



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE GRADUAÇÃO
DEPARTAMENTO DE CIÊNCIA ANIMAL
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

ARTUR PEREIRA JUREMA

ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO
ANESTESIA GERAL EM FÊMEA DE *CAIMAN LATIROSTRIS*: RELATO DE CASO

MOSSORÓ

2024

Artur Pereira Jurema

ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO
ANESTESIA GERAL EM FÊMEA DE *CAIMAN LATIROSTRIS*: 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.

Orientadora: Valéria Veras de Paula, Prof. Dr.

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.

J96a Jurema, Artur.
Anestesia geral em fêmea de caiman
latirostris: relato de caso / Artur Jurema. -
2024.
42 f. : il.

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

1. Monitoração anestésica. 2. Crocodiliano. 3.
Anestesia em répteis . I. de Paula, Valéria,
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.

ARTUR PEREIRA JUREMA

ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO
ANESTESIA GERAL EM FÊMEA DE *CAIMAN LATIROSTRIS*: 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: ____ / ____ / ____.

BANCA EXAMINADORA

Valéria Veras de Paula, Profa. Dra. (UFERSA)
Presidente

Kathryn Nóbrega Arcoverde, Ma. M.V. (UFERSA)
Membro Examinador

Yanna Deysi Bandeira Passos, Ma. M.V. (UFERSA)
Membro Examinador

À toda minha família, em especial aos meus pais por terem me feito chegar até aqui e ao meu avô Raimundo Jorge Teles de Araújo Pereira (In Memoriam), que até o fim acreditou em mim e me incentivou a estar sempre me superando!

DEDICO

AGRADECIMENTOS

Primeiramente gostaria de agradecer a Deus, por ter me dado a oportunidade de ter tantos ensinamentos valiosos nessa encarnação e por ter me permitido partilhar a vida com pessoas tão maravilhosas como as que vou citar a seguir.

Gostaria de agradecer ao meu pai Saulo e minha madastra Renata, por terem sempre me incentivado e me ajudado tanto ao longo desses anos. Obrigado por todo o carinho e cumplicidade.

Agradeço a minha mãe Liliane e meu padastro Rafael, por terem sempre me ensinado a definição de ética e moral, por terem me apoiado e me ajudado a me reerguer nos momentos mais difíceis da minha vida. Obrigado por terem sido firmes quando necessários e carinhosos quando coubesse, graças a vocês eu sei que o amor tem varias faces e formas de expressão.

Agradeço a minhas tias Lia e Karina, por terem sido grandes apoiadores e incentivadoras ao longo de todo esse processo, vocês me permitiram buscar os meus sonhos me dando todo o apoio do mundo, serei sempre grato por isso. Obrigado também por sempre terem deixado eu me abrir e por sempre me fazerem buscar o melhor de mim, amo muito vocês.

Agradeço aos meus avós Silvia e Valdi por todo o carinho ao longo de toda a minha vida, vocês foram essenciais para isso tudo.

Agradeço a minha avó Meiry por ser a definição de amor e entrega, me inspiro muito na senhora e espero poder um dia ser igual a você.

Agradeço ao meu eterno e amado avô Raimundo. Obrigado por ter sido o alicerce da nossa família com tanta força e coragem até o fim. Obrigado por ter me ensinado a definição do que é ser um homem justo e amoroso, sempre levarei os seus valores dentro de mim. Não menos importante, obrigado por ter me inserido no mundo da medicina veterinária, essa conquista só esta acontecendo por causa do senhor que foi e sempre será minha maior inspiração, profissional e pessoal. Te amo e sempre te amarei.

Agradeço aos amigos que fiz ao longo da faculdade e que foram essenciais para tornar essa caminhada mais fácil. Em especial gostaria de agradecer ao meu grupo de amigas composto por Iasmin, Andressa, Rebeca e Misa. Obrigado por todo o companheirismo e por todas as risadas sinceras e por terem me ensinado o valor do equilíbrio e da paciência, vocês são maravilhosas, amo vocês!

Agradeço também aos meus amigos Janilson e Caio que se fizeram presente em todos os momentos, sejam nos bons e nos ruins, obrigado por essa amizade e por sempre me

aconselharem buscando o meu bem acima de tudo, levarei a amizade de vocês para minha vida toda.

Agradeço ao meu amigo mais antigo Paulinho, por sempre ter sido um ótimo amigo. Com você eu aprendi o que é companheirismo e lealdade.

Agradeço também aos meus irmão de coração, Vinícius, Miguel e Alvaro. Vocês são a família que eu pude escolher, obrigado por todo o apoio sempre.

Agradeço em especial a minha namorada Bia, obrigado meu amor por ter sido meu porto seguro e ter me ajudado tanto nessa fase da minha vida. Com você eu aprendi o que é Generosidade e amor, te amo muito!

Agradeço ao professor Alexandre Rodrigues por ter me dado minha primeira oportunidade no mundo acadêmico, por ter sido meu primeiro orientador e por ter sido essencial na formação do profissional que me tornei.

De forma mais que especial gostaria de agradecer a outra pessoa que se não fosse por ela nada disso estaria acontecendo. Obrigado professora Valéria, a senhora me apresentou a minha paixão, a anestesiologia, não só isso, a senhora abriu portas que mudaram a minha vida de uma forma que a senhora não pode imaginar. Eu posso falar sem medo, sou o que sou por sua causa. Obrigado também por todo o companheirismo, pelos bons momentos e risadas. Obrigado também pelos cartões, eles foram de extrema importância para minha formação pessoal e profissional. Sempre serei grato à senhora por tudo.

Gostaria de agradecer também aos meus amigos da pós, Kathryn, Andressa, Naftáli, Yanna e Larissa. Obrigado por terem sido tão pacientes e terem me ensinado tanto ao longo de todo esse processo. Agradeço especialmente a Yanna, por ter sido o meu primeiro contato com a anestesiologia veterinária fora da faculdade, não só isso, agradeço por todas as oportunidades que você me proporcionou e também pelo carinho e companheirismo.

Agradeço a professora Talyta pela confiança e ensinamentos.

Agradeço em especial aos meus queridos professores Sthenia e Cadu por serem um exemplo do que é ser um professor. Vocês são exemplos de profissionais e levarei a dedicação de vocês como inspiração para o resto da vida.

Agradeço também aos meus amigos residentes, que foram essenciais para que eu pudesse ver e fazer tudo aquilo que aprendi na teoria. Obrigado em especial a Susie e a Herbert, vocês são incríveis.

Por fim, agradeço a todos que fazem da UFERSA essa instituição incrível que foi minha segunda casa durante esses cinco anos, muito obrigado a todos!

ÉPIGRAFE

Não se distraia com os “E se...”, “Eu deveria...”
e “Se eu tivesse...”. A única coisa que você
escolhe para si mesmo, essa é a verdade do seu
universo

Tengen Toppa Gurren Lagann

RESUMO

O jacaré-de-papo-amarelo é um réptil pertencente à ordem Crocodilia e a família Alligatoridae, é um animal com ampla distribuição geográfica e pertencente à fauna Brasileira. Poucos são os relatos e estudos científicos direcionados para esses animais. Ademais, os répteis apresentam peculiaridades morfofisiológicas que os tornam peculiares quando submetidos a anestesia. Dessa forma, o trabalho teve como objetivo relatar o procedimento anestésico de uma esofagostomia realizada em uma fêmea de jacaré-de-papo-amarelo. O Animal foi levado para o hospital veterinário da FMVZ UNESP Botucatu pela polícia ambiental com suspeita de ingestão de corpo estranho. Ao se comprovar a presença de dois objetos semelhantes a anzóis em duas diferentes partes do esôfago o animal foi encaminhado para realização do procedimento cirúrgico. Os valores obtidos na avaliação pré-anestésica do animal para frequência cardíaca (FC) e respiratória (FR) foram respectivamente de 30 batimentos por minuto (bpm) e nove respirações por minuto (rpm). O animal foi classificado como ASA IV E. A medicação pré-anestésica administrada consistiu em 0.3 miligramas por quilo (mg/kg) de Morfina pela via intramuscular, a indução foi realizada com 10 mg/kg de Propofol pela via intravenosa na veia caudal, a manutenção do plano anestésico foi feita com Isoflurano a uma concentração alveolar mínima (CAM) de 1.5%. Foram monitorados ao longo do procedimento FC com auxílio de eletrocardiograma (ECG) e transdutor Doppler e dióxido de carbono no final da expiração (EtCO₂) com auxílio de um capnógrafo. O animal foi mantido em ventilação controlada e com utilização de insuflador durante toda a anestesia. O procedimento durou 2 h 50min, a FC média foi de 47,2bpm, a FR controlada foi de 10rpm nas primeiras uma hora de cirurgia, diminuindo para 7rpm até o fim do procedimento, a EtCO₂ média foi de 7,6 milímetros de mercúrio (mmHg). O animal foi extubado com 1 h 5 min após o fim do procedimento cirúrgico sem maiores complicações. Não foi administrada nenhuma medicação no período pós-cirúrgico. Por conta da baixa incidência de casos relatados de anestésias em jacaré torna-se importante tal trabalho para o desenvolvimento de melhores técnicas voltadas para esses animais.

