

Universidade Federal Rural de Pernambuco
Departamento de Medicina Veterinária
Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária

LORENN COSTA DE OLIVEIRA

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DE RESIDÊNCIA EM ANESTESIOLOGIA
VETERINÁRIA: ANESTESIA GERAL EM TARTARUGA MARINHA VERDE (*Chelonia
mydas*) PARA AMPUTAÇÃO DE NADADEIRA - RELATO DE CASO**

RECIFE
2023

LORENN COSTA DE OLIVEIRA

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DE RESIDÊNCIA EM ANESTESIOLOGIA
VETERINÁRIA: ANESTESIA GERAL EM TARTARUGA MARINHA VERDE (*Chelonia
mydas*) PARA AMPUTAÇÃO DE NADADEIRA - RELATO DE CASO**

Trabalho de Conclusão de Residência apresentado à Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte das exigências do Curso de Pós-Graduação Lato Sensu em Anestesiologia Veterinária, para obtenção do título de Especializada em Anestesiologia.

Tutora: PhD. Ana Paula Monteiro Tenório

Orientador: MSc. Rômulo Nunes Rocha.

Co-orientadora: Dra. Maria Raquel de Almeida

RECIFE
2023

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

O48a

Oliveira, Lorenn Costa de
ANESTESIA GERAL EM TARTARUGA MARINHA VERDE (*Chelonia mydas*) PARA AMPUTAÇÃO DE
NADADEIRA - RELATO DE CASO / Lorenn Costa de Oliveira. - 2023.
69 f. : il.

Orientadora: Romulo Nunes Rocha.
Coorientador: Maria Raquel de Almeida.
Inclui referências.

Trabalho de Conclusão de Curso (Residência) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Residência em Área
Profissional de Saúde em Medicina Veterinária, Recife, 2023.

1. especialização. 2. quelônios. 3. sedação. 4. anestesiologia. I. Rocha, Romulo Nunes, orient. II. Almeida, Maria Raquel
de, coorient. III. Título

CDD 636.089

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DE RESIDÊNCIA- PROGRAMA DE
RESIDÊNCIA EM ÁREA PROFISSIONAL DA SAÚDE EM MEDICINA
VETERINÁRIA
SUBÁREA: ANESTESIOLOGIA VETERINÁRIA**

**ANESTESIA GERAL EM TARTARUGA MARINHA-VERDE (*Chelonia mydas*)
PARA AMPUTAÇÃO DE NADADEIRA - RELATO DE CASO**

Trabalho de Conclusão de Residência apresentado à Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte das exigências do Programa de Residência em Área Profissional da Saúde em Medicina Veterinária, para obtenção do título de Especializada em Anestesiologia Veterinária.

Aprovado em 24/02/2023

Profa. Dra. Ana Paula Monteiro Tenório
Tutora- Membro titular

Msc. Rômulo Nunes Rocha
Preceptor- Membro titular

Dra. Maria Raquel de Almeida
Membro titular

Ao único, eterno, e perfeito Deus, dedico.

À minha família, dedico.

Aos animais que pude trazer conforto, dedico.

Aos mestres que me acolheram, dedico.

Aos meus amigos que estão sempre comigo, dedico.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Jesus Cristo, autor e consumidor da minha fé.

Agradeço aos meus pais por todo apoio, amor, base emocional e espiritual.

Agradeço aos meus familiares e amigos por me apoiarem e torcerem tanto por mim.

Agradeço aos meus R2, Agnes, Joana, Karine e Alexandre que me ajudaram e fizeram meu primeiro ano de residência ser mais leve, sinto saudades de vocês.

Agradeço as minhas amigas residentes Lívia, Rafaela, Íris e Jeanne por serem apoio, conforto, alegria e força nesses anos.

Agradeço aos técnicos, Raquel, Rômulo, Robério, Jesualdo e Fábio por tantos ensinamentos, conselhos e broncas. Vocês foram verdadeiros mestres. Agradeço também pela amizade construída ao longo da residência.

Agradeço a Professora Ana Paula por me apoiar e dar suporte nos meus primeiros passos na Anestesiologia, a senhora foi essencial. Agradeço à professora Grazielle, por ser uma mãezona e trazer conforto, amizade, conselhos e ser suporte para os residentes.

Agradeço a minha amiga Clara, que sonhou e lutou comigo para estar na residência, obrigada por estar comigo nessa caminhada e por ser minha amiga.

Agradeço a minha Rparça Iana, que enfrentou comigo tantos desafios, que compartilhou dores e alegrias, e que me ensinou tanta coisa, obrigada por tudo que vivemos.

Agradeço a Déborah, que esteve comigo por pouco menos de um ano, mas que também sonhou comigo para estarmos juntas e fazendo o que amamos, obrigada por sua amizade, seus conselhos e força.

Agradeço aos meus R1, Alan e Maynara, por serem amigos, profissionais e companheiros nesse pouco tempo de caminhada, sentirei saudades dos nossos momentos juntos.

Agradeço a Ilma, Josi e Keila por serem o coração do bloco cirúrgico e por serem amigas, mães e conselheiras, sem vocês a rotina seria difícil.

Agradeço a todos os funcionários do hospital que me apoiaram, incentivaram e deram palavras de carinho.

Agradeço a todos os professores e profissionais que me incentivaram e apoiaram.

Agradeço a cada estagiário por me permitir ser alguém melhor e por me ajudar numa rotina tão árdua e corrida.

Agradeço aos amigos da Primeira Igreja Batista em Engenho do Meio, pelo apoio e forças.

Agradeço a cada animal que pude aliviar a dor, e pelos que ainda poderei aliviar.

“E Deus criou as grandes baleias, e todo o réptil de alma vivente que as águas abundantemente produziram conforme as suas espécies; e toda a ave de asas conforme a sua espécie; e viu Deus que era bom. ”Viu Deus tudo quanto fizera, e eis que era muito bom..”

Gênesis 1. 21, 31

RESUMO

O Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco caracteriza-se como uma pós-graduação *lato sensu*, com foco no treinamento em serviço e com regime de tempo integral. Esta modalidade possui duração de 24 meses, equivalente a uma carga horária mínima de 5.760 horas, subdivididas em 1.152 horas (20%) de atividades teóricas e teórico-práticas e 4.608 horas (80%) de atividades práticas. O programa também contempla uma carga horária de 960 horas de atividades realizadas em saúde pública nas áreas de Vigilância em Saúde e na Atenção Básica em Saúde, mais especificamente no Núcleo de Apoio à Saúde da Família (NASF-AB). Durante o segundo ano de residência, é possível realizar o estágio de vivência em um período de 01 mês, para que o residente vivencie rotinas e realidades que não foram possíveis em sua instituição de origem. Objetivou-se no primeiro capítulo deste trabalho, descrever as atividades teóricas-práticas realizadas na área de concentração no Hospital Veterinário Universitário (UFRPE) e as atividades desenvolvidas no Sistema Único de Saúde. No segundo capítulo, objetivou-se relatar um caso de anestesia geral em tartaruga marinha-verde (*Chelonia mydas*) para amputação de nadadeira.

Palavras-chave: especialização, quelônios, sedação, anestesiologia

ABSTRACT

The Residency Program in the Professional Area of Health in Veterinary Medicine at the Federal Rural University of Pernambuco is characterized as a *lato sensu* postgraduate course, focused on in-service training and on a full-time basis. This modality lasts for 24 months, equivalent to a minimum workload of 5,760 hours, subdivided into 1,152 hours (20%) of theoretical and theoretical-practical activities and 4,608 hours (80%) of practical activities. The program also includes a workload of 960 hours of activities carried out in public health in the areas of Health Surveillance and Primary Health Care, more specifically in the Support Center for Family Health (NASF-AB). During the second year of residency, it is possible to carry out the experience internship in a period of 01 month, so that the resident experiences routines and realities that were not possible in their home institution. The objective of the first chapter of this work was to describe the theoretical-practical activities carried out in the concentration area at the University Veterinary Hospital (UFRPE) and the activities developed in the Unified Health System. In the second chapter, the objective was to report a case of general anesthesia in a green sea turtle (*Chelonia mydas*) for fin amputation.

Keywords: specialization, turtles, sedation, anesthesiology

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1-**Entrada do Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) 16
- Figura 2-**a) Sala de cirurgia de rotina; b) Sala de clínica cirúrgica; c) Sala de cirurgia experimental; d) Sala de cirurgia oftálmica 17
- Figura 3-**a) Sala de preparação pré-anestésica; b) Sala de técnica cirúrgica; c) Ambulatório de pequenos animais 18
- Figura 4-**Algumas espécies atendidas durante a residência na área de concentração, no período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET- UFRPE 20
- Figura 5-**Procedimentos anestésicos realizados durante a residência na área de concentração, no período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE 21
- Figura 6-**Gráfico da classificação ASA dos pacientes submetidos a anestesia geral ou sedação, durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET- UFRPE 22
- Figura 7-** Gráfico da faixa etária de caninos e felinos atendidos durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE 22
- Figura 8-** Gráfico da relação de raças caninas atendidas durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE 23
- Figura 9-** Gráfico da relação dos sistemas orgânicos acometidos nos pacientes cirúrgicos, durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET- UFRPE 23
- Figura 10-**Gráfico dos bloqueios locorreionais realizados durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET- UFRPE 24
- Figura 11-** Ficha de avaliação pré-anestésica elaborada pela turma de Residentes (2021- 2023) 25
- Figura 12-** Execução de bloqueio do nervo femoral em cão para procedimento ortopédico na FCAV (Unesp-Jaboticabal) durante vivência 27
- Figura 13-** a) Placa sinalizadora do Hospital; b) Fachada da recepção do Hospital Veterinário da Unesp, Jaboticabal; c) Sala de preparo pré-anestésico; d) Sala cirúrgica de tecidos moles 28
- Figura 14-** a) Reunião com profissionais da Vigilância Epidemiológica; b)Ação educativa sobre a saúde do homem trabalhador; c)Ação da Vigilância Ambiental de monitoramento do vírus da cólera; d) Encerramento das atividades do NASF- AB 31

Figura 15 -Classificação taxonômica das tartarugas marinhas	34
Figura 16 -Terminologia anatômica	35
Figura 17 -Placas da carapaça, plastrão e ponte	35
Figura 18 -Vista ventral do coração com o pericárdio seccionado. Na imagem (b) é possível identificar as câmaras, vasos maiores e estruturas adjacentes. O ventrículo tem seu ápice fixado ao pericárdio e ao peritônio através do <i>gubernaculum cordis</i>	37
Figura 19 -Esquema ilustrativo do coração de <i>Chelonia mydas</i> . A circulação venosa está representada em azul (<i>cavum pulmonale</i>) e a circulação arterial demonstrada em vermelho (<i>cavum arteriosum</i>)	37
Figura 20 -Demonstração de vias de aplicação subcutânea e intramuscular em <i>Trachemys scripta elegans</i>	42
Figura 21 -Visão da boca aberta em um <i>Testudo sp.</i> intubado	44
Figura 22 -Paciente intubado com auxílio de um cano de PVC	44
Figura 23 -Estágios de profundidade anestésica	46
Figura 24 -Demonstração da introdução percutânea de uma agulha de Tuohy para atingir principais nervos do plexo braquial em cadáver de <i>Chelonia mydas</i>	50
Figura 25 -Tartaruga marinha-verde instalada no Projeto Ecoassociados	51
Figura 26 - Exposição do úmero da nadadeira esquerda com presença de tecido necrótico em tartaruga marinha-verde	52
Figura 27 -Hemograma de tartaruga-marinha verde	53.
Figura 28 - Exame bioquímico de tartaruga marinha-verde	53
Figura 29 -Exame bioquímico de tartaruga marinha-verde (continuação)	54
Figura 30 -Radiografia demonstrando ausência da nadadeira anterior esquerda com exposição óssea em tartaruga marinha-verde	54

- Figura 31-**Tartaruga marinha-verde após entrada no bloco cirúrgico 56
- Figura 32-**Tartaruga marinha-verde após entrada no bloco cirúrgico evidenciando exposição óssea 57
- Figura 33-**Aclimatação da tartaruga marinha-verde após posicionamento sobre mesas cirúrgicas 57
- Figura 34-**Cateterização em veia braquial dorsal da nadadeira direita realizada em tartaruga marinha-verde 58
- Figura 35-** a) Relaxamento mandibular após indução com propofol; b) Colocação de um abre boca de cano de PVC; c) Tartaruga marinha-verde intubada e acoplada ao sistema respiratório semi-fechado 58
- Figura 36-** Momento da intubação orotraqueal em *Chelonia mydas*. Uma sonda sem cuff, nº 5 foi utilizada 59
- Figura 37-** Bloqueio do plexo braquial utilizando localizador de nervos periféricos, em tartaruga marinha-verde 60
- Figura 38-**a) Monitor multiparamétrico demonstrando valores de FC, SPO2%, T° e curva de capnografia e pletismografia; b) Ventilação manual assistida com o auxílio de dois balões de 3L; c) Eletrodo posicionado em nadadeira posterior direita; d) Termômetro em região de cloaca 61

LISTA DE TABELAS

Tabela 1- Modalidades anestésicas realizadas durante o período de julho de 2021 a fevereiro de fevereiro de 2023 no HOVET-UFRPE 18

Tabela 2- Relação de espécies atendidas durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE 19

Tabela 3- Relação de caninos e felinos de acordo com o sexo, atendidos durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023 no HOVET-UFRPE 20

LISTA DE QUADROS

Quadro 1- Primeiros parâmetros pré-anestésicos da tartaruga marinha-verde 55

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ASA- American Society of Anaesthesiologists

NASF-AB - Núcleo ampliado de saúde da família e atenção básica

CCC- Comprimento curvilíneo da carapaça

MPA- Medicação pré-anestésica

ECG -Eletrocardiograma

GEAVET -Grupo de estudos em anestesiologia veterinária

HOVET -Hospital universitário veterinário

ZTOP- Zona de Temperatura Ótima Preferida

COVID-19- *Corona virus disease*

SUMÁRIO

CAPÍTULO 1. DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES TEÓRICAS E PRÁTICAS DO PROGRAMA DE RESIDÊNCIA RELACIONADAS À ÁREA DE CONCENTRAÇÃO	15
1. INTRODUÇÃO	15
2. ATIVIDADES REALIZADAS	15
2.1 Disciplinas cursadas	15
2.2 Atividades desenvolvidas no Hospital Veterinário	15
2.3 Estágio de Vivência desenvolvido na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - Unesp, Câmpus de Jaboticabal	26
2.4 Outras atividades acadêmicas desenvolvidas	28
2.5 Vigilância em saúde	29
2.5.1 Vigilância Ambiental	29
2.5.2 Vigilância Epidemiológica	30
2.5.3 Vigilância Sanitária	30
2.5.4 Vigilância em Saúde do Trabalhador	30
2.6 Núcleo Ampliado de Saúde à Família e Atenção Básica (NASF-AB)	31
3. CONSIDERAÇÕES FINAIS	32
CAPÍTULO 2. ANESTESIA GERAL EM TARTARUGA MARINHA (<i>Chelonia mydas</i>) PARA AMPUTAÇÃO DE NADADEIRA-RELATO DE CASO	33
1. INTRODUÇÃO	33
2. REVISÃO DE LITERATURA	33
2.1 Considerações gerais	33
2.2 Anatomia e fisiologia das tartarugas marinhas	34
2.2.1 Metabolismo e termorregulação	36
2.2.2 Sistema cardiovascular	36
2.2.3 Sistema respiratório	39
2.2.4 Sistema porta-renal	39
2.2.5 Sistema gastrointestinal	40
2.3 Anestesia em tartarugas marinhas	40
2.3.1 Cuidados pré-anestésicos	40
2.3.2 Fármacos anestésicos e vias de administração	41

2.3.3 Monitoração anestésica	45
2.4 Controle da dor	48
2.4.1 Bloqueio do plexo braquial	49
2.5 Recuperação	50
3. RELATO DE CASO	51
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	61
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	64
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	65

1. INTRODUÇÃO

O Programa de Residência em Área Profissional de Saúde em Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural de Pernambuco caracteriza-se como uma pós-graduação *lato sensu*, com foco no treinamento em serviço e com regime de tempo integral. Esta modalidade possui duração de 24 meses, equivalente a uma carga horária mínima de 5.760 horas, divididas em 1.152 horas (20%) de atividades teóricas e teórico-práticas e 4.608 horas (80%) de atividades práticas. O programa também contempla uma carga horária de 960 horas de atividades realizadas em saúde pública nas áreas de Vigilância em Saúde e na Atenção Básica em Saúde, mais especificamente no Núcleo de Apoio à Saúde da Família (NASF-AB). Durante o segundo ano de residência, também é possível realizar estágio de vivência de 01 mês, com o objetivo de permitir ao residente vivenciar rotinas e realidades que não foram possíveis em sua instituição de origem.

