



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE GRADUAÇÃO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIAS ANIMAIS
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

CAIO VINÍCIUS ALMEIDA DE OLIVEIRA

ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO III
ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EXPLORATÓRIA EM JIBOIA (*Boa constrictor*) –
RELATO DE CASO

MOSSORÓ

2024

CAIO VINÍCIUS ALMEIDA DE OLIVEIRA

ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO III
ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EXPLORATÓRIA EM JIBOIA (*Boa constrictor*) –
RELATO DE CASO

Relatório de Estágio Supervisionado
apresentado ao curso de Medicina Veterinária
da Universidade Federal Rural do Semi-Árido,
como requisito para obtenção do título de
Bacharel em Medicina Veterinária.

Orientadora: Profa. Dra. Valéria Veras de
Paula
Supervisora: Paula Frassinette de Azevedo
Pereira

MOSSORÓ

2024

© Todos os direitos estão reservados a Universidade Federal Rural do Semi-Árido. O conteúdo desta obra é de inteira responsabilidade do (a) autor (a), sendo o mesmo, passível de sanções administrativas ou penais, caso sejam infringidas as leis que regulamentam a Propriedade Intelectual, respectivamente, Patentes: Lei nº 9.279/1996 e Direitos Autorais: Lei nº 9.610/1998. O conteúdo desta obra tomar-se-á de domínio público após a data de defesa e homologação da sua respectiva ata. A mesma poderá servir de base literária para novas pesquisas, desde que a obra e seu (a) respectivo (a) autor (a) sejam devidamente citados e mencionados os seus créditos bibliográficos.

d48a de Oliveira, Caio Vinícius Almeida.
Anestesia para celiotomia exploratória em
jiboia (Boa constrictor) - relato de caso / Caio
Vinícius Almeida de Oliveira. - 2024.
48 f. : il.

Orientadora: Valéria Veras de Paula.
Relatório (graduação) - Universidade Federal
Rural do Semi-árido, Curso de Medicina
Veterinária, 2024.

1. Jiboia. 2. Anestésicos . 3. Anestesia em
répteis. 4. Serpentes. I. de Paula, Valéria Veras
, orient. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada por sistema gerador automático em conformidade
com AACR2 e os dados fornecidos pelo(a) autor(a).
Biblioteca Campus Mossoró / Setor de Informação e Referência
Bibliotecária: Keina Cristina Santos Sousa e Silva
CRB: 15/120

O serviço de Geração Automática de Ficha Catalográfica para Trabalhos de Conclusão de Curso (TCC's) foi desenvolvido pelo Instituto de Ciências Matemáticas e de Computação da Universidade de São Paulo (USP) e gentilmente cedido para o Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (SISBI-UFERSA), sendo customizado pela Superintendência de Tecnologia da Informação e Comunicação (SUTIC) sob orientação dos bibliotecários da instituição para ser adaptado às necessidades dos alunos dos Cursos de Graduação e Programas de Pós-Graduação da Universidade.

CAIO VINÍCIUS ALMEIDA DE OLIVEIRA

ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO III

ANESTESIA PARA CELIOTOMIA EXPLORATÓRIA EM JIBOIA (*Boa constrictor*) –
RELATO DE CASO

Trabalho de conclusão de curso
apresentado à Universidade Federal
Rural do Semi-Árido, como requisito
para obtenção do título de Bacharel
em Medicina Veterinária.

Defendida em: 11 / 10 / 2024

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Valéria Veras de Paula (Orientadora)
Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA)

Profa. Dra. Talyta Lins Nunes (UFERSA)
Membro Examinador

Profa. Ma. Andressa Nunes Mouta (CECITEC/UECE)
Membro Examinador

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus pelo dom da vida e do guiar dos meus passos até o presente momento de minha formação profissional e pessoal, em que entre tantas escolhas, pude decidir a área a seguir.

Agradeço imensamente aos meus pais, Mário César de Oliveira e Janaína Almeida da Silva, por todo apoio ao longo dos anos. Sem seu amor, carinho, atenção, nada deste sonho e expectativas teriam sido concretizadas. Espero orgulhá-los imensamente em minha vida.

Aos meus avós, Bastião, Marluce e Maria Rita, que me fizeram tomar todo o conhecimento de como um ser humano deve ser íntegro, agradeço calorosamente. Em especial aos meus avós maternos, Maria Laurinete de Almeida, que me criou com todo amor e alegria, e Luiz Edilson de Almeida (*in memoriam*), que escutava singelamente todas as tardes o tocar do meu violão com um sorriso belo em seu rosto. Hoje, olho para o céu com o peito dolorido de saudades, meu avô, mas um peito que deseja dar orgulho ao senhor, para todo o sempre.

Às minhas irmãs, Clara, Clarice e Manuela, que mesmo em meio a teimosias pela idade, continuemos unidos nessa vida de forma calorosa.

Às minhas primas Laura e Lívia, que mesmo em distância, se mantêm presentes na minha vida. E às minhas quase irmãs gêmeas Lara e Letícia, com quem cresci e dividi inúmeros graças nessa vida, dedico.

Aos meus padrinhos Raimundo e Elineude (*in memoriam*), que sempre cuidaram e oram por mim como praticamente um filho.

Aos meus amigos que tive o prazer de conquistar ao longo da faculdade e futuros colegas de profissão, Mauro, Andressa, Rebeca, Thiago, Ana Paula, Janilson, Maria Aparecida, Yanka, Iasmin, Maeve e Paulo Victor. Em especial, ao meu grande amigo e futuro colega da área, Artur, com quem pude dividir momentos singulares e de muitas conquistas nestes 5 anos.

À uma das minhas maiores sortes de 2023, Virgínia Porto, por ser de fato o meu porto mais seguro e companhia em todas as ocasiões. Obrigado por estar do meu lado em todos os momentos, ruins e bons, e não me deixar desistir nunca, você foi alicerce para que tudo isso acontecesse. Agradeço imensamente a sua família, que sempre me acolheu tão bem em momentos mais do que acolhedores.

Agradeço a toda a equipe do HOVET, principalmente a Paula Frassinette e Susany Batista, que me ensinaram e me acolheram tão bem nesta área tão incrível que é a anestesiologia ao longo desses anos. Vocês me inspiram grandemente.

Agradeço a minha professora orientadora Valéria Veras de Paula que me auxiliou imensamente a trilhar esta caminhada acadêmica com um brilho nos meus olhos. Agradeço pelas conversas, conselhos e todas as oportunidades oferecidas.

São inúmeras pessoas a quem dedicaria laudas e laudas de agradecimentos. Aqui dedico todos os meus agradecimentos humildemente.

Aprender é a única coisa que a mente nunca se cansa, nunca tem medo e nunca se arrepende.

Leonardo da Vinci

RESUMO

A anestesia em répteis, tal como nas demais espécies, é indispensável para procedimentos cirúrgicos, diagnósticos e terapêuticos. Dada a singularidade anatomofisiológica dessas espécies, é essencial compreender suas respostas aos anestésicos para elaboração de um plano adequado. O objetivo do trabalho foi relatar a conduta anestésica adotada em uma jiboia (*Boa constrictor*) submetida a celiotomia exploratória de emergência durante o estágio supervisionado no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido. Realizou-se como medicação pré-anestésica a associação midazolam ($0,5 \text{ mg.kg}^{-1}$) e cetamina (5 mg.kg^{-1}) por via intramuscular. Após 10 min, a indução anestésica foi realizada com máscara de isoflurano, em circuito sem reinalação de oxigênio, diluído a oxigênio 100%. Após administração de lidocaína na região periglótica, o animal foi intubado com sonda orotraqueal sem *cuff* $\text{n}^{\circ}2$ e a anestesia foi mantida com isoflurano. Foi realizada anestesia local infiltrativa, no local da incisão, utilizando lidocaína (1 mg.kg^{-1}), e administração de metadona na dose de $0,1 \text{ mg.kg}^{-1}$ a 1% por via IM como analgesia transoperatória em dose única, antes da exploração da cavidade. Foram retirados coágulos na cavidade e realizada a sutura em esôfago. Durante a sutura de pele, desligou-se o anestésico inalatório e procedeu-se a administração do antibiótico enrofloxacina (10 mg.kg^{-1}) IM e de anti-inflamatório meloxicam ($0,3 \text{ mg.kg}^{-1}$) SC. Após o termino da cirurgia, administrou-se $0,08 \text{ mg.kg}^{-1}$ de flumazenil por via IM. O aquecimento do animal foi realizado por uso de colchão térmico. Foram monitorados FC, FR, EtCO_2 e temperatura cloacal. Durante todo o procedimento, o animal manteve uma média dos parâmetros vitais de $\text{FC} = 42,86 \pm 2,85$ (bpm), $\text{FR} = 6,0 \pm 0,55$ (mrm), $\text{TC} = 30,28 \pm 0,35$ ($^{\circ}\text{C}$) e $\text{EtCO}_2 = 15,64 \pm 0,63$ (mmHg). O paciente foi mantido em ventilação manual, os parâmetros permaneceram dentro da faixa esperada para a espécie. O despertar do animal ocorreu sem complicações e dentro de seis horas. Conclui-se que o protocolo anestésico empregado se mostrou eficaz, assegurando uma anestesia de qualidade e promovendo uma recuperação pós-anestésica estável e segura para o paciente.

Palavras-chave: Jiboia; Anestésicos; Anestesia em répteis.

ABSTRACT

Anesthesia in reptiles, as in other species, is essential for surgical, diagnostic and therapeutic procedures. Given the anatomical and physiological uniqueness of these species, it is essential to understand their responses to anesthetics in order to draw up an appropriate plan. The aim of this study was to report on the anesthetic approach adopted in a boa constrictor that underwent emergency exploratory coeliotomy during a supervised internship at the Veterinary Hospital of the Federal Rural University of the Semi-Arid Region. A combination of midazolam (0.5 mg.kg^{-1}) and ketamine (5 mg.kg^{-1}) was administered intramuscularly as pre-anesthetic medication. After 10 minutes, anesthetic induction was carried out using an isoflurane mask in a circuit without oxygen reinhalation diluted to 100% oxygen. After administering lidocaine in the periglottic region, the animal was intubated with a no. 2 cuffless orotracheal tube and anesthesia was maintained with isoflurane. Local infiltrative anesthesia was performed at the incision site using lidocaine (1 mg.kg^{-1}), and methadone was administered at a dose of 0.1 mg.kg^{-1} at 1% IM as a single dose of trans-operative analgesia before the cavity was explored. Clots were removed from the cavity and the esophagus was sutured. When the skin was sutured, the inhalation anesthetic was switched off and the antibiotic enrofloxacin (10 mg.kg^{-1}) IM and meloxicam (0.3 mg.kg^{-1}) SC were administered. After the surgery was finished, 0.08 mg.kg^{-1} of flumazenil was administered IM. The animal was warmed up using a thermal mattress. HR, RR, EtCO₂ and cloacal temperature were monitored. Throughout the procedure, the animal maintained average vital parameters of HR = 42.86 ± 2.85 (bpm), RR = 6.0 ± 0.55 (bpm), TC = 30.28 ± 0.35 (°C) and EtCO₂ = 15.64 ± 0.63 (mmHg). The patient was kept on manual ventilation, and the parameters remained within the expected range for the species. The animal woke up without complications and within six hours. It was concluded that the anesthetic protocol used proved to be effective, ensuring quality anesthesia and promoting a stable and safe post-anesthetic recovery for the patient.

