



UDESC

UNIVERSIDADE DO ESTADO DE SANTA CATARINA – UDESC
CENTRO DE CIÊNCIAS AGROVETERINÁRIA – CAV
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

**DETERMINAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO ANESTÉSICA
MÍNIMA (CAM) DE ISOFLURANO EM JACUS
(*PENELOPE OBSCURA*), E A INFLUÊNCIA DO
ESTRESSE SOCIAL SOBRE O VALOR DA CAM**

BRUNO LUNARDELI

LAGES, 2015

BRUNO LUNARDELI

**DETERMINAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO ANESTÉSICA
MÍNIMA (CAM) DE ISOFLURANO EM JACUS (*PENELOPE
OBSCURA*), E A INFLUÊNCIA DO ESTRESSE SOCIAL SOBRE
O VALOR DA CAM**

Dissertação apresentado ao Programa de Pós Graduação em Ciência Animal, Centro de Ciências Agroveterinárias, da Universidade do Estado de Santa Catarina, como requisito para obtenção do grau de Mestre em Anestesiologia Veterinária.

Orientador: Aury Nunes de Moraes.

**LAGES
2015**

L961d Lunardeli, Bruno

Determinação da concentração anestésica mínima (CAM) de isoflurano em jacus (*Penelope obscura*, Temminck, 1815), e a influência do estresse social sobre o valor da CAM / Bruno Lunardeli. - Lages, 2015.

97 p.: il.; 21 cm

Orientador: Aury Nunes de Moraes

Bibliografia: p. 59-68

Dissertação (mestrado) - Universidade do Estado de

Santa Catarina, Centro de Ciências

Agroveterinárias, Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, Lages, 2015.

1. Anestesia. 2. Estímulo nocceptivo. 3. Estresse. 4. Animais silvestres. 5. Jacu. I. Lunardeli, Bruno. II. Moraes, Aury Nunes de. III. Universidade do Estado de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal. IV. Título

CDD: 636.089796 - 20.ed.

Ficha catalográfica elaborada pela Biblioteca Setorial do
CAV/ UDESC

BRUNO LUNARDELI

**DETERMINAÇÃO DA CONCENTRAÇÃO ANESTÉSICA
MÍNIMA (CAM) DE ISOFLURANO EM JACUS (*PENELOPE
OBSCURA*), E A INFLUÊNCIA DO ESTRESSE SOCIAL SOBRE
O VALOR DA CAM**

Dissertação apresentado ao Programa de Pós Graduação em Ciência Animal do Centro de Ciências Agroveterinárias, da Universidade do Estado de Santa Catarina, como requisito para obtenção do grau de Mestre em Anestesiologia Veterinária.

Banca Examinadora

Orientador: _____
Prof^o.Dr^o. Aury Nunes de Moraes
Departamento de Medicina Veterinária – CAV/UDESC

Membro: _____
Prof^o. Dr^o. Nilson Oleskovicz
Departamento de Medicina Veterinária – CAV/UDESC

Membro: _____
Prof^o Dr^oRicardo Guilherme. D'Otaviano de Castro Vilani
Departamento de Medicina Veterinária – UFPR/Curitiba

Lages, 14/05/2015.

Dedico este trabalho a toda fauna silvestres que é minha paixão e aos mestres que passaram por minha vida e me incentivaram a seguir este caminho.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente gostaria de agradecer a Deus, pois foi nele que recorri nas horas de aflição e preocupações, quando estava sozinho e várias vezes que me deu forças para seguir em frente.

Em segundo para toda a minha Família, minha noiva Eloisa Carla Bach, que além de ser parte essencial da minha vida, a qual amo muito por sinal, de ser minha companheira, ajudar a organizar a minha vida e por poder contar sempre com ela nos meus momentos ruins, mesmo não estando sempre ao meu lado fisicamente, além de ter todos os seus compromissos, não sei o que seria dessa dissertação e vida, e não tenho mais palavras para poder agradece-la. Meus pais Cecília e Paulo, que no início desta jornada maravilhosa foram de grande importância e no decorrer dela sempre me estimularam a continuar. Meus irmãos, cunhados, sobrinhos e sogra Maria que sempre me incentivaram e serviram de exemplo para seguir em frente e superar todos os desafios.

Aos meus filhos de 4 patas, Pantufa, Pimenta, Nequinha, Quati, Papiro, Meg, Barbie, Bonfim, entre outros agregados, que nas minhas horas de distração me ajudaram a me distrair e esquecer um pouco das responsabilidades, além das muitas risadas e preocupações, pois quase perdi duas delas nesse início de ano, mas graças a Deus hoje estão bem, amo-os incondicionalmente.

Ao meu orientador Aury Nunes de Moraes, que me ajudou muito com ideias de projetos além do mestrado, de várias reuniões que na verdade não passavam de ótimas conversas sobre como estava o hospital, os artigos de antigos orientados, projetos futuros e de vez em quando sobre a minha dissertação, as quais foram as mais rápidas, e sendo sempre um grande exemplo de pessoa e profissional no qual tenho enorme admiração.

Ao Willian e ao João que se não fosse por estas duas pessoas o meu projeto não teria se realizado, pois além de ótimos amigos de conversa foram essenciais nas capturas das aves, doando seu tempo e disposição para isso.

As bolsistas de iniciação Cris e Marzia as quais também considero como irmãs mais novas, que espero ter servido de exemplo para elas como serviram de exemplo para mim, vocês me ajudaram muito e me ajudam ainda na minha caminhada.

A mestranda Maria Helena, que mesmo sem pertencer ao projeto, sacrificou seus finais de semana para me auxiliar, saiba que sou eternamente grato por isso.

Ao Mestre Átila que devido a sua experiência com animais silvestres e com determinação da CAM, seu conhecimento foi de grande valia e suas ideias fizeram esse projeto se torna o que foi.

Aos Professores Fabiano e Paulo que sempre me ajudaram mesmo antes de formado nas horas que precisava de um desabafo e alguns conselhos como o de parar de andar de bicicleta após os dois atropelamentos em menos de dois meses, mas esse não irei seguir...

A todos os profissionais da Clínica Veterinária Doce Cão que me ajudaram em todo os 6 meses que trabalhei todos os dias com estes profissionais e nos demais dias que fiz alguns bicos por Taió.

A Micaela, William, Vanessa, Marijane e o Átila, pelas boas risadas nos dias de trabalho e apoio quando precisava de trocas para resolver problemas do mestrado, além dos churrascos e noites de Karokê.

Tio Adson e Julieta, pelos sábados de trabalho para realização das coletas e processamento de todos os sangue, mas é claro que de vez em quando aparecia um aperitivo ou outro no fim do dia...

Ao Professor Nilson, pelas ajudas e sugestões durante o percurso do projeto.

Estes estão por último mas não são os menos importantes, Thiago, Lívia, Helena, Cristian, Dani, Larissa, Laetícia, Cris, Gi, Tabata, Cleiton, Carol, pelos dias de trabalho dentro e fora do bloco cirúrgico e por sempre nos reunimos para nos distrair e desabafar nos momentos de pressão, e em momentos de descontração, no qual uma dose de cachaça ou um hidromel não iam mal...

A todas estas pessoas, as quais carregarei sempre em meu coração e pensamento o mais profundo MUITO OBRIGADO.

Agradeço as instituições CAV – UDESC e IBAMA por cederem seus funcionários e infraestrutura para realização do projeto, além do oferecimento do programa de Pós – Graduação.

A Fundação de Amparo a Pesquisa e Inovação do Estado de Santa Catarina pelo 1 semestre de bolsa, que foi de grande valia para realização deste estudo.

E ao final os grandes responsáveis pelo que sou hoje e por toda a minha paixão: OS ANIMAIS.

RESUMO

LUNARDELI, Bruno. **Determinação da Concentração Anestésica Mínima (CAM) de Isoflurano em Jacu (*Penelope obscura*, Temminck, 1815), e a Influência do Estresse Social Sobre o Valor da CAM.**2015. Nf. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal – Área: Anestesiologia Veterinária). Centro de Ciências Agroveterinárias, Universidade do Estado de Santa Catarina. Programa de Pós Graduação em Ciência Animal. Lages, 2015

Este projeto tem como objetivo geral determinar a CAM em jacu (*Penelope obscura*) e, como objetivos específicos verificar se há diferença no valor da CAM entre aves submetidas a níveis diferentes de estresse. Neste estudo foram utilizadas vinte e sete aves da espécie jacu (*Penelope obscura*) de vida livre, alocados em dois grupos: animais que permaneceram em grupo no mesmo recinto (coletivo); animais que permaneceram em gaiolas individuais (individuais). O projeto foi realizado na Sede do IBAMA de Painel – SC e no Hospital de Clínica Veterinária da Universidade do Estado de Santa Catarina na cidade de Lages. A captura destes animais em vida livre foi com armadilha de rede e mantidas no cativeiro na Sede do IBAMA até o dia do experimento quando foram transportados para o Hospital Veterinário. Os animais foram submetidos a um jejum alimentar de 2 a 6 horas antes do procedimento, de indução anestésica, que foi realizada com isoflurano, para instrumentação, e após o isoflurano foi colocado no valor alvo 1,3% no primeiro animal de cada grupo, em seguida esperado aproximadamente 15 minutos para realizar o estímulo elétrico, realizado de forma farádica (3 estímulos simples consecutivos, seguidos de 2 estímulos contínuos), localizado na face lateral do membro pélvico esquerdo na região do tibiotarso, e os eletrodos fixados com agulha 22g a uma distância de 5 centímetros entre elas. Realizado o estímulo, foi observado a resposta da ave, sendo positiva (movimentos de asas, cabeça ou vocalização) ou negativa ao estímulo (não apresentou movimentos de asas, cabeça ou vocalização) e após registrado o valor de CAM do animal. O animal sendo negativo a CAM da próxima ave foi reduzida em torno de 10%, sendo positivo a CAM foi aumentada em torno de 10%. A

análise estatística foi feita pelo método up and down e análise quantal para a CAM e teste t de pareado para variâncias equivalentes ou teste t para variâncias não equivalentes para as variáveis fisiológicas. Ao final do experimento as aves utilizadas foram reintroduzidas na mesma área onde foram capturadas. O valor da CAM de isoflurano em coletivo foi de 1,4% e nas aves individuais a CAM de 1,9 % a 0,903 atm, e sendo observado diferença estatística entre os dois grupos, observando assim que o estresse social e o ambiente de cativeiro onde as aves serão alocadas vão possuir influências sobre os valores da CAM do isoflurano em jacus (*Penelope obscura*).

PALAVRAS – CHAVES: anestesia; estímulo nociceptivo; estresse; animais silvestres; jacu.

ABSTRACT

LUNARDELI, Bruno. **Determination of Minimum Anesthetic Concentration (MAC) of isoflurane in Guan (*Penelope obscura*, Temminck, 1815), and the Influence of Social Stress About Value of CAM.** 2015. Nf. Dissertation (Master's degree in animal science - Area: Veterinary Anesthesiology). Center of Agroveterinary Sciences, University of the State of Santa Catarina, Postgraduate Program in al Science. Lages, 2015.

This project has the overall objective to determine the CAM guan (*Penelope obscura*) and aimed at verifying whether there are differences in the amount of CAM among birds exposed to different levels of estresse. Neste study were used twenty-seven bird species guan (*Penelope obscure*) of free life, divided into two groups: animals remained together in the same enclosure (collective); animals kept in individual (single) cages .The project was carried out in the Panel IBAMA headquarters - SC and Clinical Veterinary Hospital of the University of the State of Santa Catarina in Lages. The capture of these animals in the wild was with networking trap and kept in captivity in IBAMA headquarters until the day of the experiment when they were transported to the Veterinary Hospital. The animals were subjected to fasting from 2 to 6 hours before the procedure, the anesthesia, which was performed comisoflurano, instrumentation, and after isoflurane was placed on the target value of 1.3% in the first animal in each group, then waited about 15 minutes to perform the electrical stimulation stimulus, held Faradic form (3 consecutive simple stimuli, followed by 2 continuous stimuli), located on the left side of the pelvic member tibiotarsus face in the region, and the electrodes fixed with 22g needle at a distance of 5 cm between them. Conducted the stimulus, the bird response was observed, being positive (wing movements, head or vocalization) or negative to the stimulus (not report any movement of wings, head or vocalization) and registered after the CAM value of the animal. The animal being negative CAM next bird was reduced around 10%, being positive CAM was increased by about 10%. Statistical analysis was made by up and down and analisequantal

for CAM and t test for paired t test or equivalent method for variances not equal variances for the physiological variables. At the end of the experiment the birds used foramreintroduzidas in the same area where they were captured. The MAC value of isoflurane in collective was de1,4% and individual birds CAM 1.9% to 0.903 atm, and being observed statistical difference between the two groups, noting as well that social stress and the captive environment where the birds will be allocated will have influences on the values of isoflurane MAC in guan (*Penelope obscura*).

KEY - WORDS: anesthesia; nociceptive stimulus; stress; wild animals; guan.

LISTA DE ILUSTRAÇÃO

- Figura 1 – Armadilha feita artesanalmente com de rede de pesca com malha de 12mm preparada para captura das aves submetidas ao estudo, na Base de Pesquisa Avançada do IBAMA em Painel/SC..... 36
- Figura 2 – Neuroestimulador, seta indicando as voltagens utilizados no modo faradico; (B) pontos de estimulação, setas indicando o ponto de colocação das agulhas e eletrodos para a estimulação na face lateral da perna (tíbiotarso).....39
- Figura 3 – Representação esquemática do delineamento da pesquisa desde o início da indução até o desligamento da inalação do agente (isoflurano).....40
- Figura 4 – Sequência de valores das concentrações expiradas de isoflurano (Et.ISO), ajustado pelo método up and down, indicando os eventos de crossover no grupo coletivo.....45
- Figura 5 – Curva ajustada na determinação da CAM de isoflurano do grupo coletivo pelo método do estímulo elétrico com agulhas hipodérmicas em jacus (*Penelope obscura*).....46
- Figura 6 – Sequência de valores das concentrações expiradas de isoflurano (Et.ISO), ajustado pelo método up and down, indicando os eventos de crossover no grupo individual.....47
- Figura 7 – Curva ajustada na determinação da CAM de isoflurano do grupo individual pelo método do estímulo elétrico com agulhas hipodérmicas em jacus (*Penelope obscura*).....48

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 – Resultados médios (+ desvio padrão) das variáveis fisiológicas, frequência cardíaca em batimentos por minuto (FC/btm), frequência respiratória (f), pressão arterial sistólica (PAS em mmHg-1), concentração de dióxido de carbono ao final da expiração (EtCO₂ mmHg-1), saturação parcial de oxigênio em sangue arterial (SpO₂) e temperatura central em graus celcius (T ° C), pré e pós - estímulo elétrico, na determinação da CAM de jacus (*Penelope obscura*) no grupo coletivo e grupo individual..... 44
- Tabela 2 – Resultados médios (+ desvio padrão) dos valores dos hemogramas (eritrócitos, hemoglobina (g dL⁻¹), hematócrito, volume globular médio (VGM), concentração de hemoglobina globular média (CHGM - %), trombócitos, proteína plasmática total, leucócitos totais, heterófilos, linfócitos, eosinófilos, basófilos e monócitos) pré-anestésico, na determinação da CAM nas do grupo coletivo e individual.....49
- Tabela 3 – Resultados médios (+ desvio padrão) da hemogasometria (pH), pressão parcial de oxigênio no sangue arterial (PaO₂ – mmHg), pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial (PaCO₂ – mmHg-1), bicarbonato (HCO₃ – mmol L⁻¹) realizado pré-estímulo elétrico, na determinação da CAM do grupo coletivo e grupo individual.....49