2 .ATIVIDADES REALIZADAS

2.1 Disciplinas cursadas

As disciplinas cursadas constituem as atividades teóricas do programa e estão divididas em: Núcleo Comum Obrigatório (NCO), Núcleo Comum de Área de Concentração (NCAC) e Núcleo Específico de Área de Concentração (NEAC), além das optativas. As disciplinas cursadas no NCO, foram: Bioética e Ética Profissional em Medicina Veterinária, Bioestatística, Epidemiologia e Medicina Veterinária Preventiva, Metodologia Científica e Políticas Públicas de Saúde. Já as do NCAC foram: Neurologia de Cães e Gatos Clínica e Oftalmologia Veterinária. As disciplinas do NEAC, foram compostas por: Fórum de Discussão e Atualização em Patologia Clínica Veterinária. As optativas escolhidas compreenderam: Cardiologia Veterinária, Endocrinologia e Metabologia em cães e gatos e Nefrologia e Urologia de Pequenos animais.

2.2 Atividades desenvolvidas no Hospital Veterinário

O Hospital Veterinário Universitário está localizado no campus Dois Irmãos da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE) (figura 1) e presta atendimento nas seguintes especialidades: Anestesiologia, Clínica Cirúrgica de pequenos e grandes animais, Acupuntura,

Dermatologia, Oftalmologia, Oncologia, Ortopedia, Nefrologia e Neurologia. Durante o período de residência de 2021 à 2023, na área selecionada, foram realizados 520 procedimentos, incluindo anestesia geral, sedação, anestesia dissociativa, analgesia e eutanásia conforme tabela 1. Os procedimentos eram realizados principalmente no bloco cirúrgico de pequenos animais (figura 2 e 3), e também atendiam a clínica médica de pequenos animais (figura 3.c), clínica cirúrgica de grandes animais, diagnóstico por imagem, doenças parasitárias e patologia animal. O bloco cirúrgico possui cinco máquinas de anestesia inalatória, cinco monitores multiparamétricos, quatro kits de laringoscópio, dois aparelhos de neurolocalização e agulhas, dois aparelhos de doppler arterial, uma incubadora e quatro colchões térmicos.

Figura 1- Entrada do Hospital Veterinário Universitário da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE).



Fonte: UFRPE (2022).

Figura 2- a) Sala de cirurgia de rotina; b) Sala de clínica cirúrgica; c) Sala de cirurgia experimental; d) Sala de cirurgia oftálmica.



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Izolda Rodrigues (2022).

Figura 3- a) Sala de preparação pré-anestésica; b) Sala de técnica cirúrgica; c) Ambulatório de pequenos animais.



Fonte: Imagens gentilmente cedidas por Izolda Rodrigues e Iana Farias (2022).

As modalidades anestésicas e relação de caninos e felinos de acordo com o sexo, podem ser visualizadas na tabela 1 e 3, respectivamente.

Tabela 1- Modalidades anestésicas realizadas durante período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, na área de concentração, no (HOVET-UFRPE).

Modalidade anestésica	Quantitativo	Porcentagem
Anestesia geral	250	56%
Sedação	120	27%
Anestesia intravenosa parcial (PIVA)	61	14%
Anestesia dissociativa	9	2%
Analgesia	5	1%
Eutanásia	5	1%
Total	450	100%

As espécies atendidas contemplaram caninos e felinos, predominantemente, seguidas de ruminantes e animais silvestres (figura 4). A espécie mais prevalente foi a canina, seguida da felina (tabela 2). Das espécies silvestres, foi possível atender dois coelhos, um hamster anão russo, quatro ratos albinos, dois guaxinins, um macaco-prego, um galo, um canário, um veado catingueiro e uma tartaruga marinha-verde (tabela 3).

Tabela 2- Relação de espécies atendidas durante período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, na área de concentração, no HOVET-UFRPE.

Espécies	Quantitativo	Porcentagem
Canina (<i>Canis lupus</i>)	300	71,6%
Felina (<i>Catus felis</i>)	100	23,9%
Caprina (<i>Capra hircus</i>)	2	0,5%
Ovina (<i>Ovis aries</i>)	3	0,7%
Lagomorfo (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	2	0,5%
Canário (<i>Serinus canaria</i>)	1	0,2%
Macaco-prego (<i>Sapajus libidinosus</i>)	1	0,2%
Guaxinim (<i>Procyon cancrivorus</i>)	2	0,5%
Veado catingueiro (<i>Mazama Gouazoubira</i>)	1	0,2%
Hamster anão-russo (<i>Phodopus campbelli</i>)	1	0,2%
Tartaruga marinha-verde (<i>Chelonia mydas</i>)	1	0,2%
Rato albino (<i>Rattus novergicus</i>)	4	1%
Galo (<i>Gallus gallus</i>)	1	0,2%
Total	419	100,0%

Tabela 3- Relação de caninos e felinos de acordo com o sexo, atendidos durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023.

Espécie e sexo	Quantitativo	Porcentagem
Caninos machos	165	41%
Caninos fêmeas	135	34%
Felinos machos	44	14%
Felinos fêmeas	56	14%
Total	400	100%

Figura 4- Algumas espécies atendidas durante a residência na área de concentração, no período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE. a) Caprino (*Capra hircus*); b) Hamster anão-russo (*Phodopus campbelli*); c) Macaco-prego (*Sapajus libidinosus*); d) Guaxinim (*Procyon cancrivorus*).



Fonte: Arquivo pessoal (2021-2022).

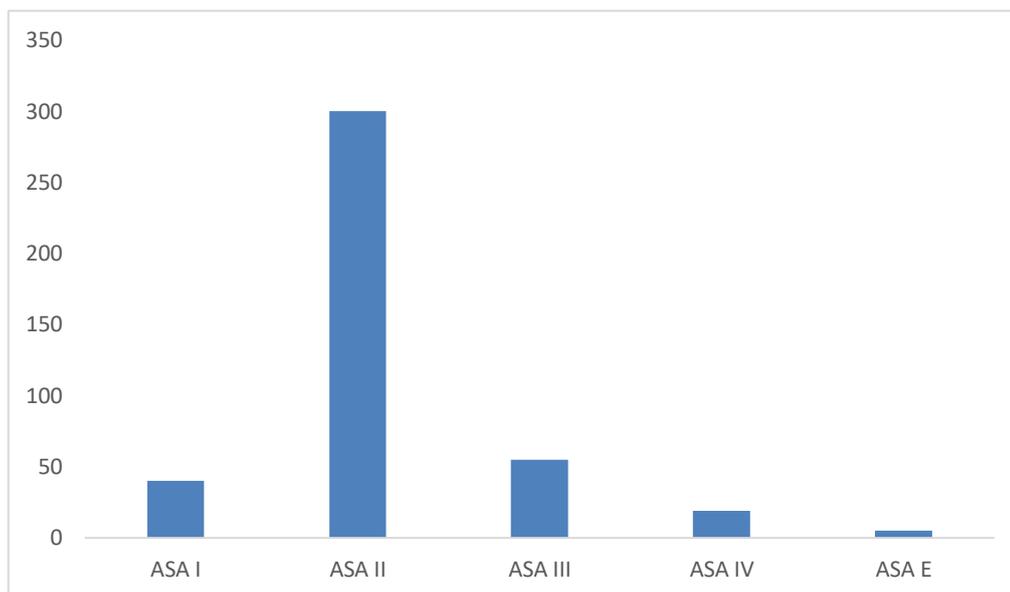
Figura 5- Procedimentos anestésicos realizados durante a residência na área de concentração, no período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE. a) Bloqueio do nervo ciático em cão; b) Anestesia em ovino para cirurgia em trato reprodutor.



Fonte: Arquivo pessoal (2022).

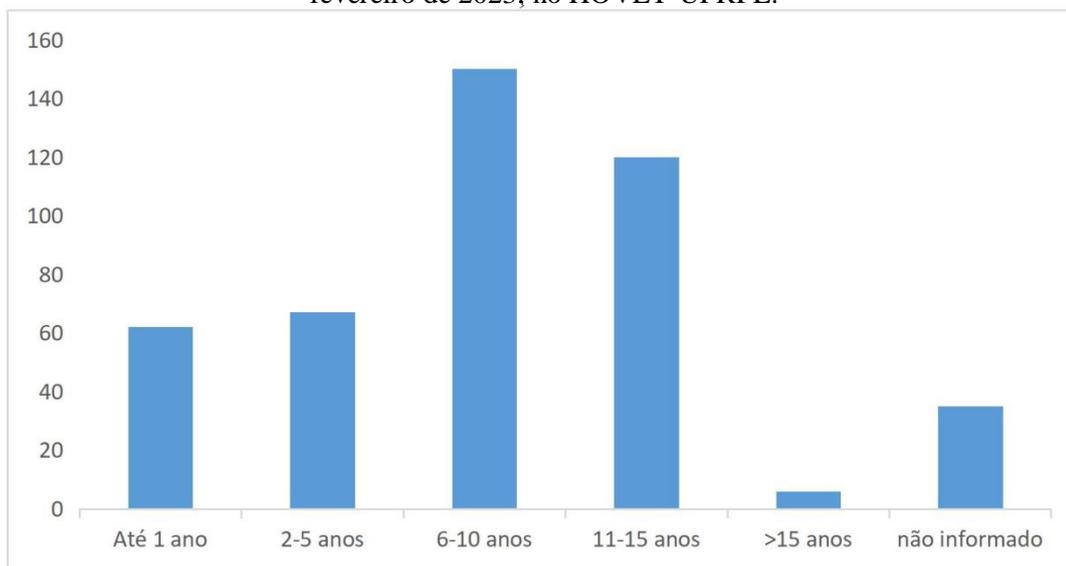
Em relação à classificação ASA de risco anestésico, baseada na *American Society of Anesthesiologists* (ASA), a maioria dos pacientes submetidos a anestesia geral ou sedação foi classificada como ASA II (figura 6). A faixa etária dos caninos e felinos atendidos são visualizados na figura 7. A raça mais prevalente de cães foi a sem raça definida (SRD) (figura 8), e todos os gatos eram da raça pêlo curto brasileiro (PCB). Estão discriminados os sistemas orgânicos acometidos nos pacientes cirúrgicos (figura 9). Os tipos de bloqueios locorregionais **executados, podem ser visualizados na figura 10.**

Figura 6 -Gráfico da classificação ASA dos pacientes submetidos a anestesia geral e sedação, durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE.



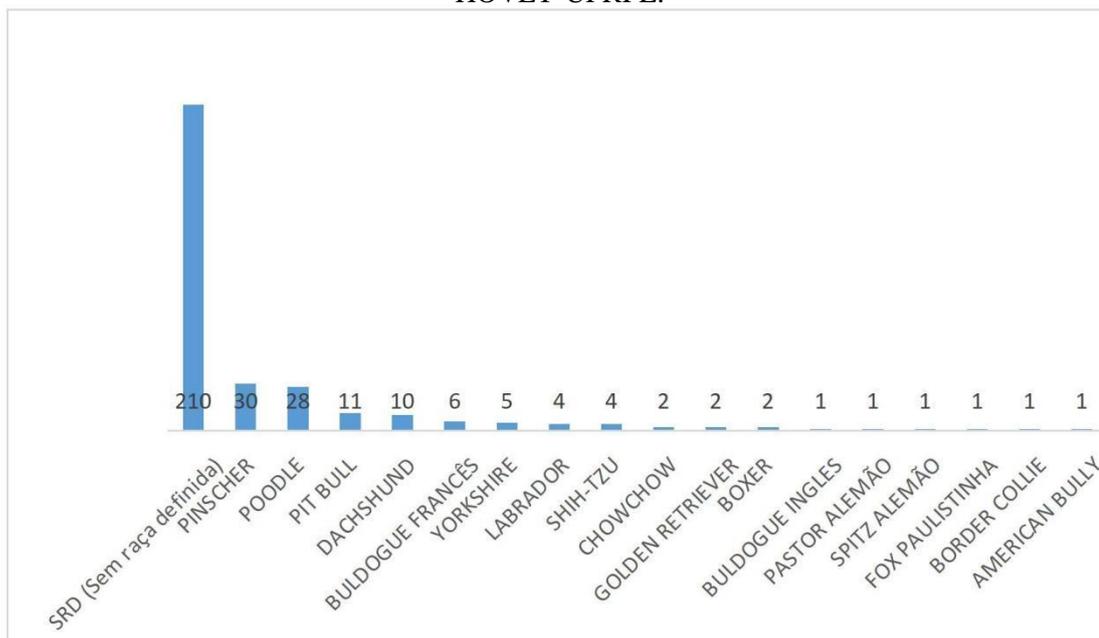
Fonte: Elaboração pessoal (2023).

Figura 7- Gráfico da faixa etária de caninos e felinos atendidos durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE.



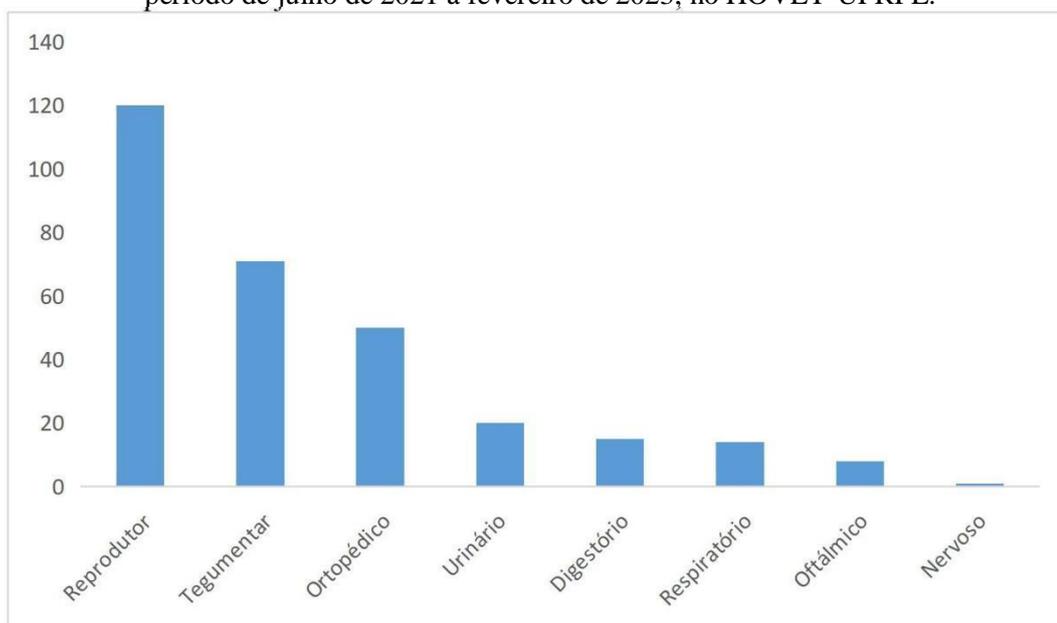
Fonte: Elaboração pessoal (2023).

Figura 8- Relação de raças caninas atendidas no período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE.