Keywords: Jiboia; Anesthetics; Reptile anesthesia

LISTA DE FIGURAS

Figura 1	–	Consultório de anestesiologia do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido	19
Figura 2	–	Centro cirúrgico de pequenos animais e silvestres do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido	20
Figura 3	–	Centro cirúrgico de grandes animais do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido	20
Figura 4	–	Esquema representativo da anatomia e mecanismos fisiológicos do sistema cardiovascular das serpentes	25
Figura 5	–	Coleta de sangue por acesso à veia coccígea ventral em <i>Boa constrictor</i>	28
Figura 6	–	A. Radiografia em projeção latero-lateral esquerda da jiboia, com apresentação alterada de conformação e integridade tecidual em terço cranial de esôfago, sugestivo de ruptura esofágica; B. Projeção de corpo inteiro	35
Figura 7	–	A. Jiboia em intubação orotraqueal; B. Manutenção da anestesia por circuito não reinalatório Baraka em jiboia	36
Figura 8	–	Aferição de temperatura cloacal com termômetro digital em jiboia	37
Figura 9	–	Coágulo removido durante exploração da cavidade em jiboia	38

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1	–	Gráfico dos procedimentos cirúrgicos e intervenções acompanhados no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido durante o período de execução do estágio supervisionado obrigatório	22
-----------	---	--	----

LISTA DE QUADROS

Quadro 1	–	Parâmetros de monitoração transanestésica de jiboia	37
----------	---	---	----

LISTA DE TABELAS

Tabela 1	–	Valores obtidos e valores de referência de parâmetros de eritrograma e leucograma em jiboia, com coleta de material realizada no dia 23 de julho de 2024	34
Tabela 2	–	Valores obtidos e valores de referência dos parâmetros bioquímicos em jiboia, com coleta de material realizada no dia 23 de julho de 2024	34
Tabela 3	–	Valores obtidos e valores de referência de parâmetros de eritrograma e leucograma em jiboia, com coleta de material realizada no dia 26 de julho de 2024	39

LISTA DE ABREVIATURAS, SIGLAS E SÍMBOLOS

%	porcentagem
μ	mi ou mu
bpm	batimentos por minuto
FC	frequência cardíaca
FR	frequência respiratória
HOVET	hospital veterinário
D-E	direita para esquerda
IM	intramuscular
IV	intravenosa
mg/kg	miligrama por quilograma
Kg	quilograma
ml	mililitros
mm	milímetros
mm ³	milímetros cúbicos
MPA	medicação pré-anestésica
NMDA	N-metil-D-aspartato
RN	Rio Grande do Norte
UFERSA	Universidade Federal Rural do Semi-Árido
ASA	American Society of Anesthesiology
U/L	unidade por litro
ECG	eletrocardiograma
g/dL	gramas por decilitro
fL	fentolitro
ml/kg/min	mililitros por quilograma por minuto
SC	subcutânea
MRM	movimentos respiratórios por minuto
®	marca registrada
TC	temperatura cloacal

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	16
2 METODOLOGIA.....	18
2.1 Descrição do campo de estágio.....	18
2.2 Resumo quantitativo das atividades do estágio.....	21
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	23
3.1 Características gerais das serpentes.....	23
3.2 Anatomia e fisiologia das serpentes.....	23
3.2.1 Metabolismo e termorregulação.....	24
3.2.2 Sistema cardiovascular	24
3.2.3 Sistema respiratório.....	25
3.2.4 Sistema renal	26
3.2.5 Sistema hepático.....	26
3.3 Anestesia em serpentes	27
3.3.1 Controle da dor em serpentes	27
3.3.2 Contenção e intubação	27
3.3.3 Vias de administração	28
3.3.4 Anestésicos injetáveis	29
3.3.5 Benzodiazepínicos.....	30
3.3.6 Agonistas alfa-2-adrenérgicos.....	30
3.3.7 Opióides	30
3.3.8 Anestésicos inalatórios.....	30
3.3.9 Anestésicos locais	31
3.3.10 Monitoração anestésica	31
4 RELATO DE CASO.....	33
5 DISCUSSÃO	40
6 CONCLUSÃO.....	44
REFERÊNCIAS	45

1 INTRODUÇÃO

A classe Reptilia, um dos maiores grupos de vertebrados do mundo, possui uma trajetória evolutiva de aproximadamente 310 a 320 milhões de anos. Seus integrantes compartilham características marcantes, como a presença de escamas ou placas e a ectotermia (DONELEY, 2018).

Os répteis, na atualidade, estão distribuídos na ordem Testudines e nas superordens Archosauria (que compreende Crocodylia e Aves) e Lepidosauria (que abrange Sphenodontia e Squamata). Dada a singularidade das aves, este grupo é frequentemente tratado de forma distinta em relação aos demais répteis (ROCHA-BARBOSA *et al.*, 2017). Até agosto de 2024, haviam sido identificadas 12.263 espécies de répteis, das quais 4.145 eram serpentes (UETZ; HOŠEK, 2024).

A ordem Squamata, a mais diversa dentro da classe Reptilia, é subdividida em três subordens: Lacertílios ou Saurios, Amphisbaenídeos e Serpentes ou Ofídios. A subordem das serpentes, ou ofídeos, é composta por inúmeras espécies, sendo uma destas, a Jiboia (*Boa constrictor*). Pertencente ao gênero *Boa* e à família Boidae, trata-se de um grande ofídio originário das florestas tropicais da América Central e do Sul. Esta espécie não é venenosa, possui dentição áglifa e apresenta reprodução vivípara (DERVAS *et al.*, 2023).

Com o aumento do interesse por animais silvestres, inclusive como potenciais *pets* não convencionais, a medicina veterinária tem se deparado com desafios cada vez mais complexos, particularmente no campo da anestesiologia de serpentes e outros répteis. De acordo com dados da Associação Brasileira da Indústria de Produtos para Animais de Estimação (Abinpet), a criação desses animais teve um crescimento acumulado de 3,8% entre 2021 e 2022, refletindo a crescente demanda por cuidados veterinários especializados.

Assim como em espécies domésticas, a anestesia em répteis é indispensável para a realização de procedimentos cirúrgicos, diagnósticos e terapêuticos, garantindo o bem-estar e a longevidade desses animais. A anestesia em répteis apresenta desafios significativos para o anestesista veterinário, conforme Mans *et al.* (2019). Esses desafios decorrem da enorme diversidade de espécies na classe Reptilia, que abrange variações consideráveis em termos de anatomia, fisiologia e respostas farmacológicas. Além disso, a escassez de estudos específicos sobre a eficácia, dosagens e efeitos adversos dos fármacos utilizados nesses animais, somada à sua estigmatização histórica, resulta em uma limitada produção científica e relatos de casos sobre anestesia em répteis.

O estágio supervisionado obrigatório é essencial na formação de médicos veterinários, pois interliga a teoria acadêmica com a prática profissional. Ele permite que os discentes apliquem e aprimorem suas habilidades em situações reais, sob a orientação de profissionais experientes. A prática complementa o aprendizado teórico, oferecendo uma visão mais categórica da dinâmica do exercício da profissão. No estágio em anestesiologia veterinária, o mesmo oferece uma oportunidade única para imersão na especialidade, permitindo uma compreensão mais aprofundada dos aspectos que envolvem o planejamento e a execução dos procedimentos anestésicos. O estagiário adquire experiência prática nas fases pré-operatória, transoperatória e pós-operatória, desenvolvendo habilidades essenciais e uma visão abrangente do manejo anestésico em diferentes espécies e contextos clínicos.

O presente estudo, buscou relatar a conduta anestésica adotada em um caso de uma jiboia (*Boa constrictor*) submetida a um procedimento de celiotomia exploratória de emergência, caso este, acompanhado durante a execução do estágio supervisionado obrigatório no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), Campus Mossoró.

2 METODOLOGIA

2.1 Descrição do campo de estágio

O Hospital Veterinário Jerônimo Dix-Huit Rosado Maia (HOVET) está localizado no município de Mossoró, Rio Grande do Norte, no bairro Costa e Silva, dentro do Campus Oeste da Universidade Federal Rural do Semi-Árido – UFERSA. Atendendo ao grande público, possui horário de funcionamento de segunda à sexta-feira, das 7 às 12 horas e das 13 às 17 horas, garantindo serviços de atendimento veterinário variados e uma série de procedimentos, além de servir de base de apoio às ações de ensino da graduação do curso de Medicina Veterinária da UFERSA, assim como suas atividades de pós-graduação e extensão. Dentre suas atividades, encontram-se consultas com médicos veterinários do programa de residência e aprimoramento profissional, além da realização de procedimentos cirúrgicos, exames de imagem e laboratoriais. Os atendimentos são realizados em três setores: animais silvestres, pequenos e grandes animais.

Com suas instalações voltadas majoritariamente para o atendimento de pequenos animais, conta com uma sala de recepção e espera, quatro consultórios de atendimento clínico, sendo um destes de atendimento específico para felinos, dois consultórios destinados a execução de exames de imagem, um consultório de avaliação cirúrgica, um consultório de anestesiologia voltado para avaliação, preparo e aplicação de medicações pré-anestésicas (Figura 1), um laboratório de patologia clínica, um internamento, com ala separada para doenças infectocontagiosas, sala de armazenamento de material hospitalar e fármacos, e consultório próprio para o setor de silvestres. Conta com três centros cirúrgicos: um para pequenos animais, um segundo também para procedimentos em pequenos animais e, eventualmente, silvestres (Figura 2), e outro para grandes animais (Figura 3), com suas salas de esterilização, paramentação e sala cirúrgica.

A equipe, além de formada pelos próprios médicos veterinários do programa de residência, tanto de pequenos, grandes animais, como os de animais silvestres, também é composta por: veterinários efetivos, funcionários terceirizados, técnicos administrativos, farmacêuticos e bioquímico. Além disso, há estagiários auxiliando na execução dos atendimentos e procedimentos, sendo esses, de diversos períodos do curso de medicina veterinária.

