



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
Campus de Araçatuba

STEPHANO PAMBOUKIAN DE OLIVEIRA

**BLOQUEIO DOS NERVOS FEMORAL E
ISQUIÁTICO COM AUXÍLIO DE
NEUROELETROESTIMULAÇÃO EM GALINHAS
(*GALLUS GALLUS DOMESTICUS*)**

Araçatuba

2021

STEPHANO PAMBOUKIAN DE OLIVEIRA

**BLOQUEIO DOS NERVOS FEMORAL E
ISQUIÁTICO COM AUXÍLIO DE
NEUROELETROESTIMULAÇÃO EM GALINHAS
(*GALLUS GALLUS DOMESTICUS*)**

Dissertação apresentada à Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – UNESP, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciência Animal.

Orientador: Prof. Dr. Paulo Sérgio Patto dos Santos

Araçatuba

2021

O48b

Oliveira, Stephano Pamboukian de

Bloqueios dos nervos femoral e isquiático com auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas (*Gallus gallus domesticus*) / Stephano Pamboukian de Oliveira. -- Araçatuba, 2021
58 p. : il., tabs., fotos

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (Unesp), Faculdade de Medicina Veterinária, Araçatuba
Orientador: Paulo Sergio Patto dos Santos

1. Anestesia regional. 2. lidocaína. 3. analgesia. 4. estimulador de nervos periféricos. 5. aves. I. Título.

Sistema de geração automática de fichas catalográficas da Unesp. Biblioteca da Faculdade de Medicina Veterinária, Araçatuba. Dados fornecidos pelo autor(a).

Essa ficha não pode ser modificada.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Título: Bloqueio dos nervos femoral e isquiático com auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas (Gallus gallus domesticus).

AUTOR: STEPHANO PAMBOUKIAN DE OLIVEIRA

ORIENTADOR: PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em CIÊNCIA ANIMAL, área: Fisiopatologia Médica e Cirúrgica pela Comissão Examinadora:



Prof. Dr PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS (Participação Virtual)
Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária - Câmpus de Araçatuba/Unesp

Prof. Dr. WAGNER LUIS FERREIRA (Participação Virtual)
Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária - Câmpus de Araçatuba/Unesp

Prof. Dr. ROBERTO CARVALHAL (Participação Virtual)
Departamento de Apoio, Produção e Saúde Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba / UNESP

Araçatuba, 05 de fevereiro de 2021.

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Título: Bloqueio dos nervos femoral e isquiático com auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas (*Gallus gallus domesticus*).

AUTOR: STEPHANO PAMBOUKIAN DE OLIVEIRA

ORIENTADOR: PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em CIÊNCIA ANIMAL, área: Fisiopatologia Médica e Cirúrgica pela Comissão Examinadora:

Prof. Dr PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS (Participação Virtual)
Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária - Câmpus de Araçatuba/Unesp

Prof. Dr. WAGNER LUIS FERREIRA (Participação Virtual)
Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária - Câmpus de Araçatuba/Unesp

Prof. Dr. ROBERTO CARVALHAL (Participação Virtual)
Departamento de Apoio, Produção e Saúde Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba / UNESP

Araçatuba, 05 de fevereiro de 2021.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Araçatuba

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Título: Bloqueio dos nervos femoral e isquiático com auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas (Gallus gallus domesticus).

AUTOR: STEPHANO PAMBOUKIAN DE OLIVEIRA

ORIENTADOR: PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Mestre em CIÊNCIA ANIMAL, área: Fisiopatologia Médica e Cirúrgica pela Comissão Examinadora:

Prof. Dr PAULO SERGIO PATTO DOS SANTOS (Participação Virtual)

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária - Câmpus de Araçatuba/Unesp

Prof. Dr. WAGNER LUIS FERREIRA (Participação Virtual)

Departamento de Clínica, Cirurgia e Reprodução Animal / Faculdade de Medicina Veterinária - Câmpus de Araçatuba/Unesp

Prof. Dr. ROBERTO CARVALHAL (Participação Virtual)

Departamento de Apoio, Produção e Saúde Animal / Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba / UNESP

Araçatuba, 05 de fevereiro de 2021.

AGRADECIMENTOS

A Deus, que sempre olhou por mim e me deu esperança pra continuar.

Aos meus pais, Miriam Pamboukian de Oliveira e José Mauricio de Oliveira, pelo amor incondicional, pela minha criação e educação, por me proporcionarem tudo que sempre precisei, por me guiarem para os melhores caminhos, e por sempre terem acreditado em mim, mesmo quando eu mesmo não acreditava. Não posso expressar em palavras a minha gratidão. Amo vocês.

A minha esposa, Waneska, que mudou a minha vida e sempre teve fé em mim. Estando perto ou longe, suas palavras sempre me acalmaram, não importa o quão abalado estivesse. Eu não sei como tive tanta sorte em encontrar você. Você é tudo pra mim. Eu te amo.

Aos meus sogros, que desde o início me trataram como parte da família.

Aos meus reais amigos, estejam eles em São Paulo, Santos, Araçatuba e outras cidades do interior, Canada, Austrália, não importa a distância, a amizade de vocês sempre me ajudou a superar as dificuldades. Muito obrigado pelo apoio e todas as risadas. Muitos dizem que amigos de verdade você conta com apenas uma mão, tenho orgulho de dizer que sou abençoado e as duas mãos não são suficientes para contar os meus.

Aos meus amigos da pós graduação, que apesar de pouco tempo se tornaram meus irmãos, Bárbara Claudina Rodrigues, Élen Almeida, e Carlos Eduardo de Siqueira, pelo companheirismo, apoio, e por tudo que passamos. A minha grande amiga Laís, que apesar de não fazer parte da pós graduação, me ajudou muito nesse período da minha vida com nossas “terapias”. Meu eterno obrigado a todos vocês.

Agradeço aos alunos e ex-alunos, residentes e ex-residentes, da UNESP – FMVA que em algum momento fizeram parte desta jornada. Vocês me ajudaram muito. Muito obrigado.

Ao professor Roberto Carvalhal, que se dispôs a passar parte de seu conhecimento tornando possível grande parte do experimento. Obrigado por toda ajuda e paciência.

Aos professores Sérgio Diniz e Paulo Cesar Ciarlini, e seus orientados, pela ajuda e disposição no início do curso.

As minhas galinhas, que tornaram o experimento possível. Os animais utilizados em pesquisas merecem todo nosso respeito por proporcionar a evolução do conhecimento para que possamos ajudar outros animais em situações futuras.

À Faculdade de Medicina Veterinária de Araçatuba (FMVA - UNESP), por tudo que aprendi e conheci durante o aprimoramento e pós-graduação. Nunca esquecerei meu tempo aqui.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de mestrado.

Um agradecimento especial ao meu orientador professor Dr. Paulo Sergio Patto dos Santos, que mesmo não me conhecendo se arriscou e me escolheu para ingressar no programa de aprimoramento em anestesiologia. Esse momento foi começo de uma amizade, muito obrigado por tudo que me ensinou, dentro e fora do mundo veterinário. Espero um dia poder retribuir o que fez por mim. Quero que saiba que sempre serei grato.

“Nobody made a greater mistake than he who did nothing because he could do only a little.”

(Edmund Burke)

OLIVEIRA, S.P. **Bloqueio dos nervos femoral e isquiático com auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas (*gallus gallus domesticus*)**. 2021. 58f. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Estadual Paulista, Araçatuba, 2021.

RESUMO

Objetivou-se avaliar os efeitos dos bloqueios perineurais dos nervos femoral e isquiático com auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas clinicamente saudáveis. Após determinados os pontos de referência anatômicos para o bloqueio de cada nervo, foram utilizadas 10 galinhas jovens, 4 meses de idade, pesando em média $1,22 \pm 0,25$ kg. Após a indução anestésica com sevoflurano, foram realizados os bloqueios nos nervos femoral e isquiático, sempre nesta ordem, com 10 mg/kg de lidocaína 2% com vasoconstritor em cada nervo. As variáveis frequência cardíaca, frequência respiratória e temperatura [FC, *f* e $T^{\circ}(C)$] foram avaliadas antes da indução anestésica e a cada 10 minutos após o último bloqueio durante 120 minutos (M_{10} , M_{20} , M_{30} , M_{40} , M_{50} , M_{60} , M_{70} , M_{80} , M_{90} , M_{100} , M_{110} , M_{120}), juntamente com as avaliações para bloqueio sensitivo e motor. Os bloqueios perineurais foram avaliados com classificação em escores, por meio de pinçamento nas regiões de fêmur, tibiotarso proximal, tibiotarso distal, tarsometatarso, dígitos (F, TTP, TTD, TM, D) para bloqueio sensorial, e observação de relaxamento muscular (RM) por correção proprioceptiva para bloqueio motor. Foi notada ausência de reação ou de mudança comportamental durante os pinçamentos e dificuldade de reposicionamento da região do joelho aos dígitos. Observando os resultados obtidos, pode-se concluir que os bloqueios perineurais dos nervos femoral e isquiático proporcionaram analgesia e ataxia nas regiões avaliadas do membro pélvico em galinhas.

Palavra-chave: Anestesia regional. Lidocaína. Analgesia. Estimulador de nervos periféricos. Aves.

Oliveira, S. P. **Femoral and ischiatic nerve block with electrical nerve stimulation aid in chickens (*gallus gallus domesticus*)**. 2021. 58f. Dissertação (Mestrado) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Estadual Paulista, Araçatuba, 2021.

ABSTRACT

The aim of the study was to evaluate the effects of perineural blocks of the femoral and sciatic nerves with electrical nerve stimulation aid in clinically healthy chickens. After defined anatomical landmarks for each nerve block, ten young chickens, 4 months old, weighing $1,22 \pm 0,25$ kg were used. After anesthetic induction with sevoflurane, femoral and sciatic nerve blocks were performed, always in this order, with 10 mg/kg of 2% lidocaine with vasoconstrictor on each nerve. The heart rate, respiratory rate and temperature variables [HR, RR and T(°C)] were assessed before anesthetic induction and every 10 minutes after the last blockade for 120 minutes (M₁₀, M₂₀, M₃₀, M₄₀, M₅₀, M₆₀, M₇₀, M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀) together with evaluations for sensory and motor blocks. Perineural blocks were assessed with score classification, by clamping the regions of the femur, proximal tibiotarsus, distal tibiotarsus, tarsometatarsus, digits (F, PTT, DTT, TM, D) for sensory block, and observation of muscle relaxation (RM) by repositioning of the limb or withdrawal reflex for motor block. There was an absence of reaction or behavioral change during the clamping and difficulty in repositioning of the knee region all the way to the digits. Observing the results, it can be concluded that the perineural blocks of the femoral and sciatic nerves provided analgesia and ataxia in the evaluated areas of the pelvic limb in chickens.

Keywords: Regional anesthesia. Lidocaine. Analgesia. Peripheral nerve stimulator. Birds.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 -** Região de aplicação de azul de metileno para coloração de nervo isquiático. Aplicação de 1 mL de azul de metileno na região distal ao trocânter maior do fêmur (seta amarela) e caudal e paralela à sua diáfise, onde foi traçada uma linha imaginária (linha azul), para a coloração do nervo isquiático..... 26
- Figura 2 -** Região de aplicação de azul de metileno para coloração de nervo isquiático. Aplicação de 1 mL de azul de metileno na região entre a porção cranial e proximal do fêmur (seta azul) e a borda caudal da última costela esquerda (seta amarela), para a coloração do nervo femoral..... 26
- Figura 3 -** Nervos isquiático e femoral tingidos de azul após aplicação de azul de metileno. A) Demonstração fotográfica do nervo isquiático (seta vermelha) tingido de azul, na região da borda caudal do fêmur (Linha vermelha) e na região distal ao trocânter maior do fêmur (círculo vermelho). Figura B) Demonstração fotográfica do nervo femoral (seta azul) tingido de azul, acima da região cranial e proximal do fêmur esquerdo (círculo azul)..... 27

Figura 4 -	Ilustração da técnica para bloqueio de nervo femoral. A) posicionamento da ave em decúbito dorsal e abdução do membro em aproximadamente 45°; Figura B) palpação da porção medial da coxa, no espaço entre a última costela e o fêmur e palpação de pulso da artéria femoral, para inserção de agulha estimuladora, na região localizada; Figura C) neuroeletroestimulação para localização e confirmação do local de injeção de anestésico local para realização de bloqueio perineural do nervo femoral.....	30
Figura 5 -	Ilustração da técnica para bloqueio de nervo isquiático. A) palpação de trocânter maior do fêmur, para localização de referência anatômica; B) inserção de agulha estimuladora na região distal ao trocânter maior do fêmur, caudal e paralelo à sua diáfise; C) neuroeletroestimulação para localização e confirmação do local de injeção de anestésico local para realização de bloqueio perineural do nervo isquiático.....	31
Figura 6 -	Posicionamento para avaliação de bloqueio motor. A) flexão de joelho (seta amarela) para observação de tentativa de reposicionamento; B) extensão de membro (seta vermelha), sobre a mesa cirúrgica, para observação de tentativa de reposicionamento.....	32
Figura 7 -	Locais empregados para o estímulo nociceptivo realizado com pinça Halsted. A) pinça Halsted com suas pontas e ranhuras envoltas por segmentos de equipo (seta amarela); B) região de pinçamento de dígitos; C) região de pinçamento de tarsometatarso; D) região de pinçamento de tibiotarso distal; E) região de pinçamento de tibiotarso proximal; F) região de pinçamento de fêmur distal. Cada região pinçada foi delimitada por um círculo amarelo.....	33

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 -	Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região do fêmur distal em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.....	36
Gráfico 2 -	Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região tibiotarso proximal, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.....	37
Gráfico 3 -	Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região tibiotarso distal, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.....	38
Gráfico 4 -	Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região tarsometatarso, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.....	39
Gráfico 5 -	Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região dos dígitos, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.....	40
Gráfico 6 -	Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para relaxamento muscular em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.....	42