Palavras-chave: monitoração anestésica; crocodiliano; anestesia em répteis

ABSTRACT

The yellow-spotted caiman (*Caiman latirostris*) is a reptile belonging to the order Crocodilia and the family Alligatoridae. It is a species with a wide geographical distribution and is part of the Brazilian fauna. Few scientific reports and studies are dedicated to these animals. Additionally, reptiles exhibit unique morphophysiological characteristics that make them distinct when undergoing anesthesia. Therefore, the objective of this study was to report the anesthetic procedure of an esophagostomy performed on a female yellow-spotted caiman. The animal was brought to the FMVZ UNESP Botucatu veterinary hospital by the environmental police, suspected of ingesting a foreign body. Upon confirming the presence of two hook-like objects in different parts of the esophagus, the animal was scheduled for surgery. The pre-anesthetic evaluation recorded heart rate (HR) and respiratory rate (RR) at 30 beats per minute (bpm) and 9 breaths per minute (rpm), respectively. The animal was classified as ASA IV E. The pre-anesthetic medication administered consisted of 0.3 milligrams per kilogram (mg/kg) of morphine intramuscularly, and induction was performed with 10 mg/kg of propofol intravenously via the caudal vein. The maintenance of the anesthetic plane was achieved with isoflurane at a minimum alveolar concentration (MAC) of 1.5%. Throughout the procedure, HR was monitored using an electrocardiogram (ECG) and a Doppler transducer, and end-tidal carbon dioxide (EtCO₂) was monitored using a capnograph. The animal was kept on controlled ventilation using a ventilator for the entire duration of the anesthesia. The procedure lasted 2 hours and 50 minutes, with an average HR of 47.2 bpm. Controlled RR was 10 rpm during the first hour of surgery, decreasing to 7 rpm by the end of the procedure, and the average EtCO₂ was 7.6 millimeters of mercury (mmHg). The animal was extubated 1 hour and 5 minutes after the end of the surgical procedure without complications. No medication was administered during the post-surgical period. Due to the low incidence of reported anesthesia cases in caimans, this study is important for the development of better techniques for these animals.

Keywords: anesthetic monitoring, crocodilian, reptile anesthesia

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Centros cirúrgicos hospital veterinário, (a) centro cirúrgico oftálmico, (b) centro cirúrgico contaminado, (c) centro cirúrgico ortopédico, (d) centro cirurgico reprodução, (e) centro cirúrgico de equinos, (f) centro ambulatorial	18
Figura 2 - Setor de diagnóstico por imagem, (a) sala de ressonância magnética, (b) sala de tomografia computadorizada	18
Figura 3 - Distribuição geográfica do <i>Caiman latirostris</i>	21
Figura 4 - Contenção física do <i>Caiman latirostris</i>	32
Figura 5 - Preparação anestésica do <i>Caiman latirostris</i> , (a) fixação dos eletrodos para monitoração eletrocardiográfica, (b) intubação, (c) indução anestésica	34

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1 - Distribuição das atividades por setor 19

Gráfico 2 - Distribuição dos procedimentos anestésicos realizados..... 20

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

µg/kg	Microgramas por quilo
bpm	Batimentos por minuto
CAM	Concentração alveolar mínima
CCGA	Clínica cirúrgica de grandes animais
CCPA	Clínica cirúrgica de pequenos animais
EtCO ₂	Dióxido de carbono de final de expiração
FC	Frequência cardíaca
FMVZ	Faculdade de medicina veterinária e zootecnia
FR	Frequência respiratória, frequência respiratória
IM	Intramuscular
IV	Intravenosa
mmHg	Milímetros de mercúrio
rpm	Respirações por minuto
SaO ₂	Saturação de oxigênio no sangue
SC	Subcutânea
UNESP	Universidade estadual paulista

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	15
2	DESENVOLVIMENTO	17
2.1	Descrição da rotina e do campo de estágio	17
2.1.1	Descrição do local de estágio	17
2.1.2	Resumo quantitativo das atividades do estágio.....	19
2.2	Revisão de literatura	20
2.2.1	O jacaré-de-papo-amarelo (<i>Caiman latirostris</i>).....	20
2.2.2	Fisiologia do sistema circulatório dos crocodilianos	22
2.2.3	Sistema Porta-Renal	24
2.2.4	Sistema Respiratório	25
2.2.5	Controle Térmico	25
2.2.6	Anestesia de crocodilianos.....	26
2.2.6.1	Medicação pré-anestésica.....	27
2.2.6.2	Fármacos indutores.....	28
2.2.6.3	Anestesia inalatória	29
2.2.6.4	Monitoração anestésica	29
2.3	Relato de caso	31
2.4	Discussão	34
3	CONCLUSÃO	38
4	REFERÊNCIAS	39

1 INTRODUÇÃO

A medicina veterinária esta em um constante crescimento e desenvolvimento no Brasil e no mundo. De acordo com o trabalho de Wouk *et. al* (2022) em 2017 havia 117.000 médicos veterinários no Brasil, em 2021 esse número atingiu um total de 154.000 um crescimento de 9.250 novos profissionais por ano.

É de suma importância que os atuais e futuros profissionais da medicina veterinária se especializem e se modernizem através de técnicas mais humanizadas e individualizadas para cada paciente e espécie. Nesse sentido a anestesiologia vem como uma parte muito importante nesse processo, permitindo que procedimentos cirúrgicos sejam realizados sem trazer dor ou desconforto ao paciente, além de promover uma maior segurança para o procedimento (Tranquilli *et. al*, 2014).

Como Brochu (2019) explica o *Caiman latirostris* é um jacaré pertencente à fauna Brasileira, com uma ampla distribuição geográfica. Por conta do temperamento e da dificuldade de manejo destes animais, poucos são os estudos farmacodinâmicos e farmacocinéticos presentes na literatura.

Como mostra o estudo realizado pela instituição MapBiomas (2023), no período de 2018 à 2022 foi relatada uma perda de 12,8 milhões de hectares de mata nativa no Brasil, um aumento de 120% em relação ao período de 2008 à 2012, demonstrando assim o avanço do homem sobre a flora Brasileira, impactando a vida dos animais habitantes dessas regiões, incluindo o jacaré-de-papo-amarelo.

O governo do estado do Paraná relata que no primeiro semestre de 2024 foram realizados 1.099 atendimentos à fauna silvestre através do Centro de Apoio à Fauna Silvestre (CAFS) valor acima da média de 520 atendimentos por semestre, no período de 2020 a 2024.

Tais estudos comprovam a necessidade dos veterinários de se prepararem cada vez mais para estarem aptos a realizar atendimentos a fauna silvestre. Dessa forma, relatos de procedimentos anestésicos, cirúrgicos e terapêuticos se tornam extremamente importante para o desenvolvimento da medicina veterinária de animais silvestres.

Nesse contexto, o estágio supervisionado vem como uma ferramenta de extrema importância para preparação dos futuros médicos veterinários, onde o aluno ainda na graduação tem uma vivência prática que o permite desenvolver uma série de atributos que o tornarão mais qualificado para os desafios profissionais que se sucederão.

Portanto, esse trabalho tem como objetivo relatar um caso de uma anestesia de uma fêmea de *Caiman latirostris*, acompanhado durante o estágio supervisionado obrigatório

realizado no setor de anestesiologia da Faculdade de medicina veterinária e zootecnia da Universidade Estadual Paulista localizada na cidade de Botucatu (FMVZ-UNESP).

2 DESENVOLVIMENTO

2.1 Descrição da rotina e do campo de estágio

2.1.1 Descrição do local de estágio

O estágio foi realizado no Hospital Veterinário da FMVZ-UNESP localizado no bairro Rubião em Botucatu, São Paulo. A área de atuação do estágio foi no setor de anestesiologia veterinária. O setor possui o funcionamento das 8 às 19 horas, podendo esse horário se estender em casos de emergência ou de prolongamento de cirurgias. As atividades do setor são realizadas pelos seis médicos veterinários residentes juntamente com os dois médicos veterinários contratados. O setor é responsável por realizar todos os procedimentos de sedação, analgesia e anestesia em todos os setores do hospital.

As principais áreas de atuação do estágio eram a clínica cirúrgica de pequenos animais (CCPA), reprodução, clínica cirúrgica de grandes animais (CCGA), ambulatório e diagnóstico por imagem. Na CCPA, sendo um destinado para cirurgias oftálmicas (figura 1a), um para cirurgias contaminadas (figura 1b), um para cirurgias ortopédicas (figura 1c) e um usado quando os outros estivessem ocupados. Na área de reprodução há um centro cirúrgico voltado para procedimentos relacionados com o sistema reprodutor (figura 1d). No setor de clínica cirúrgica de grandes animais o hospital conta com um centro cirúrgico destinado para procedimentos em equinos (figura 1e). Na área de diagnóstico por imagem, o setor de anestesiologia é responsável por fazer a anestesia dos pacientes para os procedimentos de ressonância magnética (figura 2a) e tomografia computadorizada (figura 2b). No ambulatório, são realizados todos os procedimentos ambulatoriais, sendo realizadas anestésias gerais e sedações de curta duração (figura 1f).

Durante o período de estágio, que foi no período de 01 de julho 31 de agosto de 2024 foi possível realizar o acompanhamento das atividades do setor, acompanhando a avaliação pré-anestésica, a realização da medicação pré-anestésica e o acompanhamento dos procedimentos anestésicos.

