

ANDRÉ AUGUSTO JUSTO

**Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia
com sevoflurano em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*)**

São Paulo

2022

ANDRÉ AUGUSTO JUSTO

Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia com sevoflurano em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*)

VERSÃO CORRIGIDA

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Clínica Cirúrgica Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para a obtenção do título de Mestre em Ciências.

Departamento:

Cirurgia

Área de concentração:

Clínica Cirúrgica Veterinária

Orientador:

Prof^a. Dr^a. Silvia Renata Gaido Cortopassi

São Paulo

2022

Autorizo a reprodução parcial ou total desta obra, para fins acadêmicos, desde que citada a fonte.

DADOS INTERNACIONAIS DE CATALOGAÇÃO NA PUBLICAÇÃO

(Biblioteca Virginie Buff D'Ápice da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo)

T. 4217
FMVZ

Justo, André Augusto
Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia com sevoflurano em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) / André Augusto Justo. – 2022.
93 f. : il.

Dissertação (Mestrado) – Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Departamento de Cirurgia, São Paulo, 2022.

Programa de Pós-Graduação: Clínica Cirúrgica Veterinária.

Área de concentração: Clínica Cirúrgica Veterinária.

Orientadora: Profa. Dra. Sílvia Renata Gaido Cortopassi.

1. Anestesia inalatória. 2. Réptil. 3. Testudines. I. Título.



Comissão de Ética no Uso de Animais

Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
Universidade de São Paulo

CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada "Determinação de parâmetros ecocardiográficos em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*), conscientes ou anestesiadas com sevofluorano", protocolada sob o CEUA nº 1884030220 (ID 008111), sob a responsabilidade de **Silvia Renata Gaido Cortopassi e equipe; André Augusto Justo** - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica ou ensino - está de acordo com os preceitos da Lei 11.794 de 8 de outubro de 2008, com o Decreto 6.899 de 15 de julho de 2009, bem como com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi **aprovada** pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (CEUA/FMVZ) na reunião de 08/07/2020.

We certify that the proposal "Determination of echocardiographic parameters in conscious or sevoflurane-anesthetized green turtles (*Chelonia mydas*)", utilizing 16 Reptiles (males and females), protocol number CEUA 1884030220 (ID 008111), under the responsibility of **Silvia Renata Gaido Cortopassi and team; André Augusto Justo** - which involves the production, maintenance and/or use of animals belonging to the phylum Chordata, subphylum Vertebrata (except human beings), for scientific research purposes or teaching - is in accordance with Law 11.794 of October 8, 2008, Decree 6899 of July 15, 2009, as well as with the rules issued by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA), and was **approved** by the Ethic Committee on Animal Use of the School of Veterinary Medicine and Animal Science (University of São Paulo) (CEUA/FMVZ) in the meeting of 07/08/2020.

Finalidade da Proposta: [Pesquisa](#)

Vigência da Proposta: de 05/2020 a 05/2021

Área: [Anestesiologia](#)

Origem: [Animais Silvestres de Vida Livre](#)

Espécie: [Répteis](#)

sexo: [Machos e Fêmeas](#)

idade: [1 a 25 anos](#)

N: [16](#)

Linhagem: [Chelonia mydas](#)

Peso: [5 a 40 kg](#)

Local do experimento: Aquário Municipal de Santos - Santos/SP



Comissão de Ética no Uso de Animais

Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia
Universidade de São Paulo

São Paulo, 10 de março de 2022

CEUA N 1884030220

(ID 008888)

Ilmo(a). Sr(a).

Responsável: Sílvia Renata Gaido Cortopassi

Área: Anestesiologia

Título da proposta: "Determinação de parâmetros ecocardiográficos em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*), conscientes ou anestesiadas com sevofluorano".

CERTIFICADO (Emenda versão de 29/agosto/2021)

A Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo, no cumprimento das suas atribuições, analisou e **APROVOU** a Emenda (versão de 29/agosto/2021) da proposta acima referenciada.

