine on the Tail Nerves of Healthy Rats. **Basic & clinical pharmacology & toxicology**, v. 113, n.1, p. 31-36. 2013.

LIZARRAGA, I.; JANOVYAK, E.; BETHS, T. Comparing Lidocaine, Bupivacaine and a Lidocaine-Bupivacaine Mixture as a Metacarpal Block in Sheep. **The veterinary journal**, v. 197, n. 2, p. 515-518, 2013

LUDDERS, J. W. Comparative Anesthesia and Analgesia of Birds. In: GRIMM, K.A, et al. **Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 5ed. United States of America, p. 800-816, 2015.

LUDDERS, J. W.; MATTHEWS, N. S. Aves. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K. A. **Lumb & Jones: Anestesia e Analgesia Veterinária**. 4. ed. São Paulo: Roca. pp. 923-942, 2013.

LUDDERS, J. W.; MITCHELL, G. S.; RODE, J. B. Minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose response of isoflurane in ducks. **Veterinary Surgery**, v. 19, n. 4, p: 304-307, 1990.

MACHADO, A. B. M. Nervos Espinhais In: _____. **Neuroanatomia funcional** 3.ed. São Paulo: Atheneu, cap.10, p.95-110. 2014

MACHIN, K. L. Wildlife analgesia. In: WEST, G.; HEARD, D.; CAULKETT, N. **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia**. Blackwell Publishing, Iowa, p.43-59, 2007.

MAHLER, S. P.; ADOGWA, A. O. Anatomical and experimental studies of brachial plexus, sciatic, and femoral nerve-location using peripheral nerve stimulation in the dog. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, 35, 80–89, 2008.

MAHLER, S. P.; REECE, J. L. M. Electrical nerve stimulation to facilitate placement of an indwelling catheter for repeated brachial plexus block in a traumatized dog. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v.34, p. 365–370, 2007.

MASSONE, F. **Anestesiologia veterinária: farmacologia e técnicas**. 6. ed. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 2011.

MASSONE, F.; CORTOPASSI, S. R. G. Anestésicos locais. In: FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. **Anestesia em cães e gatos**. 2ª ed. São Paulo: Roca. cap. 19, p. 298-309, 2010.

MARUCIO, R. L.; CARDOSO, G. S.; PORTELA, D. A. Equipamentos e suas aplicações para anestesia locorregional. In: KLAUMANN, P. R.; OTERO, P. E. **Anestesia locorregional em pequenos animais**. São Paulo: Editora Roca, cap. 03, p. 43-64, 2013.

MELO, M.; FREITAS, P.; LIMA, C.; NAVES, E.; ANTÔNIO, F.; MOTA, F. Uso da bupivacaína 0,3% no bloqueio do plexo braquial de *Gallus gallus*. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 41(supl.), p. 38-39, 2004.

MERCADO, J. A.; LARSEN, R. S.; WACK, R. F.; PYPENDOP, B. H. Minimum anesthetic concentration of isoflurane in captive thick-billed parrots (*Rhynchopsitta pachyrhyncha*). **American Journal of Veterinary Research**, n. 69, v. 2, p.189-194, 2008.

MOENS, Y. Brachial plexus block in goats using a nerve stimulator. **Journal Veterinary Anaesthesia**, v.22, p.39, 1995.

NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. **Anatomy of the Domestic Birds**. Berlin: Verlag Paul Parey, p. 96–99 / 138-139, 1977.

NUNES, A.L.V.; CRUZ, M.L.; CORTOPASSI, S.R.G. Anestesiologia. In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; DIAS, J.L. **Tratado de Animais Selvagens**. 1 ed. São Paulo: Editora Roca, p. 1040-1067, 2006.

OLKOWSKI, A.A., CLASSEN, H.L. Safety of isoflurane anaesthesia in high risk avian patients. **The Veterinary record**, p 82 - 83, 1998.

OTERO, P. Papel dos anestésicos na terapêutica da dor. In: OTERO, P., **Dor Avaliação e tratamento em pequenos animais**, 1 ed, São Caetano do Sul:Interbook, p. 168-191, 2005.

PAVEZ, J. C.; HAWKINS, M. G.; PASCOE, P. J.; KNYCH, H. K. D.; KASS, P. H. Effect of fentanyl target-controlled infusions on isoflurane minimum anaesthetic concentration and cardiovascular function in red-tailed hawks (*Buteo jamaicensis*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, n.38, v.4, p: 344-351, 2011.