Figura 1 - Centros cirúrgicos hospital veterinário, (a) centro cirúrgico oftálmico, (b) centro cirúrgico contaminado, (c) centro cirúrgico ortopédico, (d) centro cirurgico reprodução, (e) centro cirúrgico de equinos, (f) centro ambulatorial



Fonte: Acervo pessoal

Figura 2 - Setor de diagnóstico por imagem, (a) sala de ressonância magnética, (b) sala de tomografia computadorizada



Fonte: Acervo Pessoal

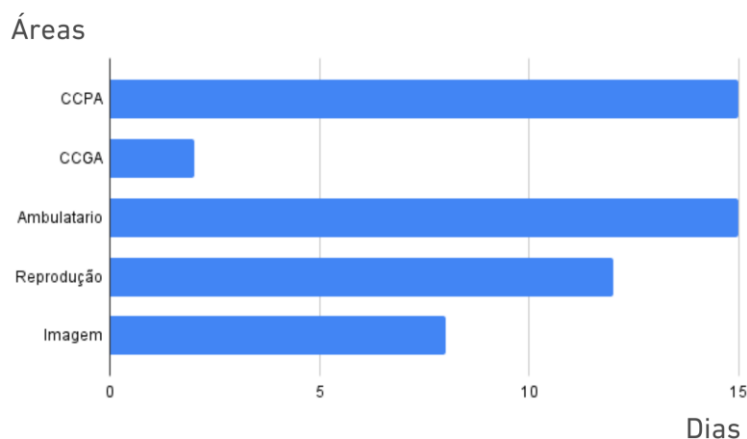
2.1.2 Resumo quantitativo das atividades do estágio

Ao término dos 52 dias de estágio foi feito o levantamento do total de dias passado em cada uma das áreas sob responsabilidade do setor de anestesiologia, esses resultados são apresentados no gráfico 1.

Em relação à distribuição dos procedimentos ao longo do estágio esses dados podem ser observados no gráfico 2.

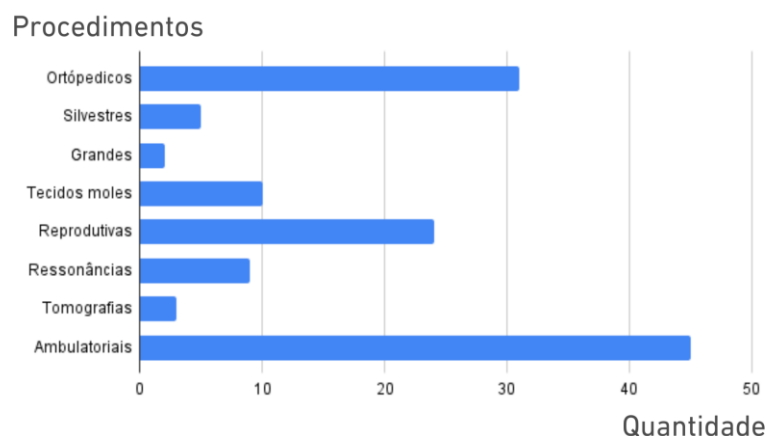
Ao fim do estágio, foi realizada uma análise criteriosa dos casos acompanhados a fim de selecionar um para realizar o relato neste trabalho. O caso refere-se a uma anestesia geral para uma esofagostomia cervical e uma esofagostomia torácica realizada em uma fêmea de jacaré-do-papo amarelo (*Caiman latirostris*). O caso foi selecionado em decorrência da baixíssima incidência de procedimentos anestésicos relatados em crocodilianos no Brasil. Não obstante, por se tratar de uma espécie nativa da fauna brasileira, procedimentos médicos relacionados com a saúde desses animais são de extrema relevância do ponto de vista de conservação dessas espécies.

Gráfico 1 - Distribuição das atividades por área



Fonte – Autoria própria

Gráfico 2 - Distribuição dos procedimentos anestésicos realizados



Fonte – Acervo pessoal

2.2 Revisão de literatura

2.2.1 O jacaré-de-papo-amarelo (*Caiman latirostris*)

Segundo Brochu (1999) o jacaré-do-papo-amarelo é um réptil da ordem Crocodilia pertencente a família Alligatoridae, cuja é composta por pelo menos sete outras espécies divididas em 2 clados: Os *Alligators*, representados pelo *Alligator mississippiensis*, natural do sudeste dos Estados Unidos e o *Alligator sinensis* encontrado no leste da China. O outro clado é formado pelos *Caimans* da América Latina no qual o *Caiman latirostris* se encontra, sendo eles o *Melanosuchus iger*, o próprio *Caiman latirostris*, *Caiman yacare*, e os membros do gênero *Paleosuchus*, *Paleosuchus palpebrosus* e *Paleosuchus trigonatus*. Trabalhos recentes, como o de Oaks (2011), sugerem a diferenciação dos membros do gênero *Paleosuchus* ante os *Caiman* e os *Melanosuchus*, alegando a diferença genética existente entre esses animais.

Brochu (1999) descreve que os animais pertencentes a essa família fazem parte de uma das mais antigas linhagens de vertebrados com representantes vivos, tendo fósseis de alguns destes animais datados do fim do período cretáceo.

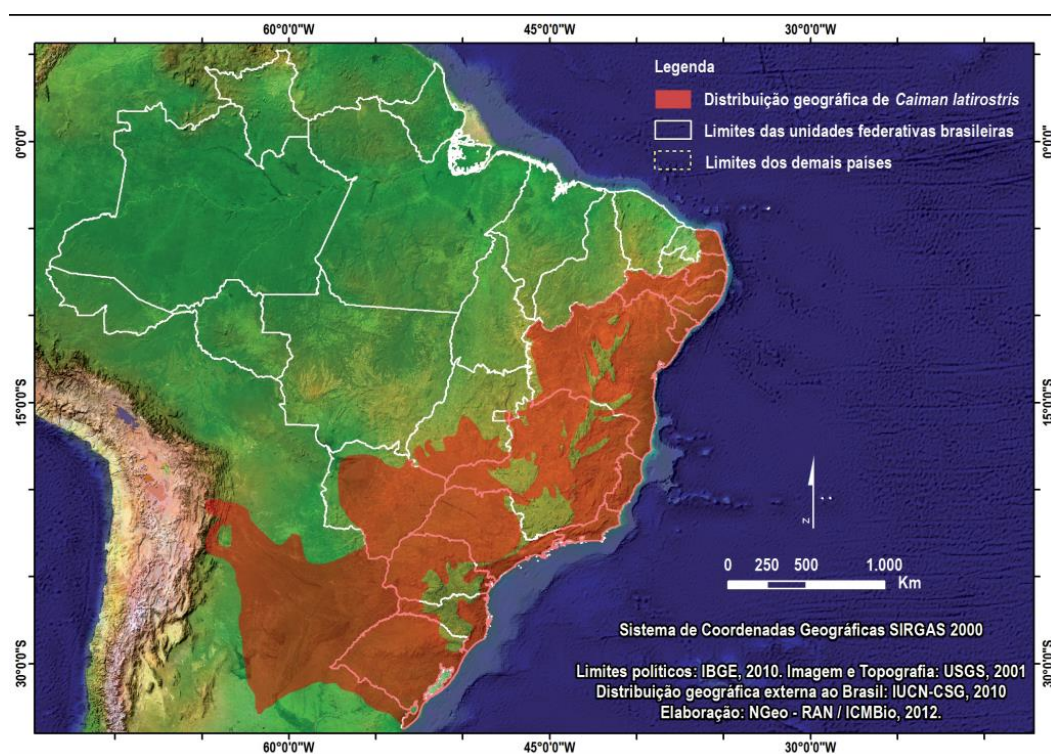
O *Caiman latirostris* faz parte do Gênero *Caiman* e é popularmente conhecido no Brasil como jacaré-de-papo-amarelo, jacaré-mariposa e jacaré-verde. Seu nome *latirostris* vem do latim largo ou amplo (*lati*) e rostro (*rostris*), esse nome se dá pelo marcante focinho largo que o difere claramente dos outros crocodilianos (Brochu, 1999).

Piña *et. al* (2007) explicam que o *Caiman latirostris* possui uma das distribuições geográficas mais amplas entre todos os crocodilianos, em termos latitudinais. Estendendo-se

de 5° S à 34° S, abarcando as regiões sul, sudeste e nordeste do Brasil, além de alguns trechos da região centro-oeste. Coutinho *et. al* (2013) elaboram que alguns dos estados do Brasil onde são encontradas populações de *Caiman latirostris* são Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais, Espírito Santo, Mato Grosso do Sul, Goiás, Bahia, Sergipe, Alagoas, Pernambuco, Paraíba e Rio Grande do Norte. Em termos continentais esse animal ainda se distribui pelo norte do Uruguai, nordeste da Argentina, sul do Paraguai e sudoeste da Bolívia (figura 3).

Os *Caiman latirostris* são crocodilianos de tamanho mediano, podendo chegar até 3,5 metros de comprimento, salienta-se a raridade de tais animais na natureza sendo os mesmos encontrados em sua grande maioria com no máximo 2 metros de comprimento, é o que explicam Piña *et. al* (2010). De acordo com Piña *et. al* (2007) são animais que apresentam um padrão de coloração verde escuro, com manchas negras na cabeça e na nuca além de uma osteoderma bastante ossificada em seu dorso, vivendo predominantemente em ambientes como várzeas, pântanos e mangues, que possuem vegetação e águas lânticas.