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

CAM	Concentração Anestésica Mínima
CAV	Centro de Ciências Agroveterinária
CETEA	Comitê de Ética em Experimentação Animal
HCO ₃	Íons bicarbonato
CO ₂	Dióxido de carbono
DAM	Dose anestésica mínima
DP	Desvio padrão
EtCO ₂	Concentração de dióxido de carbono ao final da expiração
EtISO	Concentração de isoflurano ao final da expiração
FC	Frequência cardíaca
HCV	Hospital de Clínica Veterinária
IBAMA	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais Renováveis
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
O ₂	Oxigênio
PaCO ₂	Pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial
PaO ₂	Pressão parcial de oxigênio no sangue arterial
SISBIO	Sistema de Autorização e Informações em Biodiversidade
SNC	Sistema nervoso central
SpO ₂	Saturação de oxigênio no sangue
UDESC	Universidade do Estado de Santa Catarina

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	21
2 OBJETIVOS	23
2.1 OBJETIVO GERAL	23
2.2 OBJETIVO ESPECÍFICO	23
3 REVISÃO DE LITERATURA	25
3.1 JACU (<i>Penelope obscura</i>)	25
3.2 ANATOMIA E FISIOLOGIA	26
3.3 ANESTESIA INALATÓRIA	28
3.3.1 Concentração Anestésica Mínima (CAM)	30
3.3.2 Isoflurano	30
3.3.3 Determinação da CAM	31
3.3.4 Fisiopatologia do Estresse em Aves	33
4 MATERIAL E MÉTODOS	35
4.1 ANIMAIS	35
4.2 PRÉ – ANESTESIA E INDUÇÃO	37
4.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL	38
4.4 MENSURAÇÃO DOS PARÂMETROS	40
4.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA	41
5 RESULTADOS	43
5.1 CONCENTRAÇÃO ANESTÉSICA MÍNIMA (CAM)	43
5.2 VARIÁVEIS FISIOLÓGICAS	43
8 DISCUSSÃO	51

9 CONCLUSÃO	57
REFERÊNCIAS	59
APÊNDICE	69

1 INTRODUÇÃO

A prática da anestesia inalatória em aves vem ganhando grande popularidade principalmente na clínica de pets exóticos. Os programas de conservação de aves silvestres, vem aumentando consideravelmente o número de atendimentos clínico e cirúrgicos, que em muitos casos requerem anestesia geral (GUIMARÃES; MORAES, 2000). As aves de estimação mais comuns pertencem a duas grandes ordens: Passeriformes que incluem aves, como canários, tentilhões, trinca ferro; Psitaciformes incluem uma vasta variedade de espécies de papagaios, periquitos, caturritas, calopsitas, cacatuas e outros. Menos frequentes, pombos, codorna, tucanos e outras aves podem ser apresentadas como pets exóticos (CURRO, 1998). Isto justifica a grande procura por médicos veterinários especializados nesta área levando a uma crescente demanda de procedimentos anestésicos e cirúrgicos.

A captura e contenção química de animais selvagens geralmente são conduzidas sob circunstâncias difíceis. O acesso e melhoria de tais procedimentos são partes importantes na conservação e manejo da fauna silvestre e cativa (FAHLMAN, 2005).

A anestesia geral permite que o Médico Veterinário realize com rapidez e segurança a administração de fluidos, procedimentos emergenciais, colheita de sangue, radiografias, procedimentos cirúrgicos, terapêuticos e experimentais em aves domésticas e selvagens (SINN, 1994).

Atualmente o isoflurano é considerado o anestésico volátil mais indicado para uso em aves (GRANONE, et al., 2012), promovendo rápida indução e recuperação e alterações cardiovasculares mínimas em galinhas domésticas (*Gallus gallus domesticus*) (COSTA, 2009).

Mercado et al., (2008) sugerem que as variações significativas no potencial anestésico pode existir entre as várias espécies aviárias, considerando que a concentração anestésica mínima (CAM) do isoflurano em papagaios é consideravelmente menor do que em patos de pequim, garças, galinhas domésticas, e cacatuas.

Ludders, et al., (1989), afirmam que para ser considerado CAM é preciso ser feito uma análise de probabilidade logística. A análise quantal é embasada nos dados obtidos pelo método up-and-down ao invés do método de bracketing study design, mais utilizados em animais (SONNER, 2002).O método up and down inicialmente foi utilizado para

determinação de dose letal média de fármacos, sendo ele baseado na teoria dos delineamentos sequenciais, tendo a vantagem de reduzir o tamanho amostral (DIXON, 1965; SOUZA, et al., 2011).

Dentro das revisões realizadas pelo autor este é o primeiro estudo de CAM realizado nesta espécie, sendo considerado ainda mais relevante por se tratar de espécimes de vida livre.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

- Determinar o valor da CAM de Isoflurano através do estímulo elétrico para aves da espécie Jacu (*Penelope obscura*), capturados em vida livre.

2.2 OBJETIVO ESPECÍFICO

- Avaliar se há diferença nos valores da CAM entre aves com diferentes condições de estresse social.

3 REVISÃO DE LITERATURA

3.1 JACU (*Penelope obscura*)

O jacu (*Penelope obscura*, Temminck, 1815) pertence a ordem Galliforme. A qual inclui 62 gêneros e 215 espécies e seus representantes são conhecidos como galináceos tendo distribuição cosmopolita (com exceção da Antártica). É dividida em cinco famílias: Cracidae, Megapodiidae, Phasianidae, Numinidae e Odontophoridae (MARQUES, 2014). Sendo a família Cracidae abordada no presente estudo.

Os cracídeos habitam principalmente zonas tropicais e subtropicais das Américas, indo do Texas até o norte da Argentina, sendo distribuídos em 11 gêneros, 50 espécies e cerca de 60 subespécies (DEL HOYO, 1994). A espécie escolhida para o estudo foi o jacu (*Penelope obscura*). O jacu tem a sua distribuição no sudeste e sul do Brasil, de Minas Gerais e Rio de Janeiro até o Rio Grande do Sul; Uruguai, Paraguai, Argentina e Bolívia. No Rio de Janeiro ocorre nas montanhas, em São Paulo na Serra do Mar e no litoral (EMBRAPA, 2014).

São aves que atraem a atenção da comunidade científica por serem representantes típicos das florestas neotropicais e atuarem na dispersão de sementes, além de poderem ser utilizados como indicadores biológicos de qualidade do ambiente e no auxílio de programas de manejo e conservação de áreas de proteção (STRAHL; GRAJAL, 1991).

Os jacus são animais de tamanho médio (50 a 70 cm de altura), peso médio de 1,5 Kg em aves adultas, de hábitos arborícolas, apresentando barbela desenvolvida e asas grandes, robustas e arredondadas, que permitem o voo de fuga e voo tradicional (DEL HOYO, 1994; MARQUES, 2014). O dimorfismo sexual pode se dar pela cor da íris: no macho é vermelha e na fêmea é acastanhada (SICK, 1997).

A contenção física destes animais deve ser rápida e precisa, tomando cuidado com seu temperamento agressivo e a reação de força excessiva quando contidos, tendo como base manter a cabeça coberta evitando o contato com a luz e pessoas e segurando firmemente as asas e patas. Já a contenção química mais usual é através de anestesia inalatória com isoflurano (MARQUES, 2014).

Na captura e anestesia de animais de vida livre geralmente, não se é possível ter o acesso dos pacientes para uma análise de laboratório ou avaliação física pré-anestésica. O estado físico dos pacientes não pode

ser corretamente avaliado, e os animais são normalmente assumidos como sendo saudáveis (CAULKET; ARNEMO, 2015).

Preocupações de bem-estar animal são importantes independentemente do motivo para a captura. Os métodos mais comuns encontrados hoje variam de acordo com o tamanho da ave, como exemplo temos, redes de neblina, armadilhas de desarmamento manual ou canhões de rede. E a eficiência do sistema de captura é um aspecto crítico para o bem estar dos animais a serem capturados (SCHEMNITZ et al., 2009). Tendo em conta os desafios que são encontrados durante a captura de animais selvagens, não é de estranhar que a morbidade e mortalidade destes animais pode ser elevada. (CAULKET; ARNEMO, 2015).

3.2 ANATOMIA E FISILOGIA

As diferenças anatômicas e fisiológicas entre os táxons de animais podem afetar a forma como os manuseamos. Diferenças anatômicas são óbvias, mas é a sutil diferenças na função fisiológica que desafia nossos conhecimento e experiência (LUDDERS, 1998). Os princípios e práticas anestésicas em aves dependem de uma compreensão da sua anatomia, fisiologia e farmacologia (LUDDERS; MATTHEWS, 2007).

As aves são endotérmicas, tendo sua temperatura corporal em torno de 40 °C ($\pm 1,5^\circ$ C), é cerca de três graus mais elevada do que em mamíferos, pois altas taxas metabólicas são necessárias para mantê-las e capacitá-las a voar (O'MALLEY, 2005). O jejum das aves antes da anestesia e cirurgia tem sido controverso. Argumentos contra jejum alegam que uma ave que jejuou pode se tornar hipoglicêmica por causa de sua alta taxa metabólica e mal armazenamento de glicogênio hepático (LUDDERS; MATTHEWS, 2007). Uma abordagem razoável para a realização do jejum em aves, seria o tempo suficiente para que o trato gastrointestinal superior se esvazie por completo, geralmente durante a noite em aves de grande porte e de 4 a 6 horas em aves menores (SINN, 1997).

Para serem capazes de voar, as aves possuem altas exigências de oxigênio, conseqüentemente, seu coração é 50 a 100% maior do que em mamíferos do mesmo tamanho (ROSENTHAL, et al., 1997). Elas também têm artérias mais rígidas para melhorar o fluxo sanguíneo e manter uma pressão arterial sistólica alta, variando 108-250 mmHg (O'MALLEY, 2005). As conseqüências dessa alta pressão podem, no

entanto, significar a ruptura da aorta, insuficiência cardíaca e hemorragias, sendo uma causa comum de morte em pacientes estressados (ROSENTHAL, 1997).

O sistema respiratório das aves é considerado o mais eficiente entre os vertebrados. Sua forma e função são semelhantes e ao mesmo tempo, muito diferentes do sistema dos mamíferos e da maioria dos vertebrados (HEARD, 1997; O'MALLEY, 2005). O sistema respiratório das aves é composto por dois componentes funcionais separados e distintos: um componente de ventilação (vias aéreas, sacos aéreos, esqueleto pneumático e músculos da respiração), e um componente de troca gasosa (parabrônquios pulmonares) (LUDDERS; MATTHEWS, 2007).

Em todas as espécies de aves as cartilagens traqueais formam anéis completos, mas há variações anatômicas significativas em relação a traqueia das diferentes espécies (MCLELLAND, 1989). Estudos indicam que a traqueia típica das aves é aproximadamente 2,7 vezes maior do que a de um mamífero do mesmo tamanho e o volume em seu espaço morto é aumentado cerca de 4,5 vezes nas aves, mas a frequência respiratória das aves é relativamente baixa, aproximadamente um terço dos mamíferos, assegura que o efeito do maior volume do espaço morto traqueal é diminuído. Como resultado a taxa de ventilação minuto traqueal é apenas cerca de 1,5 a 1,9 vezes maior com relação aos mamíferos (MCLELLAND, 1989).

O sistema brônquico das aves consiste em três ordens de ramificação: um brônquio primário (extrapulmonar e intrapulmonar), brônquios secundários, brônquios terciários (parabrônquios), este último dos quais, fundem-se formando o manto periparabronquial este último responsável pelas trocas gasosas nos pulmões (MCLELLAND, 1989; LUDDERS, 2015).

As aves possuem em média nove sacos aéreos, sendo um cervical, um clavicular, dois torácocraniais, dois toracocaudais e dois abdominais, eles não contribuem expressivamente para as trocas gasosas. Os sacos aéreos possuem divertículos que penetram e promovem a aeração das vértebras cervicais, algumas vértebras torácicas, costelas, esterno, úmero, pélvis e corpo e cabeça do fêmur (LUDDERS; MATTHEWS, 2007).

Nas aves, ao contrário dos mamíferos, a inspiração e a expiração são processos ativos que exigem atividade muscular. Com contração dos músculos inspiratórios o volume interno dá o aumento da cavidade

celomática, e uma vez que os sacos aéreos são as únicas estruturas significativas de volume compatível dentro da cavidade do corpo, as mudanças do volume de ar ocorrem principalmente nos sacos aéreos e não nos pulmões (LUDDERS; MATTHEWS, 2007).

Os capilares de ar pulmonar (equivalente aos alvéolos nos mamífero) são mais finos e mais numerosos e a barreira sangue-gás é muito fina (SCHEID; PIIPER 1972). Na verdade, os capilares são tão estreitos, que diz-se que os eritrócitos precisam estar alinhados. Isto é possível porque, ao contrário dos pulmões de mamíferos que precisam expandir e contrair a cada respiração, os pulmões das aves são fixos exigem pouco do tecido intersticial, para maior resistência. Aves como os passeriformes tem uma barreira sangue-gás mais fina do que aves que não voam, como galinhas (MCLELLAND; MOLONY 1983).

O fluxo de ar através dos pulmões é unidirecional ao contrário do "dentro e fora" de mamíferos (SCHEID; PIIPER 1972). Os parabronquios, são tubos e no final não acabam em sacos cegos como os alvéolos, permitindo o intercâmbio contínuo de gás através dos pulmões e isso pode explicar por que as aves podem voar em altas altitudes (O'MALLEY, 2005).

As aves possuem quimiorreceptores centrais sensíveis à PCO_2 , e muitas quimiorreceptores periféricos semelhantes aos de mamíferos (GLEESON, 1989). As aves têm um único grupo de receptores periféricos, localizados no pulmão, chamados quimiorreceptores intrapulmonares, que são aferentes vagais, inibindo os movimentos respiratórios quando a PCO_2 estiver elevada e excitando quando a PCO_2 estiver reduzida, proporcionando assim um feedback para o controle da taxa respiratória (GLEESON, 1989; SHOEMAKER; HEMPLEMAN, 2001).

Para a anestesia de aves é de importância fundamental obter informações sobre os sistemas respiratório e cardiovascular, como eles tendem a ser fontes de problemas frequentes na concepção e implementação de protocolos anestésicos para as aves (LUDDERS, 2015).

3.3 ANESTESIA INALATÓRIA

A anestesia inalatória é obtida por meio da absorção de um princípio ativo pela via respiratória, com passagem imediata para a corrente circulatória atingindo o sistema nervoso central (OLIVA;

FANTONI, 2010). Nas aves, muitos procedimentos podem ser menos estressantes quando realizados sob anestesia geral, e não somente com a contenção física (CURRO, 1998; MARQUES, 2014; VILANI, 2014). A anestesia inalatória foi considerada por alguns autores o melhor método de contenção química de aves (LUDDERS, 2001; PAUL – MURPHY; FIALKAWSKII, 2001).

A enorme diversidade na forma, função e modo de vida que existe em ordens de aves, e entre espécies selvagens e domesticadas, coloca desafios para o manejo anestésico de aves, mas um desafio que pode ser diminuído através da ponderação e aplicação de princípios básicos de anatomia, fisiologia e farmacologia aviárias (LUDDERS, 2015).

De acordo com Ludders; Matthews (2007) Oliva; Fantoni (2010), Pavez et al. (2011) a anestesia inalatória permite um maior controle do plano anestésico por parte do anestesista, que aprofunda e superficializa a anestesia conforme a necessidade da situação. No entanto, os anestésicos voláteis são conhecidos por causar depressão cardiovascular e respiratória dose-dependente, que pode estar associada com morbidade e mortalidade transoperatória (PAGEL et al. de 2009).