Figura 1 – Consultório de anestesiologia do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

O estágio foi realizado na área de anestesiologia veterinária, com atividades desenvolvidas tanto nos centros cirúrgicos quanto no acompanhamento pré e pós-operatório de pacientes, além da rotina clínica. Durante o estágio, foi possível acompanhar todas as fases do manejo anestésico, desde a avaliação pré-anestésica, que incluía a coleta de dados clínicos, exames laboratoriais e classificação de risco anestésico, até a administração de medicações pré-anestésicas, com devida preparação de acesso venoso.

A indução anestésica foi realizada com diferentes fármacos, conforme o protocolo estabelecido para cada caso. Durante os procedimentos cirúrgicos, foram monitorados parâmetros vitais, como frequência cardíaca, frequência respiratória, pressão arterial e saturação de oxigênio, ajustando as doses de anestésicos conforme necessário. No pós-operatório, os pacientes eram acompanhados em sua recuperação anestésica, com monitoramento de sinais vitais e analgesia até o momento da alta médica.

Figura 2 – Centro cirúrgico de pequenos animais e silvestres do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

Figura 3 – Centro cirúrgico de grandes animais do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

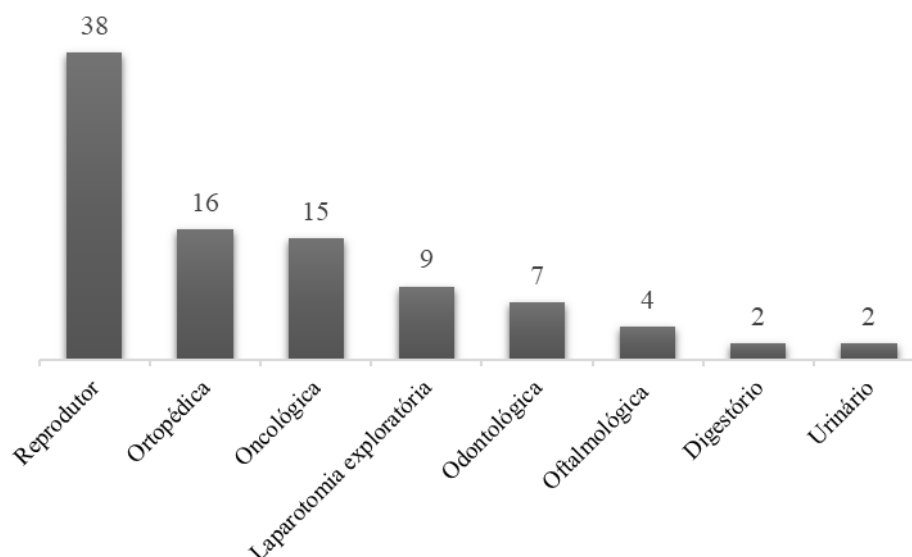
As atividades do estágio foram executadas de forma contínua, com período inicial datado do dia 13 de junho de 2024, finalizando no dia 9 de setembro de 2024, consumando uma carga horária total de 240 horas com 6 horas diárias.

Todos os dados dos pacientes anestesiados eram registrados no sistema SimpleVet®, incluindo informações como nome, idade, raça, pelagem, sexo, peso e histórico clínico. Informações quanto a anamnese, quadro do paciente, queixa principal, tipo de procedimento a ser submetido e diagnóstico também eram disponibilizados. Durante a avaliação pré-anestésica, eram inseridos detalhes sobre a condição de saúde do paciente, classificação do risco anestésico - ASA (American Society of Anesthesiologists), medicações administradas e exames complementares realizados. Durante o procedimento anestésico, os parâmetros vitais monitorados, assim como outras observações relevantes, eram registrados em ficha de procedimento anestésico, que posteriormente era inserida ao sistema. Após o término da anestesia, eram inseridas informações sobre o tempo de recuperação, medicações pós-operatórias administradas e o estado clínico do paciente ao final do procedimento. A seguir, apresenta-se uma descrição detalhada dos dados registrados no sistema, que documentam as atividades e os procedimentos que foram realizados ao longo do estágio.

2.2 Resumo quantitativo das atividades do estágio

Ao todo, quanto aos procedimentos cirúrgicos, estes foram organizados em categorias e demonstrados no gráfico 1. Durante a rotina, os setores que mais solicitaram procedimentos de sedação e/ou analgesia, e anestesia geral, foi para a cirurgia, seguido da clínica e diagnóstico por imagem. Dos procedimentos cirúrgicos efetuados nos três setores de atendimento (Grandes, pequenos animais e animais silvestres), foram acompanhados um total de 93 procedimentos, de acordo com as necessidades específicas de cada paciente, distribuídos da seguinte forma: 38 (40%) cirurgias do sistema reprodutor (ovariohisterectomia e orquiectomia), 16 (17,2%) cirurgias ortopédicas, 15 (16,12%) cirurgias oncológicas, 9 (9,67%) laparotomias exploratórias, 7 (7,52%) cirurgias odontológicas, 4 (4,3%) cirurgias oftalmológicas, 2 (2,15%) cirurgias em digestório e 2 (2,15%) cirurgias do sistema urinário.

Gráfico 1 – Gráfico dos procedimentos cirúrgicos e intervenções acompanhados no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido durante o período de execução do estágio supervisionado obrigatório.



Fonte: Elaboração pessoal (2024).

Após a conclusão do estágio, realizou-se uma análise criteriosa dos casos acompanhados, a fim de selecionar um para ser relatado no presente trabalho de conclusão de curso. O caso escolhido refere-se a uma jiboia (*Boa constrictor*) de vida livre, submetida a uma celiotomia exploratória de emergência, em razão de uma suspeita de lesão esofágica decorrente de trauma, onde o animal foi adequadamente resgatado pela polícia ambiental do município de Mossoró - RN. Este caso foi selecionado com intuito de corroborar com mais informações descritivas a respeito dos procedimentos anestésico-cirúrgicos em répteis, principalmente em ofídios, e pela necessidade de uma abordagem anestésica precisa, considerando a fisiologia particular dos répteis e os desafios envolvidos em minimizar o risco durante a anestesia em uma espécie de metabolismo distinto, garantindo assim, satisfatória analgesia e recuperação.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Características gerais das serpentes

Diante dos aspectos reprodutivos, a maioria dos répteis é ovípara, embora existam espécies vivíparas e ovovivíparas. Além disso, seus hábitos alimentares variam entre carnívoros, onívoros e herbívoros (DONELEY, 2018).

O manejo de serpentes frequentemente exige o uso de sedação e anestesia, fundamentais para a realização de procedimentos invasivos e potencialmente dolorosos, como intervenções cirúrgicas. Além de minimizarem o estresse e o desconforto, as técnicas anestésicas facilitam o manuseio seguro e eficiente dos animais, contribuindo para a qualidade do cuidado e a segurança tanto do paciente quanto da equipe envolvida (BERTELSEN, 2014).

Suas taxas de metabolismo basal menores adjunto de sua natureza ectotérmica e poiquilotérmica, garantem às serpentes, assim como os demais répteis, um fator de distinção dos mamíferos, fator esse, que torna limitante a aplicação direta das principais técnicas anestésicas na espécie. De forma comparativa, a sedação e a anestesia implicam um risco mais elevado para os répteis (1,49%) do que para os cães (0,17%) e gatos (0,24%), mas são melhores do que as aves e os pequenos mamíferos (PORTIER; IDA, 2020; TRENHOLME, 2023).

A ordem Squamata, pertencente à classe dos répteis, inclui a subordem das serpentes, que compreende uma vasta diversidade de espécies. As famílias frequentemente observadas nesta subordem são Pythonidae, Viperidae, Xenopeltidae, Colubridae, Elapidae, Boidae e Lamprophiidae (FUNK; JR, 2019). Essas serpentes exibem notáveis variações em tamanho e coloração, adaptando-se a uma ampla variedade de habitats, que vão desde florestas densas até os ecossistemas do cerrado e da caatinga (CUBAS *et al.*, 2014).

São caracterizadas pela presença de escamas e por suas adaptações morfológicas distintas. Entre essas, destacam-se o corpo alongado, a ausência de membros locomotores e falta de cintura escapular. Além disso, possuem substituição das suturas ósseas hemimandibulares por um ligamento elástico, resultando na perda da sínfise mandibular e ausência de pálpebras móveis (FRANCO, 2009). Possuem costelas incompletas e que não se unem na porção ventral do corpo, o que auxilia na ingestão de presas maiores (FUNK; JR, 2019).

3.2 Anatomia e fisiologia das serpentes

3.2.1 Metabolismo e termorregulação

Os répteis, em geral, são amplamente reconhecidos por sua ectotermia, ou seja, sua incapacidade de gerar e manter calor corporal interno de forma independente. Essa característica os diferencia de outros grupos de animais que possuem mecanismos endógenos para a regulação térmica (LONGLEY, 2008). As serpentes, como outros répteis, dependem predominantemente do ambiente externo para a regulação térmica. Elas otimizam o aquecimento através de comportamentos como exposição ao sol e busca de abrigo. Além disso, adaptações fisiológicas, como o aumento da frequência cardíaca e o redirecionamento do fluxo sanguíneo do lado direito para o esquerdo do coração, contribuem para o aquecimento periférico e a manutenção da temperatura corporal adequada (MOSLEY; MOSLEY, 2015). Levando em consideração que temperaturas menores interferem na diminuição da taxa metabólica, desta e demais espécies de répteis, é primordial mantê-los em sua média ideal de temperatura corporal ou levemente acima durante a anestesia (LONGLEY, 2008; MOSLEY, 2017).

De acordo com Almeida *et al.* (2022), as serpentes possuem uma zona de temperatura ideal preferida (ZTIP), que varia conforme seu habitat e atividades biológicas. Espécies tropicais preferem cerca de 28°C, enquanto as de climas temperados, 24°C. Temperaturas acima de 35°C podem causar estresse térmico e, acima de 38°C, podem ser letais. Já temperaturas abaixo de 10°C induzem torpor, e abaixo de 4°C, podem resultar em morte (O'MALLEY, 2005). Jiboias (*Boa constrictor*), por exemplo, possuem ZTIP entre 28 – 30 °C (LONGLEY, 2008).

3.2.2 Sistema cardiovascular

Segundo Muir (2015), o coração das serpentes é estruturado em três câmaras: dois átrios separados por um septo interatrial completo e um ventrículo subdividido em três cavidades: *cavum pulmonale*, *cavum arteriosum* e *cavum venosum* (Figura 4). A artéria pulmonar dos répteis possui um esfíncter muscular que, ao contrair-se, desvia o fluxo sanguíneo através do septo ventricular incompleto para o ventrículo esquerdo e, em seguida, para a aorta. Esse mecanismo resulta em um shunt D–E, que pode representar de 60 a 70% do retorno venoso, direcionando uma parte significativa do sangue diretamente para a circulação sistêmica (MUIR, 2015).