Figura 3 - Distribuição geográfica do *Caiman latirostris*



Fonte – Coutinho (2013)

Os hábitos reprodutivos desses animais são descritos por Piña *et. al* (2010), os autores explicam que assim como todos os outros aligatóríneos o *Caiman latirostris* constrói ninhos em forma de montículos de material vegetal e terra, durante a estação chuvosa. As fêmeas costumam por entre 18 e 50 ovos, havendo relatos de até 129 ovos em um mesmo ninho, sendo isto em decorrência de múltiplas fêmeas utilizarem o mesmo local de desova.

Brochu (1999) relata que sua alimentação é composta principalmente por caracóis, camarões, peixes e pássaros, contudo, são animais de hábito alimentar não seletivo, significando que podem se alimentar das mais variadas fontes.

2.2.2 Fisiologia do sistema circulatório dos crocodilianos

Mitchell (2009) explica que muitas são as diferenças morfológicas entre os répteis e os mamíferos, de modo que os conhecimentos adquiridos sobre uma classe não pode ser extrapolado para o outro. Um bom exemplo disto é o coração de três câmaras presente em todos os répteis, com exceção dos crocodilianos. Estes animais são os únicos representantes da classe *Reptilia* a possuírem um coração com quatro câmaras cardíacas.

Os crocodilianos são animais com hábitos aquáticos, sendo necessária uma série de adaptações cardiovasculares que permitam estes hábitos (Axelsson, 2001). Mitchell (2009) explica que não há mistura de sangue venoso e arterial no interior do coração, diferentemente dos outros répteis que através da comunicação entre os dois ventrículos pela formação incompleta do septo interventricular realizam a mistura sanguínea. Os crocodilianos possuem três mecanismos que permitem o *shunt* pulmonar-sistêmico e a consequente manutenção dos seus hábitos aquáticos (Axelsson, 2001).

O primeiro dos mecanismos descritos por Axelsson (2001) é o conus subpulmonar, localizado no ventrículo direito, na região do fluxo de sangue para o pulmão, proximal aos folhetos da valva pulmonar. O autor relata que é uma região com atividade elétrica separada do resto do ventrículo, formada por tecidos nodulares chamados de *cog-teeth*. Axelsson (2001) relata que esse tecido pode ter um papel fundamental no início do Shunt, realizando uma diminuição do lúmen do fluxo sanguíneo pulmonar e, dessa forma, gerando uma maior resistência no fluxo para essa região, servindo assim como um dos precursores para a mudança de fluxo que ocorre no coração desses animais. Axelsson (2001) descreve o mecanismo do conus subpulmonar como dependente de receptores β -adrenérgicos, onde a diminuição no nível dos receptores β -adrenérgicos promove o aumento da contração do conus durante a sístole ventricular, dessa forma, caso haja níveis elevados desse neurotransmissor o

conus irá permanecer relaxado fazendo com que a circulação siga o caminho semelhante ao visto em mamíferos e aves.

Ressalta-se que os crocodilianos possuem duas aortas, uma esquerda, menor e menos calibrosa, originada do ventrículo direito, direcionada para as vísceras e uma direita maior e mais calibrosa, originada do ventrículo esquerdo (Grigg, 1991). A aorta esquerda, contudo, não é preenchida por sangue venoso. Isso ocorre por conta da diferença de pressão existente entre a aorta e o ventrículo direito, tendo a aorta uma pressão mais elevada que este e impedindo a passagem de sangue para seu interior (Axelsson, 2001).

Mitchell (2009) descreve o segundo mecanismo, o forame de Panizza, uma abertura entre a aorta esquerda e a aorta direita. Em uma situação onde não está ocorrendo *shunt*, o ventrículo direito não consegue vencer a pressão exercida pela aorta esquerda, de modo a não conseguir preenchê-la, dessa forma, o sangue que flui em seu interior é originado do ventrículo esquerdo, através do forame de Panizza (Mitchell, 2009). Durante a sístole ventricular, o folheto medial da valva aórtica direita fecha o forame, impedindo a passagem de sangue, mas durante a diástole ocorre o fechamento dessa valva, a abertura do forame e a consequente passagem de sangue arterial para dentro da aorta esquerda (Grigg, 1991). Em uma situação de mergulho, ocorrerá um aumento da resistência pulmonar em decorrência do acúmulo de oxigênio nesses órgãos, não obstante, ocorrerá também o aumento da resistência presente na artéria pulmonar pelo conus sub-pulmonar gerando um aumento significativo de pressão no interior do ventrículo direito, de modo que este conseguirá vencer a pressão presente na aorta esquerda, conseguindo então fazer o sangue fluir através desse vaso e assim iniciar o *shunt* pulmonar-sistêmico (Axelsson, 2001).

O terceiro e último mecanismo se trata da anastomose aórtica, uma conexão muscular curta entre as duas aortas, posterior ao coração (Axelsson, 2001). Essa comunicação entre esses vasos permite, em situações onde não há *shunt*, a passagem do sangue arterial da aorta direita para a aorta esquerda. Quando há um processo de *shunt* a anastomose é fechada pelas fibras musculares nela presente, semelhante a um esfíncter, diminuindo a pressão no interior da aorta esquerda e facilitando a passagem de sangue do ventrículo direito para o seu interior (Axelsson, 2001).

Como explica Mosley e Mosley (2015) diferentemente dos outros répteis que possuem somente três câmaras cardíacas e realizam mistura de sangue venoso e arterial dentro do coração, com alterações na absorção e eliminação dos anestésicos inalatórios, isso não ocorre nos crocodilianos. Apesar de esses animais serem capazes de permanecerem períodos

prolongados em apneia, durante anestesia as funções fisiológicas do animal estão deprimidas podendo fazer com que estruturas como as valvas *cog-teth* e a anastomose aórtica não funcionem de maneira adequada, sendo importante que se institua ventilação controlada durante todo o procedimento (Mosley e Mosley, 2015).

2.2.3 Sistema Porta-Renal

Os répteis foram os primeiros vertebrados, evolutivamente, a não possuírem uma fase de vida larval aquática, de modo que há exemplares dessa ordem que possuem vida exclusivamente terrestre (Holz, 2020). Desse modo, esses animais tiveram que desenvolver formas de sobreviver a períodos de privação de água. Desenvolvendo assim diversas modificações morfológicas que permitissem a sobrevivência em tais cenários (Holz, 2020).

Schmidt-Nielsen e Skadhauge (1967) explicam que os répteis não conseguem produzir uma urina hipertônica como ocorre com os mamíferos, sendo, portanto, necessários outros mecanismos para promover a menor excreção de água em situações de privação deste elemento. Para tanto, os animais pertencentes desta ordem diminuem a taxa de filtração glomerular através da diminuição de glomérulos disponíveis para realizar a filtração. Esse mecanismo ocorre pela liberação de Arginina Vasotocina pela glândula pituitária (Holz, 2020). Esse hormônio atua promovendo a constrição das arteríolas glomerulares aferentes, fazendo com que a passagem de íons pelo epitélio tubular diminua até cessar completamente. O sistema porta-renal atua para evitar que ocorram lesões isquêmicas pela não perfusão dos túbulos renais. Para evitar que ocorra uma lesão isquêmica pela não perfusão nos túbulos renais surge então o sistema porta-renal (Holz, 2020).

De acordo com Fleming (2014) esse sistema é composto pela veia porta renal oriunda da veia epigástrica e da veia ilíaca externa. Essa configuração vascular permite com que o sangue oriundo da região mais caudal do animal possa passar pelos rins antes de seguir para a circulação sistêmica. De acordo com Holz (2020) o controle desse *shunt* ainda é incerto, mas já foram evidenciados em *Gallus gallus domesticus* a presença de válvulas, que abrem sob ação da adrenalina, permitindo a circulação normal do sangue, e que fecham sob a ação da acetilcolina, fazendo com que o *shunt* ocorra.

Como explicado por Giuseppe *et. al* (2018) esse sistema tende a entrar em ação somente em casos de desidratação, onde para evitar o dano isquêmico nos túbulos renais em decorrência da diminuição do fluxo sanguíneo glomerular, essas estruturas tem sua perfusão mantida pelo sangue oriundo do *shunt* do sistema porta-renal.

A ativação do *shunt* porta-renal mediante a necessidade dos animais estarem desidratados faz com que a aplicação de medicações pré-anestésicas e indutoras possa ser realizada na região mais caudal do animal sem a preocupação de haver a excreção de tais fármacos antes de chegarem à circulação sistêmica. Contudo, pela dificuldade de se definir o nível de desidratação dos répteis, incluindo os crocodilianos, recomenda-se a aplicação, sempre que possível, na região mais cranial do animal (Fleming, 2014).

2.2.4 Sistema Respiratório

Os crocodilianos possuem um sistema respiratório bem desenvolvido, composto por dois pulmões conectados a uma traqueia que se inicia posteriormente a glote, que é recoberta pela dobra gular, uma estrutura pronunciada que impede a entrada de água na traqueia durante os mergulhos e alimentação desses animais (Grigg e Gans, 1993).