Em um sistema onde não há reinalação do ar, o fluxo de oxigênio (O₂) deve ser mantido entre 150 a 200 ml/kg/min nas aves (LUDDERS; MATTHEWS, 2007). É indicado ventilar a ave de duas a três vezes por minuto com o intuito de auxiliar a oxigenação (MUIR et. al, 2001; LUDDERS; MATTHEWS, 2007). Durante a apnéia deve se realizar de 10 a 15 movimentos por minuto (MUIR et. al, 2001).

A variedade de técnicas para a indução da anestesia inalatória em aves são limitadas (LUDDERS; MATTHEWS, 2007). A anestesia das aves pode ser induzida com produtos disponíveis, através de pequenas máscaras previamente adaptadas para aves, caixas anestésicas ou agentes indutores (CURRO, 1998). Há dois métodos de indução indicados por Curro (1998): o primeiro inicia a partir da inalação de uma concentração mais baixa e prossegue para concentrações mais elevadas até o efeito desejado; o segundo protocolo inicia com uma concentração elevada (4% a 5% de isoflurano), que diminui à medida que os sinais clínicos de anestesia se tornam aparente.

A glote é de fácil visualização na maioria das aves e, dependendo do tamanho da ave, a laringe e traqueia são facilmente intubadas. Algumas aves são difíceis de intubar, devido a anatomia única da orofaringe ou por causa de seu tamanho (SEDGWICK, 1980).

3.3.1 Concentração Anestésica Mínima (CAM)

Em 1963, Merkel; Eger descreveram em cães um índice de comparação entre anestésicos inalatórios conhecidos como CAM (concentração alveolar mínima). Em 1964, Saidman; Eger definiram que a CAM no homem era o ponto em que 50% dos pacientes se moviam em resposta a um estímulo cirúrgico.

A concentração alveolar mínima que produz anestesia em mamíferos expostos a estímulos nocivos é denominada de 1 CAM e é uma medida que fornece uma descrição de concentração e efeito, ela pode ser utilizada para quantificar os fatores que influenciam os requisitos anestésicos, e é um termo aplicado igualmente a todos os anestésicos inalatórios (EGER, 1974).

Há duas vertentes para este tipo de estudo: a dose anestésica mínima (DAM) que é considerada um método menos exigente que a CAM para a avaliação dos parâmetros fisiológicos, não precisando ter um controle adequado da temperatura e outros fatores (NICODEMUS, et al., 1969). Ludders, et al. (1989) descreve que a concentração anestésica mínima, para assim ser chamada, além do controle dos parâmetros fisiológicos necessita de uma análise estatística de probabilidade logística.

O termo Concentração Alveolar Mínima não é apropriado para discussões a respeito de anestesia inalatória em aves, porque pressupõe a ausência de um pulmão alveolar nestas. Então nas aves a CAM tem sido definida como a concentração anestésica mínima para evitar movimento intencional e bruto em uma ave submetida a um estímulo doloroso (LUDDERS, et. al; 1989).

Os anestésicos inalatórios são tipicamente avaliados de acordo com a sua concentração alveolar mínima, uma medida de potência para um anestésico volátil (QUASHA, et. al, 1980).

3.3.2 Isoflurano

É um isômero do enflurano, com propriedades físico-químicas diversas. Dentre os halogenados, é o mais utilizado em pacientes de risco (OLIVA, FANTONI, 2010; OLIVEIRA, et at., 2014). A biotransformação hepática do isoflurano corresponde a 1/10 da sofrida

pelo enflurano, produzindo como principal composto o ácido trifluoroacético (MORGAN; MIKHAIL, 1996). Tendo somente 0,2% do anestésico inalado biotransformado, dando a ele capacidade reduzida de ocasionar nefrotoxicidade (LAING, et.al, 2009).

Atualmente o isoflurano é considerado o anestésico volátil mais indicado para uso em aves, mas o sevoflurano pode ser suplantando-o por causa de suas características de indução e recuperação mais rápidas (GRANONE, et al., 2012). Sua introdução revolucionou a medicina e a cirurgia de aves, por ser bem tolerado por aves de todos os tamanhos (MCDONALD, 1989; CURRO, 1998; NAGANOBU; HAGIO, 2000). Devido à sua baixa solubilidade no sangue, metabolismo mínimo e a eficiência da troca de gases respiratórios das aves, a indução, mudanças na profundidade da anestesia, e recuperação são facilmente e rapidamente controladas (CURRO, 1998; NAGANOBU; HAGIO, 2000).

A depressão respiratória causada por isoflurano, por sua vez é mais intensa que a produzida pelo halotano, e sua intensificação é dose dependente (OLIVA; FANTONI, 2010). Em abutres submetidos a 1, 1,5 e 2 CAM de isoflurano, foi observado uma diminuição da pressão arterial dose dependente, sem alteração de ritmo cardíaco (CHAN; et. al, 2013) e Ludders (1989) observou em grouns submetidos a 1, 1,5 e 2 CAM de isoflurano, aumento da frequência respiratória e redução do volume corrente.

3.3.3 Determinação da CAM

Na anestesia, um método de determinação objetiva da CAM é de fundamental importância, já que os agentes de anestesia inalatória causam depressão do sistema nervoso central (SNC) e cardiorrespiratório (Steffey; Mama, 2007). Para isso Quasha, et al. (1980) descreve três requisitos fundamentais a serem atingidos: utilização de um estímulo supramáximo; determinação de critérios claros para definir as respostas motoras (positiva e negativa); e o equilíbrio entre as concentrações anestésicas no ar alveolar, no sangue arterial e no SNC.

O método mais utilizado como estímulo nocceptivo supramáximo em mamíferos e aves é o de pinçamento digital ou interdigital, na cremalheira da pínça e a mesma fechada durante um minuto ou até uma resposta positiva (LUDDERS et. al, 1988; LUDDERS et. al, 1989; NAGANOBU; HAGIO, 2000; NICOLAU et. al, 2002; MERCADO et. al, 2008; KIM et. al, 2011; CHAN et. al, 2013; OLIVEIRA

et. al, 2014), mas faltam melhores elucidações sobre o local exato do pinçamento, pois cada autor fez a sua adaptação, deixando assim de haver um padrão.

O estímulo elétrico foi descrito primeiramente por Eger et.al, (1965). Atualmente a estimulação elétrica vem sendo mais utilizada, variando sua intensidade em torno de 50 Hz, 50 mA e 10 ms (COSTA, 2009, ESCOBAR, 2010; PAVEZ et. al, 2011) e sendo considerada um estímulo nocceptivo de maior intensidade (supramaximo) que o método de pinçamento, como demonstrado por Costa et. al (2009) onde a CAM em galinhas determinada através do método de pinçamento digital, determinou a CAM de 1,11% e com estímulo elétrico com agulhas hipodérmicas foi de 1,47%, além de que os estímulos mecânicos repetidos no mesmo local podem levar a hiperalgesia (HELLEBREKERS, 2002; HELLYER et. al, 2007).

O método de estimulação elétrica varia de duas formas: 3 estímulos simples seguidos com intervalo de 5 segundos, seguidos de 2 estímulos longos de 5 segundos de duração e 5 segundos de intervalo (COSTA, 2009) ou estímulo durante um minuto (EGER et.al, 1965; ESCOBAR, 2010; PAVEZ et. al, 2011), ambos cessam a estimulação em caso de resposta positiva.

A primeira análise usada para determinar a CAM foi o estudo quantal, sendo esta a análise que se utiliza em seres humanos, onde cada indivíduo é exposto a uma concentração de anestésico por um tempo definido, um estímulo nocivo (uma incisão na pele em seres humanos) é aplicada, e movimentos ou falta de movimento são anotados (SONNER, 2002). Para verificar a precisão da estimativa da CAM, a análise quantal foi utilizada para ajustar curvas de probabilidade para os dados, esses procedimentos oferecem diferentes algoritmos de ajuste de curvas para este tipo de dados (MERCADO, 2008).

A segunda análise mais utilizada é o **bracketing study design**, determinando então o valor da CAM individualmente e ao final o valor da CAM do grupo, mais utilizados em animais, ou seja, são realizados estímulos consecutivos até que ocorra um evento cross over (resposta positiva seguida de negativa ou resposta negativa seguida de positiva) por animal (ZHANG et. al, 2001). Neste caso a CAM do indivíduo se dá pela média da maior concentração que permite resposta positiva e a menor que permite a resposta negativa e a CAM do grupo se dá pela média das CAM individuais (SONNER, 2002). Este método tem a vantagem de usar um número reduzido de animais, no entanto os mesmo são submetidos a

longos períodos anestésicos, de 2 a 8 horas (LUDDERS et. al, 1989; SONNER 2002).

O método up and down inicialmente foi utilizado para determinação de dose letal média de fármacos, hoje ele também é utilizado como base para o delineamento de análise quantal. Com este método, é necessário que no mínimo ocorra 4 eventos de crossover (mudança na direção da concentração farmacológica alvo sequencialmente, resposta positiva seguida de negativa ou vice-versa) e cada animal só pode ser incluído em um único crossover (DIXON, 1965; SOUZA, et al. 2001).

Na maioria dos estudos com determinação da CAM em aves foi considerado o estímulo positivo quando ocorre movimento intenso e proposital como bater de asas, movimento do membro contralateral, balançar de cabeça e cauda (NICOLAU et. al, 2002; MERCADO et. al, 2008; ESCOBAR, 2010; KIM et. al, 2011; PAVEZ et. al, 2011; CHAN et. al, 2013). Alguns cuidados quanto aos critérios de avaliação da resposta positiva, podem ser relevantes na determinação da CAM, pois algumas vão indicar reflexo como movimento do membro estimulado, enquanto outros a dor profunda como a vocalização (HELLYER et. al, 2007).

Um período de espera de 15 minutos após a obtenção da CAM alvo é necessário para obtenção do equilíbrio anestésico entre pulmões, sangue e sistema nervoso central, sendo indicado pela maioria dos autores (LUDDERS et. al, 1989; NAGANOBU; HAGIO, 2000; NICOLAU et. al, 2002; MERCADO et. al, 2008; ESCOBAR, 2010; KIM et. al, 2011; PAVEZ et. al, 2011; CHAN et. al, 2013).

3.3.4 Fisiopatologia do Estresse em Aves

Todos os vertebrados apresentam estruturas neuroanatômicas e neurofarmacológicas necessárias para nocicepção, transdução, transmissão e resposta a estímulos nocivos (HAWKINS; PAUL-MURPHY, 2014). Mesmo sem um estímulo doloroso, fatores ambientais (ruído alto, restrição de espaço ou a presença de um predador) podem produzir um estado de ansiedade ou medo que sensibiliza e amplifica a resposta ao estresse. A aflição é uma forma exagerada de estresse, quando está presente aumentando o estresse, pode afetar negativamente as funções biológicas críticas para a sobrevivência. Dor, por conseguinte, deve ser considerada em termos de resposta ao estresse e o potencial para

desenvolvimento de aflição (MUIR, 2007). Normalmente, a resposta ao estresse é um padrão adaptativo neural, comportamental, endócrino, imunológico, hematológico e metabólico voltado para manter ou restabelecer a homeostase (MUIR, 2002).

Embora o seu mecanismo de controle não é claramente determinado, o estresse em aves, como em mamíferos, pode ser definido em termos da ativação de dois sistemas neuro-humorais integrados por estímulos externos ou internos: o sistema de resposta neurogênica, que é imediata e fornece uma entrega rápida de energia, e a resposta complexa hipotálamo-hipófise-adrenal, que é mais lenta, a longo prazo para a mobilização das defesas (SIEGEL, 1980). Durante circunstâncias de perigo, a resposta ao estresse prepara os animais para uma reação de emergência e fomenta a sobrevivência (luta ou fuga) (MUIR, 2007).

O estresse crônico leva a uma resposta característica e tipificada pela ativação do ramo simpático do sistema nervoso autônomo, a secreção de glicocorticoides (principalmente cortisol), retenção de sódio, água e o fator liberador de corticotrofina é liberado a partir do hipotálamo e serve como um neurotransmissor excitatório libertando noradrenalina cortical, dopamina, e serotonina (5-HT) (MUIR, 2007).

O comportamento das aves de companhia acostumadas com a manipulação não reflete exatamente as alterações fisiológicas que ocorrem nos hormônios relacionados com o estresse, na frequência respiratória e na temperatura corporal, portanto pode-se inferir que uma ave com dor pode também mascarar as mudanças fisiológicas relacionadas a dor (LE MAHO et. al, 1992; GREENACRE et. al, 2005). Certos comportamentos evoluíram ao longo de milhares de anos e são necessários à sobrevivência da espécie. Por exemplo, permanecer estático é um comportamento comumente exibido pelas aves quando observadas ou examinadas, tornando a avaliação da dor um desafio (MATHEWS, 2000).

Em galinhas submetidas a artrite química, foi verificado que o enriquecimento ambiental, com a presença de outros animais, levou a redução de comportamentos associado a dor (GENTLE; CORR, 1995). Na modulação da dor, emoções de ansiedade e medo, estão intimamente ligados a sistemas de analgesia endógena, visto que o sistema límbico tem conexão direta com centros de dor (HELLYER et. al, 2007).

4 MATERIAL E MÉTODOS

Este estudo foi analisado e aprovado pelo Comitê de Ética em Experimentação Animal do Centro de Ciências Agroveterinárias da Universidade do Estado de Santa Catarina – CETEA – CAV/UEDESC, sob o protocolo de número 04/2013, e pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade ICMBio, através do Sistema de Autorização e Informações em Biodiversidade – SISBIO, protocolo de número 38776 – 1. O projeto foi realizado na Base de Pesquisa Avançada do IBAMA em Painel/SC e no Hospital de Clínicas Veterinárias CAV/UEDESC (HCV – CAV/UEDESC) na cidade de Lages/SC.

4.1 ANIMAIS

Os animais foram capturados na Base de Pesquisa Avançada do IBAMA, após um período de condicionamento das aves com uso de ceva de milho durante dois meses. No dia que antecedia o experimento foram transportados até o HCV – CAV/UEDESC em gaiolas, onde foram realizadas as avaliações dos animais, coleta de material biológico (sangue, penas e fezes) e exame físico completo (frequência cardíaca, frequência respiratória, temperatura, peso, grau de hidratação) para confirmar a sanidade das aves.

Foram capturados no total 27 aves, com o auxílio de armadilha feita artesanalmente com rede de pesca com malha de 12 mm e desarmamento manual (figura 1) e os animais foram divididos em 2 grupos:

Coletivo: realizado na primeira fase do estudo. Neste grupo foram utilizadas 10 aves, que foram capturadas e deixadas em grupo no mesmo recinto de dimensões de 2 x 3 x 3 metros (Largura X Comprimento X Altura) na Base de Pesquisa Avançada do IBAMA durante um dia e transportados individualmente ao Hospital de Clínicas Veterinárias CAV/UEDESC onde foram colocados em grupo novamente num recinto de mesmas dimensões 2x3x3 metros (Largura X Comprimento X Altura) e isolados por barreira visual.

Individual: realizado na segunda fase do estudo. Neste grupo foram utilizadas 17 aves, que logo após a captura foram acomodadas em gaiolas de dimensões 0,7 x 1 x 0,5 metros (Largura X Comprimento X Altura) individualmente e cada gaiola possuía uma barreira visual. As aves permaneceram nesta gaiola até o momento do experimento.

Figura 1– Armadilha feita artesanalmente com de rede de pesca com malha de 12mm preparada para captura das aves submetidas ao estudo, na Base de Pesquisa Avançada do IBAMA em Paineira/SC.



Fonte: próprio autor.

As penas retiradas das aves foram utilizadas para pesquisa de ectoparasitas e para a sexagem. A sexagem foi realizada através de reação em cadeia da polimerase (PCR) das amostras de pena com os canhões e tecido epitelial, para que houvessem células nucleadas, em um laboratório particular (Laboratório São Camilo, Maringá, Paraná).