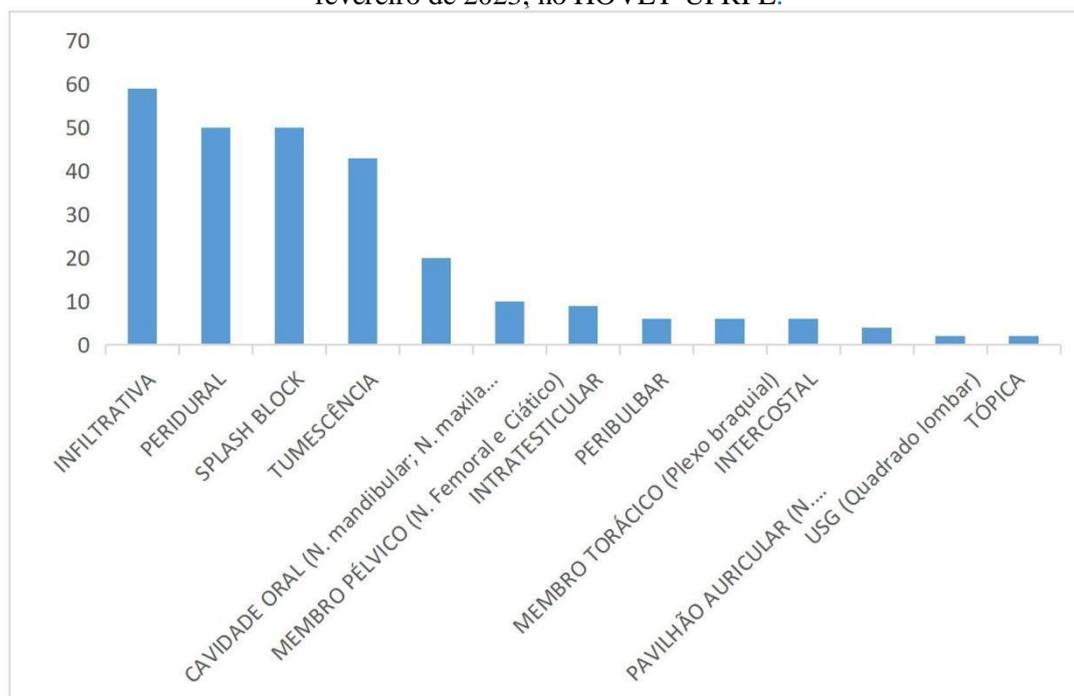
Fonte: Elaboração pessoal (2023).

Figura 9- Gráfico da relação dos sistemas orgânicos acometidos nos pacientes cirúrgicos, durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE.



Fonte: Elaboração pessoal (2023).

Figura 10 - Gráfico dos bloqueios locorreionais realizados durante o período de julho de 2021 à fevereiro de 2023, no HOVET-UFRPE.



Fonte: Elaboração pessoal (2023).

As consultas pré-anestésicas sempre que possíveis, eram realizadas em dias anteriores ao procedimento cirúrgico, e seguiam um roteiro descrito na ficha de avaliação pré-anestésica elaborada no ano de 2021 (figura 11) pela turma de Residentes de Anestesiologia (2021-2023). Nestas avaliações era possível ter o primeiro contato com o tutor e seu animal, conhecer antecipadamente o histórico clínico do paciente, solicitar exames, além de permitir um planejamento anestésico mais programado. Tanto nas avaliações pré-anestésicas anteriores ao dia da cirurgia, como as realizadas no dia do ato cirúrgico, a conduta era seguida pela anamnese e exame clínico, solicitação de assinatura do termo de autorização do procedimento anestésico, e esclarecimento ao tutor de quaisquer dúvidas. Unindo todas as informações, iniciava-se a elaboração do protocolo anestésico, aplicação da medicação pré-anestésica (MPA), venoclise e entrada no bloco cirúrgico. Os animais eram induzidos à anestesia geral e bloqueios locorreionais eram executados de acordo com a necessidade do paciente. A monitoração anestésica iniciava-se e sendo devidamente registrados em ficha anestésica todos os parâmetros vitais, bem como as condutas realizadas no trans-cirúrgico. Caso o paciente necessita-se de infusões analgésicas e de hemocomponentes, as mesmas eram administradas e continuadas no pós-operatório, de acordo com a necessidade do paciente. Após o término da

cirurgia, o fornecimento de anestesia geral era finalizado e os reflexos e parâmetros vitais eram avaliados conforme o despertar do animal. A dor pós-operatória imediata também era avaliada, e o resgate analgésico poderia ser administrado, caso o paciente apresentasse sinais de dor. Estando o animal com parâmetros vitais adequados, o mesmo seguia para a sala de recuperação anestésica estando na companhia de seu tutor, sendo o mesmo esclarecido quanto às recomendações pós-anestésicas. Após liberação do anestesista e cirurgião, o paciente recebia alta.

Figura 11- Ficha de avaliação pré-anestésica elaborada pela turma de Residentes (2021-2023).

 AVALIAÇÃO PRÉ-ANESTÉSICA						Data: ___/___/___		RGHV: _____	
Paciente:		Espécie:	Raça:	Idade:	Peso:	Sexo:			
Tutor:		Anestesista:				Procedimento:			
Cirurgião:		Data da cirurgia: ___/___/___				ASA: I II III IV V E			
Clínico:		Histórico:							
Procedimentos anteriores:		Castrado (a):		Comportamento:		Escala visual analógica			
Intercorrências:		<input type="checkbox"/> Sim <input type="checkbox"/> Não		<input type="checkbox"/> Dócil/Tranquilo <input type="checkbox"/> Alerta/Agitado <input type="checkbox"/> Reativo <input type="checkbox"/> Agressivo <input type="checkbox"/> Deprimido		_____ Sem dor Dor pior			
Exames									
Hemograma:			Bioquímicos:			Eletro e Ecocardiograma:		Exames de imagem:	
Ht: _____			Plaquetas: _____						
Hb: _____			PPT: _____						
Leucócitos: _____									
Outros: _____									
Anamnese e Avaliação Clínica									
<input type="checkbox"/> Alergias Quais? _____ <input type="checkbox"/> Tosse <input type="checkbox"/> Espirro <input type="checkbox"/> Cianose <input type="checkbox"/> Intolerância ao exercício <input type="checkbox"/> Convulsão <input type="checkbox"/> Síncope TGI <input type="checkbox"/> Vômito <input type="checkbox"/> Diarreia Fezes _____ Urina _____ Alimentação: _____ Ingestão hídrica: _____ Comorbidades: <input type="checkbox"/> Doença hormonal <input type="checkbox"/> Cardiopatia <input type="checkbox"/> Nefropatia <input type="checkbox"/> Hepatopatia <input type="checkbox"/> Doenças respiratórias Outros: _____					Medicações em uso: 1. _____ Suspensa? _____ 2. _____ Suspensa? _____ 3. _____ Suspensa? _____ 4. _____ Suspensa? _____ 5. _____ Suspensa? _____ 6. _____ Suspensa? _____ Obs.: _____ Exame Físico: Estado nutricional: _____ Mucosas: Ocular _____ Oral _____ TPC: _____ Desidratação: _____ % FC: _____ FR: _____ TR: _____ Arritmia: _____ Sopros: _____ Ausculta pulmonar: _____ Linfonodos: _____ Obs.: _____				
_____ Médico(a) Veterinário(a)									

Fonte: Arquivo pessoal (2022).

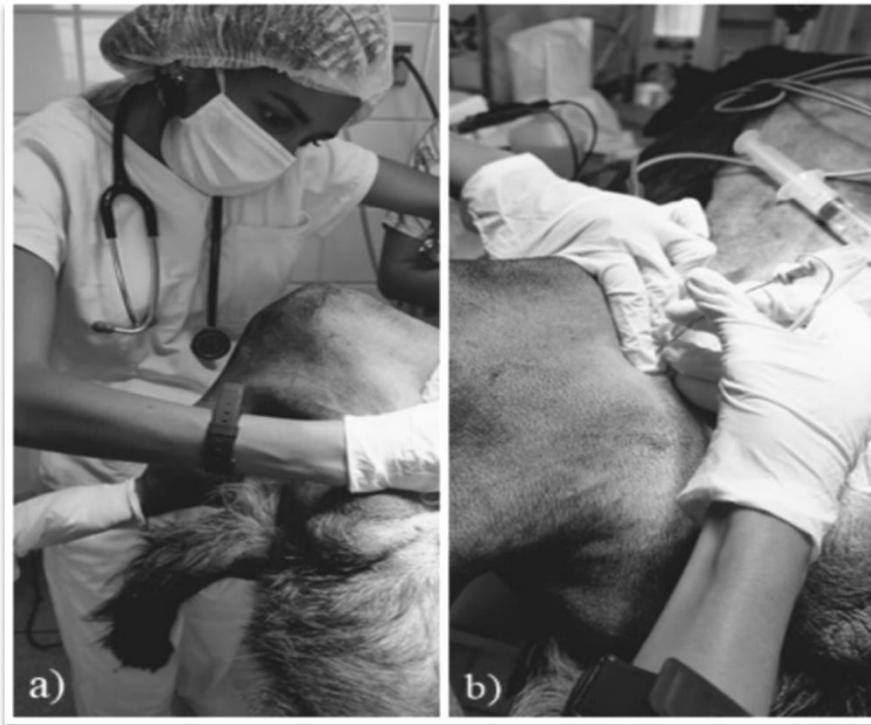
As sedações eram realizadas mediante agendamento prévio com o setor de Anestesiologia ou através de demanda espontânea. Os procedimentos de sedação contemplavam as áreas de: Clínica Médica, Doenças Parasitárias, Diagnóstico por Imagem, Patologia Animal, e Clínica Cirúrgica. Se tornavam necessárias para os pacientes não colaborativos que necessitassem de colheita de amostras biológicas, cuidados de enfermagem, avaliações clínicas e exames de imagem.

2.3 Estágio de Vivência

Durante o segundo ano de residência, também é possível realizar estágio de vivência de 01 mês, com o objetivo de permitir ao residente vivenciar rotinas e realidades que não foram possíveis em sua instituição de origem. O local escolhido para a vivência foi a Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (FCAV- Unesp, Jaboticabal) na área de Anestesiologia Veterinária, sob orientação do Prof. Dr. Carlos Augusto Araújo Valadão. O hospital veterinário conta com dois centros cirúrgicos, sendo um destinado à obstetrícia e reprodução, e o segundo subdividido em centro de cirurgias de tecidos moles, neurologia e ortopedia e oftalmologia. O estágio ocorria de segunda à sexta-feira, das 8h às 18h, no Departamento de Clínica e Cirurgia Veterinária. Durante a vivência, foi possível acompanhar a rotina dos residentes de Anestesiologia (4), em casos de emergência, sedações para exames de diagnóstico laboratorial, para imagem e procedimentos ambulatoriais. Também foi possível acompanhar toda a preparação do paciente cirúrgico a ser submetido à anestesia geral, desde a avaliação pré-anestésica até a recuperação.

Foi possível acompanhar 31 procedimentos incluindo anestesia geral (24), sedação (5), anestesia dissociativa (1) e emergência (2). Dentre as anestésias gerais, uma foi do tipo intravenosa total (TIVA) e seis do tipo intravenosa parcial (PIVA). A espécie mais prevalente foi a canina (26), seguida pelos felinos (6). Além dos bloqueios realizados rotineiramente, foi possível acompanhar bloqueios guiados por ultrassom, como o bloqueio do nervo trigêmeo, bloqueio do plexo braquial, bloqueio do plano serrátil e bloqueio do plano transversal do abdome (*Tap block*).

Figura 12- a) Execução do bloqueio do nervo femoral em cão para procedimento ortopédico na FCAV (Unesp-Jaboticabal) durante vivência. b) Abordagem inguinal do n. femoral utilizando localizador de nervos periféricos.



Fonte: Arquivo pessoal (2022).

Figura 13-a) Placa sinalizadora do Hospital; b) Fachada da recepção do Hospital Veterinário da Unesp, Jaboticabal; c) Sala de preparo pré-anestésico; d) Sala cirúrgica de tecidos moles.



Fonte: Arquivo pessoal (2022).

1.4 Outras atividades realizadas durante o período de residência.

Durante o período de 2021 à 2023 foi possível participar e desenvolver as seguintes atividades:

- Membro do Grupo de Estudos em Anestesiologia Veterinária - Geavet, UFRPE (2021 a 2023);
- Comissão organizadora do Simpósio Online Geavet (2021);
- Organização voluntária do Curso presencial Teórico-Prático de Anestesia Locorregional em Cães e Gatos- Ministrado pelo MSc. Thaygo Marçal da Mota (1º, 2º e 3º edição) - (2021 a 2022);
- Participante do 41º Congresso Brasileiro da Anclivepa (2021);
- Palestrante no 1º Congresso Regional de Cirurgia e Anestesiologia Veterinária Online- Tema: “Particularidades na anestesia do paciente oncológico” (2022);
- Avaliadora de resumos para o CESPAMVET (2022);
- Minистраção presencial do “Minicurso de Anestesiologia Veterinária” para alunos da UFRPE/SEDE (2022);
- Minистраção de aulas online com o tema “Monitoração Anestésica” e “Bloqueadores Neuromusculares” para discentes do 5º período de Medicina Veterinária da UFRPE/SEDE (2021);
- Membro titular de cinco bancas avaliadoras de Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) e membro suplente de uma banca de TCC (2022);
- Participante do XV Congresso Brasileiro de Anestesiologia Veterinária - Águas de Lindóia- SP (2022).

2.5 Vigilância em saúde

O período de vivência das Vigilâncias em Saúde entre os meses de abril e julho de 2021, no Distrito Sanitário IV, localizado no bairro da Torre em Recife-PE

2.1 Vigilância Ambiental

No mês de abril, foi possível participar e colaborar com as atividades da Vigilância Ambiental do Distrito Sanitário (DS) IV, de segunda a sexta-feira, das 8h da manhã às 16h da tarde. A vigilância ambiental tem como objetivo: identificar medidas, prevenir e controlar fatores de riscos ambientais relacionados às doenças ou outros agravos à saúde humana. Esses fatores ambientais podem ser físicos, químicos, biológicos e antrópicos. Desta forma, as atividades internas desenvolvidas consistiam em: atendimento de denúncias (focos de arboviroses em imóveis e acumuladores de animais e objetos) e encaminhamento destas denúncias e fichas de notificação de arboviroses para resolução em outros departamentos, além de auxiliar na correção dos trabalhos dos Agentes de Combate às Endemias (ASACES). Já as externas, consistiam em: acompanhamento das visitas domiciliares junto ao ASACE, monitoramento do *Vibrio cholerae* (cólera) em canais, monitoramento da qualidade da água (cloro e agentes biológicos) (figura 14.c).

2.2 Vigilância Epidemiológica

No mês de junho, foi possível participar e colaborar com as atividades da Vigilância Epidemiológica do DS IV, de segunda a sexta-feira, das 8h da manhã às 17h da tarde. As atividades internas realizadas consistiam em: preenchimento, correção e encerramento de fichas de notificação de doenças e agravos; notificação de doenças e agravos; monitoramento de indicadores de saúde; preenchimento de fichas, formulários e planilhas. As atividades externas consistiam em: reuniões com núcleo gestores; reuniões com profissionais de saúde sobre óbito infantil e outras pautas (figura 14.a); atividades educativas para a população; investigação epidemiológica de casos e epidemias (presencialmente ou por telefone); coleta de amostras biológicas nas residências (arboviroses e COVID-19). Também foi possível realizar visitas de investigação epidemiológica nas residências, a respeito dos óbitos pelo COVID-19 e investigação de um caso de leishmaniose tegumentar em um homem adulto.

2.3 Vigilância Sanitária

No final do mês de julho, foi possível vivenciar alguns dias na Vigilância Sanitária. Esta vigilância tem como objetivo abranger “ações capazes de eliminar, diminuir ou prevenir riscos à saúde e de intervir nos problemas sanitários decorrentes do meio ambiente, da produção e circulação de bens e da prestação de serviços de interesse da saúde.” Desta forma, foi possível acompanhar os profissionais em visitas técnicas a estabelecimentos com o intuito de investigar surtos, fiscalizar os serviços de interesse à saúde e os processos produtivos que poderiam pôr em risco a saúde do consumidor e promover a orientação e educação do setor regulado.

2.4 Vigilância em Saúde do Trabalhador

No mês de junho, enquanto vivenciando as atividades da Vigilância Epidemiológica, foi possível participar de uma atividade da Vigilância em Saúde do Trabalhador. A ação foi realizada em uma construtora no bairro da Caxangá, em Recife, para conscientizar os trabalhadores sobre temas como câncer de próstata, doenças crônicas e COVID-19 (figura 14.b).

Figura 14- a) Reunião com profissionais da Vigilância Epidemiológica; b) Ação educativa sobre a saúde do homem trabalhador; c) Ação da Vigilância Ambiental de monitoramento do vírus da cólera; d) Encerramento das atividades do NASF-AB.



Fonte: Arquivo pessoal (2021-2022).

2.5 Atividades desenvolvidas no Núcleo Ampliado de Saúde à Família (NASF-AB)

“Os Núcleos de Apoio à Saúde da Família (NASF) são constituídos por equipes multiprofissionais que visam abordar a dimensão clínica, sanitária e pedagógica dos atendimentos e casos, tornando as equipes mais resolutivas.” No ano de 2022, durante alguns dias do mês de março e abril e durante todo o mês de agosto, foi possível acompanhar as atividades da coordenação do Nasf do DS IV. Estas compreendiam: reuniões online e presenciais com as equipes Nasf; reuniões com núcleos gestores e outros profissionais de saúde além do Nasf; acompanhamento de atividade educativa da equipe Nasf 4.1 para a população adscrita; elaboração de planilhas e apresentações sobre produções das equipes e participação da apresentação da nova gestão da secretaria de saúde do Recife (figura 14.d).