Figura 4 – Esquema representativo da anatomia e mecanismos fisiológicos do sistema cardiovascular das serpentes.



Fonte: Elaboração pessoal (2024).

Os shunts desempenham um papel crucial na estabilização da concentração de oxigênio no sangue durante as pausas respiratórias, bem como na facilitação do aumento da temperatura corporal. O shunt D-E, em particular, contribui para o incremento da circulação sistêmica e desvia o sangue dos pulmões durante os períodos de apneia, ajudando a manter a eficiência respiratória e a regulação térmica. Durante a anestesia, esses shunts podem impactar a oxigenação do sangue na circulação sistêmica e interferir na metabolização e eliminação dos anestésicos voláteis (MOSLEY, 2006; FERNANDES, 2010). O desvio cardíaco varia conforme o padrão ventilatório. Durante a respiração, a baixa resistência pulmonar aumenta o fluxo sanguíneo para os pulmões. Já nos períodos de apneia, a resistência vascular pulmonar se eleva, diminuindo a perfusão pulmonar e intensificando o desvio de sangue da direita para a esquerda (BERTELSEN, 2014).

3.2.3 Sistema respiratório

Nos répteis, geralmente não há a presença de um diafragma, e a cavidade pleuroperitoneal é contínua, sendo denominada cavidade celomática (MICHEL, 2003). A traqueia das serpentes é formada por anéis cartilagosos incompletos, bifurcando-se ao nível do coração, e os pulmões podem ser simétricos ou assimétricos, dependendo da espécie (BERTELSEN, 2014). Nos quelônios e lagartos, os pulmões são geralmente pareados,

enquanto nas serpentes, apenas o pulmão direito é funcional (MOSLEY; MOSLEY, 2015). A troca gasosa ocorre na porção cranial dos pulmões, que possui uma única câmara e suprimento sanguíneo adequado, enquanto a porção caudal, semelhante a um saco aéreo, não participa desse processo (O'MALLEY, 2005; BERTELSEN, 2014). Respectivamente, estas porções podem ser denominadas de pulmão vascular e pulmão sacular (FUNK; JR, 2019).

Devido à ausência do diafragma, tanto a inspiração quanto expiração, são dependentes dos músculos torácicos (FUNK; JR, 2019; MANS *et al.*, 2019), sendo estes nas serpentes, os músculos intercostais e os músculos lisos das paredes pulmonares (MANS *et al.*, 2019). A respiração das serpentes é regulada pela concentração de oxigênio e dióxido de carbono, sendo os baixos níveis de oxigênio o principal estímulo para a respiração. Durante a anestesia, a disponibilidade de altas concentrações de oxigênio pode reduzir a ventilação ao diminuir a frequência respiratória e o volume corrente, intensificando a depressão respiratória (LONGLEY, 2008). Esse efeito compromete tanto o controle central da respiração quanto a ação dos músculos respiratórios, amplificando os efeitos dos anestésicos (MOSLEY; MOSLEY, 2015).

3.2.4 Sistema renal

Assim como nos outros répteis, as serpentes possuem um sistema porta-renal que desempenha um papel crucial na manutenção da perfusão dos túbulos renais, mesmo quando há uma redução no fluxo sanguíneo glomerular, como em casos de desidratação. Este sistema é essencial para evitar a necrose isquêmica dos túbulos renais (LONGLEY, 2008; FUNK; JR, 2019). Embora ainda haja discordâncias, alguns autores recomendam a administração de medicamentos no terço cranial das serpentes, evitando a toxicidade de fármacos nefrotóxicos e o efeito de primeira passagem. Isso ocorre porque o sangue das regiões caudais passa primeiro pelos rins antes de retornar ao coração (GREGO *et al.*, 2015; MOSLEY; MOSLEY, 2015).

3.2.5 Sistema hepático

Embora o fígado das serpentes desempenhe funções comparáveis às do fígado de mamíferos e aves, ele se distingue por seu formato alongado, que é uma característica comum entre vários órgãos desta espécie (GREGO *et al.*, 2014). Ademais, possui capacidade metabólica inferior à dos mamíferos, com sua taxa de metabolismo sendo altamente sensível às variações de temperatura do ambiente (MOSLEY, 2005). Diante dessa capacidade

metabólica reduzida, podem haver recuperações anestésicas prolongadas, especialmente com o uso de fármacos que dependem de um extenso metabolismo hepático.

3.3 Anestesia em serpentes

3.3.1 Controle da dor em serpentes

O reconhecimento e controle da dor em répteis são desafiadores devido às suas características únicas. Embora antes se acreditasse que répteis não sentiam dor da mesma forma que outros animais, pesquisas recentes mostraram que eles também experienciam dor (LONGLEY, 2008; SLADKY; MANS, 2019). Nos últimos cinco a dez anos, a compreensão sobre a dor em répteis avançou significativamente, mas ainda há muito a ser estudado (SLADKY; MANS, 2019).

Dentre os primeiros casos relatados de anestesia em répteis, um deles é datado de 1938, quando clorofórmio foi empregado para a remoção das glândulas de veneno em cascavéis (TAIT, 1938). Embora não seja recente, a anestesia em répteis, carece atualmente de equipamentos de monitoração adequados e profissionais capacitados para dar o devido suporte a estas espécies, as quais possuem tamanha variabilidade (FERNANDES, 2010).

No manejo clínico-cirúrgico de répteis, a adoção de técnicas anestésicas seguras e eficazes é imprescindível, como ocorre com outras espécies não domésticas. A escolha correta dos anestésicos não apenas facilita exames físicos e a coleta de amostras, mas também assegura diagnósticos precisos e o sucesso de procedimentos cirúrgicos. Essas práticas são fundamentais para garantir a segurança e o bem-estar dos animais, além de proporcionar resultados médicos satisfatórios (SLADKY; MANS, 2012).

3.3.2 Contenção e intubação

A contenção física é uma etapa fundamental no manejo pré-anestésico de serpentes, devendo ser executada com o máximo de cuidado e segurança (GREGO *et al.*, 2014). Essa prática é essencial para minimizar o estresse do animal, que pode interferir negativamente no procedimento anestésico e comprometer sua saúde.

Antigamente, o resfriamento era utilizado como técnica de contenção para répteis, com base na ideia de que a redução da temperatura retardaria o metabolismo e as respostas desses animais. No entanto, essa prática foi totalmente desaconselhada por ser considerada desumana, dolorosa e potencialmente prejudicial ao sistema nervoso central (LONGLEY,

2008). Em serpentes não peçonhentas, de pequeno a médio tamanho, é possível contê-las ao segurar firmemente sua cabeça entre o polegar e o indicador (GREGO *et al.*, 2015).

Quanto a intubação, esta é considerada simples em serpentes, visto que sua glote é visualizada rostralmente à base da língua (FUNK; JR, 2019; ALMEIDA *et al.*, 2022). Ainda pode se realizar anestesia periglótica para dessensibilização e facilitação do procedimento, utilizando lidocaína (MOSLEY; MOSLEY, 2015).

3.3.3 Vias de administração

Em serpentes, é necessária a administração de fármacos pela via parenteral, visto a impossibilidade de administração por via oral. Aplicações por via subcutânea (SC), são efetuadas no terço médio do corpo, entre as escamas, na face lateral ou dorsal, preferencialmente com agulhas de pequeno calibre (ALMEIDA *et al.*, 2022). A musculatura epaxial se destaca como um local preferencial para aplicações por via intramuscular (IM), sendo ideal que o fármaco seja introduzido com precisão entre as escamas, em um dos lados da coluna vertebral, cranialmente ao coração (BARON, 2013). Embora nem sempre possível, a veia coccígea ventral é de eleição para administrações por via intravenosa (IV) em serpentes, podendo ser localizada na linha média ventral da cauda (Figura 5) (BERTELSEN, 2014; MOSLEY; MOSLEY, 2015).

Figura 5 – Coleta de sangue por acesso à veia coccígea ventral em *Boa constrictor*.



Fonte: Adaptado de CRUZ (2019).

3.3.4 Anestésicos injetáveis

Os fármacos anestésicos empregados em répteis são, em grande parte, os mesmos utilizados em mamíferos, com diferenças na dosagem e nos efeitos. Diversos anestésicos demonstraram provocar mudanças no sistema cardiovascular dos répteis, semelhantes às observadas em mamíferos (MOSLEY, 2006).

Dentre os anestésicos injetáveis, sendo este utilizado amplamente em diversas espécies, inclusive em serpentes (LONGLEY, 2008; MANS *et al.*, 2019), o cloridrato de cetamina possibilita tanto administração intramuscular quanto intravenosa, com boa margem de segurança. Autores como Bennett (1998) e Mans *et al.* (2019) recomendam a sua associação com benzodiazepínicos, opioides ou até mesmo alfa-2-adrenérgicos, visto que a cetamina não proporciona boa analgesia e relaxamento da musculatura de forma isolada. Em doses moderadas, pode levar a taquicardia, depressão respiratória e hipertensão. À medida que há aumento da dose, há risco de bradicardia e apneia (BERTELSEN, 2014).

Poucos são os estudos em serpentes a respeito da tiletamina e zolazepam. Aplicações em outros répteis sugerem que podem proporcionar sedação eficaz ou indução anestésica em doses baixas, entre 2 – 5 mg·kg⁻¹ (BERTELSEN, 2014). A combinação de tiletamina e zolazepam, quando administrada em doses mais altas, pode prolongar o tempo de recuperação por até 72 horas, e quanto aos efeitos cardiovasculares, apresenta características similares às da cetamina (LONGLEY, 2008; BERTELSEN, 2014).

Em serpentes, a alfaxalona pode ser administrada por via intravenosa (IV), sendo titulada lentamente até alcançar o efeito desejado. No entanto, sua grande vantagem é que não requer acesso venoso para sedação ou indução anestésica (YAW *et al.*, 2018). As vias intramuscular (IM), intracelomática (ICe) e subcutânea (SC) têm demonstrado eficácia na sedação ou anestesia de serpentes (JAMES *et al.*, 2018). Seu início de ação é relativamente rápido, com sinais de sedação em menos de 5 minutos após a administração, atingindo o efeito máximo em até 15 minutos (ROCKWELL *et al.*, 2021).

O uso de propofol exige acesso vascular e não possui agente reversor, o que pode limitar sua aplicação em algumas serpentes. No entanto, ainda é considerado uma boa opção para indução anestésica (MANS *et al.*, 2019). Em répteis, observa-se discreta redução da frequência cardíaca, enquanto a frequência respiratória pode ser significativamente afetada (ANDERSON *et al.*, 1999). A depressão respiratória, por sua vez, é influenciada tanto pela dose quanto pela velocidade de administração do fármaco. Doses menores e administradas lentamente resultam em menor incidência de apneia, ao passo que doses mais elevadas e administradas rapidamente aumentam esse risco (BERTELSEN, 2014).