A traqueia do *Caiman latirostris* é composta por anéis traqueais completos com exceção da região mais cranial da traqueia, onde se encontram alguns anéis incompletos (Alves, 2014).

O fígado dos crocodilianos desempenha um papel importante na sua respiração, ele é conectado a parede celomática por um tecido conectivo de modo que o fígado desempenha um papel semelhante ao do diafragma, atuando juntamente aos músculos intercostais no processo de expansão e contração pulmonar (Griggs e Gans, 1993).

Durante procedimentos anestésicos, a capacidade de realizar a expansão pulmonar e a inspiração é prejudicada pela depressão causada pelos fármacos, sendo importante que seja instituída ventilação controlada de modo a permitir um fornecimento adequado de oxigênio para estes animais (Fleming, 2014).

2.2.5 Controle Térmico

Os répteis diferentemente dos mamíferos e das aves são animais poiquilotérmicos e ectotérmicos o que significa que não conseguem manter sua temperatura corporal por si só, sendo estes dependentes do ambiente para que haja uma regulação de sua temperatura (Barros *et. al*, 2020).

Para tanto, esses animais fazem uso de técnicas para regular sua temperatura, como o ato de tomar sol para aumentar sua temperatura corporal ou o ato de se proteger do sol em sombras ou de ficar dentro da água para baixar a temperatura. Esses comportamentos são mais evidentes nos animais pertencentes a família dos Aligatorídeos por conta dos habitats com

maior variabilidade térmica que esses répteis se encontram, em relação com os crocodilos (Barros *et. al*, 2020).

É importante ressaltar que espécimes grandes costumam ter certa estabilidade térmica por conta de sua maior inércia térmica durante o aquecimento e o resfriamento do seu organismo, resalta-se que esses animais possuem uma maior capacidade de ganhar calor do que de perdê-lo (Barros *et. al*, 2020).

De acordo com Lane (2006) a temperatura ideal para os crocodilianos é entre 25C° e 35C°, contudo, esses animais podem sobreviver em temperaturas muito inferiores. Lane (2006) explica que metabolismo dos crocodilianos é relacionado diretamente com a temperatura corporal desses animais. Diante de uma redução em sua temperatura corporal, haverá uma diminuição do metabolismo desses animais com uma consequente diminuição em sua frequência cardíaca (FC). Sendo importante em procedimentos anestésicos se atentar ao controle de temperatura dos crocodilianos por conta de sua correlação com o metabolismo desses animais. Fleming (2001) relata que em temperaturas de 8°C crocodilos-do-nilo apresentaram uma FC de 1 a 8 batimentos por minuto (bpm), chegando a um intervalo de 24 a 40bpm sob uma temperatura de 28°C.

2.2.6 Anestesia de crocodilianos

Como explicado por Lane (2006), os crocodilianos são animais de difícil manejo, tendo comportamentos agressivos diante de manipulação humana, podendo gerar sérias lesões nos seus tratadores. Lane (2006) explica que os filhotes desses animais possuem hábitos de se esconderem em qualquer abrigo possível, de modo que esses animais acabam por se amontoar nas pontas dos recintos, causando mortes por afogamento ou sufocamento, tornando a reprodução e manutenção dos filhotes uma tarefa laboriosa.

A administração de fármacos pela via intravenosa (IV) nos crocodilianos é bastante desafiadora. Wilhite (2022) explica que as grandes escamas espalhadas pelo corpo do animal juntamente com grossa camada muscular, fazem com que o acesso aos vasos desses animais seja algo dificultoso e com a impossibilidade da manutenção de um acesso venoso ou arterial viável por longos períodos. Dificultando a mensuração de parâmetros como a pressão arterial invasiva e anestésias que fazem uso de fármacos de uso exclusivo da via intravenosa para manutenção do plano anestésico, como o Propofol (Wilhite, 2022).

Por essas razões poucos são os estudos realizados voltados para farmacocinética, farmacodinâmica e elaboração dos parâmetros fisiológicos nesses animais. De modo que a

maior parte dos fármacos disponíveis no mercado não possuem doses pré-estabelecidas para crocodilianos e somente FC, frequência respiratória (FR) e temperatura.

2.2.6.1 Medicação pré-anestésica

2.2.6.1.1 Opioides

Inicialmente muito se discutia sobre se os crocodilianos possuíam nocicepção semelhante à vista em mamíferos, trazendo com sigo a discussão sobre a eficácia dos fármacos opioides em tais animais. Com a publicação do trabalho de Kanui *et. al* (1990) ficou claro que os crocodilianos sentem dor como os outros animais, havendo diferença na maneira como ela é expressa e que os opioides possuem ação analgésica para estes animais.

Thurmon *et. al* (1996) explica que etorfina é um opioide bastante utilizado em crocodilianos, por conta de seu alto potencial analgésico e sedativo, facilitando o manejo dos animais. Seu uso, contudo, trás muitos riscos para os humanos que a manipulam por conta do seu potencial tóxico fatal.

Sladky (2008) diz que o uso de butorfanol não é uma opção viável para crocodilianos por conta de sua incerta capacidade de promover analgesia nos repteis, demonstrada a partir da resposta analgésica obtida tanto em tartarugas-de-orelha-vermelha e dragões-barbados. Onde após a administração de 20 miligramas por quilo (mg/kg) de Butorfanol não foi obtida resposta analgésica.

A Morfina é um fármaco que pode ser indicado para controle da dor em crocodilianos. Como demonstrado por Kanui e Hole (1992), tendo a dose de 0,8mg/kg administrados pela via intramuscular (IM) em *Crocodylus porosus* apresentado boa resposta analgésica.

2.2.6.1.2 Benzodiazepínicos

O uso de benzodiazepínicos em crocodilianos é pouco descrito na literatura, já foi relatado uso de Diazepam na dose de 0,22 a 0,62 mg/kg 20 minutos antes da administração de succinilcolina, onde foi observada uma diminuição no requerimento deste fármaco para o efeito desejado (Fleming 2014). Aymen (2021) relata o uso de 1mg/kg de Midazolam em associação com 5 mg/kg de Cetamina e 50µg/kg de Dexmedetomidina, obtendo uma boa indução anestésica.

2.2.6.1.3 Alfa-2 agonistas

O uso de fármacos alfa-2 agonistas é viável, mas Fleming (2014) relata que fármacos como a Xilazina em doses de 3 a 11mg/kg pela via IM não obtiveram efeito notável mas a combinação de Xilazina na dose de 1 a 2mg/kg pela via IM juntamente com Cetamina na dose de 20mg/kg pela via IM, foi o suficiente para promover sedação efetiva. Olsson e Phalen (2012) demonstraram que o uso de Medetomidina em doses de 130 a 170 microgramas por quilo ($\mu\text{g/kg}$) obteve respostas positivas, animais pequenos precisaram de doses muito mais elevadas para obter tais efeitos, chegando a 700 $\mu\text{g/kg}$. Monticelli (2018) por sua vez, relata que Medetomidina na dose de 300 $\mu\text{g/kg}$ associada a 15mg/kg de Cetamina demonstrou-se ser um protocolo efetivo para promover sedação efetiva em crocodilos-do-nilo. O uso de Dexmedetomidina nesses animais é pouco relatado, decorrente do custo e da concentração do produto, sendo o trabalho de Aymen (2021) um dos únicos a utilizar esse fármaco, na dose de 50 $\mu\text{g/kg}$ em associação a 5mg/kg de Cetamina e 1mg/kg de Midazolam.

O uso de fármacos alfa-2 agonistas é vantajoso pela possibilidade de se reverter estes fármacos com seus antagonistas, Atipamezole e Ioimbina. Diminuindo o tempo de recuperação anestésica dos pacientes, algo importante em animais como os crocodilianos que podem ter uma recuperação anestésica mais prolongada por conta do seu metabolismo mais lento (Fleming, 2014).

2.2.6.2 Fármacos indutores

2.2.6.2.1 Anestésicos Dissociativos

Anestésicos dissociativos como a Cetamina, são fármacos amplamente utilizados nos crocodilianos, principalmente para fins de contenção química de tais animais (Fleming, 2014).

Trabalhos como o de Aymen (2021) e Monticelli (2018) demonstram também a eficácia desse fármaco como um indutor para anestésias cirúrgicas. São fármacos utilizados em associação principalmente com alfa-2 agonistas por conta de sua sinergia, promovendo imobilização e relaxamento muscular (Monticelli, 2018).

Fleming (2014) relata que em crocodilos-do-nilo doses entre 59 e 110 mg/kg resultaram na morte dos animais, doses de 18 a 45 mg/kg obtiveram pouco efeito nos animais, sendo recomendado um intervalo de dose de próximo a 50mg/kg. Aymen (2021) relata que a dose de 5mg/kg de Cetamina, em associação com Dexmedetomidina e Midazolam, é suficiente para que seja possível realizar intubação desses animais, valor bem inferior aos relatados por Fleming (2014).