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 -** Escores dos bloqueios motor e sensitivo, apresentados na forma de mediana, mínimo e máximo [mediana (mínimo - máximo)], dos nervos femoral e isquiático de galinhas (n=10), em cada momento. Valores mensurados de M₁₀ a M₁₂₀, para todas as regiões testadas (F = fêmur distal, TTP = tibiotarso proximal, TTD = tibiotarso distal, TM = tarsometatarso, D = dígitos) e RM = relaxamento muscular..... 43
- Tabela 2 -** Variáveis cardiorrespiratórias: frequência cardíaca (FC), frequência respiratória (FR) e temperatura (T), apresentadas como média e desvio padrão dos momentos sem administração de anestesia inalatória – momento basal (M_B) com todos os momentos de aferição após o bloqueio (a partir de M₁₀)..... 44

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	17
2 OBJETIVOS E JUSTIFICATIVAS	18
3 REVISÃO DE LITERATURA	18
3.1 Neuroanatomia dos nervos femoral e isquiático em galinhas (<i>Gallus gallus domesticus</i>) por Getty, 1986.	18
3.1.1 Território de inervação do nervo femoral.....	19
3.1.2 Território de inervação do nervo isquiático.....	20
3.1.3 Território de inervação do nervo fibular	20
3.1.4 Território de inervação do nervo tibial	20
3.2 Sevoflurano	21
3.3 Lidocaína	22
3.4 Bloqueios perineurais guiados por estimulador de nervos periféricos.....	24
4 MATERIAIS E MÉTODOS.....	25
4.1 Autorização	25
4.2 Treinamento	25
4.3 Protocolo experimental.....	28
4.3.1 Avaliação da função motora.....	32
4.3.2 Avaliação da função sensorial.....	33
4.3.3 Variáveis cardiorrespiratórias e temperatura.....	34
5 MÉTODO ESTATÍSTICO.....	34
6 RESULTADOS	35
7 DISCUSSÃO	44
8 CONCLUSÃO.....	52
REFERÊNCIAS.....	52
ANEXO A – COMITÊ DE ÉTICA.....	58

1 INTRODUÇÃO

Na Medicina Veterinária, técnicas anestésicas regionais têm sido rotineiramente empregadas com o intuito de diminuir os estímulos álgicos do paciente e agregar qualidade ao procedimento anestésico proporcionando anestesia balanceada. Ao contrário da maioria dos anestésicos gerais, que bloqueiam a percepção da dor através da inconsciência, as anestésias regionais, realizadas com anestésicos locais, impedem completamente a transmissão do impulso nociceptivo (GARCIA, 2015), o que as tornam úteis em animais conscientes ou sedados (DUKE, 2000), sendo utilizada tanto em seres humanos quanto animais (MAHLER, ADOGWA, 2008).

Esta técnica de anestesia pode produzir analgesia cirúrgica suficiente para pacientes considerados em risco devido à exposição ao anestésico geral intravenoso ou inalatório evitando ou diminuindo sua necessidade, o mesmo pode ser dito em relação a opióides utilizados no período trans e pós-operatório. Existem diferentes formas de realizar este procedimento, sendo uma delas o bloqueio de nervos (GARCIA, 2015). O bloqueio perineural, por ser uma técnica difícil, já que é feita de uma forma “cega” pois não é possível enxergar o nervo durante o procedimento, pode ser auxiliada empregando-se o estimulador de nervos periféricos (COSTA-FARRE et al. 2011; ECHEVERRY et al. 2010; PERLAS, CHAN, SIMINS, 2003).

Os anestésicos locais são um grupo de fármacos que se ligam, de forma reversível, aos canais de sódio bloqueando a condução nervosa quando aplicados corretamente no tecido nervoso (CORTOPASSI, FANTONI, BERNARDI, 2002). Estes promovem a interrupção da transmissão neural nos nervos após o bloqueio local, útil para inibir ou reduzir a dor durante um procedimento cirúrgico e aumentar o conforto no período pós-operatório se utilizado um agente anestésico de longa ação (IMBELLONI et al., 2005; ROBERTS, 2006; GARCIA, 2015).

Têm-se observado um grande aumento no número de animais de estimação exóticos ou não convencionais, como as aves (WERTHER, 2014). A classe das aves é composta por mais de 9.700 espécies (MACHIN, 2005; HAWKINGS e MURPHY, 2011). Estes fatos deixam claro a importância de

estudos em aves na área de anestesiologia e analgesia, visto que são procedimentos e técnicas utilizados com frequência em aves (CURRO, BRUNSON, PAUL-MURPHY, 1994). Os bloqueios perineurais com anestésicos locais têm sido utilizados para promover analgesia em aves (LUDDERS, 2015), porém os relatos ainda são escassos.

O bloqueio dos nervos femoral e isquiático têm sido realizados para permitir intervenções cirúrgicas em membros pélvicos de pequenos animais (DEGREGORI et al. 2018). Em aves, já temos relatos da anestesia regional desses mesmos nervos (OVIDIO et al. 2014; LIMA et al. 2016), sendo um em galinhas (SILVA, 2020), entretanto, existem poucos estudos sobre esta técnica. Partiu-se da hipótese de que aos bloqueios perineurais dos nervos femoral e isquiático com lidocaína com vasoconstritor em galinhas promoveria analgesia e ataxia no membro pélvico, da região do joelho até os dígitos.

2 OBJETIVOS E JUSTIFICATIVAS

Frente a escassez de informações encontradas na literatura consultada, no que diz respeito a estudos que avaliem a eficácia e segurança dos bloqueios dos nervos isquiático e femoral em aves, com este trabalho avaliou-se a eficácia do bloqueio dos nervos em questão. Técnicas já foram descritas, entretanto pouco exploradas quanto a melhor eficácia e segurança. A técnica utilizada neste estudo visa ampliar as alternativas para anestesia local de forma segura e eficiente.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 Neuroanatomia dos nervos femoral e isquiático em galinhas (*Gallus gallus domesticus*) por Getty, 1986.

Sabe-se que a rede neural que serve ao membro pélvico é o plexo lombossacral; ele efetivamente consiste em dois plexos, o lombar e o sacral, unidos por uma raiz repartida. As raízes do plexo partem do entumescimento lombossacral da medula espinhal que está acomodado no segmento fusiforme e expandido do sinsacro. Os ramos ventrais dos nervos espinhais 23 a 30 normalmente compõem as raízes do plexo lombossacral. O plexo lombar é na maioria das vezes derivado das raízes 23 a 25 e o plexo sacral das raízes 25 a 30. O nervo espinhal 25 contribui para ambos os plexos; conseqüentemente, sua raiz ventral é conhecida como nervo furcal (bifurcado). O plexo sacral (isquiático) está localizado dentro da parte cranial da fossa renal da pelve. A origem da artéria isquiática demarca a localização da raiz caudal do plexo sacral. Lateralmente o plexo situa-se imediatamente cranial à artéria isquiática; ambos deixam a pelve e penetram na coxa através do forame isquiático, imediatamente caudal a articulação do quadril.

3.1.1 Território de inervação do nervo femoral

Descreve que o nervo femoral é o principal ramo terminal do tronco caudal e todo plexo lombar; ele corre diretamente lateral e deixa a pelve. Originado da borda craniodorsal do tronco caudal há um nervo indistinto que dobra dorsalmente ao deixar a pelve; este é o nervo cranial da coxa que inerva a massa muscular no dorso pré-acetabular do ílio. Ao longo de sua borda caudal o tronco caudal do plexo lombar emite o nervo cutâneo medial da coxa que corre caudolateralmente cranial ao íliaco e deixa a pelve na incisura pré-acetabular. O nervo cutâneo medial da coxa (nervo safeno) surge da borda caudal da parte proximal do nervo femoral; ele deixa a pelve, dobra caudalmente, então enrosca-se ao redor da superfície lateral do músculo íliaco e ao processo pre-acetabular da pelve. O nervo femoral subdivide-se em duas divisões principais. A divisão cranial fornece ramos craniais e distais para a parte do músculo iliotibial, cranialmente ao fêmur, fornecendo um ramo espesso para a parte externa do músculo femorotibial e um ramo delgado para sua parte média. A divisão caudal, inerva a extremidade proximal da parte intermediária do músculo femorotibial, percorre ao longo da superfície cranial deste músculo, até o joelho,

gradativamente aprofundando-se no músculo. Esta parte do nervo acompanha a terminação da artéria femoral e envia ramos articulares para a região patelar da articulação do joelho. Ramos do plexo lombar inervam a massa muscular extensora (cranial) da coxa, os músculos curtos do fêmur, proximalmente, originados do ílio pré-acetabular e os músculos adutores da coxa. Nenhum músculo distal ao joelho é inervado pelo plexo. Entretanto, seus ramos articulares suprem as partes craniomediais da articulação do joelho, e sua distribuição cutânea estende-se até a região do tornozelo.

3.1.2 Território de inervação do nervo isquiático

O plexo sacral (isquiático) está localizado dentro da parte cranial da fossa renal da pelve. Suas raízes nervosas estão direcionadas caudolateralmente, seguem paralelas à parede lateral da pelve, correm mediais ao acetábulo e unem-se à artéria isquiática. A origem da artéria isquiática demarca a localização da raiz caudal do plexo sacral. Lateralmente o plexo situa-se imediatamente cranial a esta artéria, ambos deixam a pelve e penetram na coxa através do forame ilioisquiático, imediatamente caudal a articulação do quadril. Os ramos deste plexo são distribuídos para a massa muscular flexora, caudalmente ao fêmur, e aos curtos músculos que surgem do ílio pós acetabular e do ísquio e que se inserem no fêmur proximal (o chamado músculo caudal da coxa ou glúteo).

3.1.3 Território de inervação do nervo fibular

O nervo fibular inerva os músculos do compartimento extensor da perna. No pé inerva diversos dos curtos músculos extensores dos dedos, também fornece ramos articulares para as articulações do tornozelo e do pé, e ramos cutâneos para a perna, distalmente, para a região metatársica e dígitos.

3.1.4 Território de inervação do nervo tibial

O nervo tibial situa-se caudalmente à divisão fibular, sendo a maior divisão do isquiático, distribui-se tanto na perna como no pé. Ele inerva os músculos flexores da articulação do joelho e os músculos flexores longos dos dígitos, também fornece ramos articulares para as articulações do joelho, tornozelo, pé e ramos cutâneos para a perna, distalmente, para a região metatársica e dedos. A maioria dos ramos musculares surgem do nervo tibial, na região poplítea. Este nervo cruza a região do tornozelo, e passa a ser chamado de nervo plantar medial, que se encontra cutâneo ao pé. O ramo parafibular do nervo tibial acompanha o nervo fibular por certa distância e continua, na perna, como o nervo plantar lateral. Este ramo, supre os músculos flexores intrínsecos do pé, as articulações e o tegumento da mesma região e também do tornozelo.

3.2 Sevoflurano

A anestesia inalatória é muito utilizada em animais de diversas espécies e se diferencia dos demais fármacos anestésicos, visto que são administrados e em grande parte eliminados, pelos pulmões. O objetivo da técnica consiste em alcançar uma pressão parcial do anestésico no sistema nervoso central para produzir um nível desejado de depressão, obtendo-se assim a anestesia geral (STEFFEY, MAMA, BROSNAN, 2015).

Entre várias características desta técnica, duas apresentam grande importância: a CAM, concentração alveolar mínima, porém os pulmões das aves não possuem alvéolos, logo nessas espécies, passou-se a chamar de concentração anestésica mínima (LUDDERS, 2015) e a solubilidade do agente empregado, caracterizada pelo coeficiente de partição sangue/gás, onde quanto mais solúvel o fármaco anestésico, mais prolongada é a indução e a recuperação (STEFFEY, MAMA, BROSNAN, 2015).

A anestesia inalatória é interessante e muito utilizada nas aves por diferentes motivos que se demonstram vantajosos em comparação a outras técnicas anestésicas, como a facilidade de se alterar os planos de anestesia, rápidas indução e recuperação, o uso concomitante de oxigênio, permite maior tempo de procedimento, ausência de efeitos hepáticos e renais diretos por se tratar de anestésicos pouco metabolizados, como a sevoflurano ou isoflurano,

fornecendo um alto índice de segurança. Porém, são necessários equipamentos específicos, uma fonte de gás diluente (oxigênio), um vaporizador e um circuito anestésico, que nem sempre estarão disponíveis ().

Estudos realizados em outras aves, como frangos e papagaios, anestesiados com sevoflurano, demonstraram indução rápida e livre de excitação dos animais, assim como sua extubação e recuperação, devido ao seu menor coeficiente de partição sangue/gás. Da mesma forma o sevoflurano proporcionou maior estabilidade cardíaca, menor hipotensão e menor depressão respiratória em comparação ao isoflurano (NICOLAU *et al.* 2002; GUIMARÃES *et al.* 2000).

3.3 Lidocaína

Os anestésicos locais são fármacos que impedem o influxo de íons nos canais rápidos de sódio em axônios, os quais produzem um potencial de ação e propagam a transmissão nervosa (DUKE, 2000). Diversas teorias já foram formuladas para tentar explicar especificamente o mecanismo de ação desses fármacos (GARCIA, 2015). Estudos têm indicado a existência de um receptor, na região interna da membrana, específico para anestésicos locais nos canais de sódio (BUTTERWORTH, STRICHARTZ, 1990), dessa forma, assim que o anestésico local tem contato com o receptor, a permeabilidade aos íons sódio é diminuída, diminuindo assim a taxa de despolarização. Por conta disso, a despolarização celular não é o suficiente para reduzir a negatividade do potencial da membrana da fibra nervosa até seu nível de descarga, não ocorrendo a propagação do impulso (MALAMED, 2013).

Existem essencialmente dois grupos de anestésicos locais, aminoésteres e aminoamidas, sendo a procaína, benzocaína, cloroprocaína e tetracaína do grupo éster, e a lidocaína, prilocaína, bupivacaína, mepivacaína, ropivacaína, entre outros, do grupo amida. Os ésteres, em sua maioria, são hidrolizados pela colinesterase plasmática, enquanto as amidas, não podem ser hidrolisadas e tem degradação enzimática no fígado (GARCIA, 2015). A potência do anestésico está intimamente ligada ao grau de lipossolubilidade, uma vez que a propriedade

lipofílica proporciona mais facilidade para que o fármaco adentre as membranas do nervo, que são compostas por lipídios. (DUKE, 2000; GARCIA, 2015).