3.3.5 Benzodiazepínicos

Benzodiazepínicos, como midazolam e diazepam, são amplamente utilizados em répteis, seja isoladamente ou em associação com outros sedativos. Esses fármacos garantem uma sedação eficiente para o manejo, procedimentos de menor invasividade e também atuam como pré-medicação em intervenções cirúrgicas de serpentes. Facilitam a extensão da cabeça, diminuem a resistência ao abrir a boca e, notavelmente, não causam alterações significativas na frequência cardíaca ou respiratória (FERNANDES, 2010). Possuem a vantagem de reversão de seus efeitos por meio da administração do flumazenil. Apesar de serem indicadas doses por via intravenosa ou intramuscular de $0,01 - 0,03 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, não existem estudos farmacocinéticos deste fármaco em répteis (MANS *et al.*, 2019).

3.3.6 Agonistas alfa-2-adrenérgicos

Os fármacos agonistas alfa-2 adrenérgicos são usados de forma corriqueira em diferentes espécies, atribuídos em sua função para sedação, analgesia e relaxamento muscular (ALMEIDA *et al.*, 2022). A dexmedetomidina, enantiômero dextrógiro da medetomidina, destaca-se por sua maior seletividade, especificidade e potência em comparação a outros fármacos desta classe. Oferece analgesia, relaxamento muscular e sedação, causando uma depressão respiratória menos acentuada em relação aos outros fármacos agonistas alfa-2 adrenérgicos (BRAGA, 2012). Ainda são escassas maiores evidências do uso destes fármacos em serpentes (ALMEIDA *et al.*, 2022).

3.3.7 Opióides

Os opioides são bastante eficazes no controle da dor em répteis (PERRY; NEVAREZ, 2017). Seu mecanismo de ação está ligado a atuação como agonistas nos receptores kappa, μ , ou delta no sistema nervoso central (SNC) para modulação da nocicepção (ALMEIDA *et al.*, 2022). Dentre eles, o butorfanol é um dos fármacos mais utilizados, assim como a buprenorfina, como parte da sedação dos répteis, anteriormente à indução por inalatórios (LONGLEY, 2008). No entanto, a morfina parece uma escolha mais assertiva em répteis, devido a predominância de receptores μ nesses animais (BERTELSEN, 2007).

3.3.8 Anestésicos inalatórios

O isoflurano é o anestésico inalatório mais utilizado em répteis, sendo escolhido em diversas ocasiões por sua segurança e recuperação rápida do animal (GREGO *et al.*, 2015;

MANS et al., 2019). Utilizado como agente indutor em câmaras ou máscaras, e para manutenção, promove depressão cardiorrespiratória mínima e baixa toxicidade hepática e renal. A recuperação anestésica em serpentes utilizando-se do isoflurano tende a ser mais variável em comparação com lagartos, dependendo da profundidade e da duração do procedimento (BERTELSEN, 2014).

Para o sevoflurano, concentrações entre 7% e 8% podem ser requeridas para a indução, enquanto para a manutenção, as concentrações variam de 3,5% a 4,5% (LONGLY, 2008). Apesar disso, o tempo de indução com o sevoflurano é ligeiramente menor em comparação ao isoflurano (BERTELSEN et al., 2005).

3.3.9 Anestésicos locais

Embora as doses tóxicas de anestésicos locais, como a lidocaína, ainda não tenham sido definidas para répteis, é recomendado que não se excedam as dosagens estabelecidas para mamíferos, a fim de prevenir possíveis efeitos sistêmicos adversos (SLADKY; MANS, 2012). Alguns autores indicam doses inferiores de 8 – 10 mg·kg⁻¹ de lidocaína, diluída a 1% (MOSLEY; MOSLEY, 2015).

3.3.10 Monitoração anestésica

A maioria dos métodos de monitoramento utilizados em mamíferos pode ser adaptada para répteis, com algumas especificações. Em serpentes, a monitoração torna-se ainda mais relevante devido ao seu metabolismo reduzido e alta resistência à hipoxemia, que quando submetidos a anestesia, apresentam extensos períodos de apneia (BERTELSEN, 2014). Diferentemente dos mamíferos, não é possível utilizar dos reflexos corneano e palpebral para avaliação do plano anestésico em serpentes (GREENE, 2004). Sendo assim, segundo Bennett (1991), deve-se utilizar para avaliação do plano anestésico o reflexo de decúbito (ou endireitamento), reflexo de língua ou dardejamento (avaliando se a língua se projeta rostralmente ao pinçar-se o órgão), frequência cardíaca, frequência respiratória e temperatura corporal. Durante procedimentos cirúrgicos, em plano ideal, o reflexo de endireitamento se encontra ausente, assim como reflexo cloacal e de cauda (GREENE, 2004; GREGO et al., 2015).

Segundo Greene (2004), de forma semelhante aos mamíferos, é possível realizar eletrocardiografia, uma vez que o eletrocardiograma (ECG) de répteis apresentam ondas P, complexo QRS e onda T. Em contrapartida, uma das desvantagens do ECG em serpentes e outros répteis, é a baixa amplitude elétrica, permitindo leituras menores e de difícil

interpretação (KIK; MITCHELL, 2005). Estetoscopia esofágica e sonda *doppler* também são meios de monitoração do ritmo e frequência cardíaca (LONGLEY, 2008). Como cita Longley (2008), em répteis, a aferição da pressão arterial e oximetria ainda são limitadas. Muitas vezes, a aplicação da técnica de aferição de pressão invasiva é inviável, isso se deve a dificuldade de acesso às artérias periféricas, necessitando de incisões para permitir acesso a carótida e femoral, por exemplo (HEARD, 2001; MOSLEY, 2006).

Além disso, a avaliação da frequência respiratória pode ser verificada de forma direta através das expansões laterais do corpo, movimentos do balão anestésico, além de embaçamento do tubo endotraqueal (MOSLEY, 2005). Visto que serpentes submetidas a anestesia geral comumente apresentam hipoventilação, é necessário o uso de ventilação assistida, afim de manter uma frequência de 2 respirações/minuto a 6 respirações/minuto (MOSLEY, 2005).

4 RELATO DE CASO

Foi atendida no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Semi-Árido uma Jiboia (*Boa constrictor*), de sexo e idade não determinados, pesando 2,5 quilogramas (kg), no dia 22 de julho de 2024. Por ação do 3º Pelotão de Proteção Ambiental em Mossoró, a queixa relatada foi de que o animal havia sido resgatado com suspeita de lesões ocasionadas por tijolo, feitas por algum indivíduo da região.

Ao exame físico, o animal chegou com apresentação de sangramento ativo, expelindo sangue através da cavidade oral. Apesar do quadro descrito, apresentava-se com boa condição física, ausência de processo de ecdise e escore corporal normal (ausência de dobras ou rugas, coluna levemente aparente e com aspecto arredondado, corpo triangular, pescoço estreito e abdômen retilíneo), embora apresentasse um comportamento agressivo, verificado por tentativas de bote, dificultando sua manipulação. Possuía conteúdo sanguinolento na cavidade oral, além da apresentação de enfisema subcutâneo em porção abdominal.

Em virtude do estado clínico do animal, procedeu-se com imediato encaminhamento para internação, onde se realizaram coletas de amostras para exames hematológicos completos e análises bioquímicas séricas. Durante o internamento, foi instituída fluidoterapia com solução de Ringer com Lactato. Paralelamente, foi efetuado exame de imagem radiográfico, à fim de investigação minuciosa de eventuais lesões traumáticas, especialmente em esôfago.

Quanto a análise do eritograma, os valores obtidos para a quantidade total de hemácias (He) foi de 0,09 milhões/mm³, um hematócrito (Ht%) de 4%, concentração de hemoglobina corpuscular média (CHCM) em torno de 40% e volume corpuscular médio (VCM) de 444 fL. Para análise da série leucocitária, obteve-se um total de leucócitos (Leu) de 2.500/mm³. Para a análise da bioquímica sérica, foram encontrados valores de 17 U/L de ALT, 45 U/L de ALT e 7.522 mg/dL de creatinina quinase (CK). Os resultados atribuídos encontram-se abaixo (Tabela 1).

Tabela 1 – Valores obtidos e valores de referência de parâmetros de eritrograma e leucograma em jiboia, com coleta de material realizada no dia 23 de julho de 2024.

Parâmetro	Valor obtido	Valores de Referência*	Unidade
Eritrograma	-	-	-
Hemácias	0,09	0,16 – 1,4	milhões/mm ³
Hemoglobina	1,6	0,16 – 1,4	g/dL
Hematócrito	4	12 – 40	%
VGM	444	122 – 669	fL
CHCM	40	21 – 40	%
Leucograma	-	-	-
Leucócitos	2.500	1.470 – 19.600	/mm ³
Heterófilos	32% / 800	200 – 6.500	Absoluto
Linfócitos	67% / 1.675	200 – 11.900	Absoluto
Monócitos	1% / 25	30 – 2.380	Absoluto
Eosinófilos	0% / 0	0 – 600	Absoluto

Fonte: Elaboração pessoal (2024).

* Fonte dos valores de referência: Carpenter & Marion (2018).

Tabela 2 – Valores obtidos e valores de referência dos parâmetros bioquímicos em jiboia, com coleta de material realizada no dia 23 de julho de 2024.

Parâmetro	Valor obtido	Valores de Referência*	Unidade
TGP/ALT	17	0 – 30	U/L
TGO/AST	45	2 – 64	U/L
CK	7.522 (mg/dL)	57 – 2099	U/L

Fonte: Elaboração pessoal (2024).

* Fonte dos valores de referência: Carpenter & Marion (2018).

Para realização do exame radiográfico, foi necessária sedação do paciente administrando-se associação de 2 mg·kg⁻¹ de midazolam e 0,8 mg·kg⁻¹ de butorfanol, ambos por via IM. Durante o exame, dentre as projeções radiográficas, através da projeção latero-lateral esquerda (Figura 6) observou-se integridade estrutural da coluna vertebral, sem desalinhamentos ou fraturas aparentes. As costelas apresentaram-se bem delineadas, sem evidência de lesões ósseas. No entanto, notou-se alteração na região de terço cranial do esôfago, com extensão de aproximadamente um palmo, sugerindo provável ruptura, compatível com o histórico de trauma. Não houveram sinais evidentes de corpos estranhos ou parasitos intestinais.