2.2.6.2.2 Propofol

O propofol é um ótimo agente indutor para os crocodilianos. De acordo com Fleming (2014), uma única administração de propofol é capaz de promover um plano anestésico adequado para um procedimento cirúrgico com duração de 15 a 25 minutos, com retorno dos reflexos entre 25 e 40 minutos. Em outros répteis doses de 10 a 15 mg/kg foram relatadas, para Fleming (2014) doses de 1 a 2 mg/kg para animais maiores tem sem mostrado o suficiente. Stegmann (2017) descreve em seu trabalho com crocodilos-do-nilo que a dose de 0,1mg/kg de Propofol foi suficiente para induzir o animal em plano anestésico e permitir sua intubação.

Existem empecilhos que fazem com que o propofol não seja um fármaco de uso tão rotineiro na clínica de crocodilianos. O principal desses problemas é sua administração exclusivamente pela via IV, fazendo necessária a realização de um acesso venoso nesses animais, o que pode ser um grande desafio principalmente em animais grandes e obesos. Esse também é o motivo pelo qual TIVAs e PIVAs não são amplamente utilizadas nesses animais, sendo ainda necessário o uso da anestesia inalatória para tais situações (Fleming, 2014).

2.2.6.3 Anestesia inalatória

Steffey (2009) explica que a anestesia inalatória é uma técnica muito bem conhecida com fármacos seguros e de rápida eliminação. Na medicina de crocodilianos, esta técnica não é algo rotineiramente utilizado em decorrência da necessidade de intubação e do suporte de oxigênio, sendo necessária uma estrutura hospitalar para realização de tal técnica e tendo em vista que a maior parte dos procedimentos realizados em crocodilianos tendem a ser em ambientes sem tal estrutura, pouco é o seu uso (Fleming, 2014). Contudo, ela permanece sendo uma das técnicas mais recomendadas para manutenção do plano anestésico desses animais durante o transoperatório (Fleming 2014).

Os répteis, diferente dos mamíferos, possuem os anéis traqueias completos, de modo que o cuff não pode ser totalmente inflado nesses animais, havendo risco de necrose avascular na mucosa (Fleming 2014). É recomendado que assim que o procedimento cirúrgico acabe o oxigênio a 100% seja desligado e o animal comece a respirar o ar presente no ambiente, para assim auxiliar em uma recuperação mais rápida (Fleming, 2014).

2.2.6.4 Monitoração anestésica

A monitoração anestésica é uma parte crucial de uma anestesia segura e balanceada, sendo responsável por mostrar ao anestesista como estão os parâmetros vitais do paciente (Fleming, 2014).

A aferição da FC pode ser realizada com auxílio de um transdutor doppler, colocado sob o coração do animal ou sob uma artéria calibrosa como a artéria coccígea ventral (Fleming, 2001). Pode-se ainda fazer a utilização do ECG para monitorar a atividade elétrica do coração e a FC. O posicionamento dos seus eletrodos de acordo com Mitchell (2009) pode ser semelhante ao de mamíferos, nos membros posteriores e anteriores, com a alteração da necessidade de se utilizar um objeto metálico perfurante para transfixar a pele e ser usado de fixação pelos eletrodos. Isso se faz necessário pela grossura das escamas presentes nos crocodilianos, o que impede o funcionamento adequado dos adesivos e a fixação adequada dos ganchos.

Fleming (2001) relata que *Alligator mississippiensis* em um ambiente isolado de seres humanos apresentaram intervalos de frequência respiratória (FR) e FC de 0,6 e 11,6 respirações por minuto (rpm) e 1,6 e 14,2 batimentos por minuto (bpm). Quando em contato com seres humanos esses valores chegaram a 6 rpm e 30bpm.

Fleming (2014) explica que o dióxido de carbono de final de expiração (EtCO₂) é um parâmetro que pode ser facilmente mensurado em crocodilianos através de um capnógrafo. Não existem valores pré-estabelecidos do intervalo de EtCO₂ para os crocodilianos. Stegmann (2017) obteve em cinco crocodilos-do-nilo um intervalo de 8 a 30 milímetros de mercúrio (mmHg).

Medição de pressão arterial invasiva nesses animais é desafiador pela dificuldade de se manter um acesso arterial viável durante um longo período de tempo. Os oscilométricos, por serem produzidos para serem utilizados em membros humanos, que são longos e finos, não possuem uma boa acurácia em animais com membros curtos e grossos, como os crocodilianos (Fleming, 2014). Não existem valores pré-estabelecidos de pressão arterial em crocodilianos.

A avaliação da saturação de oxigênio no sangue (SaO₂) é pouco relatada nestes animais. Fleming (2014) explica que por conta da grossura da pele e da pigmentação intensa dos crocodilianos, o uso de oxímetros se torna muitas vezes inviável. Stegmann (2017) relata que encontrou valores de SaO₂ de 50% todos os cinco animais de seu estudo, mas que tais valores não poderiam ser considerados precisos, tendo em vista o fornecimento de oxigênio 100% para os crocodilos.

A mensuração da temperatura pode ser realizada com auxílio de um termômetro digital pela via cloacal ou com um termômetro esofágico, sendo o intervalo adequado de temperatura dos crocodilianos de 25 a 35°C. Valores menores que estes irão promover bradicardia intensa e valores acima podem causar lesão cardíaca (Fleming, 2014).

2.3 Relato de caso

No dia 18 de julho de 2024 foi encaminhado para o Hospital Veterinário da FMVZ UNESP uma jacaré fêmea da espécie *Caiman Latirostris* pesando 19,6 kg, levada pelo batalhão da policia ambiental com suspeita de ingestão de anzol. De acordo com os mesmos, o animal havia sido encontrado na beira de um lago nas proximidades de Botucatu, por um transeunte que percebeu que o réptil estava preso a uma corda fixada na encosta.

Ao chegar ao hospital o animal foi encaminhado para o centro de medicina e pesquisa de animais silvestres (CEMPAS) onde foi realizada a avaliação inicial do paciente. Foi constatada a presença de uma secreção mucosanguinolenta na cavidade oral do animal. O animal estava apático, com reação diminuída aos estímulos realizados pela equipe médica durante o exame físico.

O animal foi levado para realização de uma tomografia computadorizada de caráter de urgência, para se avaliar a real localização do corpo estranho. O animal foi devidamente contido com três cordas amarrando respectivamente a boca, os membros torácicos dorsalmente e os membros pélvicos da mesma maneira (Figura 4). Em seguida colocou-se um pano por cima dos olhos do réptil, tendo em vista que os jacarés tendem a se acalmar na ausência de estímulos luminosos (Vliet, 2014). Após o exame, foi possível identificar dois anzóis no interior do animal, o primeiro localizado na porção cervical do esôfago na altura da quarta vértebra cervical. Já o segundo anzol foi visto no estômago e adentrando a cavidade celomática, onde foi possível visualizar uma grande quantidade de líquido intracavitário. A partir dos achados decidiu-se por realizar a retirada cirúrgica dos artefatos em caráter emergencial.

A avaliação pré-anestésica do paciente consistiu em avaliar a FC e a FR, ambas dando respectivamente, 30bpm e 9 respirações por minuto (rpm). Não foi possível realizar a coleta do sangue no animal previamente à anestesia por conta de seu comportamento irradiao frente a estímulos dolorosos, impedindo assim a elaboração de um hemograma e de uma hemogasometria. A partir das lesões apresentadas no exame de imagem, a ausência de exames

complementares e pelo comportamento do animal ele foi classificado como um paciente ASA IV E.

Figura 4 - Contenção física do *Caiman latirostris*



Fonte: Acervo Pessoal

Ao início da anestesia instituiu-se a oferta de oxigênio na máscara juntamente com Isoflurano na concentração alveolar mínima (CAM) de 3% em um fluxo constante de 2 litros por minuto. Após cinco minutos, o animal diminuiu ainda mais sua resposta a estímulos externos sendo realizada a MPA do paciente, consistindo em morfina na dose 0,3 mg/kg IM no membro pélvico direito. Após 10 minutos da administração da MPA iniciou-se as tentativas de se realizar um acesso venoso no animal. A veia de escolha foi a veia caudal, onde foram realizados dois acessos, o primeiro sendo perdido alguns segundos após a fixação, o segundo foi fixado com êxito entre as escamas do animal permitindo sua indução, com o agente anestésico Propofol na dose de 10mg/kg 30 minutos após início do procedimento (figura 5a). Foi percebido com 5 minutos da administração a perda dos reflexos posturais do animal bem como a perda do tônus mandibular, permitindo a intubação.

Após a indução do animal deu-se início o processo de intubação do mesmo. O jacaré permaneceu em decúbito esternal, sendo realizada a abertura da cavidade oral para fixação de um suporte cilíndrico de madeira para impedir o fechamento da boca em caso de

superficialização do plano anestésico. Com auxílio do laringoscópio foi feita visualização da epiglote, que estava comprometida por conta do alto acúmulo de líquido mucosanguinolento na região. Com auxílio de compressas foi realizada a retirada da maior parte do líquido deu-se seguimento com a intubação propriamente dita, sendo esta realizada com uma sonda 6.5 com cuff desinflado (figura 5b). O animal foi mantido no circuito Bain com um vaporizador calibrado de Isoflurano utilizando uma CAM inicial de 1.5V%. O jacaré foi mantido em ventilação controlada de forma manual, para garantir uma perfusão adequada de oxigênio durante o procedimento.