3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O período de residência foi de extrema valia para o crescimento profissional e pessoal, devido principalmente às atividades práticas diárias que permitiram o refinamento do conhecimento teórico aprendido. Também foi possível realizar troca de conhecimentos com outras áreas médicas, permitindo uma melhor e mais completa abordagem dos pacientes aos cuidados da anestesia. O período vivenciado no SUS, mais especificamente nas Vigilâncias em Saúde e no Nasf foi muito importante para compreender melhor o papel do Médico Veterinário na saúde única, sua atuação no campo de prevenção e controle das doenças transmissíveis a humanos e nos serviços de Saúde Pública em geral.

CAPÍTULO 2. ANESTESIA GERAL EM TARTARUGA MARINHA (*Chelonia mydas*) PARA AMPUTAÇÃO DE NADADEIRA-RELATO DE

CASO. 2.REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Considerações gerais

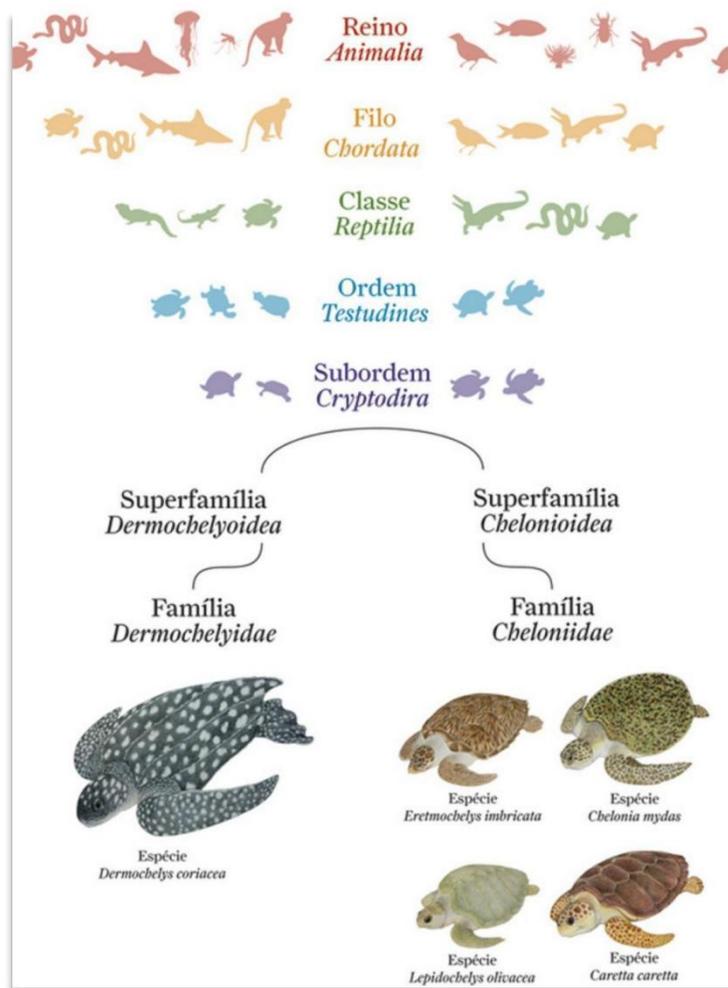
As tartarugas marinhas pertencem à Classe Reptilia, Ordem Testudines, Subordem Cryptodira e Família Cheloniidae (TAMAR, 2011). São répteis (figura 15) muito adaptados ao ambiente aquático, onde vivem o maior tempo de suas vidas, com exceção das fêmeas, que se deslocam para a terra para realizar oviposição. Quando estão no mar, movem-se com agilidade e rapidez, já no ambiente terrestre, devido à maior vulnerabilidade, são propensas à ataques de predadores e ações antrópicas. São parte importante dos ecossistemas marinhos e pertencem à mais antiga linhagem de répteis vivos, exercendo um importante papel na diversidade biológica (BAPTISTOTTE, 2017).

Quando adultas, de acordo com a espécie, medem de 55cm a 2,1m de comprimento curvilíneo de carapaça (CCC) e o peso corporal pode chegar a aproximadamente 230 kg. A tartaruga marinha-verde ou tartaruga-aruanã (*Chelonia mydas*) pode medir até 143 cm de comprimento curvilíneo de carapaça (BAPTISTOTTE, 2017). O dimorfismo sexual não ocorre enquanto jovens, mas na fase adulta. A maturidade sexual ocorre aproximadamente entre os 25 e 30 anos, e esses animais possuem vida longa, podendo atingir até os 100 anos de idade. Das setes espécies existentes de tartarugas-marinhas, cinco são encontradas no Brasil e todas em risco de extinção, sendo estas: *Caretta caretta*, *Eretmochelys imbricata*, *Lepidochelys olivacea*, *Chelonia mydas* e *Dermochelys coriácea*. (TAMAR, 2011; IPRAM, 2017).

Uma das principais causas de mortalidade de tartarugas marinhas no Brasil, são: a pesca incidental, colisões com embarcações, ingestão de anzóis, linhas e lixo (MARCOVALDI et al., 1998; MARCOVALDI et al., 2006; SALES et al., 2003). Quando são capturadas acidentalmente, podem sofrer afogamento ou estrangulamento de membros, sendo mais acometidas as nadadeiras anteriores. O estrangulamento reduz a circulação sanguínea local, que pode evoluir para necrose e amputação. Nestes casos, o procedimento cirúrgico de amputação de nadadeira é recomendado, com técnica semelhante à utilizada em outras

espécies animais, requerendo que o animal receba adequada anestesia e analgesia. (SCHUMACHER, 1996; FOSSUM et al., 2008).

Figura 15- Classificação taxonômica das tartarugas marinhas.

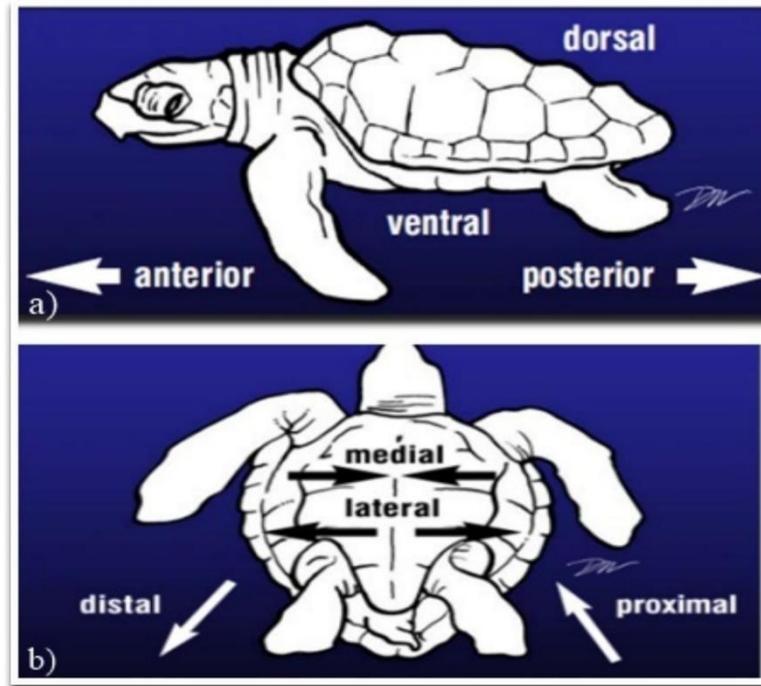


Fonte: Projeto Tamar (2011)

2.2 Anatomia e fisiologia das tartarugas marinhas

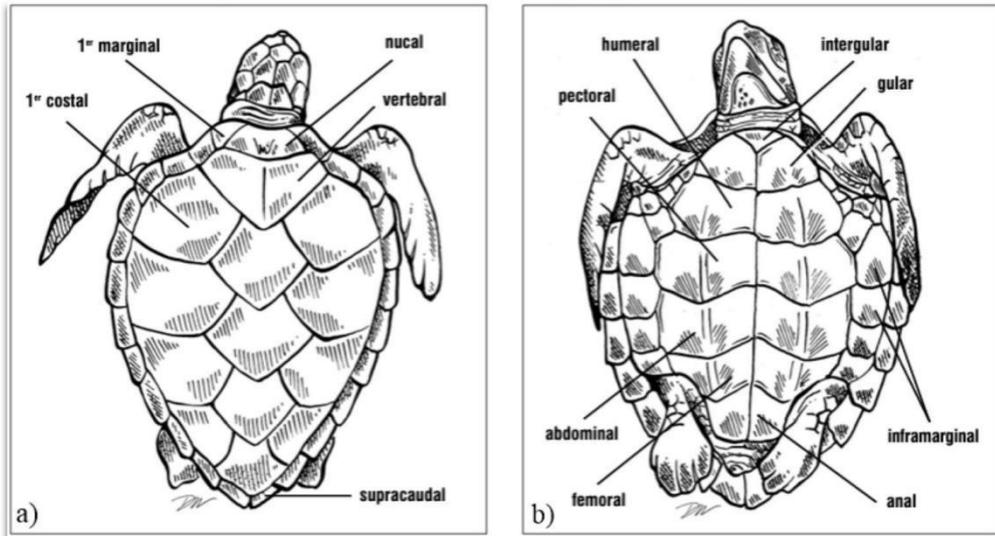
A carapaça (porção dorsal) (figura 16.a) que recobre o corpo das tartarugas marinhas tem a função de protegê-las contra o ataque de predadores, pressões ambientais e facilitar o deslocamento na água (hidrodinâmica) por ser leve, achatada e alongada. A carapaça, ou também chamado de casco, é formado por placas córneas e ósseas, e pela fusão de ossos da coluna vertebral, costelas e cintura pélvica (BAPTISTOTTE, 2017). Conforme Wyneken (2004), a terminologia anatômica de referência espacial está ilustrada na figura 16.

Figura 16- a e b. Terminologia anatômica



Fonte: Adaptado de Wyneken (2004).

Figura 17- a e b. Placas da carapaça, plastrão e ponte.



Fonte: Adaptado de Wyneken (2001).

Recebem o nome de escudos supracaudais as últimas placas marginais, situadas em cada lado sobre a cauda (figura 17.a). No plastrão, estão os escudos da região anterior para a posterior: intergular, gular, umeral, peitoral, abdominal, femoral e anal (figura 17.b). Para as tartarugas da família Cheloniidae, a diferenciação se dá através das escamas da cabeça, a quantidade e o

padrão dos escudos inframarginais e da carapaça, além do número de dedos das nadadeiras (WYNEKEN, 2004).

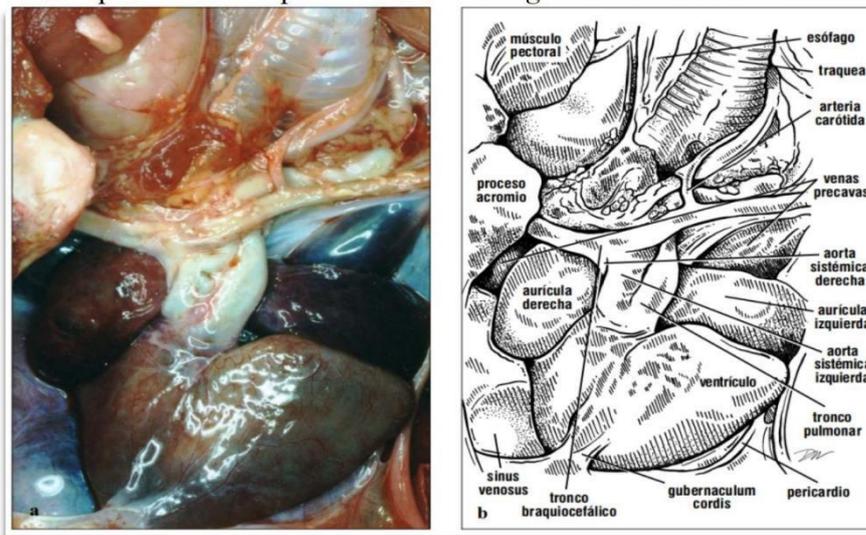
2.2.1 Metabolismo e termorregulação

Os répteis são animais pecilotérmicos, ou seja, a temperatura corpórea desses animais é influenciada pela temperatura ambiental. Desta forma, as tartarugas marinhas necessitam de temperatura ambiente confortável para manutenção das funções fisiológicas normais (LONGLEY, 2008). A faixa de temperatura adequada para a espécie é chamada de Zona de Temperatura Ótima Preferida (ZTOP), sendo aconselhável mantê-la para a segurança de qualquer procedimento anestésico em todas as suas etapas. Situações de extremidade térmica afetam negativamente a farmacocinética das drogas, o desvio-intracardíaco, o estado ácido-base, as trocas gasosas pulmonares, e captação e eliminação do agente anestésico volátil, contribuindo para uma recuperação prolongada da anestesia e outras complicações (LONGLEY, 2008; McARTHUR, 2004). Se o médico veterinário não tiver certeza do ZTOP dos pacientes, a exposição a uma faixa de temperatura ambiente de 24°C a 28°C durante estabilização pré-anestésica parece funcionar bem para a maioria das espécies (McARTHUR, 2004). A taxa metabólica desses animais é relativamente baixa. A taxa torna-se muito menor durante períodos de hibernação, em parte devido às temperaturas ambientais mais baixas durante esse período. Este efeito deve ser considerado antes da administração de medicamentos (LONGLEY, 2008).

2.2.2 Sistema cardiovascular

O coração está situado na cavidade celomática, na linha média, envolto pelo pericárdio. Ventralmente à ele estão os processos acrômios e coracoides. Os pulmões localizam-se dorsalmente à bomba cardíaca, e os lobos hepáticos situam-se lateralmente à ela. (McARTHUR, 2004; WYNEKEN, 2004). O coração possui dois átrios (esquerdo e direito) divididos por um septo completo, e um ventrículo que possui divisões funcionais. Sangue desoxigenado oriundo das veias cavas adentra o átrio direito. O átrio esquerdo recebe sangue das duas veias pulmonares (figura 18).

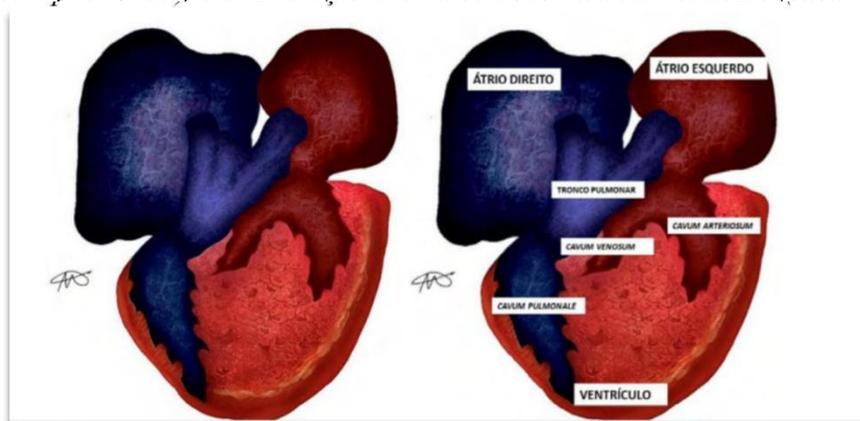
Figura 18- a e b. Vista ventral do coração com o pericárdio seccionado. Na imagem (b) é possível identificar as câmaras, vasos maiores e estruturas adjacentes. O ventrículo tem seu ápice fixado ao pericárdio e ao peritônio através do *gubernaculum cordis*.



Fonte: Wyneken (2004)

O ventrículo divide-se em 3 subcâmaras: o *cavum venosum*, o *cavum arteriosum* e o *cavum pulmonale*, estando parcialmente separados uns dos outros (figura 19). Estas dobras musculares no interior do ventrículo são responsáveis pelo controle do fluxo de sangue oxigenado e desoxigenado para os diversos circuitos corporais (McARTHUR, 2004).

Figura 19- Esquema ilustrativo do coração de *Chelonia mydas*. A circulação venosa está representada em azul (*cavum pulmonale*) e a circulação arterial demonstrada em vermelho (*cavum arteriosum*).