As coletas de sangue foram realizadas sob contenção física e através de punção das veias jugular direita, braquial direita ou braquial esquerda, e o sangue armazenado em tubos contendo heparina, EDTA 3% e tubos sem anticoagulante, para análises hematimétricas (eritrograma, leucograma, contagem de trombócitos e proteína total plasmática), com o objetivo de avaliar a sanidade dos animais.

Amostras de fezes foram coletadas para realização de exames coproparasitológicos no laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da própria instituição.

Todas as aves foram mantidas no cativeiro por um período total de 3 a 4 dias em ambos os grupos e o período de experimento foi de 7 de junho de 2014 a 8 de agosto de 2014. O experimento foi sempre realizado nos finais de semana devido à presença reduzida de pessoas no HCV.

Foram excluídas do estudo as aves que não se apresentaram saudáveis e com os resultados dos exames (físico e hemograma) pré-experimento fora dos valores de referência.

4.2 PRÉ – ANESTESIA E INDUÇÃO

Os animais passaram por um jejum que variou de 2 a 6 horas (2 horas para os primeiros animais e 6 para o últimos). Após avaliação de parâmetros (FC, *f*, T°C, grau de hidratação) pré-anestésicos dos animais sob contenção física, a anestesia foi induzida através de máscara neonatal adaptada a uma luva de látex, para evitar vazamentos, com isoflurano¹ inicialmente a 2% e aumentando 1% por minuto até chegar em 4%, solubilizado em 100% de oxigênio a um fluxo de 3 L/min. Após detectada a perda dos reflexos ocular e laringotraqueal, a ave foi intubada com sonda endotraqueal de Pean Murphy nº 3,0 com balonete, que então era levemente inflado.

A anestesia foi mantida através de um circuito aberto sem reinalação de gases. Foi utilizado um analisador de gases² para a determinação da concentração de isoflurano ao final da expiração (EtISO) e para a concentração de dióxido de carbono ao final da expiração (EtCO₂). Algumas aves foram submetidas à ventilação assistida com uma média de 6 a 10 movimentos por minuto, objetivando manter as aves em normocapnia. Foi utilizado um vaporizador calibrado³ para isoflurano.

¹ Isoflurano; Isoflurine® Cristália – São Paulo, Brasil

² Analisador de gases; Poet® IQ2, Criticare – E.U.A

³ Vaporizador calibrado; Fortec®, Cyprane – Keighle Yorkshire, Inglaterra

A concentração de isoflurano para realizar a indução variou entre os animais. Após a indução a concentração de isoflurano foi reduzida para instrumentação das aves (colocação das agulhas para estimulação, doppler vascular⁴, manguito⁵ para a aferição da pressão arterial, sensor de pulso oxímetro do monitor multiparamétrico⁶). Levando em média um período de 45 minutos \pm 15 min.

4.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

Após instrumentação foi esperado um período médio de quinze (15) minutos (\pm 5 min.), para obtenção do equilíbrio entre a concentração parabrônquial e cerebral do anestésico, então, foram anotados os parâmetros no momento M0: pressão arterial sistólica (PAS), frequência cardíaca (FC), frequência respiratória (*f*), temperatura em graus Celsius (T °C), concentração de íons bicarbonato no sangue arterial (HCO_3^-), pressão de oxigênio no sangue arterial (PaO_2), pressão de gás carbônico no sangue arterial (PaCO_2), EtCO_2 e EtISO. O estímulo elétrico foi iniciado e logo após o último estímulo os parâmetros foram reavaliados no momento M1: PAS, FC, *f*, T°C, EtCO_2 , EtISO. A CAM alvo de isoflurano do primeiro animal de cada grupo foi de 1,3%.

O estímulo elétrico foi realizado através de um neuroestimulador⁷ (Figura 2, A) no modo farádico, sendo 3 estímulos simples com intervalo de 5 segundos entre si seguidos de 2 estímulos longos de 5 segundos de duração com o mesmo intervalo sendo que sua intensidade foi de 50 mA, 50 hertz, realizado na face lateral da perna (tibiatarso), com agulhas hipodérmicas 25x0,7 mm transfixadas na pele, ao nível do nervo fibular e fibular superficial, a uma distância de 5cm uma da outra (figura 2, B).

Foi considerada resposta negativa quando não ocorria levantar de cabeça, bater de asas ou vocalização e resposta positiva quando um destes eventos ocorria. Caso a resposta fosse negativa, a concentração do isoflurano era reduzida em torno de 10% da concentração inicial e repetido o procedimento na próxima ave. Esse procedimento era realizado até uma ave responder ao estímulo doloroso (resposta positiva). Ocorrido isto, a concentração de isoflurano era aumentada em torno de 10% na próxima ave (figura 3).

⁴Doppler espectral; Doppler Parks Medical Eletronics® 812 – Oregon, U.S.A

⁵Manguito; Latex free® - Guandong, China

⁶Monitor multiparamétrico, Instramed® - Porto Alegre, Brasil

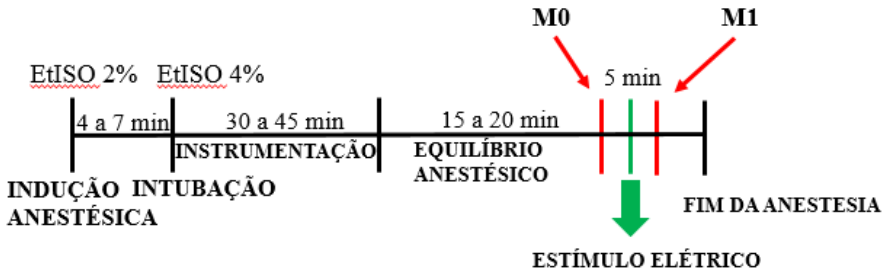
⁷Neuroestimulador; Medcir MGF II®

Figura 2–(A) Neuroestimulador, seta indicando as voltagens utilizados no modo faradico; (B) pontos de estimulação, setas indicando o ponto de colocação das agulhas e eletrodos para a estimulação na face lateral da perna (túbiotarso).



Fonte: próprio autor.

Figura 3 – representação esquemática do delineamento da pesquisa desde o início da indução até o desligamento da inalação do agente (isoflurano).



Fonte: próprio autor.

4.4 MENSURAÇÃO DOS PARÂMETROS

A pressão arterial sistólica foi aferida de forma não invasiva por doppler espectral, manômetro e manguito (Nº 2,5 ou 3), FC foi aferida com auxílio do doppler no membro pélvico, em períodos de 5 minutos e no momento pré-estímulo, a f , EtCO_2 e EtISO foram avaliados pelo analisador de gases e a PaO_2 , PaCO_2 , HCO_3^- foram avaliados através de coleta de sangue arterial da artéria metatársica dorsal com seringa de 1 mL heparinizada com heparina sódica⁸ e processado em aparelho de hemogasometria⁹.

A temperatura foi aferida em período integral através de um termômetro esofágico conectado a um monitor multiparamétrico mantendo-se entre 39°C a 41,5° C, a temperatura ambiente foi mantida próxima dos 22° C.

⁸ Heparina sódica - Cristália, São Paulo/Br

⁹ Aparelho de hemogasometria – Cobas B121; Roche, Mannheim, Alemanha

4.5 ANALISE ESTATÍSTICA

Os valores das variáveis fisiológicas pré e pós estímulo foram pareados e submetidos ao teste-t, e apresentados em média \pm desvio padrão (DP), a diferença entre os grupos foram submetidos ao teste f e após teste-t pareado para amostras de mesma variância ou o teste-t pareado para amostras com variâncias diferentes. A concentração anestésica mínima (CAM) foi calculada pela utilização da técnica de *up-and-down* de Dixon, e análise quantal (Dixon, 1965; Sonner, 2002), com a utilização de software¹⁰ para cada uma das análises. Foi considerado um intervalo de confiança de 95% para as variáveis fisiológicas. O intervalo de confiança para a CAM foi calculado com base em distribuição binomial. Isto associado a uma regressão logística pode ser obtida uma curva de probabilidade de resposta negativa ao estímulo, em relação à concentração anestésica (EtISO). As diferenças foram consideradas estatisticamente significativas quando valor de $p < 0,05$.

¹⁰ Software – Microsoft – Exel® e SAS®

5 RESULTADOS

O peso médio das aves utilizadas no grupo coletivo foi de $1,3 \pm 0,35$ Kg e o período anestésico total (indução até o estímulo) durou em média 72 ± 15 minutos.

O peso médio das 17 aves utilizadas no grupo individual foi de $1,35 \pm 0,2$ Kg e o período anestésico total (indução até o estímulo) durou em média de 72 ± 15 minutos.

5.1 CONCENTRAÇÃO ANESTÉSICA MÍNIMA (CAM)

A CAM de isoflurano para as aves no grupo coletivo pela análise quantal foi de 1,4% a 0,903 atm. E a CAM de isoflurano para as aves no grupo individual pela análise quantal foi de 1,9% a 0,903 atm. Apresentando diferença estatística significativa entre os grupos.

Nas aves no coletivo os eventos de crossover (resposta positiva seguida de negativa ou vice-versa) ocorreram quatro vezes (figura 4), sendo que uma mesma ave não foi incluída em mais de um crossover. Perante análise quantal foram utilizadas 8 das 10 aves e foi possível a obtenção da curva de regressão logística com menos de 5% de erro ($p < 0,05$) (figura 5), sendo o indivíduo número 8 excluído do estudo, e o animal número 1 feita a hemogasometria venosa, e considerado somente o valor da PaCO_2 , que foi de 49.5 mmHg, estando assim em normocapnia.

Para as aves individuais os eventos de crossover (resposta positiva seguida de negativa ou vice-versa) ocorreram cinco vezes (figura 6), sendo que uma mesma ave não foi incluída em mais de um crossover. Perante análise quantal foram utilizadas 10 das 17 aves sendo possível a obtenção da curva de regressão logística com menos de 5% de erro ($p < 0,05$) (figura 7).

5.2 VARIÁVEIS FISIOLÓGICAS

Em relação as variáveis fisiológicas aferidas antes e depois do estímulo nociceptivo (FC , f , EtCO_2 , SpO_2 , $^{\circ}\text{C}$), apresentou diferença estatística somente a pressão arterial sistólica entre as aves do coletivo e as aves individuais (tabela 1).

Tabela 1 – Resultados médios (+ desvio padrão) das variáveis fisiológicas, frequência cardíaca em batimentos por minuto (FC/btm), frequência respiratória (f), pressão arterial sistólica (PAS em mmHg⁻¹), concentração de dióxido de carbono ao final da expiração (EtCO₂ mmHg⁻¹), saturação parcial de oxigênio em sangue arterial (SpO₂) e temperatura central em graus celcius (T ° C), pré e pós - estímulo elétrico, na determinação da CAM de jacus (*Penelope obscura*) no grupo coletivo e grupo individual

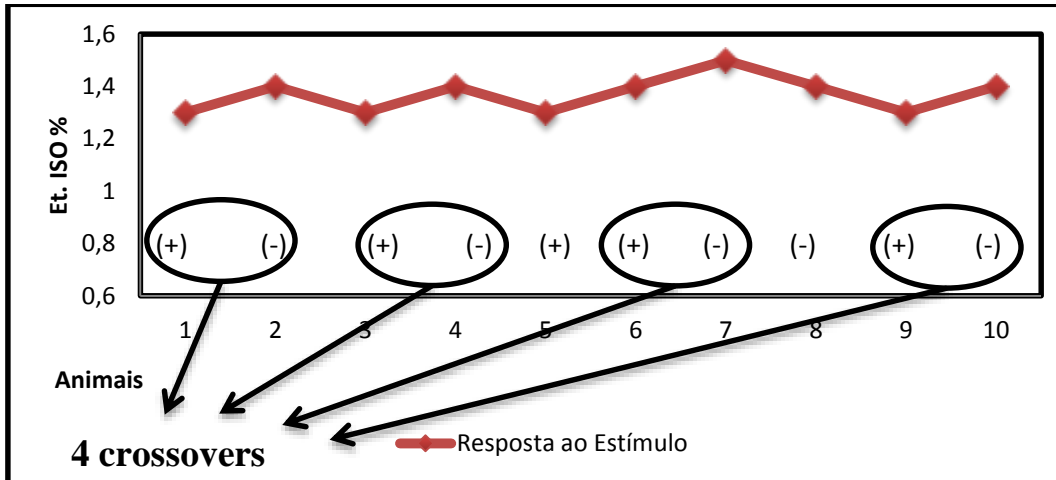
	Coletivo		Individual	
	Pré	Pós	Pré	Pós
	Média ± DP	Média ± DP	Média ± DP	Média ± DP
FC bat/min	176 ± 48	187 ± 49	188 ± 52	210 ± 59
f mov/min	7 ± 2	9 ± 2	7 ± 3	9 ± 2
PAS mmHg	131 ± 24 ^a	130 ± 20	109 ± 20 ^a	108 ± 19
EtCO₂ mmHg	42 ± 11	38 ± 14	41 ± 11	39 ± 15
SpO₂ %	98 ± 1	98 ± 1	99 ± 1	99 ± 1
T ° C	39,8 ± 0,6	39,8 ± 0,6	40,2 ± 0,5	40,1 ± 0,5

Fonte: próprio autor.

Letras minúsculas: diferença entre as PAS após o teste t pareado entre dois grupos presumindo variáveis equivalentes.

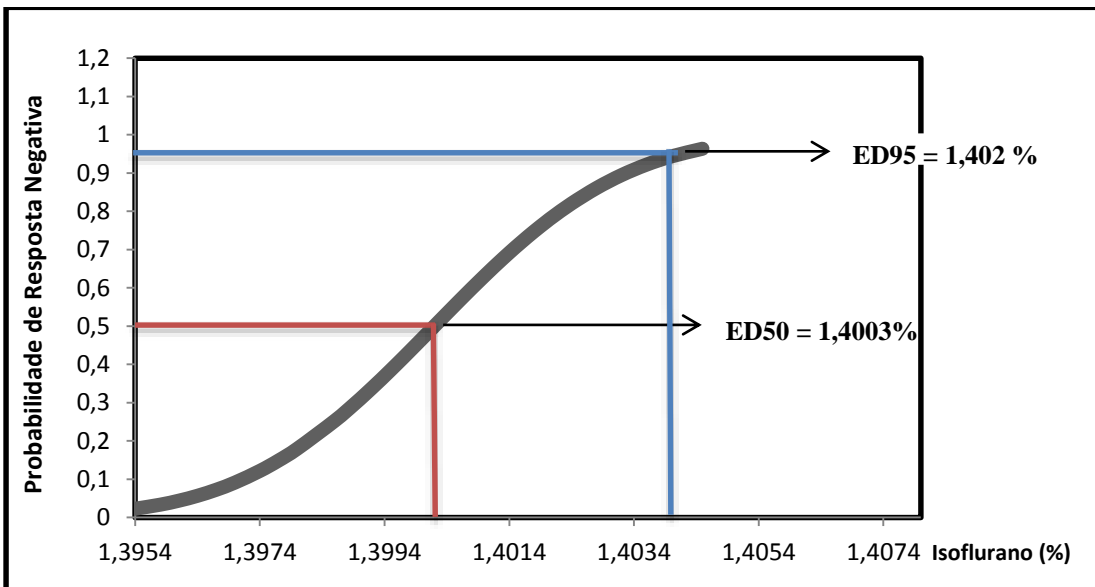
As avaliações hematimétricas foram realizadas somente no período pré-anestésico (tabela 2) e as avaliações hemogasométricas pré-estímulo (tabela 3), os quais permaneceram dentro dos valores de referência para espécie

Figura 4 - seqüência de valores das concentrações expiradas de isoflurano (Et.ISO), ajustado pelo método up and down, indicando os eventos de crossover no grupo coletivo.