Quando utilizados para o controle da dor, os anestésicos locais agem de forma diferente da maioria dos fármacos. Normalmente, uma substância precisa entrar no sistema circulatório para exercer sua função, já o anestésico local deixa de realizar a analgesia a partir do momento que é absorvido do local administrado para a circulação (MALAMED, 2013). A maior parte dos anestésicos locais é injetada em torno de fibras nervosas, a distribuição do medicamento em torno de um nervo depende do volume utilizado, enquanto a penetração da fibra nervosa depende da sua concentração. Portanto, a diluição da solução anestésica local irá aumentar o volume que pode ser injetada sem exceder os níveis de tóxicos do fármaco, mas a qualidade do bloqueio pode ser alterada. A duração do contato do fármaco com o nervo depende da vascularização do tecido, quanto maior o fluxo sanguíneo através da área de tecido, mais rapidamente o fármaco será absorvido para a circulação sistêmica (DUKE, 2000).

A lidocaína é um dos anestésicos locais mais utilizados, pois apresenta elevada solubilidade, pKa de 7,7 e 65% de ligação a proteínas plasmáticas, produzindo um bloqueio efetivo com curta latência, o que a torna o anestésico local de eleição para procedimentos rápidos (LEMKE e DAWSON, 2000; LAGAN e McLURE, 2004).

A lidocaína pode ser usada em aves para anestesia local, mas nunca com doses acima de 4 mg/Kg, o que pode ser difícil de alcançar em aves muito pequenas, a menos que o fármaco seja diluído (LUDDERS, 2015). A lidocaína e bupivacaína foram avaliadas pela sua eficácia na produção de bloqueio do plexo braquial. Em frangos, injetou-se lidocaína 2% com epinefreina (10 µg/ml) ou bupivacaína 0,5% com epinefrina (10 µg/ml), na dose de 1 mL/Kg, após a localização do plexo através do neurolocalizador, mas apenas 66% dos procedimentos foram eficazes (FIGUEIREDO et al. 2008). Em patos anestesiados (*Anas platyrhynchos*), a bupivacaína 0,5% (2 ou 8 mg/Kg) ou uma associação de lidocaína 2%(15 mg/Kg) e epinefrina (3,8 µg/Kg) foi injetada para o bloqueio de plexo braquial, sem observações de efeitos adversos decorrentes da técnica (BRENNER et al. 2010). Em um estudo realizado por Imani et al. (2013), foi relatado que doses maiores de lidocaína são necessárias para

produzir manifestações tóxicas, convulsões ou parada respiratória, em galinhas (*Gallus domesticus*) quando comparadas a mamíferos. A dose tóxica total de lidocaína necessária para produzir esses sinais clínicos e a concentração plasmática de lidocaína correspondente foram $28,96 \pm 6,21$ mg/Kg e $38,5 \pm 10,4$ µg/mL, respectivamente, de acordo com o autor.

3.4 Bloqueios perineurais guiados por estimulador de nervos periféricos

O êxito do bloqueio perineural depende do correto posicionamento da agulha e deposição do fármaco ao redor do nervo desejado. Quando administrado com precisão, doses menores podem ser empregadas, reduzindo os efeitos colaterais de uma sobredose. As técnicas mais comumente utilizadas são realizadas as cegas, ou seja, sem auxílio de estimulador de nervos periféricos e/ou ultrassom. Se baseiam no conhecimento anatômico, que serve de referência para o local de punção, direção da agulha e localização do nervo (MAHLER; ADOGWA, 2008; CAMPOY et al., 2010; ECHEVERRY et al., 2010; COSTA-FARRE et al., 2011).

A utilização do estimulador de nervos periféricos visa auxiliar a neurolocalização, aprimorando assim as técnicas de bloqueios regionais. Este produz corrente elétrica de baixa amperagem, que produz um impulso de rápida e curta duração. Quando o neurônio sofre um estímulo elétrico, ocorre uma alteração passageira na permeabilidade da sua membrana celular, aumentando a condutância dos canais de cálcio. Com intensidade suficiente, este estímulo pode causar a despolarização da membrana que, por sua vez, gerará um estímulo nervoso que percorrerá até o músculo innervado, promovendo sua contração. A neuroeletroestimulação empregando correntes entre 0,2 e 0,5 miliamperes (mA), está associada a bloqueios perineurais eficientes, enquanto a presença de contrações musculares presentes com miliamperagem menor que 0,2 podem sugerir injeção intraneural da solução (MARUCIO, CARDOSO, PORTELA, 2013).

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Autorização

Autorização através da Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA), processo FOA nº 00234 - 2020.

4.2 Treinamento

De início e objetivando o aprimoramento da técnica foi realizado um estudo anatômico prévio, onde foram utilizados 4 cadáveres de *Gallus gallus domesticus* para a identificação dos trajetos dos nervos femoral e isquiático.

Para o reconhecimento e localização do nervo femoral, a ave foi posicionada em decúbito dorsal e verificado por palpação o espaço entre a borda da extremidade distal da última costela, e a borda cranial do fêmur, local que trafega o nervo e a artéria femoral. Foi realizada a dissecação da região para confirmação de localização do nervo, que por sua vez se apresentou como um ramo delgado e profundo na região medial da coxa.

Para o reconhecimento e localização do nervo isquiático a ave foi posicionada em decúbito lateral direito e, por palpação, foi localizado o trocanter maior que se encontra na extremidade proximal e lateral do fêmur, área em que ocorre a inserção do músculo iliotrocantérico externo. Nessa região foi traçada uma reta paralela a borda lateral e caudal do fêmur e após dissecada, confirmada a localização e o trajeto do nervo isquiático, onde foi encontrado superficialmente na região lateral da coxa, composto pelos nervos tibial e fibular, e apresentando-se um nervo mais espesso em comparação ao nervo femoral.

Após o reconhecimento e localização dos nervos, mais 4 cadáveres foram utilizados para a injeção de Azul de metileno. Foi injetado 1mL de azul de metileno em cada um dos nervos, isquiático e femoral, para a mimetização de difusão de anestésico local utilizado nos bloqueios perineurais. Após a aplicação, os membros pélvicos foram dissecados para verificação de coloração de nervos alvo para que se pudesse entender melhor onde introduzir a agulha para as técnicas estudadas no presente trabalho.

Para a injeção na região do nervo isquiático, a ave foi posicionada em decúbito lateral direito onde o trocânter maior do fêmur foi identificado através de palpação. Distalmente a esta última estrutura e paralela a diáfise do fêmur, foi traçada uma linha imaginária no membro pélvico esquerdo, para que se pudesse identificar o local de aplicação do azul de metileno (Figura 1).

Figura 1 – Região de aplicação de azul de metileno para coloração de nervo isquiático. Aplicação de 1 mL de azul de metileno na região distal ao trocânter maior do fêmur (seta amarela) e caudal e paralela à sua diáfise, onde foi traçada uma linha imaginária (linha azul), para a coloração do nervo isquiático.



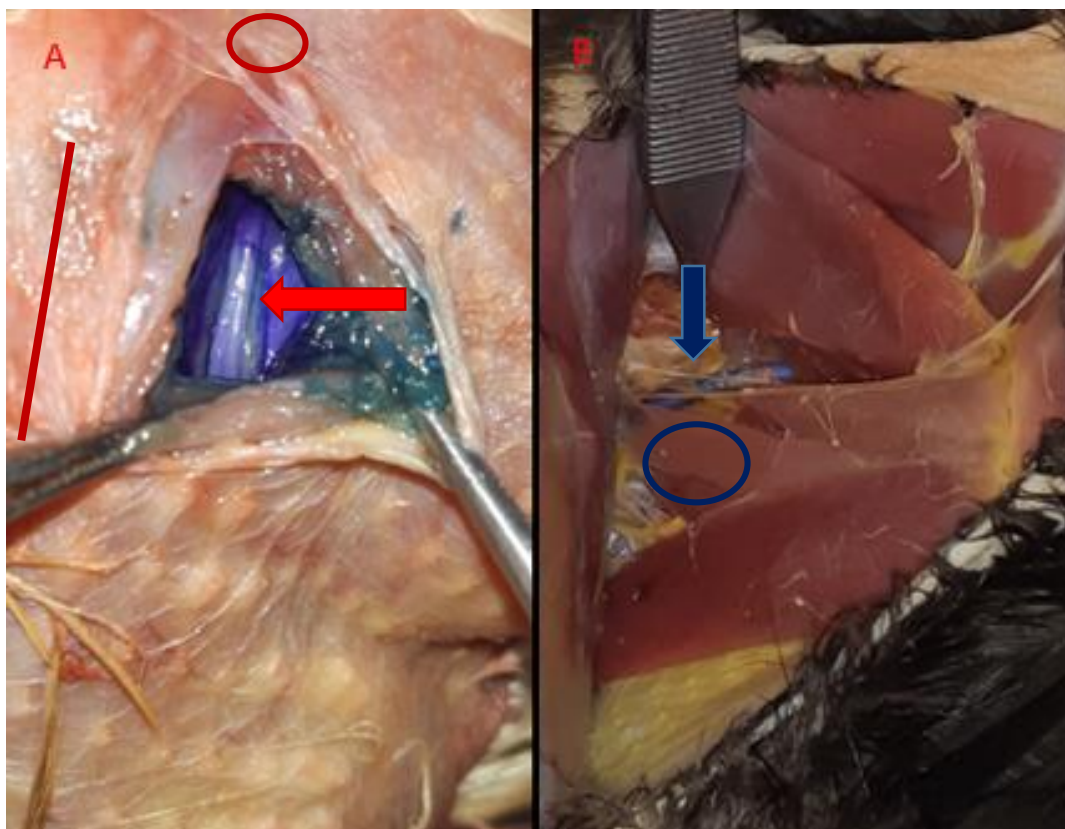
Para a injeção no nervo femoral, com a ave em decúbito dorsal, o membro pélvico esquerdo foi abduzido aproximadamente 45°, e identificadas as estruturas da borda caudal da última costela, e a porção cranial e proximal do fêmur. A região entre as duas estruturas identificadas foi escolhida como local de aplicação do azul de metileno na região medial do membro (figura 2).

Figura 2 - Região de aplicação de azul de metileno para coloração de nervo femoral. Aplicação de 1 mL de azul de metileno na região entre a porção cranial e proximal do fêmur (seta azul) e a borda caudal da última costela esquerda (seta amarela), para a coloração do nervo femoral.



Os trajetos dos nervos foram confirmados logo após a dissecação, devido sua coloração azul. Foi possível observar que os nervos isquiático e femoral, na porção lateral e medial da coxa, respectivamente, se encontravam tingidos de azul próximos ao ponto da inserção da agulha. Tanto a coloração dos nervos quanto os pontos de referências anatômicas estudadas, validaram os locais de posicionamento de agulha para ambos bloqueios anestésicos e deposição de anestésico local (figura 3).

Figura 3 - Nervos isquiático e femoral tingidos de azul após aplicação de azul de metileno. A) Demonstração fotográfica do nervo isquiático (seta vermelha) tingido de azul, na região da borda caudal do fêmur (Linha vermelha) e na região distal ao trocânter maior do fêmur (círculo vermelho). Figura B) Demonstração fotográfica do nervo femoral (seta azul) tingido de azul, acima da região cranial e proximal do fêmur esquerdo (círculo azul).



4.3 Protocolo experimental

Para a execução do experimento foram utilizadas 10 galinhas (*Gallus gallus domesticus*), consideradas saudáveis através de exame clínico, com 4 meses de idade. Os animais foram adquiridos no comércio local na cidade de Araçatuba.

Após contenção física pelos úmeros com uma mão e os membros pélvicos, na região do tibiotarso com a outra, as aves foram retiradas da gaiola e transportadas para um ambulatório fechado, sem a presença de outros animais ou demais estímulos externos, cuja temperatura ambiente foi mantida constante em cerca de 23° Celsius. Os animais foram posicionados junto a uma mesa e realizado o exame físico, consistindo de auscultação cardíaca com estetoscópio para obtenção do valor de frequência cardíaca, observação de movimentos torácicos e abdominais para frequência respiratória, e temperatura, em °C, utilizando o termômetro do monitor multiparamétrico¹ por via cloacal, sendo este

¹ Digicare - LifeWindow, monitor veterinário multiparamétrico, Rio de Janeiro, RJ.

o momento basal (MB). A anestesia foi realizada com sevofluorano² vaporizado em 100% de oxigênio, através de máscara de oxigênio, ligada a um vaporizador calibrado. A concentração do sevofluorano para a indução anestésica foi de 6 V% enquanto que a manutenção anestésica foi obtida com cerca de 2 V%. Durante o procedimento anestésico a ave foi monitorada com auxílio do monitor multiparamétrico¹, com eletrocardiograma, oximetria de pulso, frequência cardíaca e temperatura, constituindo o momento anestesiado (MAnest).

Uma vez alcançado o relaxamento muscular e a perda dos reflexos de retirada, foram realizados os bloqueios dos nervos femoral e isquiático, com auxílio de estimulador de nervos periféricos³, com 20 mg/Kg de Lidocaína 2%⁴, no membro pélvico esquerdo. Não foi realizada nenhuma intervenção no membro direito. Para as realizações dos bloqueios, as aves foram posicionadas em dois decúbitos diferentes. Foi realizado o afastamento e arrancamento das penas e antissepsia da região peitoral para o posicionamento do eletrodo terra do estimulador de nervos periféricos.

Para o bloqueio do nervo femoral a ave foi posicionada em decúbito dorsal e o membro abduzido até formar um ângulo de aproximadamente 45° para que pudesse ser identificado, através de palpação na porção medial da coxa, o espaço entre a borda da extremidade distal da última costela e a borda cranial do fêmur, de acordo com o estudo anatômico realizado. Como terceiro indicador da região anatômica do nervo femoral foi localizada, por meio de palpação, a pulsação da artéria femoral. Depois de localizada, as penas da região foram removidas e após a antissepsia foi inserida a agulha estimuladora 21Ga x 10cm do estimulador de nervos periféricos, preenchida com o anestésico local, paralelamente ao fêmur acompanhando seu trajeto em direção à região da porção proximal, para que a ponta da agulha se encontre o mais próxima possível do nervo femoral. A agulha foi inserida a uma profundidade de, aproximadamente, 2 cm da pele. O estimulador de nervos periféricos foi configurado para 1 mA e 2Hz. Assim que os estímulos esperados foram observados, a amperagem foi reduzida até os estímulos cessarem, estímulos obtidos entre 0,2 e 0,3 mA foram considerados adequados para a localização e

² Sevocris® 1mL/mL laboratório Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda., Itapira, SP.