Diante do exame realizado, após 2 dias de internamento, o animal foi encaminhado para o procedimento cirúrgico de celiotomia exploratória de emergência, com intuito de cessar o foco hemorrágico ocasionado pela ruptura de esôfago e garantir a possível melhora do quadro.

Figura 6 – A. Radiografia em projeção latero-lateral esquerda da jiboia, com apresentação alterada de conformação e integridade tecidual em terço cranial de esôfago, sugestivo de ruptura esofágica; B. Projeção de corpo inteiro.



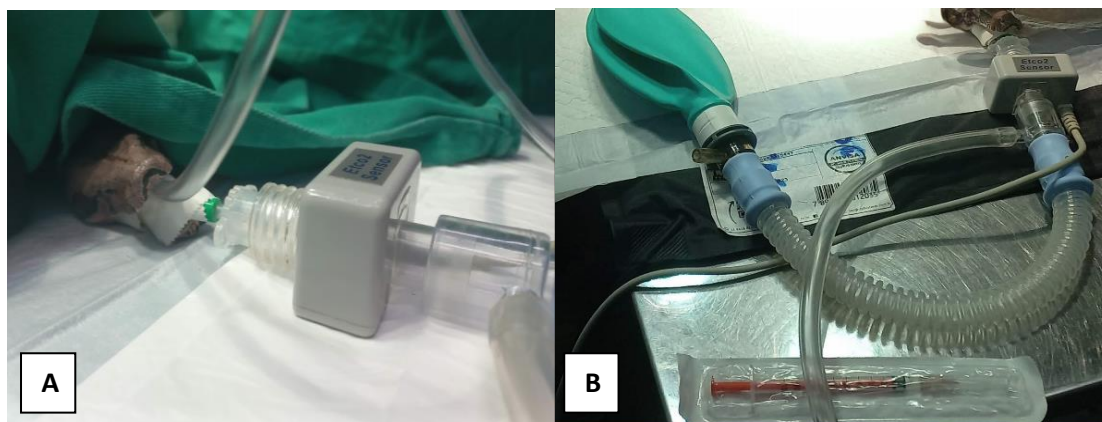
Fonte: Setor de imagem. Hospital Veterinário da UFERSA, Mossoró – RN (2024).

O procedimento anestésico-cirúrgico foi realizado no dia 24 de julho de 2024. Durante o internamento, foi possível instituir jejum sólido e hídrico para o paciente. Todo o procedimento transcorreu no período da tarde. De acordo com os procedimentos em anestesia, o animal foi classificado como ASA 4.

Em centro cirúrgico, mediante contenção física, e como parte da medicação pré-anestésica (MPA), foi realizada administração de $0,5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ (0,25 mL) de midazolam a 0,5% associado a $5 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ (0,25 mL) de cetamina a 10%, por via intramuscular (IM), ambos em mesma seringa, através dos músculos paravertebrais, promovendo satisfatória sedação, acompanhada de pouca resistência. Após 10 minutos, e averiguando-se os efeitos dos fármacos, o animal foi posicionado em decúbito esternal na mesa cirúrgica, para indução anestésica por máscara, onde o fluxo de isoflurano para indução do paciente foi ofertado, utilizando-se de vaporizador universal e oxigênio a 100%.

Para verificação adequada do plano anestésico e preparo da serpente, averiguou-se o reflexo de endireitamento, constatando que o mesmo foi ausente, sem retorno à posição natural de decúbito. Após administração de lidocaína na região periglótica, prosseguiu-se com a intubação orotraqueal, com a utilização de sonda orotraqueal sem *cuff*, nº2. A manutenção do plano anestésico foi efetuada por anestesia inalatória com isoflurano em vaporizador universal, com fluxo diluente de oxigênio de 100 mililitros por quilo por minuto (ml/kg/min), por meio de circuito anestésico não reinalatório (baraka) (Figura 5).

Figura 7 – A. Jiboia em intubação orotraqueal; B. Manutenção da anestesia por circuito não reinalatório Baraka em jiboia.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

Foi administrado um bolus de metadona a 1% na dose de $0,1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ (0,025 mL), anteriormente ao início do procedimento, com intuito de promover analgesia durante a manipulação cirúrgica do esôfago no transoperatório. Procedeu-se em seguida com anestesia local infiltrativa no local da incisão, indicado adequadamente pela equipe cirúrgica, com lidocaína a 2%, na dose de $1 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$. Houve tentativa de cateterização da veia coccígea ventral por parte da equipe cirúrgica com o uso de cateter 22G, de forma asséptica, no entanto, o acesso foi perdido.

Para o monitoramento anestésico utilizou-se de monitor multiparamétrico SDA® 8B. Foram avaliados parâmetros como a frequência cardíaca (FC), utilizando-se *doppler* vascular posicionado na região ventral, correspondente à topografia do coração, identificado por palpação e análise do choque pré-cordial. Além dos parâmetros cardiovasculares, a frequência respiratória (FR) também foi monitorada, sendo contabilizada por meio da observação dos movimentos respiratórios, tanto espontâneos quanto assistidos, através da movimentação do gradil costal e preechimento do balão anestésico. A temperatura cloacal foi aferida utilizando-se de termômetro digital (Figura 8) e a resposta à estimulação dolorosa foi avaliada por pinçamento da cauda. Além destes parâmetros, foi monitorada EtCO₂ por auxílio de capnógrafo acoplado ao circuito anestésico não reinalatório.

Figura 8 – Aferição de temperatura cloacal com termômetro digital em jiboia.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

Com intuito de realizar a manutenção da temperatura corporal do paciente, o mesmo foi posicionado sobre um colchão térmico. Durante o período transanestésico, o animal se manteve em apneia por grande parte do procedimento e foi auxiliado por ventilação assistida a 6 movimentos respiratórios por minuto, quando necessário. Os parâmetros foram avaliados de forma contínua, e concomitantemente anotados em ficha de procedimento anestésico a cada 10 minutos. Os parâmetros e respectivos valores obtidos podem ser observados no quadro 1.

Quadro 1 – Parâmetros de monitoração transanestésica de jiboia.

Hora	15h40	15h50	16h	16h10	16h20	16h30	16h40	-
Temperatura _{cloacal} (°C)	30,8	30,1	30,1	29,7	29,7	30,0	30,0	-
FC _{doppler} (BPM)	40	42	38	41	44	42	45	-
FR (MRM)*	7	6*	5	6*	6*	6*	7	-
EtCO ₂ (mmHg)	16	16	15	16	15	15	15	-
Hora	16h50	17h	17h10	17h20	17h30	17h40	17h50	Média/DP
Temperatura _{cloacal} (°C)	30,3	30,3	30,6	30,6	30,5	30,6	30,6	30,28 ± 0,35
FC _{doppler} (BPM)	42	46	44	49	45	42	40	42,86 ± 2,85
FR (MRM)*	6*	5	6*	6*	6*	6*	6*	6,0 ± 0,55
EtCO ₂ (mmHg)	15	15	16	16	17	16	16	15,64 ± 0,63

Fonte: Elaboração pessoal (2024).

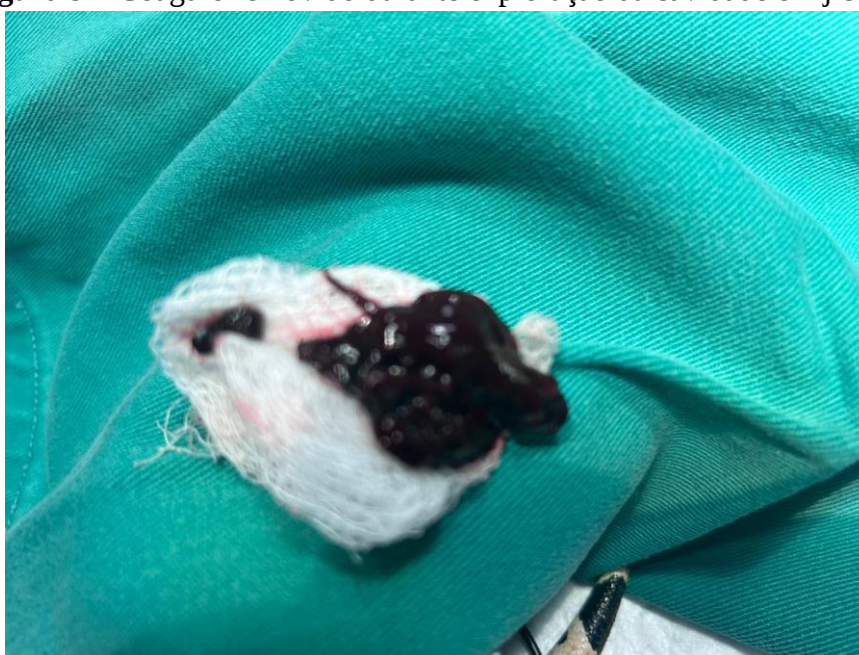
* FR assistida durante o procedimento cirúrgico.

Não foi possível realizar avaliação anestésica prévia do paciente, logo, não foram fornecidas informações quanto aos parâmetros basais no pré-cirúrgico. Durante o procedimento, a FC se manteve em 40 batimentos por minuto (bpm) até o início da

manipulação do esôfago, se estabilizando posteriormente com uma média de 42,86 bpm. Quanto à FR, esta iniciou com 7 mrm, mas reduzindo nos 10 minutos iniciais, sendo necessária ventilação manual a 6 mrm em resposta à apneia, que ocorreu de forma intermitente em diversos momentos do período transanestésico.

O procedimento cirúrgico teve duração de 2h27 minutos, com ausência de quaisquer intercorrências, sendo executada esofagorrafia e remoção de diversos coágulos (Figura 9) presentes em cavidade devido a laceração da mucosa em terço cranial.

Figura 9 – Coágulo removido durante exploração da cavidade em jiboia.



Fonte: Arquivo pessoal (2024).

Após o término do procedimento cirúrgico, o animal ainda foi mantido intubado, sob ventilação assistida, até o momento de retorno dos movimentos espontâneos da respiração. Foram administrados enrofloxacino a 2,5% na dose de $10 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ (1 mL) por via intramuscular (IM) e meloxicam a 0,2% na dose de $0,3 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ (0,4 mL) por via subcutânea (SC). Para reversão dos efeitos do midazolam, foi administrado flumazenil a 0,01% na dose de $0,08 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$ (0,2 mL) por via intramuscular (IM). Como o quadro do paciente ainda era delicado, o animal foi mantido em centro cirúrgico para a realização de transfusão sanguínea através da veia jugular, utilizando-se da taxa de 2 mL/kg/h , com o uso de sangue total fresco coletado de outra serpente *Boa constrictor* que se encontrava sob os cuidados da equipe de animais silvestres do hospital. Foi aplicado dexametasona previamente a transfusão, com dose três vezes mais alta que a fisiológica para a espécie ($0,6 \text{ mg} \cdot \text{kg}^{-1}$, por via IM).