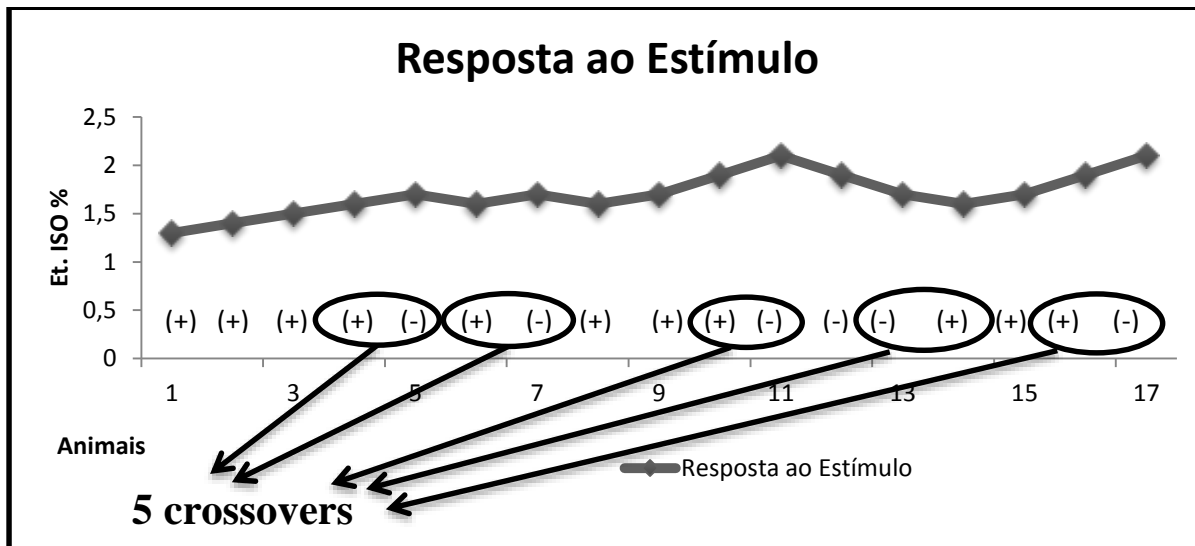
Fonte: próprio autor

Figura 5 - curva ajustada na determinação da CAM de isoflurano do grupo coletivo pelo método do estímulo elétrico com agulhas hipodérmicas em jacus (*Penelope obscura*)



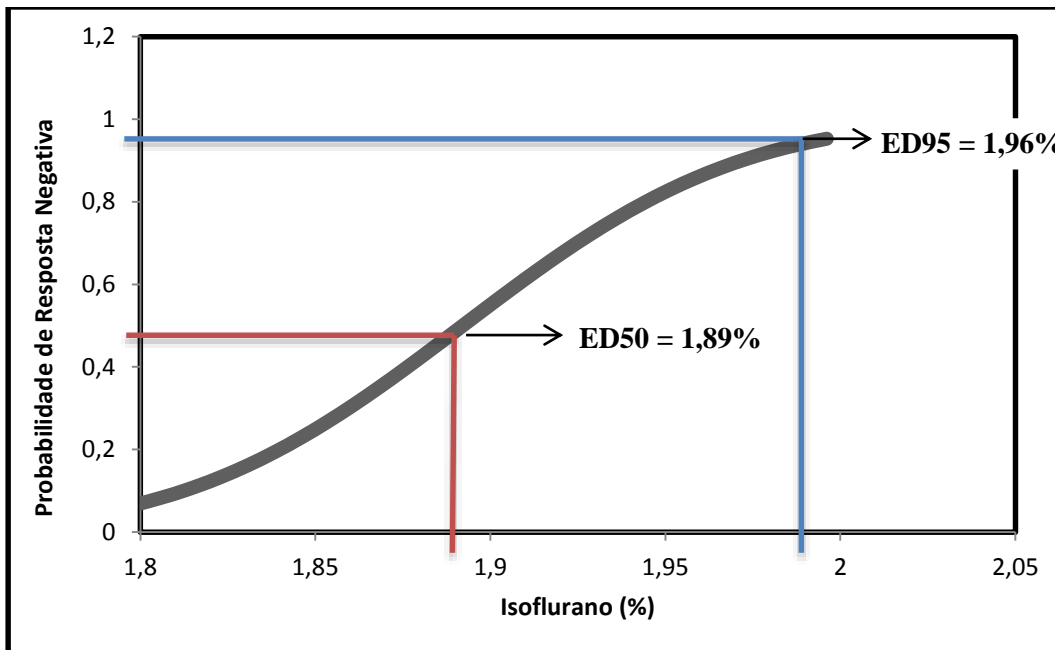
Fonte: próprio autor

Figura 6 - seqüência de valores das concentrações expiradas de isoflurano (Et.ISO), ajustado pelo método up and down, indicando os eventos de crossover no grupo individual.



Fonte: próprio autor

Figura 7 - curva ajustada na determinação da CAM de isoflurano do grupo individual pelo método do estímulo elétrico com agulhas hipodérmicas em jacus (*Penelope obscura*)



Fonte: próprio autor

Tabela 2 – Resultados médios (+ desvio padrão) dos valores dos hemogramas (eritrócitos, hemoglobina (g/dL^{-1}), hematócrito, volume globular médio (VGM), concentração de hemoglobina globular média (CHGM - %), trombócitos, proteína plasmática total, leucócitos totais, heterófilos, linfócitos, eosinófilos, basófilos e monócitos) pré-anestésico, na determinação da CAM nas do grupo coletivo e individual.

	Coletivo	Individual
	Média \pm DP	Média \pm DP
Eritrócitos	$2,35 \pm 0,4 \times 10^6 / \mu\text{L}$	$2,56 \pm 0,3 \times 10^6 / \mu\text{L}$
Hemoglobina	$9,37 \pm 0,99 \text{ g/dL}$	$11 \pm 2 \text{ g/dL}$
Hematócrito	$36 \pm 3\%$	$41 \pm 5\%$
VGM	$161,55 \pm 40,43\text{fL}$	$161 \pm 14,59\text{fL}$
CHGM	$25,5 \pm 1,4 \%$	$27 \pm 3,1 \%$
Trombócitos	$14500 \pm 5032 / \mu\text{L}$	$13771 \pm 5499 / \mu\text{L}$
Proteína Plasmática	$3,91 \pm 0,22 \text{ g/dL}$	$3,6 \pm 0,4 \text{ g/dL}$
Leucócitos	$12121 \pm 4954 / \mu\text{L}$	$9224 \pm 4997 / \mu\text{L}$
Heterófilos	$7465 \pm 3796 / \mu\text{L}$	$5354 \pm 2997 / \mu\text{L}$
Linfócitos	$2566 \pm 1587 / \mu\text{L}$	$2293 \pm 1642 / \mu\text{L}$
Eosinófilos	$524 \pm 318 / \mu\text{L}$	$174 \pm 181 / \mu\text{L}$
Basófilos	$125 \pm 139 / \mu\text{L}$	$202 \pm 166 / \mu\text{L}$
Monócitos	$1562 \pm 796 / \mu\text{L}$	$1249 \pm 945 / \mu\text{L}$

Fonte: próprio autor.

Tabela 3 – Resultados médios (+ desvio padrão) da hemogasometria (pH), pressão parcial de oxigênio no sangue arterial ($\text{PaO}_2 - \text{mmHg}^{-1}$), pressão parcial de dióxido de carbono no sangue arterial ($\text{PaCO}_2 - \text{mmHg}^{-1}$), bicarbonato ($\text{HCO}_3 - \text{mmol/L}^{-1}$) realizado pré-estímulo elétrico, na determinação da CAM do grupo coletivo e grupo individual.

	Coletivo	Individual
	Média \pm DP	Média \pm DP
pH	$7,4 \pm 0,04$	$7,4 \pm 0,04$
PaO₂	137 ± 72	185 ± 46
PaCO₂	$42,1 \pm 5,4$	$43,4 \pm 7,3$
HCO₃⁻³	$29 \pm 3,26$	$28,2 \pm 3,8$

Fonte: próprio autor

8 DISCUSSÃO

Foi escolhido trabalhar com esta espécie de aves por ser de nossa região e por ser uma das espécies indicadora da qualidade do ambiente e utilizada no auxílio de programas de manejo e conservação de áreas de proteção (STRAHL; GRAJAL, 1991). O isoflurano foi escolhido por ser um fármaco seguro, atualmente o mais empregado em medicina humana e veterinária, sendo o mais indicado em pacientes críticos e por ter melhor custo benefício (OLIVEIRA, et al., 2014), e por atualmente ser considerado o anestésico volátil mais indicado para uso em aves (MCDONALD, 1989; CURRO, 1998; NAGANOBU; HAGIO, 2000; GRANONE, et al., 2012).

Há vários métodos de captura para aves de pequeno e médio porte. Neste estudo foi optado pelo método da armadilha por desarmamento manual, devido a prática e o treinamento do manipulador do equipamento. E como observado na maioria dos programas de captura, o seu sucesso é resultado dos esforços de profissionais experientes além de métodos estudados e testados antes de iniciar qualquer projeto novo (SCHEMNITZ et al., 2009).

Neste estudo não foi levado em consideração o sexo das aves para a determinação da CAM, pois como as aves foram capturadas aleatoriamente e a sexagem realizada no período pós-experimento, não foi possível a realização de grupos com sexo específico, somente machos ou fêmeas. Como citado por Fantoni et al. (2002), normalmente a CAM não costuma variar em animais da mesma espécie e não sofre interferências importantes em decorrência do sexo.

Foram necessárias 10 aves para obtenção da CAM no coletivo e 17 individuais. Essa diferença se dá porque o mínimo aceitável para determinar a CAM pelo método up and down são quatro crossovers, e cada ave não pode estar presente em mais de um destes eventos, e os animais que não participaram dos eventos de crossover não entraram nas análises, sendo geralmente diferente o N° total do N° efetivo (DIXON, 1965; MERCADO, 2008). Neste caso tivemos um N° total de 10 aves e N° efetivo de 8 aves no coletivo e obteve-se 4 crossovers e, nas aves individuais, um N° total de 17 aves e o N° efetivo foi de 10 aves obtendo 5 crossovers, sendo nos dois grupos possível a realização da análise quantal e da curva de regressão logística.

Foi considerado estímulo positivo quando o animal apresentou uma ou mais das seguintes respostas: vocalização, bater de asas,

movimento brusco do membro contralateral ao que estava sendo estimulado, levantar de cabeça e cauda (NICOLAU et. al, 2002; MERCADO et. al, 2008; ESCOBAR, 2010; KIM et. al, 2011; PAVEZ et. al, 2011; CHAN et. al, 2013). Isto foi bem determinado e padronizado neste estudo, pois a falta desta padronização é uma das principais causas de variabilidade no valor da CAM (OLIVEIRA, et al., 2014).

O valor inicial da CAM para o início do estudo foi de 1,3% de isoflurano em ambos os grupos, valor obtido de um estudo piloto realizado anteriormente. O estudo piloto foi de grande importância pois não foram encontrados referências para esta espécie na literatura para os valores da CAM de isoflurano e nem a descrição de técnicas anestésicas. Apenas a citação de Costa (2009) utilizando galinhas (*Gallus gallus domesticus*) com a estimulação elétrica obteve o valor da CAM de 1,47 %.

Foi estabelecido um período de 15 a 20 min para que ocorresse a estabilização do fármaco entre pulmão, sangue e cérebro, baseado nos principais trabalhos com aves (LUDDERS, et al., 1989; MERCADO, et al., 2008; COSTA, 2009; ESCOBAR, 2010; KIM, et al., 2011; CHAN, et al., 2013).

A temperatura corporal é uma das variáveis mais importantes a ser controlada já que sua diminuição reduz o metabolismo do animal e com isso reduz o consumo anestésico, e o aumento da temperatura corporal eleva o metabolismo enzimático do animal, aumentando este consumo (QUASHA, et al., 1980). A temperatura das aves foi mantida entre 39,2 há 40,5 °C, sendo este o valor basal para aves desta ordem e observado como ideal na maioria dos trabalhos (COSTA, 2009; ESCOBAR, 2010; KIM, et al. 2011; PAVEZ, et al., 2011). Já no estudo de Naganobu; Hagio (2000), na qual a temperatura média foi de $38,75 \pm 1,45$ °C, e foi então determinado a dose anestésica mínima (DAM) de $3,44 \pm 0,25\%$ de sevoflurano em papagaios verdadeiros e Curro, et al., (1994), Escobar (2010) cita que este método pode levar há um valor para CAM subestimado devido as aves não estarem em normotermia. A DAM é considerada um método menos exigente que a CAM para os parâmetros fisiológicos, ou seja, o controle de algumas variáveis não são levados em consideração, Nicodemus, et al., (1969) e Ludders, et al., (1989), afirmam que para ser considerado CAM, além do controle de alguns parâmetros fisiológicos como a temperatura corporal, é necessário ser feito uma análise de probabilidade logística, neste estudo realizada pela análise quantal.

A análise quantal é embasada nos dados obtidos pelo método up-and-down, diferente do método de bracketing study design, que é o mais utilizado em animais (SONNER, 2002). Mesmo sendo o mais indicado para utilização em animais, foi optado a sua não utilização devido ao longo tempo anestésico e por não ser uma análise de probabilidade logística, como mencionado por Ludders, et al., (1989); Sonner (2002), e com o intuito de evitar uma possível hiperalgesia levada por estímulos nociceptivos repetidos no mesmo local, já que neste método é obtido a CAM individual para depois realizar a CAM para o grupo (HELLEBREKERS, 2002; HELLYER et. al, 2007). Em estudos realizados com humanos e cães não foram observadas diferenças no valor da CAM obtida com o delineamento de Breacketing study design e o up and down (SONNER, 2002).

Os parâmetros fisiológicos (FR, f, T° C, PAS, SpO₂, EtCO₂), os valores de hemogasometria (pH, PO₂, PCO₂ e HCO₃⁻) aferidos nas aves pré e pós-estímulo e os valores hematológicos, estão dentro dos valores observados em outros trabalhos feitos com galiformes (NAGANOBU; HAGIO, 2000; COSTA, 2009; ESCOBAR, 2010).

A CAM do isoflurano em Jacus (*Penelope obscura*) adultos e saudáveis determinada através do estímulo elétrico foi de 1,4% para o coletivo e de 1,9% para as aves mantidas individualmente. Neste trabalho foi utilizado estímulo elétrico como estímulo nociceptivo supramáximo, pois este tipo de estimulação já foi determinado como o melhor em aves por outros autores (COSTA, 2009; ESCOBAR, 2010; PAVEZ, et al., 2011). Tendo demonstrado uma maior padronização e técnicas mais apuradas, sendo observado em todos os trabalhos citados, a mesma frequência, voltagem e tempo (50 Hz, 50 mA e 10 ms) e local (face lateral tibiotársica), o que não se observa nos métodos de pinçamento digital ou interdigital, não havendo a padronização do local do pinçamento, tipo de pinça e a quantidade de pressão aplicada no ponto, só se sabe que é feito ao nível da cremalheira da pinça, e os demais pontos os autores fizeram as suas próprias adaptações (LUDDERS et. al, 1988; LUDDERS et. al, 1989; NAGANOBU; HAGIO, 2000; NICOLAU et. al, 2002; MERCADO et. al, 2008; KIM et. al, 2011; CHAN et. al, 2013; OLIVEIRA et. al, 2014)

O valor da CAM para o coletivo foi inferior ao grupo individual, mas seu valor de 1,4%, se assemelha com o valor da CAM para aves da mesma ordem, sendo de $1,47 \pm 0,10\%$ em galinhas (*Gallus gallus*) (COSTA; 2009) e os individuais com a CAM de 1,9%, se assemelharam

com as aves do trabalho de Escobar (2010) que observou a CAM de sevoflurano no valor de $2,86 \pm 0,09\%$ em Galinhas D'angola e com Pavez, et al., (2011), onde a CAM de isoflurano foi de $2,05 \pm 0,45\%$.