PAUL-MURPHY, J. R.; BRUNSON, D. B.; MILETIC, V. Analgesic effects of butorphanol and buprenorphine in conscious African grey parrots (*Psittacus erithacus erithacus* and *Psittacus erithacus timneh*). **American Journal of Veterinary Research**, n.60, v.10, p: 1218-1221, 1999.

PEREZ-CASTRO, R.; PATEL, S.; GARAVITO-AGUILAR, Z.V.; ROSENBERG, A.; RECIO-PINTO, E.; ZHANG, J.; BLANCK, T. J.; XU, F. Cytotoxicity of local anesthetics in human neuronal cells. **Anesthesia and analgesia**. v. 108, p. 997–1007, 2009.

RONCHI, S. J.; GEHRCKE, M. I.; REGALIN, D.; OLESKOVICZ, N. Período de latência, progressão e duração do bloqueio da anestesia epidural com lidocaína, bupivacaína ou sua associação em cães. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 71, n. 6, 2019.

RODRÍGUEZ, J.; BARCENA, M.; TABOADA-MUÑIZ, M.; LAGUNILLA, J.; ALVAREZ, J. A comparison of single versus multiple injections on the extent of anesthesia with coracoid infraclavicular brachial plexus block. **Anesthesia and analgesia**, v.99, p.1225-1230, 2004.

SAWYER, D.C.; The anesthetic period: predictable problems In: SAWYER, D.C. **The practice of veterinary anaesthesia: Small animals, birds, fish and reptiles**. Ed:Teton Newmedia, p. 262-277, 2008.

SHAVER, S. L.; ROBINSON, N. G.; WRIGHT, B. D.; KRATZ, G. E.; JOHNSTON, M. S. A multimodal approach to management of suspected neuropathic pain in a prairie falcon (*Falco mexicanus*). **Journal of avian medicine and surgery**, n. 23, p. 209–213, 2009.

SCHWARZE, E.; L. SCHORÖDER. **Kompendium der Geflügelanatomie**. Stuttgart, New York: Gustav Fisher Verlag. 1979.

SKARDA, R. T., BERDNARSKI, R.M., MUIR, W.W. et al. **Handbook of veterinary anesthesia**. 2.ed. St Louis: Mosby, 1995. Anesthetic procedures in exotics pets: p.341 - 371.

SKARDA, R. T.; TRANQUILLI, W. J. Local and regional anesthetic and analgesic techniques: dogs. In: TRANQUILLI, W. J.; THURMON, J. C.; GRIMM, K.A. (Ed.). **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4th ed. Iowa: Blackwell Publishing, cap. 20, p. 561-593, 2007

SIA, S.; BARTOLI, M.; LEPRI, A.; MARCHINI, O.; PONSECCHI, P. Multiple-injection axillary brachial plexus block: a comparison of two methods of nerve localization-nerve stimulation versus paresthesia. **Anesthesia and analgesia**, v. 91, n. 3, p. 647–651, 2000.

SIA, S.; LEPRI, A.; PONSECCHI, P. Axillary brachial plexus block using peripheral nerve stimulator: a comparison between double- and triple-injection techniques. **Regional anesthesia and pain medicine**, v. 26, p. 499–503, 2001.

UZUN, M.; YILDIZ, S.; ATALAN, G.; KAYA, M.; SULU, N. Effects of medetomidine-ketamine combination anaesthesia on electrocardiographic findings, body temperature, and heart and respiratory rates in domestic pigeons. **Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences**, v. 27, p.377-382, 2003.

WERTHER, K. Semiologia de Animais Silvestres. In: FEITOSA, F. L. F. **Semiologia Veterinária**. São Paulo: Roca, cap. 15, p.733-740, 2004.

VESAL, N.; ESKANDARI, M. H. Sedatives effects of midazolam and xylazine with or without ketamine and detomidine alone following intra-nasal administration in Ring-necked parakeets. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, n. 228, v. 3, p. 383-388, 2006.

VESAL, N.; ZARE, P. Clinical evaluation of intranasal benzodiazepines, alpha-agonists and their antagonists in canaries. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, n. 33, v.3, p:143-148, 2006.

WENGER, S.; MOENS, Y.; JAGGIN, N.; SCHATZMANN, U. Evaluation of the analgesic effect of lidocaine and bupivacaine used to provide a brachial plexus block for forelimb surgery in 10 dogs. **The Veterinary record**, v. 156, n. 20, p. 639–642, 2005.

ZINK, W.; BOHL, J. R.; HACKE, N.; SINNER, B.; MARTIN, E.; GRAF, B. M. The long term myotoxic effects of bupivacaine and ropivacaine after continuous peripheral nerve blocks. **Anesthesia and analgesia**, v. 101, p. 548–554, 2005.