A monitoração do paciente se manteve após 6h do término do procedimento cirúrgico e realização subsequente da transfusão. Mesmo se tratando de um animal de vida livre, o mesmo foi mantido sob os cuidados da equipe do hospital veterinário da UFERSA. Após dois dias do procedimento cirúrgico, no dia 26 de julho de 2024, foi realizada nova coleta de sangue para re-avaliação dos parâmetros hematológicos (Tabela 3).

Tabela 3 – Valores obtidos e valores de referência de parâmetros de eritrograma e leucograma em jiboia, com coleta de material realizada no dia 26 de julho de 2024.

Parâmetro	Valor obtido	Valores de Referência*	Unidade
Eritrograma	-	-	-
Hemácias	0,12	0,16 – 1,4	milhões/mm ³
Hemoglobina	1,9	0,16 – 1,4	g/dL
Hematócrito	4	12 – 40	%
VGM	333	122 – 669	fL
CHCM	32	21 – 40	%
Leucograma	-	-	-
Leucócitos	3.500	1.470 – 19.600	/mm ³
Heterófilos	44% / 1540	200 – 6.500	Absoluto
Linfócitos	55% / 1.925	200 – 11.900	Absoluto
Monócitos	1% / 35	30 – 2.380	Absoluto
Eosinófilos	0% / 0	0 – 600	Absoluto

Fonte: Elaboração pessoal (2024).

* Fonte dos valores de referência: Carpenter & Marion (2018).

5 DISCUSSÃO

As abordagens anestésicas e analgésicas em répteis, frequentemente se baseiam em extrapolações de protocolos amplamente estabelecidos para animais domésticos. No entanto, essa transposição de técnicas, embora prática, é desafiadora e pode ser imprecisa, devido às nuances fisiológicas e anatômicas inerentes a cada classe. Tais variações impõem a necessidade de uma avaliação criteriosa e ajustada, de modo a garantir que os resultados obtidos sejam tanto eficazes quanto seguros para essas espécies singulares (BERTELSEN, 2014; MANS et al., 2019).

Consequentemente, a ausência de um planejamento anestésico minucioso, ajustado às particularidades fisiológicas das serpentes, pode acarretar em uma recuperação prolongada e aumentar significativamente o risco de intercorrências. Ademais, essas espécies são frequentemente envoltas em preconceitos e estigmas culturais, o que muitas vezes resulta em uma abordagem clínica menos empática por parte de alguns profissionais. Diferentemente do tratamento mais cauteloso e detalhado dedicado a espécies domésticas, muitos répteis, especialmente as serpentes, não recebem a devida atenção, apesar das evidências científicas que confirmam sua capacidade de sentir dor com procedimentos inadequados (MACHIN, 2001; MOSLEY; MOSLEY, 2015).

Longley (2008) e Greene (2004) recomendam um período de jejum de 72 a 96 horas antes de procedimentos eletivos para serpentes, visto a possibilidade de regurgitação e compressão cardiorrespiratória pela presença de ingesta, caso não instituído. Apesar da jiboia em questão se tratar de um animal de vida livre, onde informações sobre seu estado alimentar prévio eram desconhecidas, durante o período de dois dias do internamento, o jejum pôde ser instituído, contribuindo positivamente para o período transanestésico do paciente.

O protocolo anestésico foi selecionado com o objetivo de garantir analgesia adequada, sedação e contenção química durante a celiotomia exploratória de emergência. Além disso, busca-se incorporar um novo protocolo à rotina anestésica para animais silvestres e exóticos.

O paciente foi submetido a medicação pré-anestésica, utilizando-se da cetamina, fármaco esse, amplamente administrado na contenção de serpentes (READ, 2004; GARCIA, 2012; SCHUSZLER et al., 2018) associada a um benzodiazepínico, como é indicado na literatura (SCHUMACHER; YELEN, 2006; MANS et al., 2019). A associação desses dois fármacos garantiu sedação de forma satisfatória para manipulação e preparo do paciente no ambiente cirúrgico, tornando o processo de intubação, posicionamento e montagem dos materiais e equipamentos para monitoração, facilitados. Apesar das doses utilizadas de

midazolam e cetamina ($0,5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ e $5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$, respectivamente), serem relativamente inferiores das descritas na literatura para estes répteis (ALMEIDA *et al.*, 2022), buscou-se instituir um protocolo que atendesse a necessidade do paciente. O reflexo de reposicionamento foi adequadamente monitorado, e o qual, apresentou-se ausente após 15 minutos da administração da MPA, assim como elucida Grego *et al.* (2014).

Anestésicos dissociativos, como a cetamina, atuam sobre receptores N-metil-D-aspartato (NMDA), monoaminérgicos, muscarínicos e opioides. Doses efetivas de cetamina dependem da temperatura corporal. As baixas temperaturas corporais requerem baixas doses, mas maiores tempos de indução e de recuperação (ARCOVERDE, 2018).

De acordo com DeSimone *et al.* (2017), a administração de benzodiazepínicos em répteis, assim como em mamíferos, promove diminuição da agressividade, relaxamento muscular e alterações psicomotoras. Seu princípio de ação está relacionado aos efeitos no SNC, ligando-se aos receptores GABA_A e intensificando sua afinidade por GABA (ácido gama-aminobutírico), promovendo processos de polarização e despolarização das células nervosas (MOHLER; RICHARDS, 1998). Embora na condição de chegada do paciente no dia do procedimento, que se encontrava mais deprimido comparado a 1ª consulta, em associação, o fármaco foi suficiente para sedá-lo de forma satisfatória, visto a necessidade e o caráter invasivo do procedimento.

A administração de oxigênio a 100% provavelmente contribuiu para a apneia prolongada da jiboia durante o procedimento anestésico, visto que o consumo de oxigênio em répteis é significativamente inferior ao de outras espécies. A ventilação do paciente foi garantida de forma manual a 6 mrm, como é indicado por Mosley (2005), afim de manter a oxigenação adequada dos tecidos e evitar hipercapnia. Além disso, o estímulo respiratório em serpentes está fortemente relacionado com níveis reduzidos de oxigênio no organismo (LONGLEY, 2008).

A capnografia é a medição da concentração de dióxido de carbono no ar expirado, fornecendo informações valiosas sobre a qualidade da ventilação e a perfusão pulmonar (DONELEY *et al.* 2017). Quanto aos valores obtidos pelo capnógrafo a respeito da EtCO₂, o paciente apresentou durante o período transanestésico, intervalos de 15 – 17 mmHg. Apesar de existirem sugestões na literatura quanto a valores de referência da capnografia de répteis, sendo estes intervalos de 15 – 25 mmHg, essas recomendações ainda não foram baseadas em estudos científicos (HERNANDEZ-DIVERS *et al.*, 2005).

Com exceção dos momentos de apneia e elevação de temperatura, os demais parâmetros monitorados permaneceram dentro da faixa de normalidade para a espécie, com

ausência dos reflexos observados, como pinçamento de cauda e reflexo de língua, esperado em planos anestésicos ideais, como afirma Grego *et al.* (2015). Durante todo o período transanestésico, a temperatura se manteve entre 29,7 – 30,8 °C, estando de acordo com os limites ideais de temperatura fisiológica estabelecidos por Carpenter (2018). Embora autores como Longley (2008) estabeleçam a temperatura ideal para esta espécie de 28 – 30 °C, não houveram alterações deletérias para o paciente.

A anestesia inalatória com isoflurano configura-se como um método de escolha em serpentes, em virtude de seu perfil de segurança e recuperação acelerada. Entretanto, a técnica não exclui a utilização de fármacos injetáveis, que desempenham um papel fundamental na composição de um protocolo anestésico abrangente. Anestésicos gerais, analgésicos, sedativos e tranquilizantes são frequentemente empregados como parte da pré-medicação, indução e manutenção da anestesia, garantindo um manejo anestésico mais completo e eficaz para esses animais (VALENTE; BIANCHI; CONTESINI, 2013). De acordo com Hernandez-Divers *et al.* (2005), descrevem que em serpentes e iguanas há redução de 25% na FC, aproximadamente, e pronunciada diminuição da FR quando sob manutenção anestésica por isoflurano. Na jiboia não foram observadas estas reduções em FC, levando em consideração as concentrações alveolares mínimas (CAM) indicadas de 3 – 5 V% na indução e 1 – 3 V% para manutenção (CARPENTER, 2018).

O bloqueio local infiltrativo na região de incisão cirúrgica foi efetuado com intuito de promover analgesia para o paciente, visto que a pele dos répteis é bastante sensível a estímulos nocivos (NUNES *et al.*, 2006).

De acordo com Cruz; Nunes (2017), em répteis, o período de recuperação dos efeitos da cetamina variam de 24 a 96 horas, dependendo tanto da temperatura fisiológica do animal como da dose administrada, no entanto, quando efetuada reversão dos efeitos da associação de 5 mg·kg⁻¹ de cetamina e 0,5 mg·kg⁻¹ de midazolam com o flumazenil, a recuperação se deu por volta de 6 horas. Dessa forma, é possível atribuir a redução no tempo de recuperação anestésica à administração de flumazenil.

A transfusão sanguínea efetuada durante o período pós-anestésico ocorreu em detrimento da impossibilidade de realizá-la durante o internamento, com o paciente totalmente alerta. Durante o pós-anestésico, ainda sob efeito dos fármacos, a manipulação e acesso da veia jugular para transfusão, foram facilitados, permitindo reposição da volemia do paciente.

Diferente do recomendando por Mosley (2005) e Longley (2008), o animal não pôde ser exposto ao sol no período pós-anestésico, visto o horário de desfecho do procedimento, ao

final da tarde. A exposição ao sol contribui para menores períodos de recuperação anestésica, uma vez que interfere diretamente no reestabelecimento da temperatura fisiológica ideal (BARON, 2013; BERTELSEN, 2014).

6 CONCLUSÃO

O estágio supervisionado oferece ao discente uma visão prática da rotina de um médico veterinário em exercício, proporcionando uma experiência de valia imensurável. Esse período é crucial para o desenvolvimento profissional, permitindo ao discente aplicar e aprimorar técnicas adquiridas durante a graduação. A experiência adquirida durante o estágio é fundamental para consolidar o conhecimento e preparar o discente para sua futura carreira.