A coleta de sangue para hemogasometria foi preconizada somente antes do estímulo para confirmação de que a PaCO₂ não estivesse fora dos valores esperados, para a sua não influência sobre o valor da CAM como citado por Brosnan et al. (2007), que o aumento da PaCO₂ pode acarretar uma diminuição no valor final da CAM. Neste estudo pode se observar uma pequena elevação no valor da PaCO₂ das aves individuais, enquanto as aves do coletivo se mantiveram em normocapnia, sendo então que a diferença no valor da CAM entre os dois grupo não deve ser atribuído a este fator. O que pode justificar esse leve aumento da PaCO₂ no grupo individual, é que tem sido sugerido que as respostas ao estressores sistêmicos associadas com a sobrevivência imediata, tais como a hipoxia e hipercapnia, são provavelmente diretamente transmitidas de núcleos do tronco cerebral e não estão associadas com o processamento do SNC de ordem superior e experiências conscientes (HERMAN; CULLINAN, 1997), podendo ser considerados esses fatores como um determinante de estresse.

Neste estudo foi utilizada a ventilação espontânea, sendo o animal ventilado somente em casos onde a PaCO₂ e a EtCO₂ não se apresentavam em normocapnia nas análises pré-estimulação (NICOLAU et al., 2002; MERCADO, et al., 2008; COSTA, 2009; CHAN, et al., 2013) diferente de outros autores que optaram pela ventilação mecânica com ou sem sistema de reinalação de gases (ESCOBAR, 2010; KIM, et al., 2011). Chan, et al., (2013), afirma que a ventilação espontânea é mais fidedigna sem sistema de reinalação de gases, pois o ar não passa por um sistema de filtração de CO₂ e reaproveitamento de agente anestésico. Não sabendo se uma hipercapnia leve pode alterar a CAM em jacu (*Penelope obscura*) foi optado em manter os níveis da PaCO₂ e a EtCO₂ em normocapnia. Em aves hipoventiladas, pode se alterar os níveis de inalantes em graus variáveis, levando a um valor final da CAM para menos do que na realidade é (BROSNAN et al. 2007). Em ratos o aumento da concentração expirada de CO₂, a CAM de halotano, isoflurano e desflurano diminuíram dose dependente (BROSNAN et al. 2007) e Chemonge, (2014) observou que a ventilação por pressão intermitente em Caca tuas (*Cacatua galerita galerita*) leva a um aumento da profundidade anestésica dose dependente.

Dentro dos parâmetros aferidos, foi observada diferença estatística entre as aves do coletivo e individuais somente em uma

variável, a pressão arterial sistólica que foi de 131 ± 24 mmHg no coletivo para 109 ± 20 mmHg para os individuais. Essa diferença entre os dois grupos pode ser justificada pelo fato de a CAM nos individuais ter sido significativamente maior (1,35 vezes maior), sendo então maior a dose de isoflurano inalado, levando o animal a uma leve hipotensão. Esse efeito colateral foi observado em estudos onde após determinação da CAM era aumentado a dose de isoflurano em 1, 1,5 e 2 vezes para avaliação do seu efeito cardiovascular e nestes casos foi observada somente diminuição da pressão arterial dose dependente, não apresentando alteração em frequência cardíaca, as mesmas informações observadas neste estudo. (LUDDERS et al., 1989; NAGANOBU; HAGIO, 2000e KIM et al., 2011).

Com relação a determinação da CAM de isoflurano, foi observada diferença entre o coletivo e os individuais, sendo o maior valor da CAM observado no individual. A causa mais indicado dessa diferença pode ser atribuída ao estresse e intensificada pela separação dos indivíduos (estresse social), ao se considerar que estas são aves que permanecem em grupos na natureza (MARQUES, 2014). A influência social sob a dor e o estresse também foi descrita por Gentle; Tilson (1999), que observou que galinhas que permaneceram em grupo após uma aplicação de urato de sódio no tornozelo esquerdo apresentaram maior limiar a dor que as aves que permaneceram sozinhas no recinto, atribuindo isto ao estresse social. Massone (2011) cita que as acomodações no período pré-anestésico são de vital importância, pois elas interferem no comportamento animal e sabe-se que o ambiente (caixas, baias, canis e estábulos) onde os animais permanecem antes das intervenções cirúrgicas, podem causar o estresse prejudicial para o ato anestésico. Foi observado que simplesmente colocar ratos em uma câmara de exposição desconhecida contendo ar ambiente produz excitação, podendo levar angústia (SHARP, et al., 2006). Isso pode justificar o estresse maior nas aves individuais, pois além de terem sido retiradas do seu ambiente natural, foram alocadas de forma que observavam os demais indivíduos e o resto do ambiente.

O grupo individual foi considerado o que teve maior influência do estresse, podendo ser observado através do valor da sua CAM, que neste grupo foi mais elevado. Sendo isto uma resposta característica do estresse, que causa aumento de glicose no sangue, ácidos graxos livres, lactato sérico, e cetonas, assim como um aumento da taxa do

metabolismo, do consumo de oxigênio e por final acelera o metabolismo farmacológico (MUIR, 2007).

Em aves potência anestésica de um fármaco inalatório é determinado através da sua concentração mínima de anestésico (CAM), um método semelhante ao utilizado para os mamíferos (LUDDERS et. al 1989). Aparentemente este foi o primeiro trabalho relatando a determinação da CAM de jacus (*Penelope obscura*) e a observação da influência social e o estresse sob a CAM destes animais.

9 CONCLUSÃO

Com base na metodologia e análises propostas no presente estudo conclui-se que as aves do coletivo apresentaram melhor resposta a influência do estresse social do que as aves mantidas individualmente.

Com base nos resultados de CAM deste estudo (coletivo X individual), pode se afirmar que a aclimação ideal é de fundamental importância para animais que serão submetidos a tratamentos clínicos, cirúrgicos e anestésicos.

O valor da CAM de isoflurano para estas aves apresentou um valor próximo ao valor de outros galiformes, mas aumentou significativamente quando as aves foram submetidas a uma situação de estresse, como as aves que foram mantidas individualmente.

Esta informações se tornam de grande importância para futuros estudos na determinação da CAM em aves desta espécie ou de outras espécies que podem ser facilmente influenciadas se submetidas a condições sociais fora do habitat, principalmente as aves que vivem em grupos.

REFERÊNCIAS

BROSNAN R. J., et al. Anesthetic properties of carbon dioxide in the rat. **Anesthesia & Analgesia**. [S.l.]. v. 105, n. 2, July 2007. 103–106 p. Disponível em: <[10.1213/01.ane.0000265556.69089.78](https://doi.org/10.1213/01.ane.0000265556.69089.78)>. Acesso em 8 de março de 2015.

CAULKET, N. A., ARNEMO, J. M. Comparative Anesthesia and Analgesia of Zoo Animals and Wildlife. In: GRIMM, K. A., LAMONT, L. A. TRANQUILLI, W. J., GREENE S. A., ROBERTSON, S. A.: **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 5 ed. Iowa. John Wiley & Sons, Inc, 2015. cap. 40

CHAN, F. et al. Anesthesia with Isoflurane and Sevoflurane in the Crested Serpent Eagle (*Spilornis cheela hoya*): Minimum Anesthetic Concentration, Physiological Effects, Hematocrit, Plasma Chemistry and Behavioral Effects. **Journal of Veterinary Medical Science**. Rockville Pike. v. 75, n. 12. Dec. 2013. 1591–1600 p. Disponível em: <[10.1292/jvms.13-0161](https://doi.org/10.1292/jvms.13-0161)>. Acesso em: 10 de novembro de 2014.

CHEMONGES, S. Effect of Intermittent Positive Pressure Ventilation on Depth of Anaesthesia during and after Isoflurane Anaesthesia in Sulphur-Crested Cockatoos (*Cacatua galerita galerita*). **Veterinary Medicine International**. Saul Chemonges. Volume Jan. 2014. 7 p. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1155/2014/250523>>. Acessado em 7 de dezembro de 2014.

COSTA, A. Pinçamento digital e Estímulo Elétrico na Determinação da Concentração Anestésica Mínima (CAM) de Isoflurano em Galinhas (*Gallus gallus*) Pré tratadas ou não com Meloxicam. Dissertação apresentada a Universidade do Estado de Santa Catarina UDESC, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Anestesiologia Veterinária – área de concentração ciência animal. Nov. 2009, Lages.

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. 1994. 429-433, p. Disponível em: <http://www.readcube.com/articles/10.1111%2Fj.1532-950X.1994.tb00502.x?r3_referer=wol&tracking_action=preview_click&show_checkout=1>. Acesso dia 7 de dezembro de 2014.

CURRO, T.G. Anesthesia of Pet Birds. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**. Madison, *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, v. 7. Jan, 1998. 10-21 p.

DEL HOYO, J. Family Cracidae. In: DEL HOYO, J., ELLIOT, A., SARGATAL, J. **Handbook of the Birds of the world. New World to Guineafowl**. Barcelona: Lynx Editions. v. 2. 1994. 310-364 p.

DIXON W. J. The up-and-down method for small samples. **Journal of de American Statistical Association**. v. 60. Apr. 1965. 967 – 978 p. Disponível em: <10.1080/01621459.1965.10480843>. Acesso em 7 de dezembro de 2014.

EGER, E. I., SAIDMAN, L. J., BRANDSTATER, B. Minimum Alveolar Anesthetic Concentration; a standard of anesthetic potency. **Anesthesiology**. [S.l.]. v. 26. 1965. 756 – 763 p.

EGER, E. I. **Anesthetic Uptake and Action**. Baltimore: Williams and Wilkins, 1974.

EMBRAPA, Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, **Fauna Nativa - Aves** Disponível em <<http://www.faanacps.cnpemembrapa.br/ave/jacuguac.html>>: Acesso dia 20/ de Novembro de 2014.

ESCOBAR A. **Efeitos Do Butorfanol na Concentração Anestésica Mínima do Sevoflurano em Galinha D'angola (*Numida Meleagris*)**. Tese apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP como parte das exigências para obtenção do título de Doutor em Cirurgia Veterinária - área de Concentração em Cirurgia Veterinária. 2010 Jaboticabal.

FAHLMAN A. Anaesthesia of wild carnivores and primates. **MSc.Dissertation, Department of Clinical Sciences**. Faculty of Veterinary Medicine and Animal Science, Swedish University of Agricultural Sciences. Uppsala. Sweden. 2005. 36 p.

FANTONI, D. T., CORTOPASSI, S. R. G., BERNARDI, M. M. Anestésicos Inalatórios. In: **Farmacologia Aplicada a Medicina Veterinária**. 3 ed. Guanabara Koogans. Rio de Janeiro. 2002. Cap. 10.

GREENACRE, C. et al. Reptile and Amphibian Analgesia. **Journal of Herpetological Medicine & Surgery**. [S.l.]. v. 15. 2005. 24-30 p.

GENTLE, M. J., CORR, S. A. Endogenous Analgesia in the Chicken. **Neuroscience Letters**. v. 201, n. 3. Dec. 1995. 211 – 214 p.

GENTLE, M. J., TILSON, V.L. Reduction in Peripheral Inflammation by Changes in Attention. **Physiology & Behavior**. [S.l.]. v. 66, n. 2. 1999. 289 – 292 p.

GLEESON M. CONTROL OF BREATHING. In: KING AS, MCLELLAND J, eds. **Form and Function in Birds**. London: Academic Press, 1989; 439–484.

GUIMARÃES, L. D., MORAES, A. N. Anestesia em Aves: Agentes anestésicos. **Ciência Rural**. Santa Maria. v. 30, n. 6. 2000. 1073 – 1081 p.

GRANONE TD, DE FRANCISCO ON, KILLOS MB, et al. **Comparison of three different inhalant anesthetic agents (isoflurane, sevoflurane, desflurane) in red-tailed hawks (Buteo jamaicensis)**. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. [S.L.], v. 39. 2012. 29–37 p.

HALL, L., W.; CLARKE, K., W. **Anestesia Veterinária**. 8 ed. São Paulo: Manole, 1987, 465 p.

HAWKINS, M. G., PAUL-MURPHY, P. Bird-Specific Considerations: Recognizing Pain Behavior in Pet Birds. In: GAYNOR, J. S., MUIR III,

W. W. **Handbook of Veterinary Pain Management**. 3 ed. Missouri. Roca. 2014.

HEARD, D., J. **Avian Respiratory Anatomy and Physiology**. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, v. 6. n. 4 Oct. 1997. 172-179 p.

HELLEBREKERS, L. J. **Dor em Animais**. São Paulo: Manole, 2002, p 166.

HELLYER, P. W.; ROBERTSON, S. A.; FAILS, A. D. Pain and its management. In: TRANQUILLI, J. C.; THURMON, J. C.; GRINN, K. A.; **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ed. Iowa. Blackwell Publishing, 2007. Cap.3.

HERMAN JP, CULLINAN WE. Neurocircuitry of stress: central control of the hypothalamo–pituitary–adrenocortical axis. **Trends Neurosci** [S.l.] v. 20. 1997. 78–84 p.

INTERNATIONAL ASSOCIATION FOR THE STUDY OF PAIN. Disponível em: <I September - pdfs.journals.lww.com>. Acessado em 12 de setembro de 2014.

LAING, S.; PAUL AND, V.; MURISON, P. J. The Effects of Nitrous Oxide on Recovery fom Isoflurane Anesthesia in Dogs. **Journal Small Animal Practice**. Langford. v. 50. Feb 2009. 82 – 86 p. Disponível em: <10.1111/j.1748-5827.2008.00689.x>. Acessado em 20 de outubro de 2014.

LE MAHO, Y. et al. Stress in Birds Due to Routine handling and a Technique to Avoid it. **American of Journal Physiology**. [S.l.]. v. 263. n. 4. 1992. 775 – 781 p.

LUDDERS J. W., MITCHELL, G. S., SCHAEFER, S. L. Minimum Anesthetic Dose and Cardiopulmonary Response for Halotanein Chickens. **American Journal of Veterinary Research**. v. 49, n. 6. Jun. 1988. 929 – 932 p.

LUDDERS J. W., RODE J., MITCHELL G.S. Isoflurane anesthesia in sandhill cranes (*Grus canadensis*): minimal anesthetic concentration and cardiopulmonary dose-response during spontaneous and controlled breathing. **Anesthesia and Analgesia**. v. 68. 1989. 511-516 p.

LUDDERS J. W. **Respiratory Physiology of Birds: Considerations for Anesthetic Management**. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, v. 7. n. 1 Jan 1998. 3-9 p.

LUDDERS, J. W. Inhaled Anesthesia for Birds. In: GLEED, R. D., LUDDERS, J. W. **Recent Advances in Veterinary Anesthesia and Analgesia: Companion Animals**. 2001.

LUDDERS, J. W., MATTHEWS, N. S. Birds. In: TRANQUILLI, J. C.; THURMON, J. C.; GRINN, K. A.: **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4 ed. Iowa. Blackwell Publishing, 2007. cap. 34.

LUDDERS, J. W. respiration in Birds. In: REECE, W. O., et al. **Dukes' Physiology of Domestic Animals**. 13 ed. Iowa. John Wiley & Sons. 2015. cap. 26.

LUDDERS, J. W. Comparative Anesthesia and Analgesia of Birds. In: GRIMM, K. A., LAMONT, L. A. TRANQUILLI, W. J., GREENE S. A., ROBERTSON, S. A.: **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 5 ed. Iowa. John Wiley & Sons, Inc, 2015. cap. 43.