³ Stimuplex® HNS 12 - B. Braun - Melsungen, Alemanha.

⁴ Xylestesin s/vasoconstritor 20mg/mL - Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos, Itapira, SP.

injeção de metade do volume total de anestésico local (10 mg/Kg). As contrações musculares avaliadas, para este nervo, à medida que a agulha progride foram a extensão do joelho e contração do músculo quadríceps femoral (Figura 4).

Figura 4 – Ilustração da técnica para bloqueio de nervo femoral. A) posicionamento da ave em decúbito dorsal e abdução do membro em aproximadamente 45°; Figura B) palpação da porção medial da coxa, no espaço entre a última costela e o fêmur e palpação de pulso da artéria femoral, para inserção de agulha estimuladora, na região localizada; Figura C) neuroeletroestimulação para localização e confirmação do local de injeção de anestésico local para realização de bloqueio perineural do nervo femoral.



Para o bloqueio do nervo isquiático, a ave foi posicionada em decúbito lateral direito e a região do trocânter maior foi palpada, localizando a extremidade proximal e lateral do fêmur, onde foi traçada uma reta imaginária paralela à borda lateral e caudal do fêmur, local de inserção da agulha do estimulador de nervos periféricos para a injeção do anestésico, de acordo com o treinamento realizado. O aparelho foi configurado como descrito acima, de forma idêntica ao outro bloqueio. A agulha foi inserida em um ângulo de aproximadamente 45° e aprofundada, aproximadamente a 1 cm da pele, até que as contrações musculares desejadas pudessem ser observadas. A redução da amperagem

também foi realizada de forma idêntica ao bloqueio do nervo femoral e após a sua localização a outra metade do volume de lidocaína 2% foi injetada (10 mg/Kg). As contrações musculares esperadas para o estímulo elétrico do nervo isquiático foram a extensão plantar dos dígitos e a contração da porção caudal da coxa (Figura 5).

Figura 5 – Ilustração da técnica para bloqueio de nervo isquiático. A) palpação de trocânter maior do fêmur, para localização de referência anatômica; B) inserção de agulha estimuladora na região distal ao trocânter maior do fêmur, caudal e paralelo à sua diáfise; C) neuroeletroestimulação para localização e confirmação do local de injeção de anestésico local para realização de bloqueio perineural do nervo isquiático.



O desenvolvimento do estudo foi realizado primeiro bloqueando o nervo femoral e posteriormente o nervo isquiático. Após o término do segundo bloqueio, o vaporizador calibrado de sevoflurano foi ajustado para 0 V%, a máscara retirada e as aves foram posicionadas em decúbito lateral direito para recuperação da anestesia geral. Foi considerado movimento e sustentação da cabeça e comportamento alerta como final da recuperação. As avaliações, realizadas por meio de classificação em escores para bloqueios sensorial e motor, e monitoramento de frequência cardíaca, respiratória e temperatura,

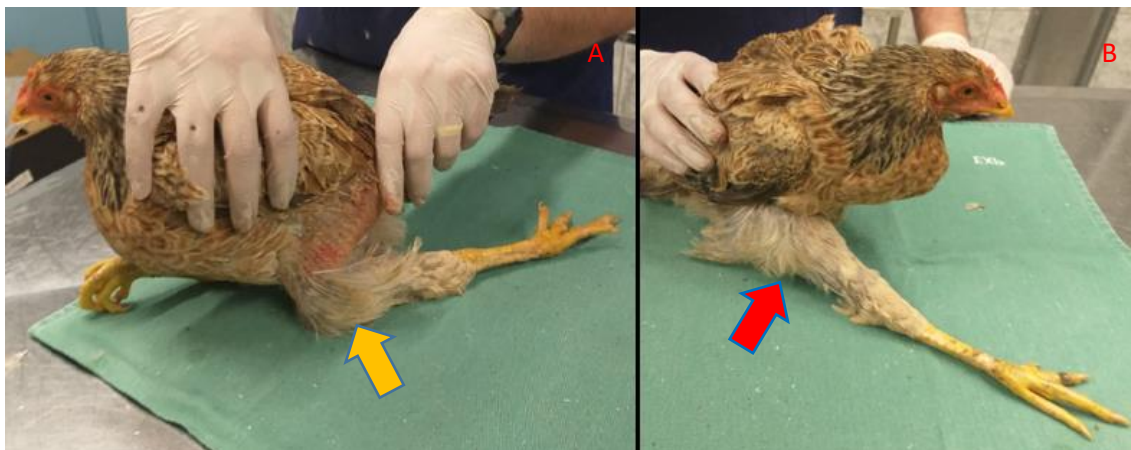
tiveram início 10 minutos após o término da aplicação do anestésico local para o bloqueio do nervo isquiático. Os momentos avaliados se repetiram com intervalos de 10 minutos, durante 120 minutos para verificação da duração dos bloqueios (M₁₀, M₂₀, M₃₀, M₄₀, M₅₀, M₆₀, M₇₀, M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀). Para os animais que apresentaram fim dos efeitos dos bloqueios perineurais antes do M₁₂₀, apresentando escore máximo em cada região e relaxamento muscular definido neste trabalho, este escore foi mantido até o momento final já que o mesmo representa nenhum efeito de anestésico local na região. As variáveis cardiorrespiratórias foram coletadas também com intervalos de 10 minutos, mas até o término da anestesia regional (momento onde já não se observava nenhuma ação do anestésico local no membro).

Os bloqueios foram avaliados a partir de função motora através do posicionamento do membro pélvico e função sensorial através de estímulo nociceptivo.

4.3.1 Avaliação da função motora

O teste do posicionamento do membro foi realizado delicadamente com as mãos, através da tração das patas e posicionamento incômodo, sem qualquer outro estímulo, para visualização de correção proprioceptiva. Os resultados obtidos foram classificados de acordo com os escores: 0=bloqueio total, ausência de qualquer movimento voluntário ou reflexo; 1= relaxamento parcial, início de movimento, porém o animal não consegue manter o membro em posição regular; 2 = ausência de relaxamento, contração muscular frequente, posição regular do membro (Figura 6).

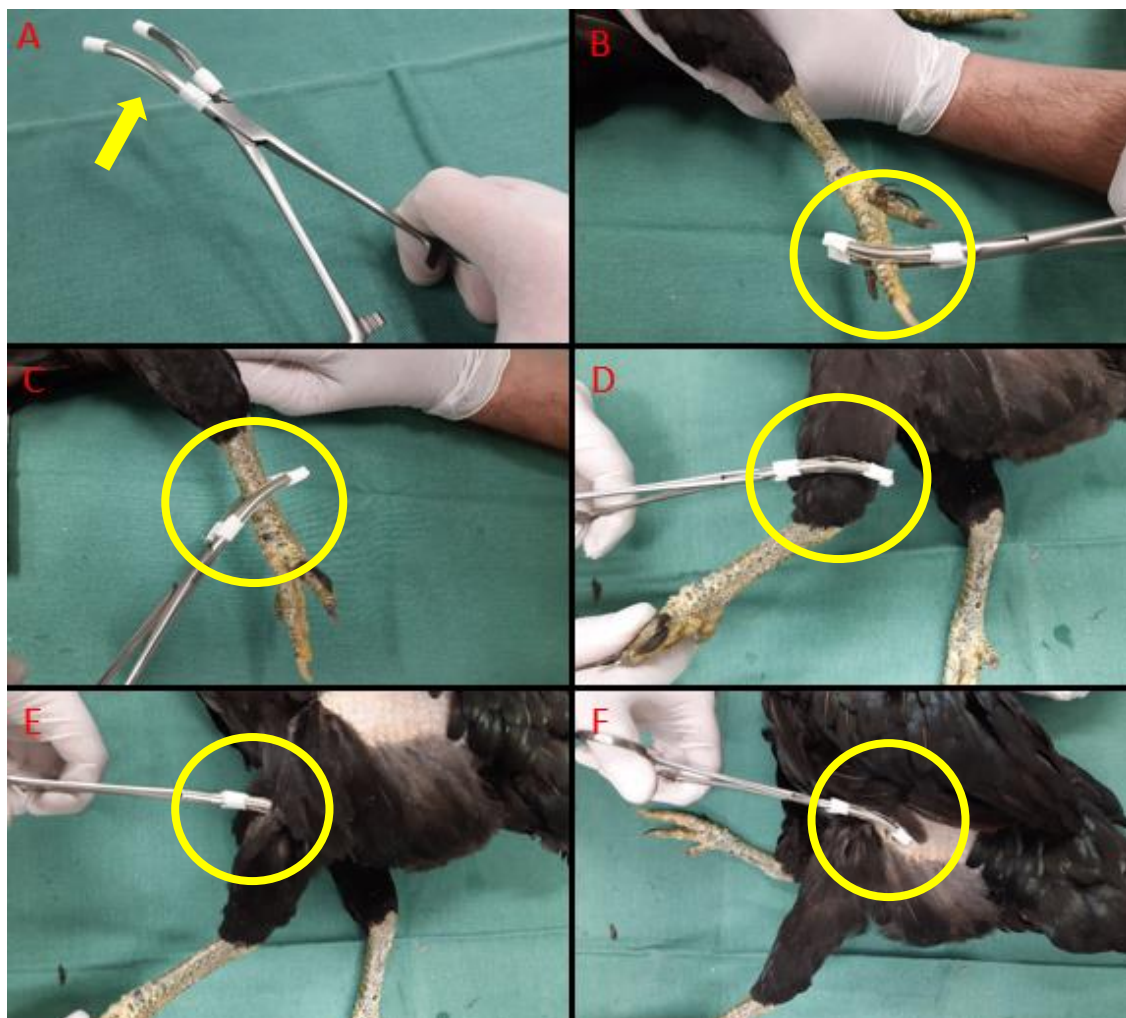
Figura 6- Posicionamento para avaliação de bloqueio motor. A) flexão de joelho (seta amarela) para observação de tentativa de reposicionamento; B) extensão de membro (seta vermelha), sobre a mesa cirúrgica, para observação de tentativa de reposicionamento.



4.3.2 Avaliação da função sensorial

O estímulo nociceptivo foi realizado através de pinçamento, de duração de 3 segundos, de região distal de fêmur (F), tibiotarso proximal (TTP), tibiotarso distal (TTD), tarsometatarso (TM) e dígitos (D), utilizando uma pinça hemostática Halsted com as pontas envoltas de pedaços cortados de equipo, para evitar lesão tecidual (figura 7). As respostas aos estímulos algícos foram classificadas de acordo com os seguintes escores: 0 = bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo; 1= reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos; 2 = reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação.

Figura 7 – Locais empregados para o estímulo nociceptivo realizado com pinça Halsted. A) pinça Halsted com suas pontas e ranhuras envoltas por segmentos de equipo (seta amarela); B) região de pinçamento de dígitos; C) região de pinçamento de tarsometatarso; D) região de pinçamento de tibiotarso distal; E) região de pinçamento de tibiotarso proximal; F) região de pinçamento de fêmur distal. Cada região pinçada foi delimitada por um círculo amarelo.



4.3.3 Variáveis cardiorrespiratórias e temperatura

A frequência cardíaca foi obtida em batimentos por minuto, nos diferentes intervalos de avaliação, por meio de auscultação. A frequência respiratória, observada em movimentos por minuto, nos diferentes intervalos de avaliação pela visualização dos movimentos de expansão peitoral. Já a temperatura corpórea foi obtida em °C, através da utilização do termômetro digital do monitor multiparamétrico posicionado na cloaca. Os intervalos para a aferição de todos os parâmetros vitais seguiram o protocolo descrito acima.

5 MÉTODO ESTATÍSTICO

Os dados numéricos foram apresentados como média $\pm$ desvio padrão. As análises estatísticas descritivas das variáveis cardiorrespiratórias e temperatura, foram realizadas com auxílio do software estatístico R v3.4.4 (R CORE TEAM, 2018). As variáveis ordinais, determinadas por escores, foram analisadas através do teste de Friedman e múltiplas comparações pelo teste de Dunn. O nível de significância atribuído foi $p < 0,05$.

6 RESULTADOS

Primeiramente, todos os procedimentos, indução, manutenção, recuperação e bloqueios femoral e isquiático, foram cronometrados. A média e desvio padrão, do tempo de indução foi de 58 ± 23 segundos, tempo de manutenção de 19 ± 9 minutos, e tempo de recuperação $4,5 \pm 1,3$ minutos. A média e desvio padrão do primeiro bloqueio foi de $13,7 \pm 5,25$ minutos, e o do segundo, $3 \pm 1,75$ minutos. Para a média e desvio padrão dos tempos de bloqueios, foram utilizadas 9 galinhas, pois durante a experimentação na primeira ave esses tempos não foram registrados.

Após a confirmação dos locais de inserção de agulha para realização dos bloqueios dos nervos isquiático e femoral em cadáveres, obtidos durante o treinamento através de estudo anatômico, foi possível iniciar os testes em aves vivas. Utilizando as localizações previamente determinadas para os bloqueios estudados, foi dado início à utilização do estimulador de nervos periféricos para que houvesse confirmação através de contrações musculares esperadas.