Fonte: Adaptado de Dutra (2021).

O *cavum venosum* dá origem aos arcos aórticos direito e esquerdo e recebe sangue do átrio direito. Já o *cavum arteriosum* recebe sangue do átrio esquerdo. O *cavum pulmonale* dá origem às artérias pulmonares que suprem os pulmões com sangue. Um septo vertical faz uma divisão anatômica entre o *cavum arteriosum* e o *venosum* (McARTHUR, 2004; WHITH, 1976). O sangue da circulação sistêmica, que passou pelo átrio direito é direcionado para o

cavum venosum e *cavum pulmonale*. Em sincronia, o átrio esquerdo contrai-se, ejetando sangue arterial que preencherá o *cavum arteriosum*. O *cavum arteriosum* ao realizar a sístole, direciona o sangue para o *cavum venosum* e este envia para o arco aórtico (esquerdo e direito) (McARTHUR, MEYER; INNIS; 2004; MURRAY, 2006; WHITH, 1976).

Como nos cães e gatos, as tartarugas são dotadas de valvas atrioventriculares que impossibilitam o refluxo sanguíneo para os átrios, no momento da sístole ventricular. Os quelônios possuem uma estrutura denominada de crista muscular, que pressiona a parede dorsal do ventrículo, proporcionando uma separação entre o *cavum pulmonale* do *cavum arteriosum e venosum*. (GÁRCIA-PÁRRAGA et al., 2017; MURRAY, 2006; SCHILLINGER; GIRLING, 2019). Este fenômeno reduz a mistura entre os sangues. Por fim, a contração realizada pelo *cavum pulmonale* envia sangue ventricular para o tronco pulmonar. O tronco braquiocefálico é originado da artéria direita, e este ramo percorre em direção posterior até a parte inferior do corpo unindo-se com a artéria esquerda. As artérias subclávias se direcionam para as nadadeiras e se tornam em artérias axilares. Ao cruzar o úmero, a artéria axilar se converte em artéria braquial suprindo as artérias radiais, ulnares e digitais (WYNEKEN, 2004).

2.2.2.1 Shunt cardíaco e reflexo de mergulho

O percurso do sangue no coração dos répteis é distinto a depender da movimentação do mesmo em direção a circulação pulmonar ou sistêmica. Conforme, Wyneken (2004) os níveis de gases arteriais determinam o fluxo sanguíneo em direção aos pulmões ou para o corpo. Já outros autores sugerem que alterações na resistência vascular também têm forte influência na perfusão dos pulmões. O *shunt* cardíaco pode ocorrer da direita para esquerda (D-E) e da esquerda para direita (E-D). O desvio D-E é caracterizado como a recirculação de sangue venoso sistêmico (desoxigenado) de volta à circulação arterial sistêmica. A circulação não participa do circuito pulmonar. Este desvio possui consequências, como: redução da saturação arterial de oxigênio, reduz a eliminação de CO₂ pela expiração, aumenta o fluxo sanguíneo sistêmico facilitando a termorregulação (reduzindo evaporação pulmonar e perda de calor) e desvia sangue dos pulmões em momentos de apnéia. Ocorre fisiologicamente no mergulho e em situações de estimulação colinérgica (bradicardia ou anestesia). O desvio E-D ocorre durante ventilação aeróbica e permite que o sangue oxigenado retorne à circulação pulmonar, facilitando a eliminação de CO₂ nos pulmões, dentre outros. Durante a anestesia, o *shunt* D-E permite que a indução com fármacos injetáveis seja rápida, pois o sangue é desviado dos

pulmões seguindo mais rapidamente até o sistema nervoso central, porém a indução se torna lenta com anestésicos inalatórios. Já o desvio E-D não possui tantas interferências na indução (MUIR, 2015).

2.2.3 Sistema respiratório

O sistema respiratório desses animais é composto pela glote, traqueia, brônquios e pulmões direito e esquerdo. A traqueia é larga e constituída de anéis cartilagosos inteiros. Os brônquios também possuem suporte cartilaginoso que mantém sua forma e rigidez, importante quando o animal está imerso ou ventilando. Os pulmões se localizam dorsalmente e estão aderidos à carapaça e firmemente ligados à coluna vertebral (WYNEKEN, 2004; BAPTISTOTTE, 2017). As tartarugas marinhas necessitam vir à superfície da água para respirar (BAPTISTOTTE, 2017). A ventilação pulmonar ocorre sem a ação do diafragma, ocorrendo através de movimentos dos músculos ventrais da cintura pélvica e escapular, que estão conectados ao plastrão. Os quelônios não possuem um diafragma muscular funcional separando as cavidades torácica e abdominal, mas possuem um pseudodiafragma que separa a cavidade celômica do espaço aéreo. A carapaça externa rígida impede a ventilação através de movimentos costais. Os quelônios possuem deficiência na depuração de impurezas, secreções e corpos estranhos do trato respiratório inferior. Devido à ausência do diafragma, o reflexo de tosse não ocorre, e a remoção ciliar de material respiratório até a glote, se torna prejudicada. Estes acontecimentos favorecem os quadros de pneumonia respiratória, que podem ser fatais (McARTHUR, S.; WILKINSON, R.; MEYER, J., 2004). Estes animais quando estão submersos, podem permanecer em apnéia por várias horas, e para isso, o organismo funciona lentamente. O suporte de oxigênio é auxiliado pela faringe e cloaca, que retiram a molécula da água (OLIVEIRA, 2005).

2.2.4 Sistema porta-renal

Os quelônios possuem dois rins que estão situados na cavidade retrocelomática caudal. Estão dispostos logo abaixo da carapaça e craniais à cintura pélvica (WYNEKEN, 2004; BAPTISTOTTE, 2017). O sangue venoso da região caudal do corpo, das vísceras e da maior parte da parede corporal, atravessa por um sistema capilar venoso, antes de retornar ao coração. Devido à presença do sistema porta renal, é aconselhável fazer administrações de drogas injetáveis na porção cranial do corpo, para que se evite filtração no parênquima renal.

A função deste sistema é garantir a perfusão dos túbulos renais, evitando a isquemia em situações onde há redução do fluxo sanguíneo glomerular, como em casos de desidratação (LONGLEY, 2008; FUNK & JAMES, 2019).

2.2.5 Sistema gastrintestinal

O sistema gastrointestinal (TGI) tem origem na boca até a cloaca. É importante ressaltar que as tartarugas marinhas possuem papilas esofágicas cuja função é prender o alimento, enquanto o esôfago elimina o excesso de água antes da deglutição (BAPTISTOTTE, 2017). Quando filhote, a *Chelonia mydas* tende a ter uma dieta onívora e carnívora, já adulta, passa a ter uma alimentação principalmente herbívora (TAMAR, 2011). Por este motivo, recebe o nome de tartaruga marinha-verde devido à coloração esverdeada de sua gordura corporal. A recomendação de jejum pré-anestésico em cirurgias eletivas é de 18h para os quelônios não herbívoros, para reduzir riscos de regurgitação e aspiração (LONGLEY, 2008).

2.3 Anestesia em tartarugas marinhas

A necessidade de imobilização para procedimentos cirúrgicos invasivos é uma das indicações para a anestesia geral em quelônios. As cirurgias mais frequentes em tartarugas marinhas são as amputações de membros, reparação de fraturas e lacerações de carapaças. Tais lacerações e fraturas de cascos decorrem principalmente de choques com hélices de embarcações, enquanto as lesões nos membros são normalmente decorrentes do emaranhamento em redes, linhas e objetos de pesca. A amputação de nadadeira é realizada com a mesma técnica de amputação de membros em outras espécies animais (FOSSUM, 2008; BAPTISTOTTE, 2017). As tartarugas marinhas são de fácil manejo, por serem dóceis e lentas fora da água. A anestesia geral na maioria dos répteis não apresenta um alto nível de complexidade, mas vários cuidados devem ser tomados pois muitos pacientes possuem histórico de resgate, com sérios problemas em seu estado clínico geral (MANIRE; NORTON, 2007; McARTHUR, 2004).

2.3.1. Cuidados pré-anestésicos

Dessa forma, deve-se reunir o máximo de informações sobre o paciente, antes de submetê-lo a anestesia. Tais informações provém do histórico, exame clínico geral, exames laboratoriais

(hematológico e bioquímico), exame radiográfico e outros, conforme a equipe médica julgar necessário. O exame físico deve incluir a inspeção destinada a avaliar a condição corporal, estado nutricional, hidratação e presença de lesões. O paciente deve ser aclimatado ao novo ambiente, e a temperatura corporal deve ser medida antes de iniciar o procedimento. A normotermia no período perianestésico é uma prioridade. Fontes de calor como lâmpadas apropriadas, almofada de calor ou garrafa de água quente podem ser utilizados (McARTHUR, S. ; WILKINSON, R.; MEYER, J., 2004).

2.3.1.1 Fluidoterapia

A fluidoterapia deve ser administrada antes da anestesia em casos de desidratação. Conforme Scarabelli & Girolamo (2022) não existem evidências do melhor tipo de fluido para os quelônios, mas um estudo comparou a eficácia de diferentes tipos de cristalóides em tartarugas marinhas encalhadas, e a combinação de solução salina (0,9%) com ringer com lactato seguido de soro fisiológico e solução de ringer com lactato, nesta sequência, obteve maior eficácia. A manutenção volêmica é de 25 a 30 mL/kg/d, não ultrapassando 2-3% do peso corporal total.

2.3.2 Fármacos anestésicos e vias de administração

A medicação pré-anestésica pode ser utilizada para promover sedação, miorelaxamento e compor uma anestesia balanceada (LONGLEY, 2008). A via de aplicação e temperatura ambiental possuem influência no mecanismo de ação dos fármacos anestésicos (BAPTISTOTTE, 2017). A via intravenosa permite grandes volumes, sendo descritas a veia jugular, veia subcarapacial, veia coccígea dorsal como locais de punção. A via intracelomática é realizada na fossa prefemoral, permite uma rápida absorção e administração de grandes volumes de fluido. A via intramuscular é recomendada em grupamentos musculares anteriores ao úmero, evitando-se a região posterior do corpo, devido ao sistema porta-renal (figura 6). Por esta via não é indicada a administração de grandes volumes. A via subcutânea é realizada na região entre o pescoço e membro anterior ou região inguinal, porém, a absorção pode ser baixa (figura 20). A via epicelomática permite uma boa absorção, e é acessada entre o plastrão e os músculos peitorais. A via oral é útil para administração de suporte nutricional e hídrico, mas não é utilizada para anestesia (LONGLEY, 2008).

Figura 20 - Demonstração de vias de aplicação subcutânea e intramuscular em *Trachemys scripta elegans*.



Fonte: Adaptado de Sladky & Mans (2012).

Os agonistas alfa2-adrenérgicos são sedativos muito utilizados para anestesia de quelônios, promovem relaxamento muscular, potente sedação e possuem atividade analgésica (SLEEMAN; GAYNOR, 2000). A dexmedetomidina tem sido muito usada na veterinária, com potência relatada maior que a medetomidina em mamíferos (KUUSELA et al., 2001). Não são publicados estudos sobre o efeito sedativo da dexmedetomidina em quelônios, porém a prática clínica recomenda seu uso em doses de 50-100ug/kg IM/IV, associada à cetamina ou midazolam (NORTON; METTEE, 2020). Em grandes quelônios (>100kg), estas soluções concentradas são uma boa escolha para reduzir o volume de injeção intramuscular. O antagonista da dexmedetomidina, o atipamezole, reverte os efeitos sedativos desse fármaco, o que torna uma grande vantagem na escolha de agonistas alfa2-adrenérgicos. Denis & Heard (2002) relataram que o atipamezole na dose de 0,5mg/kg IV pode causar hipotensão grave e pulso carotídeo não palpável em tartarugas Gopher (*Gopherus polifemo*).

Os benzodiazepínicos representados principalmente pelo diazepam e midazolam são sedativos que promovem relaxamento muscular, com mínimos efeitos cardiovasculares e respiratórios. Bienzle & Bold (1992) relataram em tartarugas mordedoras (*Chelydra serpentina*), a combinação de midazolam e cetamina produzindo melhor sedação e relaxamento muscular em comparação com o uso de agentes isolados. As dosagens recomendadas para quelônios estão entre 0,1 e 1mg/kg. O flumazenil, antagonista benzodiazepínico, reverte os efeitos sedativos na dose de 0,01–0,04mg/kg.

A cetamina é um anestésico dissociativo bem relatado nos protocolos de anestesia em quelônios. Seus efeitos de menor depressão respiratória e incremento no sistema cardiovascular são interessantes quando comparados aos efeitos do propofol e barbitúricos. Não produz relaxamento muscular adequado e requer doses altas para produzir anestesia geral nesses animais (30-50mg/kg). Em doses elevadas, está associada a recuperação prolongada de 24 a 96h. Quando associada aos benzodiazepínicos e/ou alfa2-adrenérgico, produz efeito sinérgico, possibilitando uma sedação suave ou um plano anestésico mais adequado para intervenções cirúrgicas (CHITTICK et al. 2002; BAPTISTOTTE, 2017).

O propofol é um agente sedativo hipnótico de escolha quando o acesso venoso estiver disponível. A veia jugular é um ótimo local para administração, devido ao seu grande calibre, mas a veia coccígea dorsal e a veia subcarapacial também são alternativas. A ação deste fármaco é curta, mas permite que haja relaxamento muscular adequado para realizar intubação orotraqueal. Como nos mamíferos, a administração em tartarugas deve ser realizada de forma titulada e lenta, evitando-se a apnéia (LONGLLEY, 2008). As doses relatadas para a indução da anestesia geral estão entre 1-15mg/kg, conforme administração ou não de pré-medicação. MacLean et al., (2008) sugerem doses entre 3-7 mg/kg para indução em *Caretta caretta*. A indução usando câmaras ou máscaras com agentes anestésicos inalatórios é inadequada para a maioria dos quelônios. Estes animais podem prender a respiração por longos períodos, ativando o “reflexo de mergulho” e mudando para respiração anaeróbica (LONGLLEY, 2008; McARTHUR, S. ; WILKINSON, R.; MEYER, J., 2004).

Após induzir o paciente, é recomendável prosseguir com a intubação para prover oxigenação e vaporização dos agentes voláteis. Sondas sem cuff são mais recomendadas, pelo fato dos anéis traqueais serem completos nesses animais (figura 21). Um abre boca que pode ser de material PVC, deve ser utilizado para facilitar a intubação e impedir que a tartaruga morda a sonda orotraqueal (figura 22). A ventilação com pressão positiva intermitente (VPPI) também é útil durante a anestesia geral, devido à depressão respiratória que pode acometer esses animais. Caso o paciente esteja respirando de forma voluntária, a ventilação manual pode ser realizada de forma intermitente, para garantir que os pulmões estejam bem ventilados (LONGLLEY, 2008).

Figura 21-Visão da boca aberta em um *Testudo sp.* intubado.
(Tradução: nariz, palato duro, palato mole, orofaringe, glote (intubada) e língua).



Fonte: Longley (2008).

Figura 22- Paciente intubado com auxílio de um cano de PVC.



Fonte: Vigani (2014)

A Concentração Alveolar Mínima (CAM) para iguanas verdes (*Iguana iguana*) foi de 1,8% para o isoflurano e 3,1% para sevoflurano (BARTER et al. 2006). Não estão determinados quais valores específicos de CAM para espécies de quelônios, no entanto, a prática clínica demonstra que para manter anestesia cirúrgica em planos adequados, as concentrações inspiradas são similares às descritas para outros répteis. O isoflurano é o anestésico rotineiramente utilizado por ser acessível e seguro. Para a manutenção anestésica, são sugeridas concentrações de 1,5 a 3% (BAPTISTOTTE, 2017). O isofluorano pode apresentar efeitos depressores sobre o sistema cardiovascular de répteis, como bradicardia, como fora descrito em algumas espécies, como a tartaruga cabeçuda (BALKO et al., 2018), em tartaruga-marinha-pequena *Lepidochelys kempi* (MOON; STABENAU, 1996) e em

Chelonoidis carbonarius (WILLIAMS et al., 2019). Em cães e gatos, o isofluorano é responsável por reduzir a resistência vascular sistêmica levando à hipotensão, principalmente em altas concentrações e em longos períodos de anestesia. A depressão cardiovascular em répteis, associada à anestesia inalatória, também mostrou ser dependente da dose (MOSLEY et al. 2004). Há relatos de hipotensão com este agente em *Lepidochelys kempi* (MOON; STABENAU, 1996) e tendência a promover o desvio intracardíaco D-E. O sevofluorano é considerado um agente mais cardioestável e pode ser utilizado em testudines marinhos, porém também há possibilidade de ocorrer o *shunt* D-E.