Iniciou-se então a monitoração dos parâmetros do réptil. Foram posicionados os eletrodos do eletro cardiograma (ECG), utilizando agulhas 30 x 0.8 milímetros como fixadores na pele do animal (figura 5a). O posicionamento dos eletrodos seguiu o mesmo padrão utilizado em pequenos animais. Foi feita a conexão do circuito com um capnógrafo *mainstream* para mensuração do CO₂ expirado. Posicionou-se um transdutor doppler para auscultar o pulso e a frequência do animal. Por fim, foi instituído protocolo de aquecimento do paciente com auxílio de um insuflador.

As 2h20 de procedimento foi feita a remoção do primeiro anzol, localizado no estômago. A cavidade celomática estava tomada por um líquido semelhante ao encontrado na cavidade oral do animal, com um odor fétido forte. Verificou-se a presença de uma perfuração no estômago e uma lesão no pulmão direito. Estas lesões foram suturadas e procedeu-se para o fechamento da cavidade.

Com 3 horas de procedimento foi feita a mudança de decúbito do animal para que fosse realizada a remoção do segundo anzol. O animal foi posto em decúbito dorsal para que se pudesse realizar o acesso cirúrgico da região ventral do esôfago cervical.

Às 3h50 de anestesia deu-se o fim do procedimento cirúrgico, onde o animal foi novamente colocado em decúbito esternal e o Isoflurano foi desligado, deixando somente a oferta de oxigênio para o animal. Com 15 minutos do fim do procedimento, percebeu-se um acúmulo de secreção no interior do traqueotubo, impossibilitando a passagem adequada de oxigênio. Sendo necessária a substituição por um novo traqueotubo e a consequente reintubação do paciente, para fosse possível a oferta adequada de oxigênio para o jacaré até a recuperação do seu tônus respiratório.

Com 35 minutos do fim do procedimento cirúrgico o animal começou a realizar alguns poucos movimentos respiratórios espontâneos, mas ainda sem a presença de reflexos ante estímulos motores nos seus membros pélvicos ou reflexo postural ante mudança de decúbito.

O animal foi então retirado do sistema de ventilação e colocado no solo para que pudesse ter sua contenção realizada de maneira mais segura para a equipe.

Após uma hora que a anestesia inalatória havia sido encerrada o animal começou a demonstrar reflexos posturais e de deglutição, sendo realizada sua extubação. Sendo em seguida liberado para a internação do hospital, onde foi medicado pela equipe do CEMPAS. Durante as primeiras 3h de procedimento a FC manteve-se entre 25 a 50bpm, após a mudança de decúbito até o fim da anestesia a FC permaneceu entre 40 e 65bpm, a FC média ao longo de todo o procedimento foi de 48bpm. A FR foi mantida em 10rpm até a mudança de decúbito onde, em decorrência da sutura realizada no pulmão, foi diminuída para 5rpm, com menor amplitude no preenchimento do pulmão. A EtCO₂ variou entre 5 e 20 milímetros de mercúrio (mmHg) ao longo do procedimento.

Figura 5 - Preparação anestésica do *Caiman latirostris*, (a) fixação dos eletrodos para monitoração eletrocardiográfica, (b) intubação, (c) indução anestésica



Fonte: Acervo Pessoal

A mensuração da ETCO₂ do animal foi aferida nos dez primeiros minutos de procedimento, obtendo valores de 12mmHg e 6mmHg. Do décimo minuto até os 40 primeiros minutos não foi obtido nenhum valor de ETCO₂. Após esse período, até o fim do procedimento, a ETCO₂ variou entre 5mmHg e 20mmHg, com uma média de 8mmHg. A CAM foi mantida durante todo o procedimento em 1,5V%.

2.4 Discussão

Poucos são os estudos de anestesiologia voltados para os crocodilianos, mais escassos ainda são os específicos para o *Caiman latirostris* de modo que boa parte das técnicas e protocolos usados nesses animais são extrapoladas de outros filogeneticamente próximos.

A MPA do paciente foi feita utilizando 0,3mg/kg de Morfina, uma dose inferior a descrita por Kanui *et. al* (1992), que em seu estudo com *Crocodilus niloticus africana* relatou que o intervalo de dose da Morfina para esses animais seria de 0,5 a 1,0mg/kg aplicado pela via IM. Sladky (2007) descreve em seu trabalho com tartarugas-orelha-vermelha que com a dose de 1,5mg/kg pela via subcutânea (SC), os animais apresentaram uma boa resposta analgésica por um período de oito horas, com uma pronunciada depressão respiratória por um período de três horas. Os animais utilizados em ambos os trabalhos pesavam menos de 1kg, contrastando com os 19,6kg do jacaré-de-papo-amarelo relatado nesse trabalho. É descrito por autores como Griggs e Gans (1993) que o tamanho dos crocodilianos está diretamente relacionado com seu metabolismo, onde animais maiores possuem uma perda de calor mais lenta, além de uma maior sensibilidade a doses de fármacos utilizados em animais menores da mesma espécie. A dose utilizada de 0,3mg/kg pela via IM foi preconizada de modo a promover uma menor depressão respiratória juntamente com uma resposta analgésica adequada. Ao longo do procedimento a FC manteve-se dentro dos padrões relatados por Loveridge (1979) de modo que não se pode dizer, a partir desse parâmetro, que o animal estava sentindo dor ao longo do procedimento.

A morfina foi escolhida como fármaco para realizar a MPA pela sua segurança e bom efeito analgésico relatado (Kanui *et. al* 1992). A Etorfina não é comercializada no Brasil, dificultando seu acesso e consequentemente seu uso. A Metadona não possui doses pré-estabelecidas para répteis, havendo somente um estudo farmacocinético realizado por Escobar e Barletta (2020) em *Gallus gallus domesticus*. O Butorfanol como demonstrado por Sladky (2008), possui uma ação analgésica controversa em répteis, não podendo-se extrapolar seu potencial analgésico para outros répteis sem estudos individualizados.

Autores como Perrin e Bertelsen (2017) relatam que para animais menores como os dragões-barbados, doses de 10 a 12mg/kg de Propofol são necessárias para promover uma indução anestésica adequada. O jacaré-de-papo-amarelo do relato precisou de uma dose de 10mg/kg para que fosse possível realizar a sua intubação com segurança. Estudos como o de Fleming (2014) falam sobre o uso de doses menores, como 2mg/kg, contudo, a resposta observada no paciente do relato não foi satisfatória nesta dose.

O uso de anestésicos inalatórios em crocodilianos, para manutenção de plano cirúrgico é relatado em trabalhos como o de Stegmann (2017) e Monticelli (2018), onde foi concluído que o uso destes fármacos promove uma boa manutenção de plano com uma recuperação tranquila. Stegmann (2017) relata que para a manutenção de um crocodilo-do-nylo de 24kg foi instituída uma taxa de 1,5V% de Isoflurano, valor igual ao utilizado no jacaré-de-papo-amarelo do relato.

Foram utilizados ECG e transdutor doppler para fazer a mensuração da FC do paciente ao longo do procedimento. Fleming (2014) relata que ambos métodos funcionam e podem ser utilizados com tal finalidade. Os valores encontrados para FC no período transoperatório se assemelham aos apresentados por Monticelli(2018) e Stegmann (2017) em seus relatos. Demonstrando que tais valores se encontram dentro do esperado para os crocodilianos.

O animal foi mantido durante todo o procedimento com uso de insuflador para que sua temperatura não reduzisse drasticamente, causando uma redução metabólica com consequente redução da FC, como explica Griggs e Gans (1993).

Não existem valores pré-estabelecidos para EtCO₂ em crocodilianos e há poucos trabalhos na literatura que relatam a mensuração desses valores nessas espécies. A mensuração da EtCO₂ no paciente do presente relato foi feita com finalidade de se avaliar a tendência de variação do animal, por conta da não disponibilidade de dados na literatura. Stegmann (2017) relata que foi obtido uma variação de 8 a 30mmHg em cinco crocodilos utilizados em seu estudo. Os valores apresentados por Stegmann (2017) são semelhantes aos encontrados durante o procedimento anestésico, podendo-se intuir que estes animais são mais tolerantes a baixas concentrações de EtCO₂.

Fleming (2014) descreve que os crocodilianos mantidos em plano anestésico com anestésicos inalatórios devem, sempre que possível, ser colocados em ventilação controlada com uma FR de no mínimo 4rpm. No presente relato, foi instituída uma FR acima do proposto por Fleming (2014) de modo a se assimilar à FR fisiológica do paciente.

Recuperações de anestésias inalatórias em reptéis costumam ter durações mais elevadas do que em mamíferos, como explica Fleming (2001), por conta de seu metabolismo mais lento, havendo um maior tempo na metabolização e eliminação dos fármacos. Fleming (2001) ressalta que o intervalo de recuperação deve ser entre 10 e 60 minutos após fim da anestesia. O paciente apresentou reflexos de deglutição com 1h05 após o fim do procedimento, estando cinco minutos acima do valor estipulado por Fleming (2001). O procedimento ocorreu em 3h50 minuto, um período bastante prolongado que pode levar a

acúmulo do anestésico no organismo, fazendo com que a recuperação seja um pouco mais demorada.