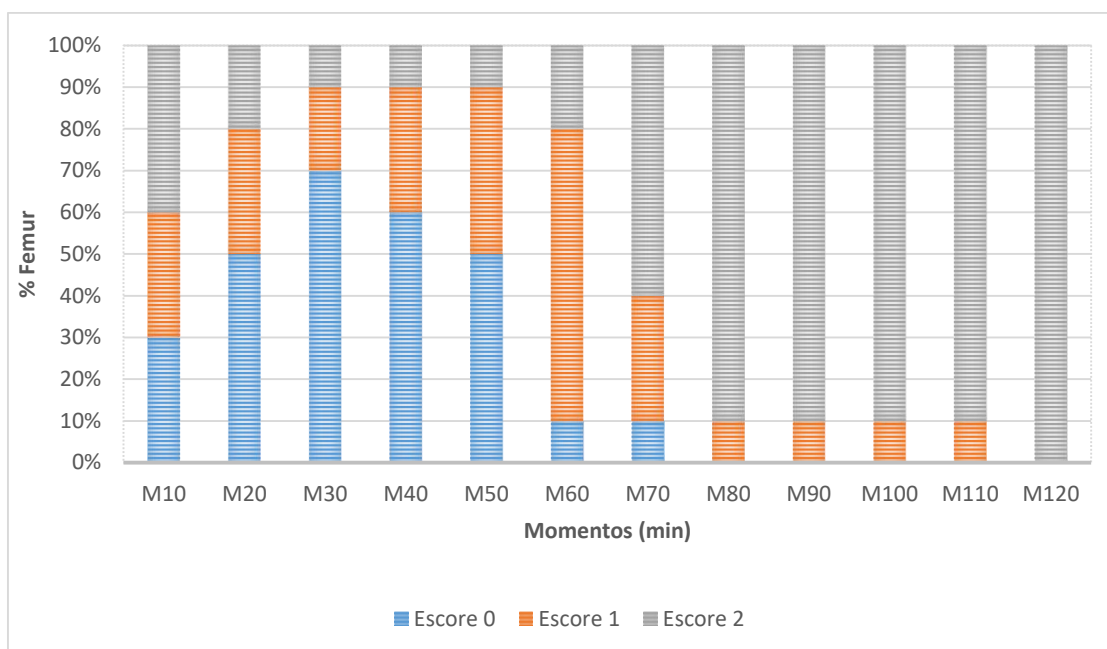
Para o bloqueio do nervo isquiático, com a ave em decúbito lateral direito, após a inserção da agulha do estimulador de nervos periféricos, distalmente ao trocânter maior do fêmur e paralelo a sua diáfise, configurado em 1mA, foi possível observar a extensão plantar dos dígitos e contração da porção caudal da coxa, como esperado. Depois da redução de miliamperagem, foi notado a diminuição dos reflexos de contração, e os mesmos foram cessados entre 0,3 e 0,2 mA, indicando o local próximo ao nervo, e não dentro do mesmo, possibilitando então a injeção de anestésico local, sem risco de causar uma aplicação intraneural.

Para o bloqueio do nervo femoral posicionou-se a ave em decúbito dorsal e abdução de membro pélvico esquerdo, aproximadamente 45°, expondo a porção medial da coxa, no espaço entre a borda da extremidade distal da última costela e a borda cranial do fêmur, juntamente com a palpação do pulso da artéria femoral que se mostrou eficaz, foi inserida a agulha do estimulador de nervos periféricos, ajustado com a mesma configuração utilizada para o bloqueio do nervo isquiático, foi confirmado o local através das contrações do músculo quadríceps e extensão do joelho, também cessados quando a corrente foi reduzida entre 0,3 e 0,2 mA.

Para avaliação do bloqueio da função sensitiva na região do fêmur distal, a porção mais proximal avaliada no trabalho, pudemos observar diferenças estatisticamente significativas ($p < 0,05$) em graus de escore, entre momentos, na população testada. Os momentos M₃₀, M₄₀ e M₅₀ diferiram dos momentos M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀. As medianas foram: 1 (M₁₀), 0 (M₂₀ a M₄₀), 0,5 (M₅₀), 1 (M₆₀) e 2 (M₇₀ a M₁₂₀). Os valores de moda foram: 2 (M₁₀); 0 no (M₂₀ ao M₅₀); 1 no (M₆₀); e 2 no (M₇₀ ao M₁₂₀).

Observando a figura 8, que representa a porcentagem de galinhas, com o escore para estímulo nociceptivo na região do fêmur distal em cada momento, foi possível observar que nos momentos M₂₀, M₃₀, M₄₀ e M₅₀, pelo menos 50% dos animais possuíam escore 0. Também pode ser observado, o nível crescente de escore 0 de M₁₀ a M₃₀, e depois decrescente, até M₇₀. O escore 1 se mostrou presente durante todos os momentos, com exceção de M₁₂₀. O escore 2, também esteve presente em todos, de maneira decrescente até M₃₀, M₄₀ e M₅₀, que possuem o mesmo valor, e crescente a partir de M₆₀. Do momento M₈₀ ao M₁₁₀, 90% dos animais encontravam-se com escore 2 (gráfico 1).

Gráfico 1 – Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região do fêmur distal em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.

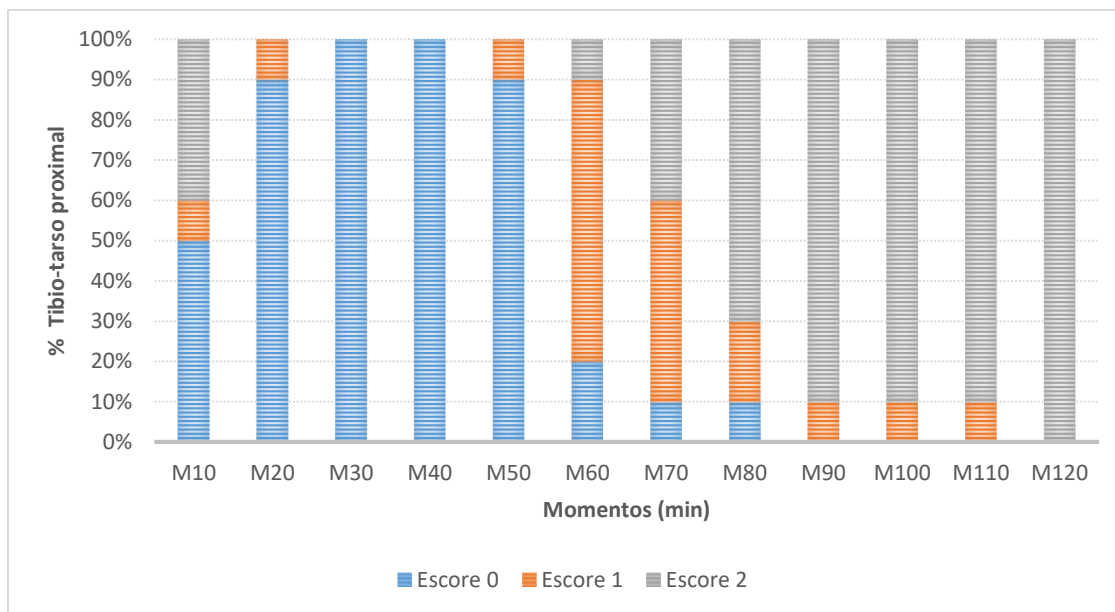


O gráfico demonstra quantos animais, em porcentagem (%), apresentam escore 0 (bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo), 1 (reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos) ou 2 (reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação), em região de fêmur distal, em cada momento testado até a ave não demonstrar mais sinal algum de bloqueio sensitivo (escore 2).

Na região tibiotarso proximal, o momento M₂₀ apresentou diferenças em grau de escore em comparação com os momentos M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; o momento M₅₀ também exibiu diferenças com os momentos M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; e os momentos M₃₀ e M₄₀ apresentaram diferenças com os momentos M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀. A mediana de cada momento foi: 0,5 (M₁₀), 0 (M₂₀ a M₅₀), 1 (M₆₀ e M₇₀) e 2 (M₈₀ a M₁₂₀). Já na moda, 0 do M₁₀ ao M₅₀; ainda 1 para o M₆₀ e M₇₀; e 2 para o M₈₀ ao M₁₂₀.

No gráfico de porcentagem, o escore 0 aparece de forma crescente até M₃₀. Do momento M₁₀ ao M₅₀, o escore 0 se apresenta como a maior porcentagem. O valor começa a decrescer, demonstrando uma porcentagem baixa de escore 0 e 2, e maior de escore 1, em M₆₀ e M₇₀. A partir de M₈₀, o escore 2, representa o maior valor até M₁₂₀ (gráfico 2).

Gráfico 2 – Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região tibiotarso proximal, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.

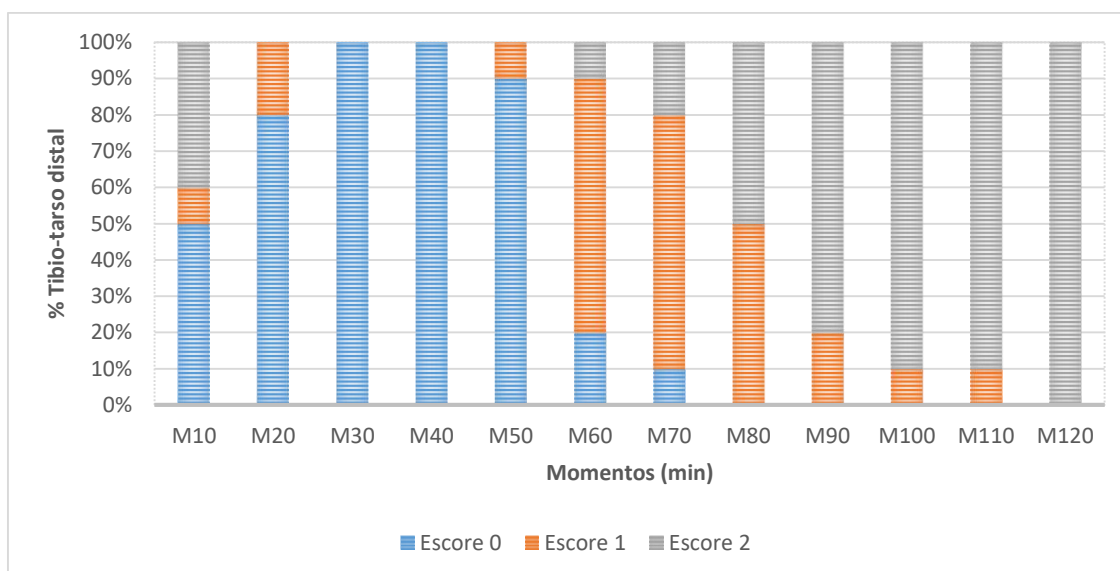


O gráfico demonstra quantos animais, em porcentagem (%), apresentam escore 0 (bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo), 1 (reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos) ou 2 (reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação), em região de tibiotarso proximal, em cada momento testado até a ave não demonstrar mais sinal algum de bloqueio sensitivo (escore 2).

Na região tibiotarso distal, os momentos M₂₀ e M₅₀ diferiram em grau de escore dos momentos M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; e os momentos M₃₀ e M₄₀ diferiram dos momentos M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀. Exatamente as mesmas diferenças encontradas na região de tibiotarso proximal, porém houve mudança na mediana: 0,5 (M₁₀), 0 (M₂₀ a M₅₀), 1 (M₆₀ e M₇₀), 1,5 (M₈₀) e 2 (M₉₀ a M₁₂₀). Na tabela de moda, os valores foram, 0 do M₁₀ ao M₅₀; 1 do M₆₀ ao M₈₀; e 2 do M₉₀ ao M₁₂₀.

Com uma disposição parecida com o tibiotarso proximal, a porcentagem de animais com escore 0 para esta região se demonstra crescente até M₃₀, com valores maiores que outros escores de M₁₀ até M₅₀, onde começamos a observar a presença do escore 1. Este último, apresentando valores maiores que os outros escores em M₇₀ e M₈₀, e igual ao escore 2 em M₈₀. De M₉₀ a M₁₂₀, podemos notar a predominância de escore 2 (gráfico 3).

Gráfico 3 – Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região tibiotarso distal, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.

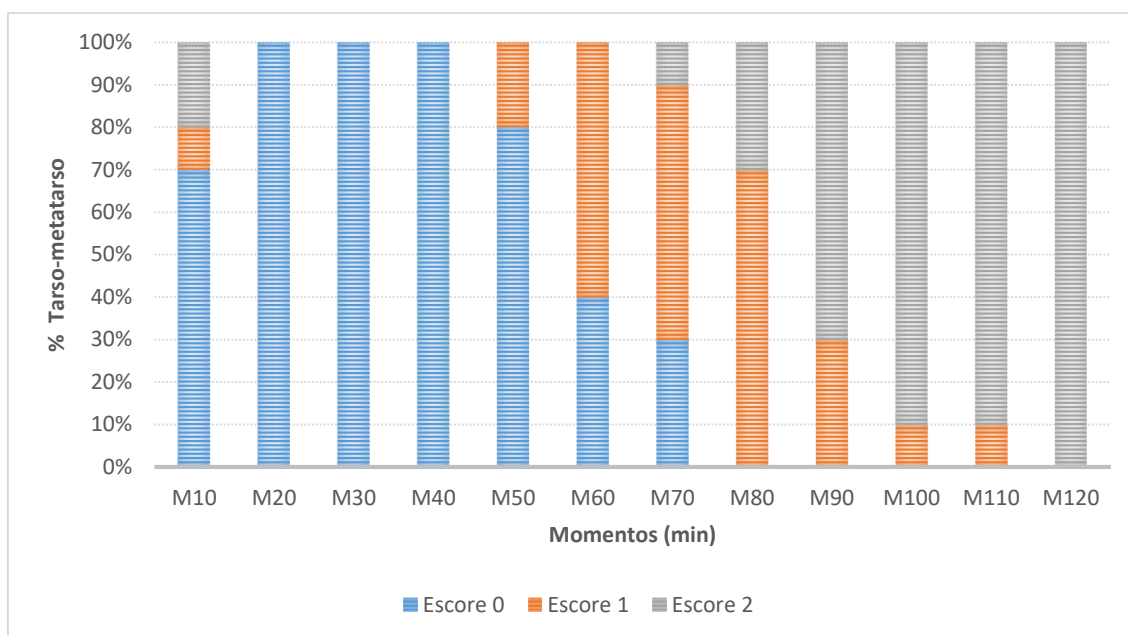


O gráfico demonstra quantos animais, em porcentagem (%), apresentam escore 0 (bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo), 1 (reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos) ou 2 (reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação), em região de tibiotarso distal, em cada momento testado até a ave não demonstrar mais sinal algum de bloqueio sensitivo (escore 2).