2.3.3 Monitoração anestésica

O nível de anestesia de uma tartaruga marinha pode ser avaliado através de reflexos de retirada, palpebrais, corneanos, pupilar, e de dor (McARTHUR, S.; WILKINSON, R.; MEYER, J., 2004). A perda do reflexo palpebral geralmente ocorre em um plano leve de anestesia (BENNETT 1998). A dilatação pupilar ocorre durante a anestesia cirúrgica de muitos quelônios, já o reflexo corneal ausente indica profundidade anestésica excessiva (BENNETT, 1991; BENNETT, 1998; DUTRA, 2021). Estímulo de pressão entre os dígitos foi utilizado para avaliar a dor superficial, e estímulo de pressão nas falanges e porção final da cauda para avaliar a dor profunda em espécies como *Trachemys scripta elegans* e *Trachemys dorbignyi* (KAMINISHI, 2013). Dutra (2021) considerou como respostas positivas ao estímulo pressórico, a movimentação da cabeça em direção ao membro pinçado e as movimentações do membro. Os reflexos de retirada da cauda e dos membros após pressão são perdidos durante a anestesia cirúrgica. A perda do reflexo de ventilação indica profundidade anestésica excessiva (BENNETT, 1998). Mais parâmetros a serem avaliados podem ser visualizados na figura 23.

Figura 23- Estágios de profundidade anestésica.

Tabela 1- Estágios e planos anestésicos da classe Reptilia

Estágio da Anestesia	Atitude	Respiração	Função Cardiovascular	Resposta ao estímulo doloroso	Nível anestésico	Tônus muscular	Resposta aos reflexos
Estágio I	Não orientada	Apneia, normal, ou taquipneia	Frequência cardíaca (FC) invariável, pode estar hipertenso	Luta	Não anestesiado	Bom	Todos presentes
Estágio II	Excitação, debatendo	Irregular, apneia, ou taquipneia	FC pode aumentar, quase sempre hipertenso	Debatendo	Não anestesiado	Bom	Todos presentes, pode ser exagerada
Estágio III plano 1 (superficial)	Imóvel	Normal, regular, ou diminuída	FC normal, normotenso	Pode responder com movimento	Superficial	Bom	prumo -; Palpebral + ou <; Retirada de membro e língua +; Cloacal +; Corneal +
Estágio III plano 2 (cirúrgico)	Imóvel	Apneia	FC diminuída, pulso forte, aumentando hipotensão	FC e pressão sanguínea pode aumentar	Moderado (cirúrgico)	Relaxado	prumo -; Palpebral -; Retirada de Membro e língua - Reflexo Cloacal <; Reflexo corneal +
Estágio III plano 3 (profundo)	Imóvel	Apneia	FC diminuída, pulso fortemente reduzido, significante hipotensão	Nenhum	Profundo	Muito reduzida	Prumo -; Palpebral -; retirada membro e língua -; Cloacal -; Corneal < ou -
Estágio III plano 4	Imóvel	Apneia	FC diminuída ao nível basal, pulso fraco, severa hipotensão	Nenhum	Profundo	Flácido	Sem reflexos Pupilas dilatadas
Estágio IV	Imóvel	Apneia	Colapso Cardíaco, pulso periférico não detectável	Nenhum	Morrendo	Flácido	Sem reflexos Pupilas grandemente dilatadas

Legenda: + = presente; - = ausente; < =diminuído.

Fonte: Adaptado de Mans, Sladky & Schumacher 2019, apud Dutra 2021.

2.3.3.4 Equipamentos de monitoração

A frequência cardíaca pode ser medida através de aparelho Doppler, sonda esofágica e eletrocardiograma (ECG) (SCARABELLI; GIROLAMO, 2022). É importante ressaltar que a frequência cardíaca sofre fortes interferências em casos de oscilações na temperatura corpórea. Conforme Bailey & Pablo (1998), devido a pele grossa e escamosa desses animais, o uso de agulhas hipodérmicas para fixação de eletrodos é eficaz pois melhora a sensibilidade da leitura. Para monitoramento anestésico, a derivação II é recomendada. O ECG dos quelônios é semelhante ao dos mamíferos com complexos P, QRS e T. Uma particularidade dos reptilianos é a onda SV que antecede a onda P sendo configurada como a despolarização do

seio venoso. A fase de repolarização ventricular representada pela onda T é fisiologicamente prolongada em quelônios (HOLZ, HOLZ 1995). A interpretação do ECG em todos os répteis é limitada, o que compromete uma compreensão mais detalhada. Não há valores definitivos de FC normal em quelônios, pois é influenciada por fatores como temperatura corporal, metabolismo e dor (SCARABELLI; GIROLAMO, 2022). Porém valores entre 23-41 bpm são considerados na prática clínica. Pulsos periféricos não são palpáveis e a ausculta cardíaca é difícil devido à presença da carapaça. A visualização direta dos movimentos respiratórios, pode ser difícil. A presença de movimentos respiratórios não indica ventilação adequada. A gasometria arterial é o método ideal para avaliação das trocas gasosas respiratórias, medindo a concentração arterial de oxigênio ou PaO₂ e a concentração arterial de dióxido de carbono ou PaCO₂ (ventilação). A aplicabilidade clínica da gasometria em quelônios é limitada. A coleta de sangue arterial em répteis é difícil e impraticável, além disso, esses animais toleram maiores alterações na PaCO₂ e PaO₂ do que mamíferos (HERNANDEZ- DIVERS, 2004).

Outros dispositivos de monitoramento de função respiratória são capnometria e oxímetro. A capnometria mede a concentração de dióxido de carbono ao final da expiração (EtCO₂). Nos mamíferos, é uma forma de avaliar a ventilação devido à boa correlação entre o EtCO₂ e a concentração arterial de CO₂. Em quelônios esta correlação não é consistente devido ao shunt cardíaco. A oximetria de pulso é usada para medir a saturação de oxigênio da hemoglobina arterial (SpO₂). É importante salientar que, apesar da oximetria de pulso ser um dos métodos de monitoramento mais comumente usado em répteis, limitações como erros de leituras e artefatos devem ser consideradas nestes animais. A temperatura deve ser monitorada através de termômetro digital na cloaca ou termômetro de monitor multiparamétrico. A hipotermia é uma ocorrência comum durante a anestesia, pois os mecanismos de termorregulação estão deprimidos. Como consequência, o débito cardíaco reduz progressivamente e há aumento do shunt intracardíaco (Krosniunas & Hicks 2003). Temperaturas abaixo do ideal reduzem o metabolismo e causam períodos incertos de depuração de anestésicos. Formas de aquecer o paciente quelônio anestesiado é através de garrafas e cobertores de água quente, e ventiladores de ar quente forçado. O superaquecimento também é deletério para o paciente. Temperaturas corporais acima 38°C são letais para a maioria das espécies (VIGANI, 2014).

2.4 Controle da dor

Os répteis possuem todas as estruturas anatômicas (assim como os mamíferos) responsáveis para o reconhecimento da dor: sistema nervoso central, nociceptores da periferia, receptores opióides e endógenos. Associado a isso, requisitos fisiológicos para dor e analgesia são muito semelhantes entre todos os vertebrados (SLADKY; MANS, 2012). Devido à capacidade limitada de interpretar a dor em répteis, por extrapolação, as situações consideradas dolorosas em humanos e outros mamíferos também devem ser consideradas nos quelônios (SLADKY; MANS, 2012; VIGANI, 2014).

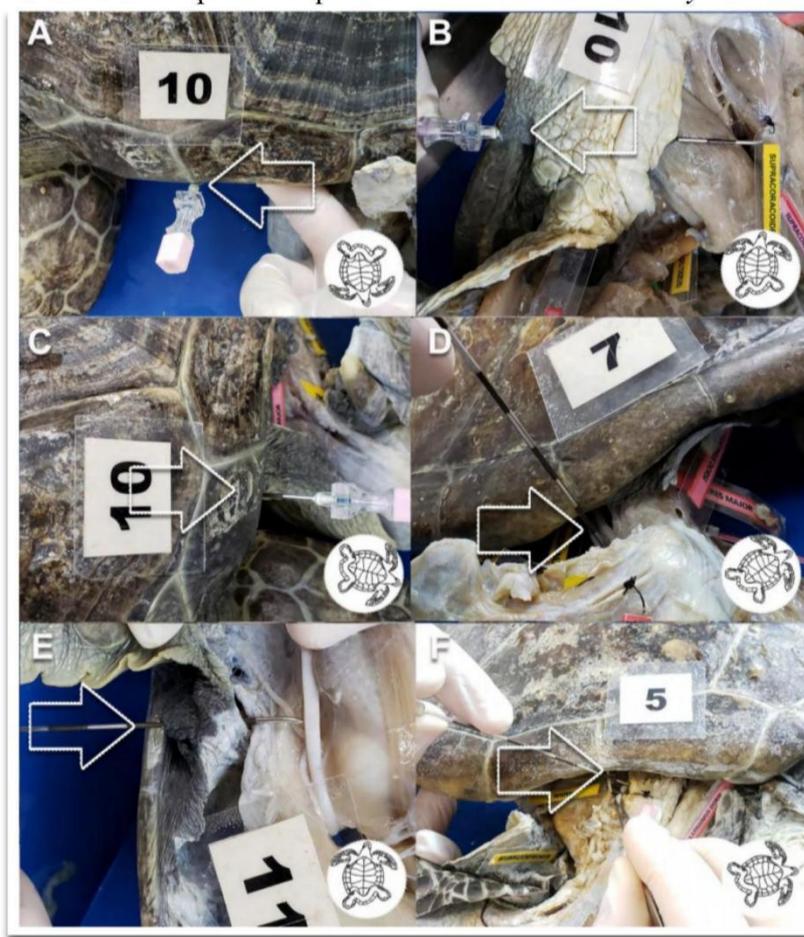
Combinação de técnicas anestésicas balanceadas reduzem o requerimento de anestésicos gerais e, portanto, os seus efeitos colaterais (SLADKY; MANS, 2012). Em répteis, agonistas dos receptores μ -opioides, como morfina, fentanil ou tramadol, fornecem analgesia eficaz (SCARABELLI, GIROLAMO, 2022). A morfina 1,5 ou 6,5 mg/kg SC e tramadol 2mg/kg SC demonstraram ter efeitos analgésicos em tartarugas, sendo a depressão respiratória um efeito colateral importante. O tramadol, um opióide sintético, com doses entre 5 e 10 mg/kg oral, proporcionou analgesia térmica nestes animais e menor depressão respiratória (SCARABELLI, GIROLAMO, 2022).

São poucos os estudos que avaliaram a farmacocinética e a farmacodinâmica de anti-inflamatórios não esteróides (AINEs) em quelônios (DIVERS, et al. 2010). Todavia, são bastante utilizados em répteis com base nos efeitos analgésicos em mamíferos. Divers et. al., (2010) avaliaram a administração de meloxicam 0,2 mg/kg (oral) em iguanas verdes, demonstrando concentrações plasmáticas que para os mamíferos, são consideradas analgésicas. Meloxicam 0,2-0,3 mg/kg IV, IM e SC são sugeridas por Sladky & Mans (2012). O carprofeno deve ser usado com cautela em quelônios com doença hepática ou renal, considerando seus efeitos hepatotóxicos em mamíferos (McARTHUR, S. ; WILKINSON, R.; MEYER, J., 2004). A anestesia local compõe uma importante técnica para alívio da dor, pois interrompe os estímulos nocivos na sua origem, não sendo propagados até o sistema nervoso central (percepção dolorosa). A infiltração de anestésico local é uma forma muito utilizada em quelônios, mas técnicas mais avançadas também são descritas (HERNANDEZ-DIVERS et. al., 2009; VIGANI, 2014).

2.4.1 Bloqueio do plexo braquial

As indicações para o bloqueio do plexo braquial pela abordagem axilar são para procedimentos em região distal do úmero e articulação do cotovelo. O plexo braquial origina uma rede de nervos com ação sensitiva, motora e autonômica, sendo responsável pela inervação do membro torácico. Em cães e gatos, os nervos que originam este plexo advêm de ramos ventrais do 6º, 7º e 8º nervos espinhais cervicais e 1º e 2º nervos torácicos (OTERO; PORTELA, 2018). Wyneken (2001), demonstrou que no plexo braquial da tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*) estão presentes as raízes ventrais de C6, C7 e C8. Dutra (2021), em um estudo com doze cadáveres de *Chelonia mydas*, observou que também faziam parte do plexo braquial as fibras das raízes ventrais dos nervos de C5 e T1. A técnica para execução do bloqueio também foi descrita por este autor, conforme figura 10. Baseando-se na anatomia da carapaça, para atingir o nervo *supracoracoideus* entre os músculos *deltoideus* e *supracoracoideus* uma agulha de Tuohy 16G deve ser introduzida entre o primeiro e segundo escudo marginal, procurando seguir na direção da intersecção que une o primeiro escudo vertebral, primeiro costal e segundo escudo marginal (figura 24.A). Para atingir o *n. axilaris* a ponta da agulha é introduzida paralelamente ao plastrão na margem do centro do 1º escudo marginal, seguindo em direção do 1º escudo costal da carapaça (figura 10. C). Os nervos *medianus*, *ulnaris* e *musculocutaneus* são alcançados com a agulha em sentido dorso ventral perpendicular ao plastrão, na margem da carapaça entre o 1º e 3º escudos marginais (figura 10. D e E). Por fim, a agulha de Tuohy inserida na borda do 3º escudo marginal da carapaça, no sentido caudo-rostral, em direção ao cotovelo, atinge o *n. radialis* (figura 10. F).

Figura 24- Demonstração da introdução percutânea de uma agulha de Tuohy para atingir principais nervos do plexo braquial em cadáver de *Chelonia mydas*.



Fonte: Adaptado de Dutra (2021).

São limitados os estudos que investigam as doses tóxicas de anestésicos locais em quelônios. Baseando-se em doses para mamíferos, alguns autores consideram 4-6 mg/kg para lidocaína (não ultrapassando 10 mg/kg), e 1 mg/kg para bupivacaína (NORTON; METTEE, 2020).

2.5 Recuperação

O tempo de recuperação da anestesia parece ser prolongado em quelônios quando comparados aos mamíferos expostos ao mesmo agente anestésico. Esta diferença pode ser devido à menor eficiência das vias metabólicas de répteis (McARTHUR et al. 2004). A depressão respiratória também persiste durante o período de recuperação. Recomenda-se manter o paciente intubado até que haja retorno da ventilação espontânea (VIGANI, 2014). A concentração do anestésico inalatório deve ser gradualmente diminuída até o final do procedimento para acelerar a recuperação. Durante esta fase, os quelônios podem ser ventilados com um ambu com ar

ambiente (SCARABELLI; GIROLAMO, 2022). O animal deve estar em uma zona de temperatura controlada, ter sua FC e FR monitoradas, e a extubação realizada quando a respiração espontânea retornar. É importante continuar com o suporte volêmico e analgésico e manter o acesso venoso. Devido a possíveis recuperações prolongadas, é ideal realizar procedimentos no início da manhã, para que haja equipe disponível para monitoramento do paciente (SCARABELLI; GIROLAMO, 2022).

3. RELATO DE CASO

Uma tartaruga marinha-verde (*Chelonia mydas*) (figura 25), fêmea, com idade aproximada de 50 anos, pesando 157 kg, e medindo 112 cm (CCC) proveniente do Projeto Ecoassociados localizado no litoral da cidade de Ipojuca, Pernambuco, foi resgatada no dia 30/12/2023 pela equipe da instituição, apresentando a nadadeira anterior esquerda lacerada e ficando encalhada na praia de Pontas de Pedra (PE). A Ecoassociados existe desde 1998, sendo uma organização sem fins lucrativos que realiza ações para a conservação de tartarugas marinhas. Após o contato com a equipe do Hospital Veterinário da UFRPE (Dois Irmãos), o procedimento de amputação de nadadeira foi marcado para o dia 09/01/2023 no turno da manhã. A médica veterinária responsável pelo animal informou que esta havia sido a maior tartaruga marinha já resgatada pelo instituto.

Figura 25- Tartaruga marinha-verde instalada no Projeto Ecoassociados.



Fonte: Ecoassociados (2023).