KIM Y. K., et. al. Minimum Anesthetic Concentration and Cardiovascular Dose-Response Relationship of Isoflurane in Cinereous Vultures (*Aegypius monachus*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**. Yulee. v. 42. n.3. Oct. 2011. 499-503 p. Disponível em: < 10.1638/2010-0151.1>. Acesso em: 12 de dezembro de 2014.

KING A. S., COWIE A. F. The functional anatomy of the bronchial muscle of the bird. **Journal of Anatomy**. Rockville Pike. v. 105. 1969. 323-336 p.

MARQUES, M. V. R. Galiformes (Aracuaã, Jacu, Jacutinga, Mutum e Uru). In: CUBAS, Z. S. et al. **Tratado de Animais Selvagens**. 2 ed. v. 1. São Paulo: Roca. 2014. Cap. 21.

MARTIN-JURADO O. et al. Effect of inhalation of isoflurane at end-tidal concentrations greater than, equal to, and less than the minimum anesthetic concentration on bispectral index in chickens, **The American Journal of Veterinary Research**. v. 69. n. 10. 2008. 1254–1261 p.

MASSONE, F. Considerações Gerais. In: MASSONE, F. **Anestesiologia Veterinária: Farmacologia e Técnicas**. 6 ed. Rio de Janeiro. Guanabara Koogan, 2011. Cap. 1.

MATHEWS, K. A. Pain Assessment and General Approach to Management. **Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice**. v. 30. n. 4. July 2000. 729 – 755 p.

McDONALD S. Common anesthetic dosages for use in psittacine birds. **Journal of Association Avian Veterinarians**. v. 3.1989. 186-187.

McLELLAND, J., MOLONY, V. Respiration. In FEEMAN B. **M.Physiology and biochemistry of the domestic fowl**. London. Academic Press. v. 4. 1983. 63–85 p.

McLELLAND J. Anatomy of the lungs and air sacs. In: KING A. S., McLELLAND J. **Form and Function in Birds**. London. Academic Press. v. 4. 1989. 69-103 p.

McLELLAND J. Larynx and trachea. In: KING AS, McLELLAND J. **Form and Function in Birds**. London. Academic Press. v. 4. 1989. 69-103 p.

MERCADO, J.A. et al. Minimum anesthetic concentration of isoflurane in captive thick-billed parrots (*Rhynchopsitta pachyrhyncha*). **American Journal of Veterinary Research**. [S.l.]. v.69, n.2. 2008. 189-194 p.

MERKEL, G.; EGER, E.I. A Comparative Study of Halotane and Halopropane Anesthesia Including Method for Determining Equipotency. **Anesthesiology**. [S.l.]. v. 24. 1963. 346 – 357 p.

MERKEL, G.; EGER, E.I. A comparative study of halothane and halopropane anesthesia including method for determining equipotency. **Survey of Anesthesiology**. San Francisco. v. 18. Dec.1974. 574 – 586 p.

MEYER, R. E. Euthanasia and Humane Killing. In: GRIMM, K. A., LAMONT, L. A. TRANQUILLI, W. J., GREENE S. A., ROBERTSON, S. A.: **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 5 ed. Iowa. John Wiley & Sons, Inc, 2015. cap.6.

MORGAN, G. E., MIKHAIL, M. S. Inhalation Anesthetics. In: **Clinical Anesthesiology**. 2 ed. Stanford: Appleton & Lange. 1996. p. 109-127.

MUIR, W. W. et al. Manual de Anestesia Veterinária, Porto Alegre: Artmed, 2001.

MUIR, W. W. Pain and Stress. In: GAYNOR, J. S., MUIR, W. W. **Handbook of Veterinary Pain Management**. Philadelphia: Mosby. 2002. 46 – 59 p.

MUIR, W. W. Considerations for General Anesthesia. In: TRANQUILLI, J. C.; THURMON, J. C.; GRINN, K. A.; **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ed. Iowa. Blackwell Publishing, 2007. Cap. 2.

NAGANOBU K.; HAGIO, M. Dose-related cardiovascular effects of isoflurane in chickens during controlled ventilation. **Journal of Veterinary and Medicine Science**. v. 62. 2000. 435– 437 p.
Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1292/jvms.62.435>>. Acesso em: 12 de dezembro de 2014.

NICOLAU, A. A. et al. O Sevoflurano em Psitacídeos (Amazona aestiva) Determinação da Dose Anestésica Mínima (DAM) para a Produção da Anestesia Geral. **Ciência Rural**. Santa Maria. .v 32, n. 5. Sept. 2002. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782002000500007>>. Acessado em 19 de março de 2015.

NICOMEDUS, H. F. et al. Median Effective Doses (ED50) of Halotane in Adults and Children. **Anesthesiology**. v. 31, n. 4. 1969. 344 – 348 p.

OLIVA, V. N. L.; FANTONI D. T. Anestesia Inalatória. In: **Anestesia em Cães e Gatos**. 2. ed. São Paulo. Roca, 2010. cap. 16.

OLIVEIRA, M. G. C. et al. Determinação da Concentração Alveolar Mínima do Isoflurano em Catetos (*Tayassu tajacu*). **Pesquisa Veterinária Brasileira**. [S.l.]. v. 6, n 34. Junho, 2014. 576-581 p.

O'MALLEY, R. **Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species**. Philadelphia: Elsevier Saunders, 2005.

PAGEL P.S. et al. Cardiovascular pharmacology. In: Miller R. D. **Miller's Anesthesia**. 7 ed. Churchill Livingstone, Philadelphia, PA. 2009. 595–632 p.

PAVEZ, J. C. et al. Effect of Fentanyl Target-Controlled Infusions on Isoflurane Minimum Anaesthetic Concentration and Cardiovascular Function in Red-Tailed Hawks (*Buteo Jamaicensis*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**. [S.l.]. v. 38. Jun 2011. 344 – 351 p. Disponível em: <10.1111/j.1467-2995.2011.00627.x>. Acessado em 15 de setembro de 2015.

QUASHA, A. L., EGER, E. I., TINKER, J. H. Determination and applications of MAC. **Anesthesiology**. [S.l.]. 2 ed. v. 53. 1980. 315–334 p.

ROSENTHAL, K. et al. The cardiovascular system. In ALTMAN, R. B., CLUBB, S. L., DORRESTEIN, G. M., QUESENBERRY, K. **Avian medicine and surgery**. Philadelphia. WB Saunders. 1997. 489–500 p.

SAIDMAN, L. J., EGER, E. I. Effect of Nitrous Oxide an Narcotic Premedication on the Alveolar Concentration of Halotane Required for Anesthesia. **Anesthesiology**. [S.l.]. v. 25. 1964. 302 – 306 p.

SEDGWICK, C. J. Anesthesia of caged birds. In: KIRK, R. **Current Veterinary Therapy VII**. Philadelphia: WB Saunders, 1980. 653-656 p.

SHARP, J.; AZAR, T.; LAWSON, D. Comparison of carbon dioxide, argon, and nitrogen for inducing unconsciousness or euthanasia of rats.

Journal of the American Association for Laboratory Animal Science. [S.l.]. v.45. 2006. 21–25 p.

SCHEID, P., PIIPER, J. Cross current gas exchange in avian lungs: Effect of reversed parabronchial air flow in ducks. **Respiration Physiology.** [S.l.]. v. 16. Dec. 1972. 304–312 p.

SCHEMNITZ, S. D., et al. Capturing and Handling Wild Animals. **National Wildlife Research Center - Staff Publications.** Baltimore. v. 1. 2009. 232 – 269 p.

SHOEMAKER, J. M.; HEMPLEMAN S. C. Avian intrapulmonary chemoreceptor discharge rate is increased by anion exchange blocker ‘DIDS’. **Respiration Physiology.**[S.l.]. v. 128, n. 2. 2001. 195–204 p.

SICK, H. Ordem Galliformes. In: SICK, H. **Ornitologia Brasileira.** Rio de Janeiro: Nova Fonteira. 1997. 270-286 p.

SIEGEL, H. S. Physiological Stress in Birds. **BioScience.**v. 30. Apr. 1980. 529-534 p.

SINN, L.C. Anesthesiology. In: RITCHIE, B. W.; HARRISON, & HARRISON, L.R. **Avian Medicine: Principles and Application.** Lake Worth, Wingers Publishing. 1994. 1066 – 1080 p.

SINN, L. C. Anesthesiology. In: ZANTOP, D.W. **Avian Medicine: Principles and Application.** Lake Worth. Wingers Publishing. 1997. 589 – 599 p.

SONNER, J. M. Issues in the Design and Interpretation of Minimum Alveolar Anesthetic Concentration (MAC) Studies. **Anesthesia & Analgesia.** [S.l.]. v. 95. Sept. 2002. 609 – 614 p. Disponível em: <doi:10.1213/00000539-200209000-00021>. Acessado em 12 de dezembro de 2014.

SOUZA, E. M., CHAVES, L. M., MUNIZ, J. A. Regressão Isotônica Aplicada à Análise Probit em Ensaio de Dose-Resposta Sequenciais. **Revista Brasileira de Biomedicina**. São Paulo. v. 29, n. 1. 2011. 122 – 146 p.

STEFFEY, E. P., HOWLAND, D. Jr. Isoflurane potency in the dog and cat. **American Journal Veterinary Research**. Manchester. v. 38, n. 11. 1977. 1833-1836 p.

STEFFEY, E. P., MAMA, K. R. Inhalation Anesthetics. In: TRANQUILLI, J. C.; THURMON, J. C.; GRINN, K. A.; **Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia**. 4ed. Iowa. Blackwell Publishing, 2007. Cap. 13.

STRAHL, S. D., GRAJAL, A. **Conservation of Large Avian Fugivores and the Management of Neotropical Protected Areas**. Oryx, v. 25. 1991. 50-55 p.

VILANI, R. G. D. C. Anestesia Injetável e Inalatória. In: CUBAS, Z. S. et al. **Tratado de Animais Selvagens**. 2 ed. v. 1. São Paulo: Roca. 2014. Cap. 97.

ZHANG, Y. et al. Both cerebral GABA(A) receptors and spinal GABA(A) receptors modulate the capacity of isoflurane to produce immobility. **Anesthesia & Analgesia**. [S.l.]. v. 92. 2001. 1585–1589 p.

APÊNDICE

A seguir estão representados os valores individuais de nosso estudo de determinação da concentração anestésica mínima de isoflurano em jacus (*Penelope obscura*), G1 N° igual a 10 ou G2 N° igual a 17.

G1 – AVE 1		
Peso	1 kg	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
Animal em Grupo	Sim	
EtISO %	1,3	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	39	38
FC(bpm)	188	216
FR(mpm)	7	13
PAS(mmHg)	98	90
Temperatura(°C)	39,1° C	39,3° C
SpO ₂ (%)	85	85
pH	7.401	-----
PaO ₂	49.9	-----
PaCO ₂	49.5	-----
HCO ⁻³	30.1	-----

G1 – AVE 1		
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,24 x106/mL	
Hemoglobina	8,2 g/dL	
Hematócrito	35 %	
VGM	156,3 fL	
CHGM	23,5 %	
Proteína plasmática total	3,9 g/dL	
Trombócitos	9281 /mL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	16.875
Heterófilos	55	9.281
Linfócitos	22	3.713
Eosinófilos	4	675
Basófilos	0	0
Monócitos	19	3.206

G1 – AVE 2		
Peso	1.9	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
Animal em Grupo	Sim	
EtISO %	1,4	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	47	51
FC(bpm)	280	290
FR(mpm)	7	11
PAS(mmHg)	150	130
Temperatura(°C)	39,2	39,2
SpO ₂ (%)	-----	-----
pH	-----	-----
PaO ₂	-----	-----
PaCO ₂	-----	-----
HCO ⁻³	-----	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	1,39 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	10,0 g/d	
Hematócrito	37 %	
VGM	266,2 fL	
CHGM	27,1 %	
Proteína plasmática total	3,9 g/dL	
Trombócitos	6747 /mL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	10.710
Heterófilos	63	6.747
Linfócitos	15	1.607
Eosinófilos	6	643
Basófilos	0	0
Monócitos	16	1.714

G1 – AVE 3		
Peso	1,215	
Resposta ao Estímulo	Sim	
Animal em Grupo	Positivo	
EtISO %	1,3	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	53	50
FC(bpm)	200	240
FR(mpm)	7	8
PAS(mmHg)	125	120
Temperatura(°C)	40,7	40,6
SpO ₂ (%)	97	97
pH	7,486	-----
PaO ₂	90,3	-----
PaCO ₂	43,1	-----
HCO ⁻³	31.8	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,42 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	9,6 g/d	
Hematócrito	35 %	
VGM	144,6 fL	
CHGM	27,4 %	
Proteína plasmática total	4,0 g/dL	
Trombócitos	19726 /mL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	9.622
Heterófilos	63	6.062
Linfócitos	21	2.021
Eosinófilos	6	577
Basófilos	3	289
Monócitos	7	674

G1 – AVE 4		
Peso	1,5	
Resposta ao Estímulo	Sim	
Animal em Grupo	Negativo	
EtISO %	1,4	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	53	35
FC(bpm)	104	120
FR(mpm)	8	5
PAS(mmHg)	120	130
Temperatura(°C)	39,4	39,3
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,539	-----
PaO ₂	271,3	-----
PaCO ₂	33,9	-----
HCO ⁻³	28,2	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,37 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	10,5 g/d	
Hematócrito	42 %	
VGM	177,2 fL	
CHGM	24,9 %	
Proteína plasmática total	4,2 g/dL	
Trombócitos	15.216 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	6.916
Heterófilos	58	4.011
Linfócitos	22	1.522
Eosinófilos	1	69
Basófilos	4	277
Monócitos	15	1.037

G1 – AVE 5		
Peso	1,5	
Resposta ao Estímulo	Sim	
Animal em Grupo	Positivo	
EtISO %	1,3	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	48	47
FC(bpm)	156	136
FR(mpm)	6	10
PAS(mmHg)	140	135
Temperatura(°C)	39,7	39,9
SpO ₂ (%)	93	93
pH	7,418	-----
PaO ₂	42	-----
PaCO ₂	44,2	-----
HCO ⁻³	27,9	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,21 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	10,6 g/d	
Hematócrito	39 %	
VGM	176,5 fL	
CHGM	27,1 %	
Proteína plasmática total	4,2 g/dL	
Trombócitos	15.818 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	10.338
Heterófilos	55	5.686
Linfócitos	21	2.171
Eosinófilos	9	930
Basófilos	1	103
Monócitos	14	1.447

G1 – AVE 6		
Peso	1,7	
Resposta ao Estímulo	Sim	
Animal em Grupo	Positivo	
EtISO %	1,4	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	50	47
FC(bpm)	167	200
FR(mpm)	7	8
PAS(mmHg)	100	160
Temperatura(°C)	39,5	39,5
SpO ₂ (%)	97	97
pH	7,448	-----
PaO ₂	92	-----
PaCO ₂	49,8	-----
HCO ⁻³	33,7	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,70 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	8,7 g/d	
Hematócrito	35 %	
VGM	129,6 fL	
CHGM	24,9 %	
Proteína plasmática total	3,8 g/dL	
Trombócitos	16.875 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	16.071
Heterófilos	84	13.500
Linfócitos	3	482
Eosinófilos	0	0
Basófilos	1	161
Monócitos	12	1.929

G1 – AVE 7		
Peso	1,05	
Resposta ao Estímulo	Sim	
Animal em Grupo	Negativo	
EtISO %	1,5	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	46	47
FC(bpm)	220	168
FR(mpm)	10	11
PAS(mmHg)	130	150
Temperatura(°C)	41	41
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,437	-----
PaO ₂	162,9	-----
PaCO ₂	38,9	-----
HCO ⁻³	25,7	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,82 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	9,8 g/d	
Hematócrito	39 %	
VGM	138,3 fL	
CHGM	25 %	
Proteína plasmática total	3,9 g/dL	
Trombócitos	9.818 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	5.775
Heterófilos	72	4.158
Linfócitos	17	982
Eosinófilos	4	231
Basófilos	1	58
Monócitos	6	374