Na avaliação da região do tarsometatarso ocorreram diferenças estatísticas em graus de escore entre o M₁₀ e o M₁₂₀; e diferenças dos momentos M₂₀, M₃₀, M₄₀, M₅₀ para com os momentos M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀. Os valores das medianas foram: 0 (M₁₀ a M₅₀), 1 (M₆₀ a M₈₀), e 2 (M₉₀ a M₁₂₀). Os da moda foram exatamente os mesmos da mediana para esta região.

O escore 0, apresenta uma porcentagem crescente, de M₁₀ para M₂₀, e se mantém em 100% até M₄₀. Começa a decair em M₅₀, com a presença de escore 1, porém ainda é o maior valor presente, no momento. O escore 1, apresenta-se como maior valor de M₆₀ a M₈₀, e continua presente até M₁₁₀, mas com valores inferiores ao escore 2, desde M₉₀ (gráfico 4).

Gráfico 4 – Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região tarsometatarso, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.

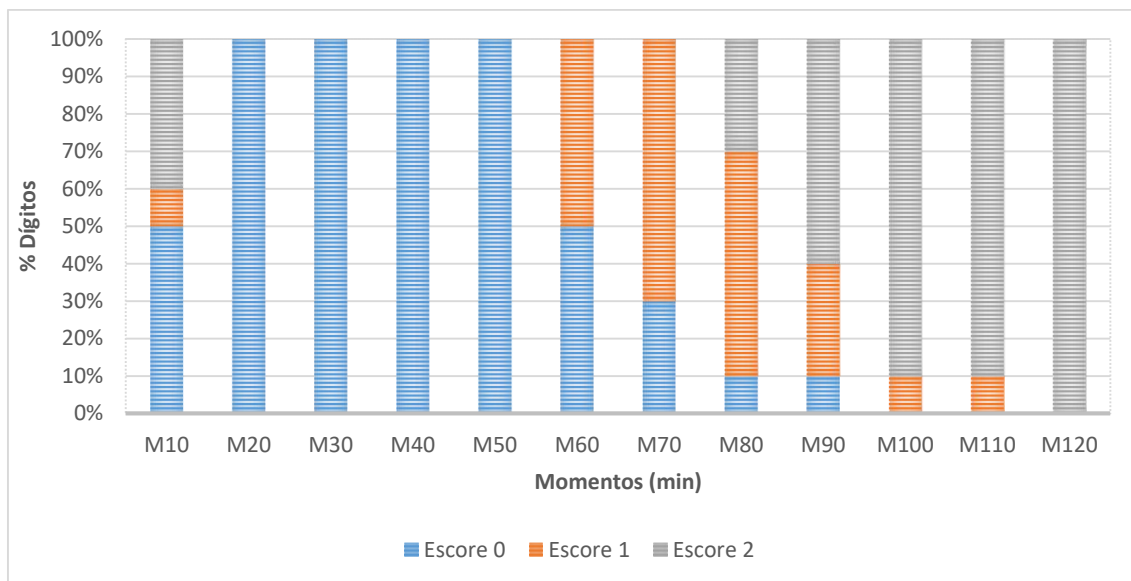


O gráfico demonstra quantos animais, em porcentagem (%), apresentam escore 0 (bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo), 1 (reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos) ou 2 (reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação), em região de tarsometatarso, em cada momento testado até a ave não demonstrar mais sinal algum de bloqueio sensitivo (escore 2).

Em relação à área dos dígitos, os momentos M₂₀, M₃₀, M₄₀, M₅₀ apresentaram diferenças em graus de escore sensitivo dos momentos M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀. A medianas apresentaram valores de 0,5 (M₁₀ e M₆₀), 0 (M₂₀ a M₅₀), 1 (M₇₀ e M₈₀) e 2 (M₉₀ a M₁₂₀). A moda, 0 do M₁₀ ao M₅₀; 1 do M₆₀ ao M₈₀; 2 do M₉₀ ao M₁₂₀.

A porcentagem de escore 0 é a maior até M₅₀, sendo crescente de M₁₀ a M₂₀ e 100% de M₂₀ a M₅₀, e está presente até M₉₀, porém seu valor começa a decair a partir de M₆₀, onde se mostra igual ao escore 1. O escore 1 está presente como maior porcentagem nos momentos M₇₀ e M₈₀. A partir de M₈₀, pode-se observar a presença de escore 2, de forma crescente, que apresenta maior porcentagem de M₉₀ a M₁₂₀ (Gráfico 5).

Gráfico 5 – Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para estímulo nociceptivo na região dos dígitos, em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.

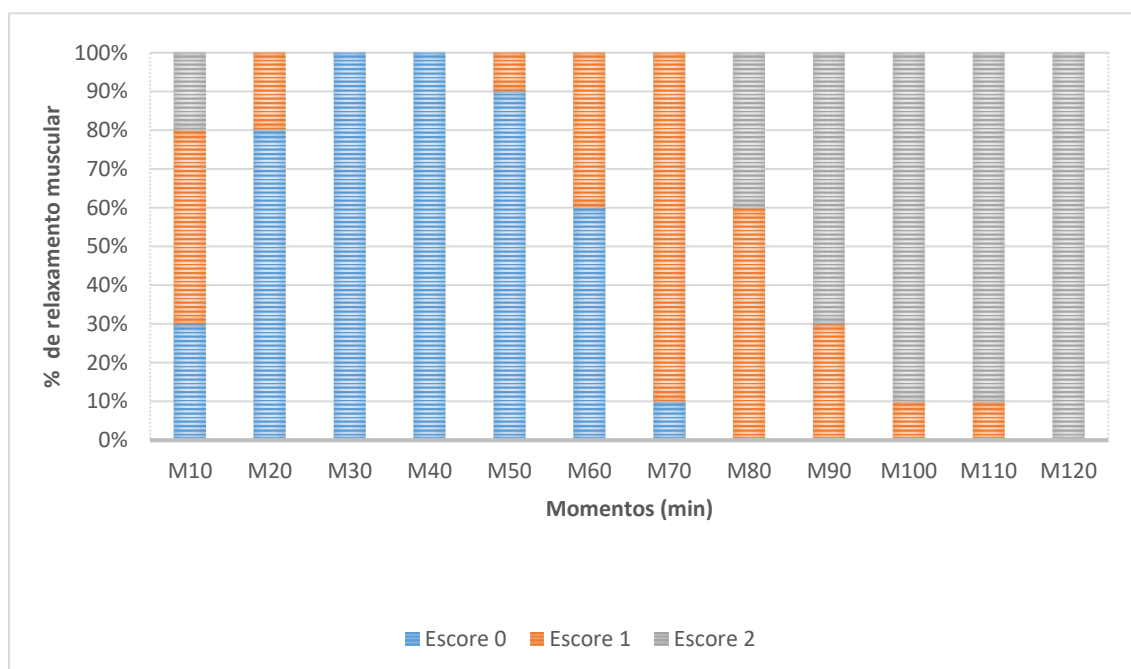


O gráfico demonstra quantos animais, em porcentagem (%), apresentam escore 0 (bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo), 1 (reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos) ou 2 (reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação), em região de dígitos, em cada momento testado até a ave não demonstrar mais sinal algum de bloqueio sensitivo (escore 2).

O bloqueio da função motora, avaliado pelo relaxamento muscular, apresentou diferenças estatísticas em graus de escore do momento M₂₀ para com os momentos M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; diferença do momento M₃₀ com os momentos M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; do momento M₄₀ com os momentos M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; do momento M₅₀ com os momentos M₈₀, M₉₀, M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀; e diferença do momento M₆₀ com os momentos M₁₀₀, M₁₁₀, M₁₂₀. Os valores das medianas foram: 1 (M₁₀ e M₇₀), 0 (M₂₀ a M₅₀), 0,5 (M₆₀), 1,5 (M₈₀), 2 (M₉₀ a M₁₂₀) da moda foram, 1 para os momentos M₁₀, M₇₀ e M₈₀; 0 do M₂₀ ao M₆₀; e 2 do M₉₀ ao M₁₂₀.

O escore 0, apresenta-se em M₁₀ até M₇₀, sendo crescente até M₃₀, onde atinge o valor máximo, até M₄₀, e começa a decair a partir de M₅₀. O escore 1, que demonstrava a maior porcentagem em M₁₀, começa a reaparecer em M₅₀, e volta a ser o maior valor em M₇₀ e M₈₀. A partir M₈₀, o escore 2 se mostra presente, e se torna o maior valor de M₉₀ a M₁₂₀ (gráfico 6).

Gráfico 6 – Porcentagem de galinhas (n=10), com o escore para relaxamento muscular em cada momento, após realização de bloqueio anestésico.



O gráfico demonstra quantos animais, em porcentagem (%), apresentam escore 0 (bloqueio total, ausência de qualquer movimento voluntário), 1 (relaxamento parcial, início de movimento, porém o animal não consegue manter o membro em posição regular) ou 2 (ausência de relaxamento, contração muscular frequente, posição regular do membro), em cada momento testado até a ave não demonstrar mais sinal algum de bloqueio motor (escore 2).

Juntamente com a porcentagem, tanto para a avaliação de bloqueio sensitivo quanto bloqueio motor, foram utilizados os valores de escore mínimo, máximo e mediana para todas as áreas estudadas (F = fêmur distal, TTP = tibiotarso proximal, TTD = tibiotarso distal, TM = tarsometatarso, D = dígitos) e relaxamento muscular (RM), em todos os momentos, em forma de tabela. Onde foi possível observar, através da mediada, em M₁₀ o escore 1 em metade das variáveis, e sem presença de escore 2 neste momento; de M₂₀ a M₄₀, o escore 0 ocupou 100% das áreas do membro pélvico esquerdo e relaxamento muscular; em M₅₀ há também predominância de escore 0, com exceção da região de fêmur distal, que apresenta mediana 0,5; em M₆₀ e M₇₀ pode-se notar maior presença de escore 1 e nenhum escore 0 entre as áreas e RM; a partir de M₉₀ começa a presença praticamente única de escore 2 em todas as áreas e RM até M₁₂₀ (Tabela 1).

Tabela 1 - Escores dos bloqueios motor e sensitivo, apresentados na forma de mediana, mínimo e máximo [mediana (mínimo - máximo)], dos nervos femoral e isquiático de galinhas (n=10), em cada momento. Valores mensurados de M₁₀ a M₁₂₀, para todas as regiões testadas (F = fêmur distal, TTP = tibiotarso proximal, TTD = tibiotarso distal, TM = tarsometatarso, D = dígitos) e RM = relaxamento muscular.

Momentos	Área					
	F	TTP	TTD	TM	D	RM
M10	1 (0-2)	1 (0-2)	0,5 (0-2)	0 (0-2)	0,5 (0-2)	1 (0-2)
M20	0 (0-2)	0 (0-2)	0 (0-1)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-1)
M30	0 (0-2)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)
M40	0 (0-2)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)	0 (0-0)
M50	0,5 (0-2)	0 (0-1)	0 (0-1)	0 (0-1)	0 (0-0)	0 (1-0)
M60	1 (0-2)	1 (0-2)	1 (0-2)	1 (0-1)	0,5 (0-1)	0,5 (0-1)
M70	2 (0-2)	1 (0-2)	1 (0-2)	1 (0-2)	1 (0-1)	1 (0-1)
M80	2 (1-2)	2 (0-2)	1,5 (1-2)	1 (1-2)	1 (0-2)	1,5 (1-2)
M90	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (0-2)	2 (1-2)
M100	2 (1-2)	1 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)
M110	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)	2 (1-2)
M120	2 (2-2)	2 (2-2)	2 (2-2)	2 (2-2)	2 (2-2)	2 (2-2)

Todos os momentos avaliados com intervalos de 10 minutos entre si, após realização de bloqueios perineurais dos nervos femoral e isquiático, para escores de bloqueio sensitivo por área testada e relaxamento muscular.

Escores função motora: 0=bloqueio total, ausência de qualquer movimento voluntário; 1=relaxamento parcial, início de movimento, porém o animal não consegue manter o membro em posição regular; 2=ausência de relaxamento, contração muscular frequente, posição regular do membro.

Escores função sensitiva: 0=bloqueio total, ausência de reflexo, vocalização ou comportamento agressivo; 1=reflexo, vocalização, discretos e/ou não imediatos; 2=reflexo, vocalização, comportamento agressivo ou excitação

A mensuração de variáveis cardiovasculares dos animais foi interrompida em diferentes momentos, devido aos diferentes tempos de término de bloqueio. Com a análise descritiva dessas variáveis foi possível a apresentação dos dados individuais, em forma de média e desvio padrão, dos momentos M_B até o último

momento de aferição da ave (Tabela 2), com exceção do M_{Anest} , este foi excluído da avaliação devido possíveis alterações cardiorrespiratórias por conta da administração de sevoflurano. Todas as aves apresentaram saturação de oxigênio maior ou igual a 98% no momento M_{Anest} .

Tabela 2 – Variáveis cardiorrespiratórias: frequência cardíaca (FC), frequência respiratória (FR) e temperatura (T), apresentadas como média e desvio padrão dos momentos sem administração de anestesia inalatória – momento basal (M_B) com todos os momentos de aferição após o bloqueio (a partir de M_{10}).

Animais	Variáveis		
	FC	FR	T(°C)
Galinha 1	376 ± 25	25 ± 3	40 ± 0,8
Galinha 2	344 ± 16	21 ± 2	41,5 ± 0,4
Galinha 3	325 ± 35	20 ± 4	40,6 ± 0,5
Galinha 4	339 ± 20	22 ± 3	40,8 ± 0,7
Galinha 5	340 ± 26	26 ± 2	41,2 ± 0,2
Galinha 6	350 ± 19	18 ± 2	40,7 ± 0,4
Galinha 7	377 ± 28	30 ± 7	41,8 ± 0,8
Galinha 8	340 ± 27	28 ± 6	41 ± 0,5
Galinha 9	363 ± 21	28 ± 3	41,5 ± 0,3
Galinha 10	343 ± 31	47 ± 23	42,3 ± 0,1

Média e desvio padrão de variáveis cardiorrespiratórias, de cada indivíduo, utilizando as aferições de todos os momentos com exceção de momento anestesiado (M_{Anest}), devido aos possíveis efeitos depressores cardiovasculares e respiratórios por conta da utilização de sevoflurano.