Figura 26 - Exposição do úmero da nadadeira esquerda com presença de tecido necrótico em tartaruga marinha-verde.



Fonte: Ecoassociados (2023).

O animal apresentava exposição do úmero, presença de tecido necrosado e um quadro de infecção subsequente (figura 26). A tartaruga, enquanto reabilitada na instituição, respondia bem a reflexos, movendo-se no recinto a qual foi instalada. A limpeza da ferida era realizada diariamente e as medicações administradas consistam em mercepton 0,1mg/kg, cetoprofeno 2 mg/kg q. 48h, gentamicina 3mg/kg q. 72h, e dipirona 30 mg/kg BID todas por via IM, além de fluidoterapia com solução fisiológica(NaCl 0,9%) SC e IV. Mesmo com o quadro de debilitação, o animal apresentava bastante tônus muscular, principalmente nas ocasiões de punção venosa para administração de fluidos. Foram realizados exames laboratoriais, hemograma (figura 27) e bioquímicos (figura 28 e 29) e radiografia de tórax e membros (figura 30), sendo estes utilizados para avaliação clínica e cirúrgica do animal.

Figura 27- Hemograma de tartaruga-marinha verde.

EXAME Nº:	19	ENTRADA:	02/01/2023	SAÍDA:	02/01/2023
TUTOR (A):	ECOASSOCIADOS	ANIMAL:	N01/23	SEXO:	F
ESPÉCIE:	Chelonia mydas	RAÇA:	-	IDADE:	ADULTA
VETERINÁRIO Drº(a):	ECOASSOCIADOS				
CLÍNICA:					
HEMOGRAMA - Chelonia mydas- material: sangue total					
ERITROGRAMA:			VALORES DE REFERÊNCIA		
Eritrócitos:	0,56 x1.000.000 cél/µL			(ref.: 0,19 a 0,41)	
Hematócrito:	36 %			(ref.: 22 a 29)	
hemoglobina:	9,8 g/dL			(ref.: 5,9 a 8,7)	
VCM:	642,9 fL			(ref.: 580 a 1.380)	
HCM	175,0 pg			(ref.: 150 a 402)	
CHCM:	27,2 %			(ref.: 23,8 a 32,6)	
Proteínas totais:	6,0 g/dL				
LEUCOGRAMA					
Leucócitos Totais:	15,525 cél/µL			Intervalo de referência (ref.:1.8 a 7.1)	
				valores absolutos	
Metamielócitos:	0 % céls / µL = 0			(ref. :0 a 0)	
Bastonetes:	0 % céls / µL = 0			(ref.: 0 a 0)	
Heterófilos:	54 % céls / µL = 8384			(ref.: 687 a 1.175)	
Linfócitos:	23 % céls / µL = 3571			(ref.: 625 a 1.014)	
Monócitos:	19 % céls / µL = 2950			(ref.: 100 a 400)	
Eosinófilos:	1 % céls / µL = 155			(ref.: 38 a 79)	
Basófilos:	3 % céls / µL = 466			(ref.: 4.5 a 10)	
OBSERVAÇÕES CITOLÓGICAS DAS SÉRIES VERMELHAS E BRANCAS:					
Eritrocitose. Leucocitose. Heterofilia. Linfocitose. Monocitose. Eosinofilia. basofilia. Policromasia +++. Heterófilos tóxicos.					
Contagem de trombócitos:					
Trombócitos:	10.000	trombócitos/µl		(REF. 9.252 a 25.290)	
MÉDIA DE TROMBÓCITOS DE 2-3 POR CAMPO 100x					
Dra. Patrícia Falcão CRAV/PE - 3371					
fonte: ISIS, 2002 - (espécie Chelonia mydas), Cubas, Z. et al 2014. Tratado de animais selvagens .					

Fonte: Ecoassociados (2023).

Figura 28- Exame bioquímico de tartaruga marinha-verde.

EXAME Nº:	19	ENTRADA:	02/01/2023	SAÍDA:	02/01/2023
TUTOR (A):	ECOASSOCIADOS	ANIMAL:	N01/23	SEXO:	F
ESPÉCIE:	Chelonia mydas	RAÇA:	-	IDADE:	ADULTA
VETERINÁRIO Drº(a):	ECOASSOCIADOS				
CLÍNICA:					
BIOQUÍMICO - Chelonia mydas					
			VALORES DE REFERÊNCIA		
URÉIA	68,0	mg/dL			(3,7 a 10,7)
método: colorimétrico					
CREATININA	0,50	mg/dL			(0,3 a 0,5)
método: enzimático					
ALT (TGP)	24,0	U/L			(8,8 a 19)
método: cinético U.V					
AST (TGO)	742	U/L			(95,7 a 186,1)
método: cinético U.V					
GLICOSE	164,0	mg/dL			(63,9 a 105,3)
método: colorimétrico					
TRIGLICERÍDEOS	198	mg/dL			(870-870)
método: colorimétrico					
ALBUMINA	1,6	g/dL			(0,4 a 0,8)
método: verde de Bromocresol					
FÓSFORO	12,7	mg/dL			(5,3 a 10,3)
método: colorimétrico					
CALCIO ASX	3,68	mg/dL			(3,7 a 14,9)
método: colorimétrico					
COLESTEROL TOTAL	153	mg/dL			(245,7 a 345,3)
método: colorimétrico					
RELAÇÃO A:G	2,0				(1,0 a 1,14)
ÁCIDO ÚRICO	1,66	mg/dL			(0,29 a 1,29)
método: colorimétrico					

Fonte: Ecosystemas (2023).

Figura 29- Exame bioquímico de tartaruga marinha-verde (continuação).

FOSFATASE ALCALINA método: cinético U.V	43,0	U/L	(7,8 a 18,2)
PROTEINA TOTAL	3,60	g/dL	(4,2 a 5,8)
CREATINOQUINASE-CK método: cinético U.V	5.440	U/L	(501,7 a 2.451)

Obs: Parâmetros de referência com jejum de 8 horas.
soro com coloração ligeiramente amarelada.
*EXAME REPETIDO E CONFIRMADO

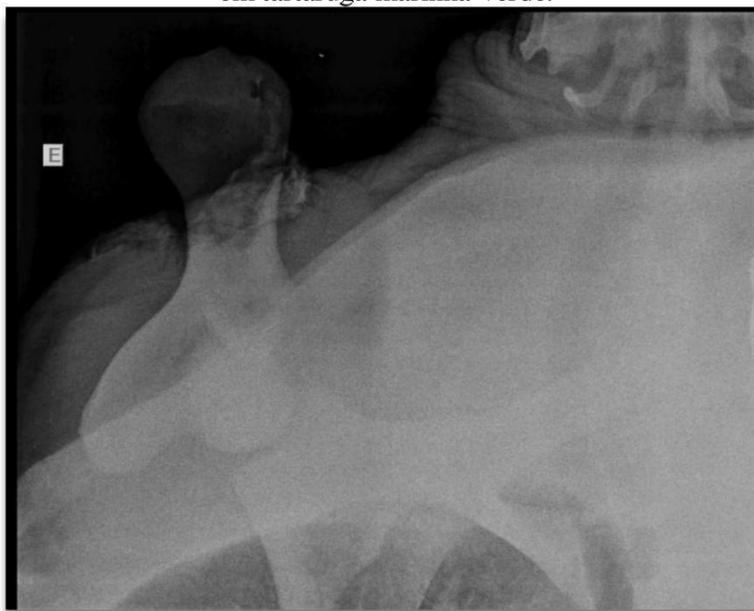
Dr. Patricia Falcão
CRMV/PE - 3371

FONTE: ISIS, 2002 / CUBAS et al. 2ed. 2014.

Patologista clinica veterinária responsável: Dra Patricia Delgado Falcão CRMV-3371/PE.

Fonte: Ecosystemas (2023).

Figura 30- Radiografia demonstrando a ausência da nadadeira anterior esquerda com exposição óssea em tartaruga marinha-verde.



Fonte: Arquivo pessoal (2023)

Anteriormente ao dia da cirurgia, ainda na instituição de resgate, o animal foi aclimatado com temperatura aproximada de 28°C. Não foi solicitado jejum prévio, devido ao quadro de inapetência, sendo estabelecida suplementação previamente. A tartaruga foi transportada para o bloco cirúrgico (figura 31 e 32) sob tecido umidificado com água marinha morna sobre a carapaça, para reduzir os impactos na sua termorregulação (figura 33). Um pano úmido foi colocado sobre os olhos a fim de reduzir o estresse do animal. Um termômetro de parede foi utilizado para manter a temperatura ambiental entre 25-30°.

Após aclimação do paciente na sala cirúrgica, o animal foi inspecionado pela equipe anestésica e os primeiros parâmetros avaliados consistiram em: frequência cardíaca (FC) através de Doppler arterial, temperatura cloacal com termômetro digital, reflexo palpebral, corneal e cloacal e reflexo nociceptivo superficial e profundo (quadro 1). A avaliação do reflexo palpebral, corneal e cloacal foi registrada e os escores de movimentação recebiam valores de 0 à 3, sendo 0= ausência de reflexo; 1= reflexo presente mas muito lento; 2= reflexo presente e lento e 3= reflexo presente e forte. O reflexo nociceptivo superficial foi avaliado através de pinçamento interdigital com pinça de dente de rato e o profundo através de pinçamento de falange. Os escores recebiam a pontuação de 0 à 4, sendo 0= nenhuma resposta após estimulação; 1= contração da musculatura envolvida; 2= tração do membro estimulado de forma lenta; 3= tração do membro de forma rápida e 4= tração do membro e movimentação da cabeça.

Quadro 1- Primeiros parâmetros pré-anestésicos da tartaruga marinha-verde.

Frequência cardíaca	16 bpm
Temperatura cloacal	27,9°
Reflexo palpebral	Presente e forte (3)
Reflexo corneal	Não avaliado
Reflexo cloacal	Presente e lento (2)
Reflexo nociceptivo superficial	Tração do membro de forma rápida (3)
Reflexo nociceptivo profundo	Não avaliado

Fonte: Elaboração pessoal (2023).

O animal foi posicionado sobre duas mesas cirúrgicas, dando-se início à tentativa de venóclise em veia jugular, porém, o acesso não foi possível por esta via. A medicação pré-anestésica (MPA) foi composta por midazolam 0,2 mg/kg [5mg/ml] e cetamina 5 mg/kg [100mg/ml] por via intravenosa (veia subcarapacial). Após as movimentações de cabeça e membros estarem reduzidas, a veia subcarapacial foi cateterizada. A fluidoterapia foi iniciada, porém, o animal movimentou-se com bastante avidez, inviabilizando a cateterização nesta via, prosseguindo-se para

venóclise em veia braquial dorsal com cateter 20G acoplado a um PRN (figura 34). Uma nova sedação foi administrada, repetindo-se a dose de midazolam e cetamina, adicionando-se dexmedetomidina 6ug/kg [500ug/ml] ao protocolo sedativo. A indução com propofol na dose de 0,5 mg/kg foi realizada através da punção da veia subcarapacial. O propofol com volume total de 11,5 ml foi administrado de forma titulada conforme necessário no trans-cirúrgico. Após relaxamento mandibular, prosseguiu-se com a intubação, com auxílio de um abre boca de cano de PVC. O animal foi intubado com sonda orotraqueal nº 5, sendo suplementado com oxigênio e isoflurano como agente anestésico de manutenção, iniciando a 0,7% em vaporizador calibrado, através de circuito semi-fechado (figura 35 e 36).

Figura 31- Tartaruga marinha-verde após entrada no bloco cirúrgico.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Figura 32- Tartaruga marinha-verde após entrada no bloco cirúrgico evidenciando exposição óssea.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Figura 33- Aclimatação da tartaruga marinha-verde após posicionamento sobre mesas cirúrgicas.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Figura 34- Cateterização em veia braquial dorsal da nadadeira direita realizada em tartaruga marinha-verde.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Figura 35- a) Relaxamento mandibular após indução com propofol; b) Colocação de um abre boca de cano de PVC; c) Tartaruga marinha-verde intubada e acoplada ao sistema respiratório semi-fechado.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Figura 36- Momento da intubação orotraqueal em *Chelonia mydas*. Uma sonda sem cuff, nº 5 foi utilizada.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

Conforme sinais de superficialização, a vaporização de isoflurano era ajustada. A monitoração anestésica se deu através de monitor multiparamétrico, composto de eletrocardiograma, frequência cardíaca, saturação de oxihemoglobina (SPO₂%), capnografia (ETCO₂) e temperatura (cloacal) (figura 38). A temperatura dos colchões térmicos também foi registrada, através de um termômetro. Os reflexos nociceptivos e de profundidade anestésica (palpebral, corneal e cloacal) continuaram a ser avaliados. Procedeu-se com o bloqueio do plexo braquial através de estimulador de nervos periféricos (ENP) associando-se lidocaína [2%] e ropivacaína [0,75%] (figura 37). A dose tóxica de lidocaína foi calculada para 6mg/kg. Para a ropivacaína e bupivacaína [0,5%] a dose calculada foi de 1 mg/kg. O volume restante de bupivacaína e lidocaína foi utilizado para infiltração perilesional.

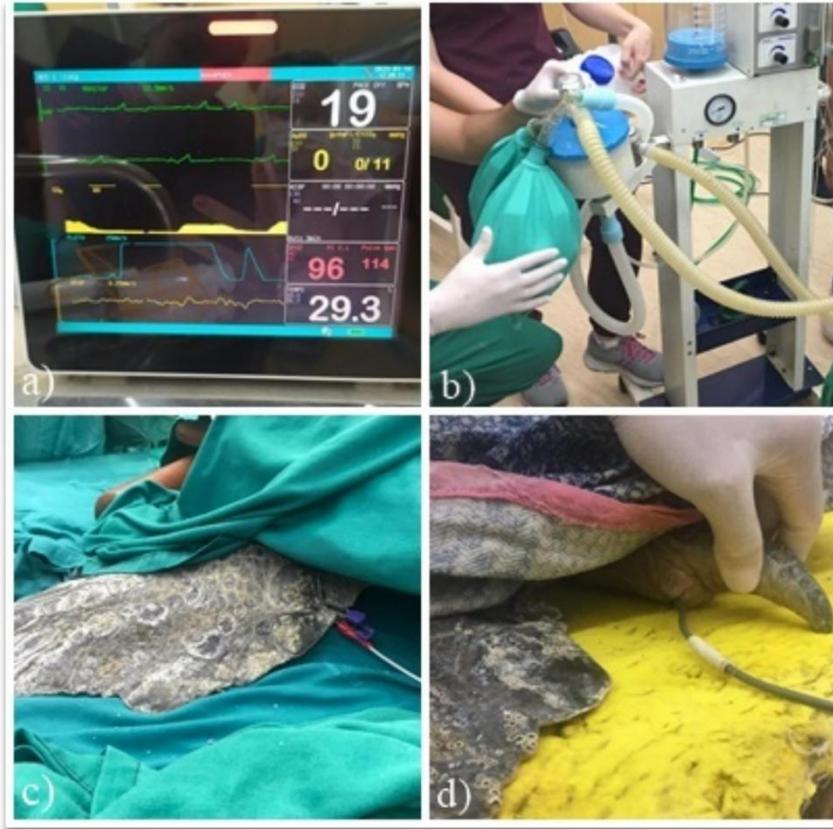
Figura 37- Bloqueio do plexo braquial utilizando localizador de nervos periféricos, em tartaruga marinha-verde.



Fonte:Arquivo pessoal (2023).

A cirurgia iniciou-se com a liberação da musculatura inserida no úmero, seccionando-se a cápsula articular e liberando o membro. A limpeza da ferida foi feita com clorexidine, sendo seccionado o tecido necrosado da musculatura. Para sutura da musculatura foi usado o padrão reverdan com polidioxonona nº 0. A abolição do espaço morto subcutâneo foi em sutura zigue-zague com poliglactina nº 0, e os pontos de pele foram realizados com padrão donatti usando nylon 3.0. A fluidoterapia foi administrada após cálculo de 3% do peso vivo. A ventilação assistida foi realizada manualmente, sendo insituída 6 movimentos por minuto na primeira hora de cirurgia, tornando-se mais espessada com o transcorrer do procedimento. Dois balões de 3L foram utilizados para ventilar (figura 38.b). O fornecimento de isofluorano foi encerrado 30 minutos antes do término cirúrgico. O reversor da dexmedetomidina (atipamezole [5mg/ml]), foi administrado por via intramuscular 30 min após o término. A sonda orotraqueal foi mantida, até que o animal apresentasse adequado retorno do tônus mandibular. As medicações pós-operatórias consistiram em meloxicam 0,2 mg/kg [2%] e tramadol 5 mg/kg [50mg/ml], ambas por via intramuscular. Ceftiofur 3,5 mg/kg IM foi administrado após a alta do animal, no centro de reabilitação.