G1 – AVE 8		
Peso	850 g	
Animal em Grupo	Sim	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
EtISO %	1,5	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	44	34
FC(bpm)	160	148
FR(mpm)	4	6
PAS(mmHg)	180	150
Temperatura(°C)	39,9	40
SpO ₂ (%)	98	98
pH	7,373	-----
PaO ₂	119,5	-----
PaCO ₂	64,5	-----
HCO ⁻³	36,6	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,71 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	10,0 g/d	
Hematócrito	37 %	
VGM	136,5 fL	
CHGM	26,9 %	
Proteína plasmática total	4,0 g/dL	
Trombócitos	11.016 /µL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	9.104
Heterófilos	33	3.004
Linfócitos	37	3.368
Eosinófilos	5	455
Basófilos	4	364
Monócitos	21	1.912

G1 – AVE 9		
Peso	1,044	
Animal em Grupo	Sim	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,3	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	31	28
FC(bpm)	150	190
FR(mpm)	3	7
PAS(mmHg)	130	120
Temperatura(°C)	40,1	40,1
SpO ₂ (%)	97	97
pH	7,429	-----
PaO ₂	95,3	-----
PaCO ₂	45,5	-----
HCO ⁻³	29,5	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,54 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	8,5 g/d	
Hematócrito	34 %	
VGM	133,9 fL	
CHGM	24,9 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	21.863 /µL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	21.646
Heterófilos	64	13.853
Linfócitos	25	5.412
Eosinófilos	2	433
Basófilos	0	0
Monócitos	9	1.948

G1 – AVE 10		
Peso	1,084	
Animal em Grupo	Sim	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,4	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	17	25
FC(bpm)	140	160
FR(mpm)	5	9
PAS(mmHg)	140	120
Temperatura(°C)	39,7	39,7
SpO ₂ (%)	98	98
pH	7,408	-----
PaO ₂	110,8	-----
PaCO ₂	41,5	-----
HCO ⁻³	25,6	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,11 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	7,8 g/d	
Hematócrito	33 %	
VGM	156,4 fL	
CHGM	23,8 %	
Proteína plasmática total	3,8 g/dL	
Trombócitos	18.541 /µL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	14.154
Heterófilos	59	8.351
Linfócitos	31	4.388
Eosinófilos	0	0
Basófilos	0	0
Monócitos	10	1.415

G2 – AVE 1		
Peso	1,13	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,3	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	39	37
FC(bpm)	204	240
FR(mpm)	4	5
PAS(mmHg)	110	110
Temperatura(°C)	39,3	39,9
SpO ₂ (%)	98	98
pH	7	-----
PaO ₂	-----	-----
PaCO ₂	48,1	-----
HCO ⁻³	-----	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,42 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	8,7 g/d	
Hematócrito	33 %	
VGM	136,4 fL	
CHGM	26,5 %	
Proteína plasmática total	4,0 g/dL	
Trombócitos	20.125 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	10.374
Heterófilos	49	5.083
Linfócitos	34	3.527
Eosinófilos	3	311
Basófilos	1	104
Monócitos	13	1.349

G2 – AVE 2		
Peso	1,39	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,4	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	31	35
FC(bpm)	154	180
FR(mpm)	6	6
PAS(mmHg)	150	110
Temperatura(°C)	41	41,2
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,508	-----
PaO ₂	136,3	-----
PaCO ₂	42,2	-----
HCO ⁻³	32,7	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	1,83 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	8,9 g/d	
Hematócrito	29 %	
VGM	158,5 fL	
CHGM	30,8 %	
Proteína plasmática total	4,0 g/dL	
Trombócitos	25.023 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	12.702
Heterófilos	40	5.081
Linfócitos	39	4.954
Eosinófilos	4	508
Basófilos	2	254
Monócitos	15	1.905

G2 – AVE 3		
Peso	1,4	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,5	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	35	24
FC(bpm)	194	220
FR(mpm)	16	4
PAS(mmHg)	120	140
Temperatura(°C)	39	39,4
SpO ₂ (%)	98	98
pH	7,502	-----
PaO ₂	96,2	-----
PaCO ₂	43,1	-----
HCO ⁻³	33	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,49 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	11,4 g/d	
Hematócrito	46 %	
VGM	184,7 fL	
CHGM	24,7 %	
Proteína plasmática total	4,3 g/dL	
Trombócitos	10.008 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	3.070
Heterófilos	52	1.596
Linfócitos	27	829
Eosinófilos	0	0
Basófilos	0	0
Monócitos	21	645

G2 – AVE 4		
Peso	1,5	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,6	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	27	10
FC(bpm)	128	155
FR(mpm)	7	6
PAS(mmHg)	75	100
Temperatura(°C)	40,2	40,6
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,416	-----
PaO ₂	243,2	-----
PaCO ₂	53,6	-----
HCO ⁻³	33,7	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,81 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	9,9 g/d	
Hematócrito	37 %	
VGM	131,7 fL	
CHGM	26,8 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	15.814 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	12.857
Heterófilos	53	6.814
Linfócitos	28	3.600
Eosinófilos	5	643
Basófilos	2	257
Monócitos	12	1.543

G2 – AVE 5		
Peso	1,5	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
EtISO %	1,7	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	61	57
FC(bpm)	208	230
FR(mpm)	5	12
PAS(mmHg)	90	100
Temperatura(°C)	39,5	39,4
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,398	-----
PaO ₂	187,5	-----
PaCO ₂	44,9	-----
HCO ⁻³	27,1	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,22 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	9,3 g/d	
Hematócrito	40 %	
VGM	180,2 fL	
CHGM	23,3 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	10.132 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	13.509
Heterófilos	65	8.781
Linfócitos	23	3.107
Eosinófilos	0	0
Basófilos	2	270
Monócitos	10	1.351

G2 – AVE 6		
Peso	1,61	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,6	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	52	64
FC(bpm)	188	190
FR(mpm)	6	7
PAS(mmHg)	138	130
Temperatura(°C)	40,6	40,5
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,392	-----
PaO ₂	139,5	-----
PaCO ₂	54,8	-----
HCO ⁻³	32,6	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,55 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	9,8 g/d	
Hematócrito	40 %	
VGM	156,9 fL	
CHGM	24,5 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	5.671 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	3.635
Heterófilos	62	2.254
Linfócitos	30	1.091
Eosinófilos	1	36
Basófilos	1	36
Monócitos	6	218

G2 – AVE 7		
Peso	1,13	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
EtISO %	1,7	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	23	21
FC(bpm)	142	160
FR(mpm)	5	6
PAS(mmHg)	90	100
Temperatura(°C)	39,8	39,7
SpO ₂ (%)	96	96
pH	7,551	-----
PaO ₂	71,4	-----
PaCO ₂	37	-----
HCO ⁻³	31,7	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,29 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	8,3 g/d	
Hematócrito	39 %	
VGM	170,3 fL	
CHGM	21,4 %	
Proteína plasmática total	3,6 g/dL	
Trombócitos	17.731 /µL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	9.431
Heterófilos	36	3.395
Linfócitos	42	3.961
Eosinófilos	2	189
Basófilos	6	566
Monócitos	14	1.320

G2 – AVE 8		
Peso	1,7	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,6	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	56	55
FC(bpm)	154	200
FR(mpm)	5	7
PAS(mmHg)	90	90
Temperatura(°C)	41,3	41,2
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,521	-----
PaO ₂	310,3	-----
PaCO ₂	40,4	-----
HCO ⁻³	32,3	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,55 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	9,8 g/d	
Hematócrito	41 %	
VGM	160,8 fL	
CHGM	24,0 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	10.300 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	7.305
Heterófilos	79	5.771
Linfócitos	9	657
Eosinófilos	0	0
Basófilos	0	0
Monócitos	12	877

G2 – AVE 9		
Peso	1,3	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO %	1,7	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	55	33
FC(bpm)	160	170
FR(mpm)	9	10
PAS(mmHg)	100	90
Temperatura(°C)	40,4	40,5
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,301	-----
PaO ₂	307	-----
PaCO ₂	59,2	-----
HCO ⁻³	28,5	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,50 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	10,1 g/d	
Hematócrito	42 %	
VGM	168,0 fL	
CHGM	24,0 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	10.093 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	7.009
Heterófilos	59	4.135
Linfócitos	30	2.103
Eosinófilos	3	210
Basófilos	2	140
Monócitos	6	421

G2 – AVE 10		
Peso	980 g	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
EtISO %	1,9	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	39	39
FC(bpm)	240	190
FR(mpm)	14	12
PAS(mmHg)	140	130
Temperatura(°C)	40,6	40,5
SpO ₂ (%)	98	98
pH	7,45	-----
PaO ₂	108,2	-----
PaCO ₂	38,1	-----
HCO ⁻³	25,9	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	1,92 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	8,9 g/d	
Hematócrito	33 %	
VGM	171,9 fL	
CHGM	27,0 %	
Proteína plasmática total	3,8 g/dL	
Trombócitos	21.343 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	11.352
Heterófilos	46	5.222
Linfócitos	35	3.973
Eosinófilos	1	114
Basófilos	2	227
Monócitos	16	1.816

G2 – AVE 11		
Peso	1,511	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO%	2,1	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	35	32
FC(bpm)	130	156
FR(mpm)	6	5
PAS(mmHg)	110	90
Temperatura(°C)	39,7	40
SpO ₂ (%)	99	99
pH		7,374
PaO ₂	125,5	186,6
PaCO ₂	44,9	55,7
HCO ⁻³	31,8	31,8
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,51 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	14,4 g/d	
Hematócrito	44 %	
VGM	175,3 fL	
CHGM	32,8 %	
Proteína plasmática total	4,2 g/dL	
Trombócitos	7.418 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	3.967
Heterófilos	55	2.182
Linfócitos	19	754
Eosinófilos	2	79
Basófilos	1	40
Monócitos	23	912

G2 – AVE 12		
Peso	1,168	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	1,90%	
EtISO%	Negativo	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	32	30
FC(bpm)	200	300
FR(mpm)	6	8
PAS(mmHg)	110	110
Temperatura(°C)	40,2	40
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,393	7,406
PaO ₂	249,3	157,2
PaCO ₂	44,7	43,2
HCO ⁻³	26,6	26,5
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,90 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	13,6 g/d	
Hematócrito	44 %	
VGM	151,7 fL	
CHGM	30,9 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	11.550 /µL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	5.527
Heterófilos	84	4.643
Linfócitos	9	497
Eosinófilos	1	55
Basófilos	2	111
Monócitos	4	221

G2 – AVE 13		
Peso	1,537	
Animal em Grupo	não	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
EtISO%	1,7	
Sexagem	Macho	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	37	35
FC(bpm)	160	160
FR(mpm)	10	8
PAS(mmHg)	110	110
Temperatura(°C)	39,9	39,7
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,42	7,314
PaO ₂	227,9	173,6
PaCO ₂	47,4	63
HCO ⁻³	30,1	31,3
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,76 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	12,7 g/d	
Hematócrito	42 %	
VGM	152,2 fL	
CHGM	30,3 %	
Proteína plasmática total	3,4 g/dL	
Trombócitos	11.599 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	5.858
Heterófilos	60	3.515
Linfócitos	23	1.347
Eosinófilos	1	59
Basófilos	3	176
Monócitos	13	762

G2 – AVE 14		
Peso	1,235	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO%	1,6	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	48	55
FC(bpm)	260	250
FR(mpm)	6	7
PAS(mmHg)	130	140
Temperatura(°C)	40,6	40,4
SpO ₂ (%)	99	99
pH	7,401	7,423
PaO ₂	221,4	229,9
PaCO ₂	43,2	40,8
HCO ⁻³	26,3	26,0
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,37 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	10,2 g/d	
Hematócrito	35 %	
VGM	147,7 fL	
CHGM	29,1%	
Proteína plasmática total	3,3 g/dL	
Trombócitos	17.872 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	6.669
Heterófilos	47	3.134
Linfócitos	28	1.867
Eosinófilos	1	67
Basófilos	5	333
Monócitos	19	1.267

G2 – AVE 15		
Peso	1,14	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO%	1,7	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	41	37
FC(bpm)	220	300
FR(mpm)	11	13
PAS(mmHg)	80	70
Temperatura(°C)	39,7	39,4
SpO ₂ (%)	99	98
pH	7,402	7,387
PaO ₂	146,6	124,2
PaCO ₂	36,7	39,7
HCO ⁻³	22,3	23,3
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	3,1 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	12,9 g/d	
Hematócrito	48 %	
VGM	154,8 fL	
CHGM	26,9%	
Proteína plasmática total	3,3 g/dL	
Trombócitos	15.715 /µL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/µL)
Leucócitos totais	100	16.542
Heterófilos	76	12.572
Linfócitos	9	1.489
Eosinófilos	2	331
Basófilos	1	165
Monócitos	12	1.985

G2 – AVE 16		
Peso	1,529	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Positivo	
EtISO%	1,9	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO ₂	32	30
FC(bpm)	300	320
FR(mpm)	6	8
PAS(mmHg)	110	120
Temperatura(°C)	40	40
SpO ₂ (%)	99	98
pH	7,483	7,387
PaO ₂	155,2	198
PaCO ₂	31,7	43,6
HCO ⁻³	23,3	25,6
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	3,08 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	13,0 g/d	
Hematócrito	48 %	
VGM	155,8 fL	
CHGM	27,0%	
Proteína plasmática total	4,1 g/dL	
Trombócitos	24.043 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	24.533
Heterófilos	52	12.757
Linfócitos	27	6.624
Eosinófilos	0	0
Basófilos	2	491
Monócitos	19	4.661

G2 – AVE 17		
Peso	1,327	
Animal em Grupo	Não	
Resposta ao Estímulo	Negativo	
EtISO%	2,1	
Sexagem	Fêmea	
Parâmetros Avaliados Pré e Pós estímulo		
	Pré-estímulo	Pós-estímulo
EtCO2	47	50
FC(bpm)	150	170
FR(mpm)	8	10
PAS(mmHg)	110	110
Temperatura(°C)	40,5	40,5
SpO ₂ (%)	99	98
pH	7,405	-----
PaO ₂	157,3	-----
PaCO ₂	38,8	-----
HCO ⁻³	23,7	-----
ERITROGRAMA		
Eritrócitos	2,75 x10 ⁶ /m	
Hemoglobina	12,1 g/d	
Hematócrito	42 %	
VGM	152,7 fL	
CHGM	28,8%	
Proteína plasmática total	3,5 g/dL	
Trombócitos	10.388 /μL	
LEUCOGRAMA		
	Relativa %	Absoluta (/μL)
Leucócitos totais	100	10.821
Heterófilos	73	7.899
Linfócitos	9	974
Eosinófilos	1	108
Basófilos	3	325
Monócitos	14	1.515

Este projeto tem como objetivo geral determinar a CAM em jacu (*Penelope obscura*) e, como objetivos específicos verificar se há diferença no valor da CAM entre aves submetidas a níveis diferentes de estresse. Neste estudo foram utilizadas vinte e sete aves da espécie jacu (*Penelope obscura*) de vida livre, alocados em dois grupos: animais que permaneceram em grupo no mesmo recinto (coletivo); animais que permaneceram em gaiolas individuais (individuais). O valor da CAM de isoflurano em coletivo foi de 1,4 % e nas aves individuais a CAM de 1,9 % a 0,903 atm, sendo o valor do grupo coletivo significativamente menor que o grupo individual. Observando assim que há diferentes níveis de estresse social (coletivo ou individual) que podem influenciar sobre os valores da CAM do isoflurano em jacus (*Penelope obscura*).

Orientador: Aury Nunes de Moraes

Lages, 2015