Após a extubação o animal apresentou-se desperto, com uma rápida recuperação de seus reflexos posturais. Não foram realizadas administrações de fármacos no período pós-operatório pela equipe anestésica, pois o paciente ficaria sob os cuidados da internação do hospital, que seria responsável por tais administrações.

3 CONCLUSÃO

Os crocodilianos são animais com uma série de diferenças anatômicas e fisiológicas tanto em relação aos mamíferos quanto em relação aos répteis, de modo que muitas são as peculiaridades relacionadas à anestesia de tais animais, tornando importante para a comunidade médica todos os relatos possíveis a cerca de procedimentos anestésicos realizados nestes animais.

O procedimento anestésico realizado no jacaré-de-papo-amarelo do presente relato demonstrou-se uma anestesia bem sucedida, com um protocolo adequado, gerando conforto e segurança para o animal.

Apesar de não haverem muitos estudos descritivos a cerca de doses pré-estabelecidas ou dos parâmetros fisiológicos de tais animais podem se usar os relatos presentes na literatura para que sejam extrapoladas doses e valores sempre que possível, sendo a eficácia da presente anestesia uma validação desta metodologia.

Estudos devem continuar sendo realizados, de modo a aprimorar cada vez a qualidade das anestésias promovidas nestes animais. Aumentando a segurança e a eficácia de tais procedimentos permitindo também um maior conforto para estes pacientes.

REFERÊNCIAS

- ALVES, A. C. **Descrição morfológica do sistema respiratório e do coração do jacaré-do-pantanal (Caiman yacare, DAUDIN, 1802) proveniente de zoológico.** 2014. 77 p. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2014.
- AXELSSON, M. Physiological Society Symposium - Vagal Control: From Axolotl to Man. **Experimental Physiology**, v. 86, n. 6, p. 785–789, nov. 2001.
- AYMEN, J. et al. Comparison of Ketamine–Dexmedetomidine–Midazolam Versus Alfaxalone–Dexmedetomidine–Midazolam Administered Intravenously to American Alligators (*Alligator mississippiensis*). **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 31, n. 2, 26 jul. 2021.
- BROCHU, C. A. Phylogenetics, Taxonomy, and Historical Biogeography of Alligatoroidea. **Journal of Vertebrate Paleontology**, v. 19, n. sup002, p. 9–100, 14 jun. 1999.
- CAFS fecham o primeiro semestre com 1.099 atendimentos à fauna silvestre.** Disponível em: <<https://www.aen.pr.gov.br/Noticia/CAFS-fecham-o-primeiro-semester-com-1099-atendimentos-fauna-silvestre>>. Acesso em: 10 out. 2024.
- COUTINHO, M. E. et al. Avaliação do risco de extinção do jacaré-de-papo-amarelo *Caiman latirostris* (Daudin, 1802) no Brasil. **Biodiversidade Brasileira**, v. 3, n. 1, p. 13–20, 30 jun. 2013.
- DE BARROS, F. Fisiologia térmica em répteis não-avianos. In: **Fisiologia térmica de vertebrados**. [s.l: s.n.]. p. 179–198.
- ESCOBAR, A. et al. Pharmacokinetics and pharmacodynamics of methadone administered intravenously and intramuscularly to isoflurane-anesthetized chickens. **American Journal of Veterinary Research**, v. 82, n. 3, p. 181–188, 1 mar. 2021.

FLEMING, G. A. Crocodilians (Crocodiles, Alligators, Caiman, and Gharial). **John Wiley & Sons, Inc. eBooks**, p. 325–336, 25 jul. 2014.

FLEMING, G. J. Crocodilian anesthesia. **The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice**, v. 4, n. 1, p. 119–145, vii, 1 jan. 2001.

GIUSEPPE, M. D.; FARACI, L.; LUPARELLO, M. **Preliminary survey on influence of renal portal system during propofol anesthesia in yellow-bellied turtle (*Trachemys scripta scripta*)**. - Journal of Veterinary Medicine and Allied Science, v. 2, n. 1, p. \${pages}, 2018.

GRIGG, G. C.; GANS, C. Morphology And Physiology Of The Crocodylia. p. 326–336, 1 jan. 1993.

GRIGG, Gordon. Biology and evolution of crocodylians. **Choice Reviews Online**, v. 53, n. 02, p. 53-078153-0781, 17 set. 2015.

HOLZ, P. H. Anatomy and Physiology of the Reptile Renal System. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 23, n. 1, p. 103–114, jan. 2020.

KANUI, T. I.; HOLE, K. Morphine and pethidine antinociception in the crocodile. **Journal of veterinary pharmacology and therapeutics (Print)**, v. 15, n. 1, p. 101–103, 1 mar. 1992.

KANUI, T. I.; HOLE, K.; MIARON, J. O. Nociception in Crocodiles: Capsaicin Instillation, Formalin and Hot Plate Tests: COMMUNICATION: Physiology. **ZOOLOGICAL SCIENCE**, v. 7, n. 3, p. 537–540, 15 jun. 1990.

LANE, T. Crocodilians. In: **Reptile Medicine and Surgery**. 11830 Westline Industrial Drive, St. Louis, Missouri: Elsevier, p. 100–117. 2006.

LOVERIDGE, J. P. The immobilisation and anaesthesia of crocodilians. **International Zoo Yearbook**, v. 19, n. 1, p. 103–112, jan. 1979.

MALLEY, D. Reptile anaesthesia and the practising veterinarian. **In Practice**, v. 19, n. 7, p. 351–368, 1 jul. 1997.

MITCHELL, M. A. Reptile Cardiology. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 12, n. 1, p. 65–79, jan. 2009.

MONTICELLI, P. et al. Medetomidine–ketamine–sevoflurane anaesthesia in juvenile Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) undergoing experimental surgery. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 46, n. 1, p. 84–89, 20 set. 2018.

MOSLEY, Cornelia I.; MOSLEY, Craig A. Comparative anesthesia and analgesia of reptiles, amphibians, and fishes. **Veterinary anesthesia and analgesia: The fifth edition of lumb and jones**, p. 784-799, 2015.

NILSSON, S. The crocodilian heart and central hemodynamics. **Cardioscience**, v. 5, n. 3, p. 163-166, set. 1994.

NÓBREGA, Yhuri Cardoso et al. Baseline data on hematological and biochemical parameters for the use of wild juvenile broad-snouted caiman (*Caiman latirostris*) as bioindicators in Atlantic forest, southeastern Brazil. **Science and Animal Health**, v. 9, n. 3, p. 230-245, 2021.

OLSSON, A.; PHALEN, D. Medetomidine immobilisation and atipamezole reversal in large estuarine crocodiles (*Crocodylus porosus*) using metabolically scaled dosages. **Australian Veterinary Journal**, v. 90, n. 6, p. 240–244, 30 mar. 2012.

PERRIN, K. L.; BERTELSEN, M. F. Intravenous Alfaxalone and Propofol Anesthesia in the Bearded Dragon (*Pogona vitticeps*). **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 27, n. 3, p. 123, 1 dez. 2017.

SCHMIDT-NIELSEN, B.; SKADHAUGE, E. Function of the excretory system of the crocodile (*Crocodylus acutus*). **American Journal of Physiology-Legacy Content**, v. 212, n. 5, p. 973–980, 1 maio 1967.

SLADKY, K. K. et al. Analgesic efficacy and respiratory effects of butorphanol and morphine in turtles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 230, n. 9, p. 1356–1362, 1 maio 2007.

SLADKY, K. K.; KINNEY, M. E.; JOHNSON, S. M. Analgesic efficacy of butorphanol and morphine in bearded dragons and corn snakes. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 233, n. 2, p. 267–273, 15 jul. 2008.

STEFFEY, E. P. Inhalation Anesthetics and Gases. **Elsevier eBooks**, p. 288–314, 1 jan. 2009.

STEGMANN, G. F. et al. Long-term surgical anaesthesia with isoflurane in human habituated Nile Crocodiles. **Journal of the South African Veterinary Association**, v. 88, n. 0, p. 1451, 24 fev. 2017.

THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. Preanesthetics and anesthetic adjuncts. In: **Lumb and Jones Veterinary Anesthesia**. 3. ed. Baltimore: Williams and Wilkins, p. 187-232. 1996.

TING, A. K. Y. et al. A Critical Review on the Pharmacodynamics and Pharmacokinetics of Non-steroidal Anti-inflammatory Drugs and Opioid Drugs Used in Reptiles. **Veterinary and Animal Science**, v. 17, p. 100267, set. 2022.

TRANQUILLI, W. J.; GRIMM, K. A.; LAMONT, L. A. Overview, History, and Current Issues in Veterinary Anesthesia and Analgesia. p. 1–9, 21 jun. 2024.

VERDADE, Luciano Martins; PIÑA, Carlos I. O jacaré-de-papo-amarelo (*Caiman latirostris* Daudin, 1802). **Herpetología no Brasil**, v. 2, p. 295-307, 2007.

VLIET, K. A. Crocodilian Capture and Restraint. **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia**, p. 313–323, 25 jul. 2014.

WILHITE, R.; NEVAREZ, J. A review of venipuncture sites in *Alligator mississippiensis* with anatomical description of a novel venipuncture site. **The Anatomical Record**, 9 jun. 2022.

WOUK, Antônio Felipe Paulino de Figueiredo et al. Demografia da medicina veterinária do Brasil 2022. 2023.