Figura 38- a) Monitor multiparamétrico demonstrando valores de FC, SPO2%, T° e curva de capnografia e pletismografia; b) Ventilação manual assistida com o auxílio de dois balões de 3L; c) Eletrodo posicionado em nadadeira posterior direita; d) Termômetro em região de cloaca.



Fonte: Arquivo pessoal (2023).

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

O conhecimento das diferenças na fisiologia e anatomia que podem influenciar a anestesia dos quelônios são prioridade para o profissional anestesiologista. A ectotermia e sua estreita relação com a taxa metabólica deve ser uma das principais características consideradas. Por isso, manter os quelônios dentro de sua faixa de temperatura corporal preferida é essencial para uma adequada metabolização e recuperação anestésica (OLSON, SIMPSON, 2018).

Embora as tartarugas marinhas sejam conhecidas por serem de fácil manejo conforme descrito por Baptistotte (2017), a anestesia da *Chelonia mydas* apresentou vários desafios devido ao peso e tamanho do animal. Desde o transporte, até a contenção física, foi necessária a mobilização de uma grande equipe de médicos veterinários e estudantes. A manutenção da normotermia deu-se através de colchões térmicos e tecido aquecido com água do mar, disposto sobre a carapaça do animal (VIGANI, 2014). O protocolo anestésico escolhido inicialmente

visou promover tranquilização e recuperação anestésica rápida, através de uma anestesia multimodal, como sugerido por Sladky e Mans, (2012). A associação de midazolam, cetamina e dexmedetomidina como recomendado por Norton e Mettee (2020) foi eficaz para tranquilização do animal e redução do requerimento de propofol. A intubação orotraqueal foi realizada utilizando um abre boca de cano de PVC e sonda orotraqueal sem cuff, como fora recomendado por Longley (2008) e Vigani (2014). A manutenção anestésica iniciou-se a 2% de isoflurano, concentração dentro do intervalo sugerido por Baptistotte (2017) sendo ajustada conforme sinais de superficiliação. O procedimento cirúrgico teve duração de 2h50 minutos. Devido às limitações dos equipamentos de monitoração para estes animais, alguns parâmetros não puderam ser obtidos, como valores de EtCO₂, porém a curva de capnografia foi possível ser visualizada em vários momentos. A FC mínima foi de 15 bpm, de forma transitória, retornando a valores considerados normais. A saturação também apresentou oscilações na sua aferição, mas foram registrados valores acima de 95%. No início da aclimatação do animal ao ambiente cirúrgico, a menor temperatura cloacal registrada foi de 26.5°, porém, ajustes foram realizados, mantendo-se a normotermia entre 28.1°-29,9°. O paciente foi ventilado de forma manual durante todo o procedimento cirúrgico, com 6 ventilações por minuto como recomendado por Norton et. al., (2017) e aumentando-se o intervalo conforme prosseguia-se para o término do procedimento. Embora Dutra (2021) tenha descrito o bloqueio do plexo braquial com agulha de Tuohy, a técnica foi realizada com aparelho de neurolocalização, mas seguindo os pontos de referência descritos pelo autor. Seguindo as recomendações de Scarabelli e Girolamo (2022), a concentração do anestésico inalatório foi gradualmente diminuída até o final do procedimento, objetivando uma rápida recuperação anestésica. Também conforme os autores, o procedimento iniciou-se pela manhã, o que permitiu um melhor acompanhamento do animal pela equipe. Fluidoterapia de suporte e analgesia foram administradas (SCARABELLI; GIROLAMO, 2022). A avaliação dos reflexos palpebral, corneal, cloacal e de dor superficial e profunda, foram úteis para monitoração da profundidade anestésica (DUTRA, 2021). Apesar de sinais de recuperação, o animal veio a óbito quatro dias após a intervenção cirúrgica, com diagnóstico presuntivo de sepse como *causa mortis*.

normotemia deu-se através de colchões térmicos e tecido aquecido com água do mar, disposto sobre a carapaça do animal (VIGANI, 2014). O protocolo anestésico escolhido inicialmente visou promover tranquilização e recuperação anestésica rápida, através de uma anestesia multimodal, como sugerido por Sladky e Mans, (2012). A associação de midazolam, cetamina

e dexmedetomidina como recomendado por Norton e Mettee (2020) foi eficaz para tranquilização do animal e redução do requerimento de propofol. A intubação orotraqueal foi realizada utilizando um abre boca de cano de PVC e sonda orotraqueal sem cuff, como fora recomendado por Longley (2008) e Vigani (2014). A manutenção anestésica iniciou-se a 2% de isoflurano, concentração dentro do intervalo sugerido por Baptistotte (2017) sendo ajustada conforme sinais de superficiliação. O procedimento cirúrgico teve duração de 2h50 minutos. Devido às limitações dos equipamentos de monitoração para estes animais, alguns parâmetros não puderam ser obtidos, como valores de EtCO₂, porém a curva de capnografia foi possível ser visualizada em vários momentos. A FC mínima foi de 15 bpm, de forma transitória, retornando a valores considerados normais. A saturação também apresentou oscilações na sua aferição, mas foram registrados valores acima de 95%. No início da aclimação do animal ao ambiente cirúrgico, a menor temperatura cloacal registrada foi de 26.5°, porém, ajustes foram realizados, mantendo-se a normotermia entre 28.1°-29,9°. O paciente foi ventilado de forma manual durante todo o procedimento cirúrgico, com 6 ventilações por minuto como recomendado por Norton et. al., (2017) e aumentando-se o intervalo conforme prosseguia-se para o término do procedimento. Embora Dutra (2021) tenha descrito o bloqueio do plexo braquial com agulha de Tuohy, a técnica foi realizada com aparelho de neurolocalização, mas seguindo os pontos de referência descritos pelo autor. Seguindo as recomendações de Scarabelli e Girolamo (2022), a concentração do anestésico inalatório foi gradualmente diminuída até o final do procedimento, objetivando uma rápida recuperação anestésica. Também conforme os autores, o procedimento iniciou-se pela manhã, o que permitiu um melhor acompanhamento do animal pela equipe. Fluidoterapia de suporte e analgesia foram administradas (SCARABELLI; GIROLAMO, 2022). A avaliação dos reflexos palpebral, corneal, cloacal e de dor superficial e profunda, foram úteis para monitoração da profundidade anestésica (DUTRA, 2021). Apesar de sinais de recuperação, o animal veio a óbito quatro dias após a intervenção cirúrgica, com diagnóstico presuntivo de sepse como *causa mortis*.

5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A conduta anestésica e analgésica foi eficaz para o procedimento de amputação de nadadeira. O paciente apresentou parâmetros vitais aceitáveis em todo o procedimento cirúrgico, apresentando rápida recuperação e sem intercorrências. O animal recebeu alta e foi transportado para o instituto de reabilitação, prosseguindo-se com os cuidados do pós-operatório. Os estudos em anestesia de tartarugas marinhas são limitados, e fazem-se necessárias mais pesquisas para padronizar métodos de monitoração e mais protocolos anestésicos seguros nestas espécies, melhorando cada vez mais a anestesia em quelônios aquáticos.

REFERÊNCIAS

- BALKO, J.A.; GATSON, B.J.; COHEN, E. B.; GRIFFITH, E.H.; HARMS, C.A.; BAILEY, K.M. Inhalant anesthetic recovery following intramuscular epinephrine in the loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.49, n.3, p.680-688, 2018.
- BIENZLE D, BOYD C.J. 1992. Sedative effects of ketamine and midazolam in snapping turtles (*Chelydra serpentina*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine** 23(2):201–204. Brosnan RJ, Pypendop BH, Barter LS, et al. 2006. Pharmacokinetics of inhaled anesthetics in green iguanas (*Iguana iguana*). **American Journal of Veterinary Research** 67(10):1670–1674.
- CHITTICK E.J, STAMPER M.A, BEASLEY J.F, et al. 2002. Medetomidine, ketamine, and sevoflurane for anesthesia of injured loggerhead sea turtles: 13 cases (1996–2000). **Journal of the American Veterinary Medical Association** 221(7):1019–1025.
- DENNIS, P.M., HEARD, D.J. 2002. Cardiopulmonary effects of a medetomidine ketamine combination administered intravenously in gopher tortoises. **Journal of the American Veterinary Medical Association** 220(10):1516–1519.
- Divers SJ, Papich M, McBride M, et al: Pharmacokinetics of meloxicam following intravenous and oral administration in green iguanas (*Iguana iguana*). **Am J Vet Res** 71:1277- 1283, 2010.
- FOSSUM T. W. et al., Cirurgia de Pequenos animais. Rio de Janeiro: Elsevier, 2008, cap. 35, p. 1338-1346.
- FUNK, R. S. & JR, James E. Bogan. Snake Taxonomy, anatomy and physiology. In: **Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery**. 3ª ed. USA. Editora: Elsevier, 2019. 1793 p. ISBN: 9780323482530.
- FUNK, Richard S. & JR, James E. Bogan. Snake Taxonomy, anatomy and physiology. In: **Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery**. 3ª ed. USA. Editora: Elsevier, 2019. 1793 p. ISBN: 9780323482530.
- GARCIA-PÁRRAGA, D.; LORENZO, T.; WANG, T.; ORTIZ, J.L.; ORTEGA, J.; CRESPO-PICAZO, J.J.; CORTIJO, J.; FAHLMAN, A. Deciphering function of the pulmonary arterial sphincters in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). **Journal of Experimental Biology**. V.221, 2018. jeb 17982. doi:10.1242/jeb.179820.
- GREGO, Kathleen F.; ALBUQUERQUE, Luciana R.; KOLESNIKOVAS, Cristiane K. M. Squamata (Serpentes). In: **Tratado de animais selvagens – Medicina Veterinária**. 2ª ed. São Paulo: Roca, 2014. 2470 p. ISBN: 9788527726481.
- HERNANDEZ-DIVERS SM, SCHUMACHER J, HERNANDEZ-DIVERS SJ. Blood gas evaluation in the Green Iguana (*Iguana iguana*). **Proc Assoc Reptilian Amphibian Vet** 2004;45–46.

Holz P, Holz RM. Evaluation of ketamine, ketamine/xylazine and ketamine/midazolam anesthesia in red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). *J Zoo Wildl Med* 1994;25:531–537.

KAMINISHI, APS. **Efeitos do citrato de fentanila em *Trachemys dorbignyi* (Duméril e Bibron, 1835) e *Trachemys scripta elegans* (Wied, 1839)**. 2013. 46fl. Dissertação (Mestrado)-Universidade Federal de Uberlândia, Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias. Uberlândia, 2013.

KUUSELA E, RAEKALLIO M, ANTTILA M, FALCK I, MÖLSÄ S, VAINIO O. Clinical effects and pharmacokinetics of medetomidine and its enantiomers in dogs. *J Vet Pharmacol Ther.* Hämeentie, v.23(1), p.15-20. Doi: 10.1046/j.1365-2885.2000.00245.x. Acesso em: 13 jan. 2023.

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

MacLean, R.A., C.A. Harms, and J. Braun-McNeill. 2008. Propofol anesthesia in loggerhead (*Caretta caretta*) sea turtles, *J. Zoo Wildl. Med.* 44: 143-150.

MANIRE, C.A.; NORTON, T.M. Pertinent anesthesia and surgery in sea turtles 4th PAN COMMONWEALTH VETERINARY CONFERENCE, 4th, 2007 **Proceedings [...]**4th - 8th November 2007. Barbados, West Indies p. 203-204, 2007.

MARCOVALDI, M. A et al.. Actividades del Proyecto TAMAR en las areas de alimentación de tortugas marinas en Brasil. **Noticiero de Tortugas Marinas**, 1998. cap. 80, p. 5-7.

MARCOVALDI, M. A. et al. Sea turtles and fishery interactions in Brazil: identifying and mitigating potential conflicts. **Marine Turtles Newsletter**, ed. 112, 2006. p. 4-8.

McARTHUR, S. Anaesthesia, Analgesia and Euthanasia. In: McARTHUR, S.; WILKINSON, R.; MEYER, J. **Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles**. Oxford. Blackwell Publishing, 2004, p 379-401.

McARTHUR, S.; MEYER, J.; INNIS, C. Anatomy and physiology. In: McARTHUR, S.; WILKINSON, R.; MEYER, J. **Medicine and Surgery of Turtles and Tortoises**. Oxford. Blackwell Publishing, 2004, p 35-72.

MOON, P.F.; STABENAU, E. K. Anesthetic and Postanesthetic management of sea turtles. **Journal of American Veterinary Medical Association**, v. 208, n.5, p.720-726, 1996.

Mosley CA, Dyson D, Smith DA. The cardiovascular dose-response effects of isoflurane alone and combined with butorphanol in the green iguana (*Iguana iguana*). **Vet Anaesth Analg.** 2004 Jan;31(1):64-72. doi: 10.1111/j.1467-2995.2004.00135.x. PMID: 14756755.p.275-334.

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.

MURRAY, M. J. Cardiology. In: MADER, D.R. **Reptile Medicine and Surgery**. St. Louis Saunders Elsevier, 2006, p. 181-195.

NORTON, T., METTEE, N. Analgesia and Anesthesia. **Marine turtle trauma response procedures: A veterinary guide**. WIDECASST Technical Report. n.20, p 1-12. 2020. Disponível em: <https://seaturtleguardian.org/analgesia-and-anesthesia> Acesso em: 05 jan. 2023.

OLIVEIRA, M. A. et al. Monitoramento de tartarugas marinhas em praias do sul da Bahia durante levantamentos sísmicos 3D na Bacia de Jequitinhonha BM-J-2. In: Congresso Brasileiro de Oceanografia, 2. 2005, Espírito Santo. Resumos... Espírito Santo, ES. 2005.

SALES, G., GIFFONI, B.B., MAURUTTO, G. Captura incidental de tartarugas marinhas pela frota de rede de emalhe de deriva sediada em Ubatuba, São Paulo-Brasil. Brasília: ICMBio, 10, 2003.

SCARABELLI, S., GIROLAMO, N. Chelonian Sedation and Anesthesia. **Vet Clin Exot Anim**. v.25, 49-72, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.08.009>.

SCHILLIGER, L.; GIRLING, S. Cardiology. In: DIVERS, S.J.; STAHL, S.J. **Mader's Reptile and amphibian medicine and surgery**, Saint Louis, Missouri: Elsevier, 2019, p 669-698.

SCHUMACHER, J. Reptiles and Amphibians. In: Lumb & Jones. **Veterinary Anesthesia**. 3 ed. Pennsylvania: Williams & Willkins, 1996. p. 670-685

Sladky K.K, Mans C. Clinical anesthesia in reptiles. *J Exot Pet Med* 2012; 21:17–31.

SLADKY, K.K, MANS C. Clinical analgesia in reptiles. **J. Exot Pet Med**. 2012; ed 21 158-167.

Sleeman JM, Gaynor J: Sedative and cardiopulmonary effects of medetomidine and reversal with atipamezole in desert tortoises (*Gopherus agassizii*). **J Zoo Wildl Med** 31:28-35, 2000.

VIGANI, A. Chelonia (Tortoises, Turtles, and Terrapins) In: WEST, G., HEARD, D.J.; CAULKETT, N. **Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia**-2nd ed. Iowa, Blackwell Publishing Ames, 2014, p 365-387.

WHITH, F. N. Circulation. In GANS, C. **Biology of reptilia**. Volume Physiology, 1976, WILEY, J., SONS. Anesthesia and Analgesia. **Reptile medicine and surgery in clinical practice**. 1ed, Pondicherry: Wiley Blackell, 2018. p. 369-382. ISBN 9781118977682.

WILLIAMS, C.J.A.; GREUNZ, E.M.; RINGGAARD, S.; HANSEN, K.; BERTELSEN, M.F.; WANG, T. Magnetic resonance imaging (MRI) reveals high cardiac ejection fractions in red-footed tortoises (*Chelonoidis carbonarius*). **Journal of Experimental Biology**, v.222, 2019 jeb206714. doi: 10.1242/jeb.206714

WYNEKEN, J. The Anatomy of Sea Turtles. U.S. Department of Commerce **NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470**, 1-172 pp. 2001.