7 DISCUSSÃO

A anestesia em aves, apesar de ainda precisar de mais estudos quando comparada a anestesia em pequenos ou grandes animais, vem crescendo nos últimos anos. Estudos com anestesia dissociativa ou inalatória associada aos bloqueios locorregionais, na sua maioria em membros torácicos, não relatam

sucesso absoluto, deixando dúvidas com relação as técnicas ideais ou as doses de anestésicos locais empregadas. No que se refere ao bloqueio de membros pélvicos, são poucas as referências com a descrição da técnica para o bloqueio regional dos nervos femoral e isquiático em aves, e que seja de nosso conhecimento, em galinhas não foram encontrados nenhum estudo.

No presente estudo, o bloqueio dos nervos femoral e isquiático, empregando-se a dose de 20 mg/Kg de lidocaína em galinhas (*Gallus gallus domesticus*), promoveu analgesia e ataxia do membro pélvico da região distal do fêmur até os dígitos, sem observação de sinais de intoxicação por sobredose de anestésico local.

A indução inalatória com sevoflurano em galinhas, de acordo com Guimarães et al. (2000), na concentração de 7 V% e sem medicação prévia é rápida e livre de excitação, com tempo de indução de $1,03 \pm 0,34$ minutos, sendo avaliado da indução com máscara até a intubação; tempo de manutenção de 65 minutos; tempo de extubação, do fechamento do vaporizador até ser observado o reflexo de deglutição, de $2,77 \pm 0,29$ minutos; e do fechamento do vaporizador até o animal manter-se em estação foi considerado o tempo de estação, com $5,5 \pm 1,19$ minutos. No presente experimento, foi observado também rápida indução (58 ± 23 segundos), e tempo de recuperação de $4,5 \pm 1,3$ minutos, sendo considerado a sustentação da cabeça e movimentos dos membros torácicos e/ou pélvicos. Pode-se observar então, concordância com Guimarães et al. (2000), visto que os tempos de indução e recuperação foram semelhantes, mesmo diferindo deste estudo em alguns aspectos da anestesia inalatória, como concentração de sevoflurano (6 V%) e tempo de manutenção, que oscilou entre as aves testadas, com média 19 ± 9 minutos. A concentração anestésica mínima (CAM) do sevoflurano, ficou próxima da relatada por Naganobu et al. (2000) em galinhas, sendo esta 2,21 V%, já que os animais foram mantidos em concentração de 2%.

O conhecimento anatômico é a base para que se possa realizar técnicas de anestesia regional com sucesso. Dessa forma, podem ser utilizados menores volumes de anestésicos locais, visto que as injeções podem ser feitas com maior precisão para o bloqueio perineural (MORAES, BEIER, ROSA, 2013). A anatomia se mostra ainda mais importante, no caso deste trabalho, já que, de acordo com Vilani et al. (2006), existem variações anatômicas entre espécies,

como número de vértebras e/ou entre aves de cativeiro e vida livre, como percentual de gordura e massa muscular.

Estudos anatômicos do plexo lombossacro de galinhas (*Gallus gallus domesticus*) são escassos, estreitando a quantidade de dados para comparação. Durante o estudo anatômico para reconhecimento dos nervos femoral e isquiático realizado pelo autor, foi observado que a localização dos nervos se encontravam realmente próxima à descrita por Getty (1986). Este último cita que o nervo femoral inerva o músculo femorotibial, homólogo ao quadríceps, em mamíferos. Sobre o nervo isquiático, diz que este inerva, entre outros, os músculos iliofibular, flexor crural lateral e flexor crural medial, homólogos ao bíceps femoral, semitendinoso e semimembranoso, respectivamente, conforme o Comitê de Nomenclatura Internacional de Anatomia Aviária (1979), e após sua divisão em nervos tibial e fibular, o músculo gastrocnêmio, parte externa, média e interna, e os músculos extensores longo e lateral, respectivamente.

Após a dissecação dos nervos foco do presente trabalho, deu-se início ao estudo com azul de metileno em cadáveres, para treinamento e correto posicionamento da agulha para que posteriormente se pudesse realizar os bloqueios com segurança e eficácia em aves vivas. Esta metodologia já foi previamente empregada em patos para bloqueio dos nervos medianoulnar e radial no trabalho de Balthazar (2016). Os testes realizados nestes cadáveres após o reconhecimento de posição anatômica deixaram claro, por meio da coloração dos nervos, que a injeção na região distal ao trocânter maior do fêmur e paralela à sua diáfise, e na região da borda caudal da última costela e a porção cranial e proximal do fêmur, seria uma possível técnica para os bloqueios perineurais dos nervos isquiático e femoral, respectivamente. O que pôde ser confirmado, posteriormente, pela utilização do estimulador de nervos periféricos.

A utilização do estimulador de nervos periféricos visa melhorar a qualidade e eficácia de técnicas de bloqueios perineurais, além de poder proporcionar diminuição das doses de anestésicos locais (FANELLI et al. 1999). É importante ressaltar que o uso destes aparelhos, por mais que tenham sido criados para facilitar a execução da técnica de anestesia regionais, não amenizam ou substituem o conhecimento anatômico, segundo Mahler e Adogwa (2008), afinal, para o uso do estimulador de nervos periféricos são necessários pontos de referência anatômicos. Essas referências se apresentam ainda mais

importantes quando técnicas de anestesia regional são empregadas em aves, visto que diversas espécies podem ter massa corpórea pequena, mesmo aparentando serem maiores, como as galinhas, onde o volume empregado mesmo com uma dose alta, como a utilizada neste estudo, é baixo, dependendo assim de uma maior proximidade com o nervo alvo.

Em relação a corrente elétrica do estimulador de nervos periféricos e frequência dos estímulos utilizados para bloqueios anestésicos, de acordo com Campoy, Read, Peralta (2015), correntes baixas (de aproximadamente 0,2 a 0,6 mA) são o suficiente, visto que quanto mais próximo do nervo, menor será a intensidade da corrente necessária para que se possa estimular os nervos desejados e, dessa forma, as contrações dos grupos musculares inervados pelos respectivos nervos. A frequência de pulso de 2 Hz é ideal para neurolocalização enquanto que pulsos com frequência de 1 Hz, a chance de falha aumenta, de acordo com os autores. Técnicas de bloqueios perineurais com neuroestimulação já foram utilizadas previamente em galinhas para bloqueio de plexo braquial utilizando 2 - 5 Hz e 0,12 mA (FIGUEIREDO et al. 2008); e também utilizadas para bloqueio dos nervos femoral e isquiático em falcões, empregando-se 1 mA de corrente, diminuindo até 0,4 mA e 1 Hz de frequência (OVIDIO et al. 2014), e em um pavão (LIMA et al. 2016). No trabalho em tela foi selecionado 2 Hz para frequência e 1 mA inicial para a corrente, direcionando a agulha em direção ao nervo de acordo com as contrações musculares e diminuindo gradativamente a corrente aplicada até alcançar valores entre 0,2 e 0,3 mA para evitar injeção intraneural ou distância do nervo, diferindo de Figueiredo et al. (2008) e de Ovidio et al.(2014).

Com a técnica empregada neste trabalho, foi possível observar as contrações musculares relacionadas aos nervos femoral e isquiático, onde com corrente de 0,2mA os movimentos eram de baixa intensidade e abaixo desse valor, os mesmos cessavam. Com relação aos grupos musculares responsivos ao estímulo, o nervo femoral promoveu contração do músculo femorotibial, ou quadríceps femoral, apresentando também a extensão do joelho. Já na estimulação do nervo isquiático foi observada contração da porção caudal da coxa e extensão dos dígitos. As contrações promoveram movimentos esperados, corroborando assim o descrito por Getty (1986), em região anatômica e inervação. Concordando também com Ovidio et al. (2014) e Silva

(2020), em contrações musculares durante a neuroeletroestimulação, que relataram ter observado os mesmos movimentos com bloqueio dos nervos femoral e isquiático em falcões e galinhas, respectivamente. Dessa forma, podemos assumir, no mínimo, uma similaridade entre a anatomia nervosa dessas aves, que não apenas são de diferentes espécies, mas diferem também em gênero, família e ordem.

A classe das aves é constituída por mais de 9.700 espécies, e as respostas a um estímulo doloroso podem variar de acordo com espécie, raça, ambiente ou mesmo de indivíduo para indivíduo (MACHIN, 2005; HAWKINGS e MURPHY, 2011), o que dificulta a elaboração de uma tabela única de escala de dor para aves, mas de acordo com Hawkins & Murphy (2011), todos os animais vertebrados compartilham componentes semelhantes para nocicepção, detecção, transmissão e resposta a estímulos nocivos. Em estudo realizado por Gentle & Hunter (1990), avaliando dor em galinhas durante remoção de penas, foram observados movimentos gerais do corpo, bater de asas, tentativa de escapar, agachamento, movimentos dos olhos, movimentos do pescoço, diminuição de movimentos de cabeça, vocalização, aumento em frequências cardíaca, respiratória e pressão arterial. Resultados similares, tanto em comportamento, quanto em frequência cardíaca e pressão, foram relatados em galinhas após pinçamento de crista (WOOLEY, GENTLE, 1987).

Na execução da pesquisa, pôde-se observar diversas semelhanças entre a escala montada pelo autor, com sinais de dor aguda apresentados em galinhas (WOOLEY e GENTLE, 1987; GENTLE e HUNTER, 1990). Portanto, podemos assumir que as respostas comportamentais utilizadas na composição dos escores pode, possivelmente, representar bem uma reação à dor em galinhas. Também foram observadas semelhanças com outras tabelas com escores para dor relatadas por outros autores que também utilizaram como parâmetros a vocalização, movimentos e mudanças de comportamento (FIQUEIREDO et al. 2008, CARDOZO et al. 2009).

As doses de anestésicos locais para aves ainda oscilam muito dentro da literatura. Ludders (2015) relatou que doses de lidocaína acima de 4mg/Kg não devem ser usadas em aves, porém trabalhos mais recentes apresentam resultados diferentes. Um artigo em galinhas, conclui que a dose total de 6mg/Kg, aplicada por via intravenosa durante 2 minutos não foi associada com

nenhuma reação cardiovascular adversa (Brandão et al. 2014). Outro trabalho, também em galinhas, relata que com dose em bolus de 4mg/Kg e infusão de 8mg/Kg/minuto, a dose e a concentração sérica de lidocaína necessária para induzir convulsão ou parada respiratória foram, respectivamente, $28,96 \pm 6,21\text{mg/Kg}$ e $38,5 \pm 10,4\mu\text{g/mL}$, concluindo que doses maiores de lidocaína são necessárias para produzir complicações com risco de morte em galinhas, em comparação com mamíferos (Imani et al. 2013). A dose selecionada para a presente pesquisa, foi de 20mg/Kg de lidocaína 2% com vaso constritor, mesma dose utilizada por Figueiredo et al. (2008) e não foram observados nenhum sinal ou indicação de intoxicação por anestésico local, que de acordo com Machin (2005) podem se apresentar como convulsões ou paradas cardíacas. Essas diferenças entre doses de lidocaína utilizadas para anestesia regional demonstram como são necessários mais estudos para estabelecer doses corretas e seguras para cada espécie de ave.

Ovidio et al. (2014) realizaram experimento em falcões com administração de 0,05ml/Kg de lidocaína 2% por nervo (1mg/Kg), e avaliou a eficiência dos bloqueios por meio de aumento de variáveis cardiorrespiratórias e movimentos do membro bloqueado durante anestesia inalatória. Lima et al. (2016), administraram medicação pré-anestésica com morfina (2mg/Kg) e midazolam (2mg/Kg), indução e manutenção anestésica com sevoflurano, aplicação de lidocaína 1% (2mg/Kg) para realização dos bloqueios, para realização de amputação tarsometatársica em pavão. Neste último, o experimento também foi avaliado durante anestesia inalatória, empregando valores de variáveis cardiorrespiratórias e pressão arterial média como indicadores para dor. Os autores concluíram que os bloqueios podem ser realizados nestes animais, visto que não foi necessário resgate analgésico em nenhum dos experimentos. Os locais de aplicação de anestésico local e a utilização de estimulador de nervos periféricos são semelhanças entre esses estudos e o atual trabalho, porém a avaliação da eficácia do bloqueio foi feita de forma diferente. A administração de medicação pré-anestésica, com opióide e benzodiazepínico, e a avaliação sob efeito de anestésico local são fatores que podem mascarar os efeitos ou sinais de dor e dos estímulos nociceptivos que se deseja observar, o que pode levar a conclusões precipitadas sobre a real eficiência dos bloqueios.

Silva (2020), em sua tese de doutorado realiza bloqueios dos nervos isquiático e femoral com auxílio de estimulador de nervos periféricos em galinhas (*gallus gallus domesticus*). Utiliza técnica semelhante à utilizada no presente trabalho, com solução fisiológica 0,9%, lidocaína 0,16% (4mg/Kg), bupivacaína 0,2% (2mg/Kg), e lidocaína com bupivacaína nas mesmas concentrações e doses apresentadas anteriormente. Os bloqueios motor e sensorial foram graduados em escores, que por sua vez foram avaliados a partir de estímulos para caminhada e pinçamento, respectivamente. Foi observado o sucesso dos bloqueios com a utilização da bupivacaína. No entanto, com o grupo lidocaína obteve-se a conclusão de que a concentração e dose utilizada não foram o suficiente para atingir um bloqueio eficaz, visto que para o bloqueio motor, só houve diferença estatística com o grupo solução fisiológica em um momento, o mesmo pode ser observado para o bloqueio sensorial.