Diante do relato de caso, o protocolo anestésico adotado revelou-se tanto seguro quanto eficiente, mantendo a serpente estável durante todo o procedimento. Não foram identificados sinais de dor, nem despertar durante o transanestésico e obteve-se redução do período de recuperação anestésica, sem complicações. Contudo, é essencial aprofundar a pesquisa em anestesia para serpentes, abrangendo diferentes espécies e protocolos. Estudos futuros devem explorar uma gama mais ampla de fármacos e dosagens, contribuindo para a evolução e diversificação das práticas anestésicas para esses animais.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA, D.; KENNEDY, M.; WEND-HORNICKLE, E. Snake sedation and anesthesia. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 25, n. 1, p. 97-112, 2022. DOI: 10.1016/j.cvex.2021.08.003.

ANDERSON, N.; WACK, R.; CALLOWAY L.; HETHERINGTON T.; WILLIAMS, J. **Cardiopulmonary effects and efficacy of propofol as an anesthetic agent in brown tree snakes, *Boiga irregularis***. Bulletin of the Association of Reptile and Amphibian Veterinarians, 1999. 9:9–15

ARCOVERDE, K. N. **Anestesia em répteis com distocia: relato de dois casos**. 2018. 38f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, 2018. Disponível em: <https://repositorio.ufpb.br/jspui/handle/123456789/4499>. Acesso em: 08 set. 2024.

BARON, Hamish R. **Python Anesthesia – A review**. AAVAC-UPAV, 2013. School of Veterinary Science, University of Queensland, Gatton, QLD, Australia.

BENNETT, R. A. **A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles**. J. Zoo Wildl. Med. 22:282-303, 1991.

BENNETT, R. **Reptile anesthesia**. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, 1998. 7:30–40.

BERTELSEN, Mads F. Squamates (snakes and lizards). In: **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia**. 2nd ed. EUA: Wiley-Blackwell, 2014. 976 p. ISBN: 9780813811833.

BRAGA, Sandro de M. **Novas utilizações da dexmedetomidina**. Universidade Federal de Goiás. Goiânia, 2012.

CARPENTER, J. W. & MARION, C. J. **Exotic Animal Formulary**. 5th ed. St Louis: Elsevier, 2018. 1069 p. ISBN: 9780323444507.

CRUZ, K. P. P. **Pesquisa de hemoparasitos em répteis da Amazônia paraense**. 2019. 34f. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharelado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal Rural da Amazônia, Belém, 2019. Disponível em: https://veterinaria.ufra.edu.br/images/tcc-defendidos/2019-2/KAROLINE_PETRINI_PINHEIRO_DA_CRUZ.pdf. Acesso em: 12 out. 2024.

CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de animais selvagens – Medicina veterinária**. 2^a ed. São Paulo: Roca, 2014. 2470 p. ISBN: 9788527726481.

DERVAS, Eva et al. **Hematologia, bioquímica e características morfológicas das células do sangue periférico em Boa constrictor em cativeiro**. Fisiologia da Conservação, v. 11, n. 1, pág. coad001, 2023.

DE SIMONE, S. B. S; HIRANO, L. Q. L; SANTOS, A. L. Q. **Efeitos da administração do midazolam em doses diferentes em jiboias Boa constrictor LINNAEUS, 1758 (SQUAMATA: BOIDAE)**. Ciência Animal Brasileira, v. 18, p. 1-10, 2017. Disponível em: <https://www.revistas.ufg.br/vet/article/view/e-22230>. Acesso em: 05 set. 2024.

DONELEY, B. **Taxonomy and introduction to common species**. In: DONELEY, B. et al, Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice. 2018.

FERNANDES, Andreia Figueiredo. **Anestesia em Répteis**. 2010. 44 f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Medicina Veterinária, Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar, Universidade do Porto, Porto, 2010.

FRANCO, Francisco Luís. Origem e diversidade das serpentes. In: **Animais peçonhentos no Brasil: Biologia, clínica e terapêutica dos acidentes**. 2^a ed. Brasil. Sarvier, 2009. 488 p. ISBN: 9788573781946.

FUNK, Richard S. & JR, James E. Bogan. Snake Taxonomy, anatomy and physiology. In: **Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery**. 3^a ed. USA. Editora: Elsevier, 2019. 1793 p. ISBN: 9780323482530.

GARCIA, P. B. **Comparativo entre dois padrões de síntese cutânea e três tipos de material de síntese em serpentes Bothropoides jararaca**. 2012. 72f. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias). Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2012.

GREENE, Stephen A. **Segredos em anestesia veterinária e manejo da dor**. Porto Alegre: Artmed, 2004.

GREGO, Kathleen F.; ALBUQUERQUE, Luciana R.; KOLESNIKOVAS, Cristiane K. M. Squamata (Serpentes). In: **Tratado de animais selvagens – Medicina Veterinária**. 2^a ed. São Paulo: Roca, 2014. 2470 p. ISBN: 9788527726481.

HEARD, Darryl J. Reptile Anesthesia. In: **Veterinary Clinics Of North America: Exotic Animal Practice Analgesia and Anesthesia**. Elsevier Saunders, v. 4, n. 1, p. 83-116, 2001.

HERNANDEZ-DIVERS, S. M.; SCHUMACHER, J.; STAHL, S.; HERNANDEZ-DIVERS, S. J. Comparison of isoflurane and sevoflurane anesthesia after premedication with butorphanol in the green iguana (*Iguana iguana*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 36, n. 2, p. 169-175, 2005. DOI: 10.1638/04-057.1.

JAMES, L. E.; WILLIAMS, C. J.; BERTELSEN, M. F. et al. Anaesthetic induction with alfaxalone in the ball python (*Python regius*): dose response and effect of injection site. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 45, n. 3, p. 329-337, 2018.

KIK, Marja J. L.; MITCHELL, Mark A. **Reptile Cardiology: A Review of Anatomy and Physiology, Diagnostic Approaches, and Clinical Disease**. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, Vol 14, No 1 (January). p. 52–60, 2005.

LONGLEY, Lesa. **Anaesthesia of Exotic Pets**. 1st ed. St Louis: Elsevier, 2008. 320 p. ISBN: 9780702028885.

MACHIN, K. L. **Fish, amphibian, and reptile analgesia.** Veterinary Clinics of North America Exotic Animal Practice, v.4, n.1, p.19-33, 2001.

MANS, Christoph; SLADKY, Kurt K.; SCHUMACHER, Juergen. General Anesthesia. In: **Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery.** 3rd ed. St. Louis: Elsevier, 2019. 1793 p. ISBN: 9780323482530.

MICHEL, Sébastien. **L'anesthésie générale des reptiles.** 2003. 99 f. Tese (Doutorado) - Curso de Veterinária, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - Env, Université de Toulouse, France, 2003.

MOHLER, H.; RICHARDS, J.G. The benzodiazepine receptor: a pharmacological control element of brain function. **Eur J Anaesthesiol Suppl.** 1988; 2: 15–24.

MOSLEY, C. I. & MOSLEY, C. A. Anestesia e analgesia comparada de répteis, anfíbios e peixes. In: **Lumb & Jones Anestesiologia e Analgesia em Veterinária.** 5^a ed. EUA: John Wiley & Sons, 2015. 3062 p. ISBN: 9781118526231.

MOSLEY, C. **Anesthesia and analgesia in reptiles.** Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, v. 14, n. 4, p. 243-262, 2005.

MOSLEY, Craig A. E. Anatomic and Physiologic Considerations for Reptile Anesthesia. In: **Proceedings of the North American Veterinary Conference.** Small Animal Edition. Orlando, v. 20, 2006.

MUIR, W. W. Fisiologia cardiovascular. In: **Lumb & Jones Anestesiologia e Analgesia em Veterinária.** 5^a ed. EUA. John Wiley & Sons, 2015. 3062 p. ISBN: 9781118526231.

NUNES, A. L. V. et al. Anestesiologia. In: **Tratado de animais selvagens – medicina veterinária.** São Paulo: Roca, 2006. Cap.63, p.1038-1067.

O'MALLEY, B. General anatomy and physiology of reptiles. In: **Clinical anatomy and physiology of exotic species: structure and function of mammals, birds, reptiles, and amphibians.** Philadelphia: Elsevier Saunders, 2005. p. 17-39.

PERRY, S. M.; NEVAREZ, J. G. **Pain and Its control in reptiles**. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, v. 21, n. 1, p. 1-17, 2017.

PORTIER, K.; IDA, K. K. Editorial: Anesthetic Risk and Complications in Veterinary Medicine. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 7, p. 397, 15 jul. 2020. DOI: 10.3389/fvets.2020.00397. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC7373749/>. Acesso em: 13 out. 2024.

READ, M. R. **Evaluation of the use of anesthesia and analgesia in reptiles**. Journal of American Veterinary Medical Association, v. 224, n. 4, p. 547-552, 2004.

ROCHA-BARBOSA, Oscar et al. Reptilia. In: BENEDITO, Evanilde (Org.). **Biologia e Ecologia dos Vertebrados**. Rio de Janeiro: Roca, 2017. Cap. 7. p. 141-172. Reimpressão.

ROCKWELL, K.; BOYKIN, K.; PADLO, J. et al. Evaluating the efficacy of alfaxalone in corn snakes (*Pantherophis guttatus*). **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 48, n. 3, p. 364-371, 2021.

SCHUMACHER, J.; YELEN, T. Anesthesia and analgesia. In: MADER, D. R. **Reptile medicine and surgery**. 2nd.ed. Philadelphia: W.B. Saunders, 2006. Cap.27, p. 440-452.

SCHUSZLER, Larisa et al. **Observations on xylazine-ketamine-isoflurane anesthesia in constrictor snakes**. Sciendo, 2018. DOI: 10.2478/alife-2018-0074.

SLADKY, Kurt K.; MANS, Christoph. Analgesia. In: **Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery**. 3rd ed. St. Louis: Elsevier, 2019. 1793 p. ISBN: 9780323482530.

SLADKY, Kurt K.; MANS, Christoph. Clinical anesthesia in reptiles. **Journal of exotic pet medicine**. Elsevier, 2012. v. 21, n. 1, p. 17-32.

TAIT, J. **Surgical removal of the poison glands of rattlesnakes**. Copeia:10–13, 1938.

TRENHOLME, H. N. **Sedation and anesthesia in exotic animal critical care.** Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, v. 26, n. 3, p. 591-622, 2023. DOI: 10.1016/j.cvex.2023.05.003.

UETZ, P. & HOŠEK, J. 2024. **The Reptile Database.** Disponível em: <<http://www.reptile-database.org/db-info/SpeciesStat.html>>. Acesso em: 10 de setembro de 2024.

VALENTE, F. S., et al. **Particularidades na contenção química e na anestesia de serpentes.** Veterinária em foco, v.10, n.2, p.210-221, 2013.

YAW, T. J.; MANS, C.; JOHNSON, S. M. et al. Effect of injection site on alfaxalone-induced sedation in ball pythons (*Python regius*). **Journal of Small Animal Practice**, v. 59, n. 12, p. 747-751, 2018.