No presente trabalho, para avaliação das técnicas para bloqueios dos nervos femoral e isquiático, optou-se por realizar o pinçamento durante 3 segundos das regiões de dígitos, tarsometatarso, tibiotarso distal e proximal, e fêmur distal, além da avaliação do relaxamento muscular, para que se pudesse obter um entendimento melhor da qualidade e extensão dos bloqueios. Estas técnicas de anestesia local se provaram eficientes para realização de analgesia em membro pélvico e localização para a administração de anestésico local, concordando com Ovidio et al. (2014) e Silva (2020), que realizaram os mesmos bloqueios, utilizando referências anatômicas semelhantes. Técnica similar também foi utilizada em um relato de caso publicado por Lima et al. (2016), onde foi realizado bloqueio ciático-femoral em pavão.

Observou-se que, para as regiões inervadas principalmente pelo nervo isquiático (abaixo do joelho), obteve-se resultados mais consistentes e melhores, exibindo maior duração de escore 0 em maior parte das aves. Logo, da região tibiotársica proximal até os dígitos, durante pelo menos cinco momentos 50% ou mais das aves apresentaram escore 0, ou seja, encontravam-se totalmente bloqueadas, e em pelo menos dois destes cinco momentos, 100% das aves apresentaram escore 0, o que também foi observado para o relaxamento muscular. Portanto, foi possível observar em quase todas as áreas testadas, uma duração de no mínimo 50 minutos de bloqueio sensitivo e motor para mais da metade dos animais estudados.

Para a região acima do joelho, fêmur distal, área principalmente innervado pelo femoral, os resultados foram diferentes. Para esta região, apenas quatro momentos mostraram 50% ou mais aves totalmente bloqueadas, e em nenhum destes, o número passou de 70%, logo, não houve momento onde todos os animais apresentaram bloqueio escore 0. Esses resultados mostram, em tese, a maior dificuldade para o bloqueio do nervo femoral, provavelmente devido a sua localização e tamanho menor quando comparado com a região do nervo isquiático, o que pode ser observado no tempo maior necessário para localização do nervo. Os resultados inferiores do bloqueio do nervo femoral, mesmo com o emprego do estimulador de nervos periféricos e movimentos de contração compatíveis, podem ter ocorrido por conta do efeito *Raj test*, este explica, de acordo com MARUCIO, CARDOSO, PORTELA (2013), que após o início da injeção, o fármaco pode dispersar a densidade da corrente, fazendo com que corrente maior seja necessária para que novas contrações musculares aconteçam. Portanto, após o início da injeção e o desaparecimento das contrações, qualquer movimento do autor, por menor que fosse, poderia aumentar a distância entre a ponta da agulha e o nervo alvo, podendo resultar em um bloqueio menos eficaz. O maior tempo para localização do nervo femoral em comparação ao nervo isquiático e a sua menor taxa de sucesso torna evidente a necessidade de outros estudos para a determinação da técnica ideal, para cada espécie. Entretanto, mesmo com as diferenças entre as regiões testadas, innervadas pelo mesmo nervo ou não, pode-se observar a eficácia do bloqueio através dos resultados apresentados. A tabela de mediana, mínima e máxima (Tabela 1) facilita essa observação apresentando os momentos de bloqueio total (Escore 0) na população estudada, também exibe as diferenças em escores e tempo de duração de bloqueios perineurais entre as áreas do membro pélvico bloqueado.

Frente aos resultados obtidos, pode-se especular que uma série de situações e variáveis podem alterar as técnicas, avaliações e resultados. Diversas limitações ainda estão presentes em estudos com aves, algumas vistas neste trabalho, outras não. Dificuldades como, dúvida em doses e técnicas, ou diferenças anatômicas e fisiológicas entre as muitas espécies da mesma classe. O que comprova o que já foi muito citado por outros autores, a necessidade de mais estudos na área de anestesia regional em aves. Apesar dessas limitações,

foi possível realizar bloqueios funcionais, o que pode trazer benefícios para a cirurgia de membro pélvico de galinhas. Assim, podemos oferecer uma anestesia mais segura e livre de sofrimento e estresse para essas aves, tentando alcançar, cada vez mais, o mesmo nível de conhecimento que temos hoje, em pequenos ou grandes animais.

8 CONCLUSÃO

Com base nos resultados obtidos com a metodologia proposta, os bloqueios perineurais dos nervos femoral e isquiático proporcionaram analgesia e relaxamento muscular nas regiões avaliadas do membro pélvico em galinhas.

REFERÊNCIAS

BALTHAZAR, B.A. **Desenvolvimento de técnica para bloqueio dos nervos medianoulnar e radial em patos (*Cairina moschata*)**. 2016. 57 f. Tese (Doutorado em Ciência Clínicas) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2016.

BRANDÃO, J.; CUNHA, A.F.; PYPENDOP, B. Cardiovascular tolerance of intravenous lidocaine in broiler chickens (*Gallus gallus domesticus*) anesthetized with isoflurane. **Veterinary Anesthesia and Analgesia**, v. 42, i.4, p 442 - 448, sep. 2014.

BRENNER D.J. et al. 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, i.1, p.24-34, 2010.

BUTTERWORTH J.F., STRICHARTZ G.R., Molecular mechanisms of local anesthesia: a review. **Anesthesiology**, v.72, n. 4, p. 711–734, apr. 1990.

CAMPOY, L. et al. Ultrasound-guided approach for axillary brachial plexus, femoral nerve, and sciatic nerve blocks in dogs. **Veterinary anaesthesia and analgesia**, v.37, i.2, p. 144–153, feb. 2010.

CAMPOY, L.; READ, M.; PERALTA, S. Canine and feline local anesthetic and analgesic techniques. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson AS. **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia** (5th edn). USA: Wiley Blackwell, 2015, p. 827-856.

CARDOZO, L.B. et al. Brachial plexus blockade in chickens with 0.75% ropivacaine. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v.36, i.4 p.396-400, jul. 2009.

CORTOPASSI, S. G.; FANTONI, D. T.; BERNARDI, M. M. Anestésicos Locais Em: Spinosa HS, Górnaiak SL, Bernardi MM. **Farmacologia aplicada à medicina veterinária**. (6 ed.). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan LTDA. 2017, p. 226-237.

COSTA-FARRE, C. et al. Ultrasound guidance for the performance of sciatic and saphenous nerve blocks in dogs. **Veterinary journal**, v.187, i.2, p. 221-224, oct. 2011.

CURRO, T.G.; BRUNSON, D.B.; PAUL-MURPHY, J. Determination of the ED50 of Isoflurane and Evaluation of the Isoflurane-Sparing Effect of Butorphanol in Cockatoos (*Cacatua spp.*). **Veterinary Surgery**, v. 23, p. 429-433, 1994.

DEGREGORI, E.B. et al. Bloqueio de nervos femoral e isquiático em cirurgias ortopédicas de pequenos animais. **PUBVET**, v.12, n.9 p. 1-9, set. 2018.

DUKE T. Local and regional anesthetic and analgesic techniques in the dog and cat: Part II, infiltration and nerve blocks. **The Canadian Veterinary Journal**., v.41, p.949 – 952, dec. 2000.

ECHEVERRY D.F. et al. Ultrasound-guided block of the sciatic and femoral nerves in dogs: a descriptive study. **Veterinary journal**. v.186, i.2, p.210-215, nov. 2010.

FANELLI, G.et al. Nerve stimulator and multiple injection technique for upper and lower limb blockade: failure rate, patient acceptance, and neurologic complications. **Anesthesia & Analgesia**, v. 88, i.4, p.847 – 852, apr. 1999.

FIGUEIREDO J.P. et al. Assessment of brachial plexus blockade in chickens by an axillary approach. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**. v.35, i.6, p. 511–518, nov. 2008.

GARCIA ER. Local Anesthetics. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson AS. **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia** (5th edn). USA: Wiley Blackwell, 2015, p. 332-354.

GENTLE, M.J.; HUNTER, L.N. Physiological and behavioural responses associated with feather removal in *Gallus gallus var domesticus*. **Research in Veterinary Science**, v.50, i.1, p.95-101, jan. 1991.

GETTY, R. **Sisson & Grossman: Anatomia dos animais domésticos**. 5 ed. Rio de Janeiro: Interamericana, 1986, v.2, p. 865.

GUIMARÃES L.D. et al. Estudo comparativo entre sevoflurano, halotano e isoflurano em *Gallus domesticus*. **Ciência rural**, v.30, n.6, p.999-1004, 2000.

HALL L.W., CLARKE K.W., TRIM C.M. **Veterinary anaesthesia**. 10th ed. London: W.B. Saunders; 2001.

HAWKINS, M.G.; PAUL-MURPHY, J. Avian Analgesia. **Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice**. v.14, i.1, p.61-80, jan. 2011

IMANI, H.; VESAL, N.; MOHAMMADI-SAMANI, S. Evaluation of intravenous lidocaine overdose in chickens (*gallus domesticus*). **Iranian Journal of Veterinary Surgery**, v.8, i.1, p.9-16, oct. 2013.

IMBELLONI L.E. et al. Analgesia pós-operatória com bloqueio bilateral de nervo pudendo com bupivacaína S75:R25 a 0,25%. Estudo piloto em hemorroidectomia sob regime ambulatorial. **Revista Brasileira de Anestesiologia**. v.55, n.6, p.614-621, dez. 2005.

LEMKE, K. A.; DAWSON, S. D. Local and regional anesthesia. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice**, v. 30, n. 4, p. 839-857, 2000.

LIMA, M.T.et al. Bloqueio ciático-femoral guiado por neuroestimulador em pavão (*pavo cristatus*) submetido à amputação tarsometatársica. Relato de um caso. In: Congresso Brasileiro de Anestesiologia Veterinária, 12, 2016, Curitiba. **Anais XII Congresso Brasileiro de Anestesiologia Veterinária**, 2016, p.114.

LUDDERS, J.W. Comparative Anesthesia and Analgesia of Birds. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson AS. **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia** (5th edn). USA: Wiley Blackwell, 2015, p. 800-816.

MACHIN, K. L. Avian Analgesia. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v.14, i.4, p.236 – 242, oct. 2005.

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**, v.35, i.1, p.80-89, jan. 2008.

MALAMED S.F. **Manual de Anestesia Local**. 6ª ed. Rio de Janeiro: Ed. Elsevier, 2013, 428 p.

MARUCIO R. L., CARDOSO G.S., PORTELA D.A. Equipamento e suas aplicações para anestesia locorregional. In: KLAUMANN P.R., OTERO P.E. **Anestesia locorregional em pequenos animais**. 2013, p. 41-63.

LAGAN, G., MCLURE, H. A.. Review of local anaesthetic agents. **Current anaesthesia & critical care**, v. 15, i. 4–5, p. 247-254, oct. 2004.

NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. Peripheral nervous system. In: NICKEL, R. **Anatomy of the domestic birds**. Berlin: Verlag Paul Parey, 1977. p. 131-139.

NICOLAU A.A., FANTONI D.T., AULER J.O., AMBRÓSIO A. O sevoflurano em psitacídeos (*amazonas aestiva*). Determinação da dose mínima (d. a. m) para produção de anestesia geral. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.32, n.5, p.781-786, 2002.

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.42, i.4, p.449-453, jul. 2014.

PERLAS, A.; CHAN, V.W.; SIMINS, M. Brachial plexus examination and localization using ultrasound and electrical stimulation: a volunteer study, **Anesthesiology**, v.99, n.2, p.429-435, aug. 2003.

R Core Team. R: A language and environment for statistical computing. **R Foundation for Statistical Computing**, Vienna, Austria. URL [http:// www.R-project.org/](http://www.R-project.org/) .2015.

ROBERTS, S. Ultrasonographic guidance in pediatric regional anaesthesia. Part 2: techniques. **Paediatric Anaesthesia**, v.16, p.1112-1124, aug. 2006.

SILVA, H.R.A. **Bloqueio anestésico dos nervos isquiático e femoral guiado por estimulador neural em galinhas (*Gallus gallus domesticus*)**. 2020. 55 f. Tese (Doutorado em Cirurgia Veterinária) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2020.

STEFFEY E.P.; MAMA K.R.; BROSAN R.J. Inhalation Anesthetics. In: Grimm KA, Lamont LA, Tranquilli WJ, Greene SA, Robertson AS. **Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia** (5th edn). USA: Wiley Blackwell, 2015, p. 297-331.

VILANI, R. G. Brachial plexus block in birds. **Exoticdvm**, v. 8, n. 2, p. 86-92, 2006.

WERTHER, K. Semiologia de Animais selvagens. In: FEITOSA, F. L. F. **Semiologia Veterinária**. 3ª ed. São Paulo: Roca, cap. 16, p.1200-1333, 2014.

WOOLEY, S.C.; GENTLE, M.J. Physiological and behavioural responses in the hen (*Gallus domesticus*) to nociceptive stimulation. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.88, n.1, p.27-31, 1987.

ANEXO A – COMITÊ DE ÉTICA



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"



CAMPUS ARAÇATUBA
FACULDADE DE ODONTOLOGIA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

CEUA - Comissão de Ética no Uso de Animais
CEUA - Ethics Committee on the Use of Animals

CERTIFICADO

Certificamos que o Projeto de Pesquisa intitulado "**Bloqueio dos nervos femoral e isquiático com o auxílio de neuroeletroestimulação em galinhas (*Gallus gallus domesticus*)**", Processo FOA nº 00234-2020, sob responsabilidade de Paulo Sérgio Patto dos Santos apresenta um protocolo experimental de acordo com os Princípios Éticos da Experimentação Animal e sua execução foi aprovada pela CEUA em 20 de Fevereiro de 2020.

VALIDADE DESTE CERTIFICADO: 30 de Setembro de 2020.

DATA DA SUBMISSÃO DO RELATÓRIO FINAL: até 30 de Outubro de 2020.

CERTIFICATE

We certify that the study entitled "**Femoral and sciatic nerve block with the aid of nerve stimulation in chickens (*Gallus gallus domesticus*)**", Protocol FOA nº 00234-2020, under the supervision of Paulo Sérgio Patto dos Santos presents an experimental protocol in accordance with the Ethical Principles of Animal Experimentation and its implementation was approved by CEUA on February 20, 2020.

VALIDITY OF THIS CERTIFICATE: September 20, 2020.

DATE OF SUBMISSION OF THE FINAL REPORT: October 20, 2020.

Profa. Associada Maria Cristina Rosifini Alves Rezende
Coordenador da CEUA
CEUA Coordinator