Resumo apresentado pelo pesquisador: "Desde Março de 2020, em virtude da pandemia causada pelo Sars-Cov-2, o Aquário Municipal de Santos [] local de condução do presente projeto de pesquisa [] permaneceu interditado ao público (<https://www.santos.sp.gov.br/?q=noticia/parques-de-santos-abrem-com-limitacoes-para-evitar-aglomeracoes>). Além disso, a fim de evitar aglomeração, os funcionários do parque atualmente trabalham em escala de rodízio para a manutenção dos cuidados aos animais. Tendo-se um número limitado de profissionais por período e levando-se em consideração a redução da arrecadação dos visitantes na bilheteria do parque, os animais que necessitam de cuidados médicos para posterior soltura passaram a ser preferencialmente conduzidos às diversas bases do Programa de Monitoramento de Praias da Bacia de Santos (PMP-BS), e não mais ao Aquário Municipal de Santos. Desta forma, ainda que o cronograma inicialmente proposto tenha sido cumprido no que tange à coleta de dados, adequações tiveram de ser realizadas posto que a casuística de atendimento de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) sofreu drástica redução desde março de 2020. Imagens ecocardiográficas pela abordagem transplastral [] a que permite estudo hemodinâmico mais detalhado [] são melhor obtidas em pacientes juvenis de pequeno porte. Como já evidenciado em trabalhos recentes (Balco et al., 2018), a fenda transplastral ossifica a medida que tartarugas-marinhas ganham peso, o que passa a impossibilitar a obtenção de imagens ultrassonográficas por esta janela. Cientes da redução na admissão de animais a medida que a pandemia progredia, realizamos um levantamento de quais animais do plantel do Aquário de Santos permitiriam a aquisição de imagens de boa resolução por esta abordagem. Para isto, como proposto inicialmente, os animais foram posicionados em um colchão personalizado para tartarugas-marinhas. O estudo ecocardiográfico foi pautado em dissecação anatômica, como previsto inicialmente. Observou-se que a abordagem transplastral seria apenas possível em animais de até 14 kg e com 50 cm de comprimento curvilíneo de carapaça. Contudo, apenas quatro animais do plantel se enquadravam nesta categoria, o que implicaria em um tamanho amostral demasiadamente pequeno. Com isso, a fim de otimizar o número de animais mantidos no Aquário de Santos, o presente projeto se dividiu em dois estudos distintos, ambos já concluídos e em fase de redação de artigos (1) e análise estatística (2): 1) Estudo anatomo-topográfico e ecocardiográfico dos principais vasos sanguíneos cervicais de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) juvenis. 2) Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia com sevofluorano em tartarugas-verdes juvenis (*Chelonia mydas*) juvenis."

Comentário da CEUA: Pesquisadora inseriu atualização do SISBio. Emenda aprovada.

Prof. Dr. Marcelo Bahia Labruna
Coordenador da Comissão de Ética no Uso de Animais
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade
de São Paulo

Camilla Mota Mendes
Vice-Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais
Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade
de São Paulo

FOLHA DE AVALIAÇÃO

Autor: JUSTO, André Augusto

Título: **Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia com sevofluorano em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Clínica Cirúrgica Veterinária da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo para a obtenção do título de Mestre em Ciências.

Data: ____/____/____

Banca examinadora

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

Prof. Dr. _____

Instituição: _____ Julgamento: _____

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho aos meus pais.

AGRADECIMENTOS

À Prof^a. Dr^a Silvia Renata Gaido Cortopassi, por ter acolhido minha ideia de projeto de pesquisa desde o início e ter embarcado comigo nessa aventura. Obrigado pela preocupação despendida para que conseguíssemos realizar este projeto da melhor forma possível. Além disso, agradeço por ter compartilhado seu olhar tão humanizado com a docência e com o próximo. A senhora me inspira.

Aos meus pais, Arminda e José Igidio, que sempre nutriram meus sonhos e proporcionaram o acesso à melhor educação possível.

À minha irmã, Fernanda, minha melhor amiga. A relação que desenvolvemos ao longo da vida é a minha certeza de que nunca caminharei só. Obrigado por sempre me ouvir.

Ao Prof. Dr. Adriano Bonfim Carregaro, presente que a pós-graduação me trouxe. Obrigado pela sempre disponibilidade em me ajudar, pelos conselhos – de vida e profissionais – e por todas as oportunidades oferecidas.

À Dr^a. Natache Arouca Garofalo, que foi (e é) minha professora, amiga e irmã. Sempre digo que minha paixão por animais selvagens foi, em parte, fruto de uma semente plantada pela Natache. Obrigado pelo incentivo de sempre.

Ao Dr. Gustavo Dutra, quem me abriu as portas do Aquário Municipal de Santos desde o primeiro ano da graduação até o mestrado e foi um parceiro imprescindível para a conclusão deste trabalho.

À vovó Adália e à vovó Rosa, que ajudaram a esculpir quem sou hoje. Vocês duas serão sempre meu exemplo de amor incondicional, mesmo que não estejam mais neste plano mundano.

À Lívia Gimenez, secretária do Programa de Pós-Graduação em Clínica Cirúrgica Veterinária da FMVZ – USP, por ter sido sempre tão solícita e compreensiva.

À Dra. Daphne Wrobel Goldberg e ao Prof. Dr. Antônio José de Araújo Aguiar, pelas valiosas recomendações e minuciosa arguição durante meu Exame Geral de Qualificação.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), processo nº 2020/02439-3, e à Coordenação de Apoio de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001, pelo apoio financeiro, sem o qual o presente trabalho não poderia ser concluído.

Aos meus amigos da FMVZ – USP, Andressa Kotleski, Mario Rego e Priscila Yanai, por tornarem o trabalho mais descontraído e por todas as aventuras compartilhadas nas coletas de dados.

Ao Gustavo Nunes, meu companheiro de anos. Obrigado por acolher minhas angústias e celebrar minhas conquistas. À família Nunes de Moraes, meu muito obrigado por tornarem esta caminhada mais leve e mais feliz.

Aos meus amigos de vida, que são muitos e, por isso, não mencionarei individualmente, mas que participaram ativamente desta pesquisa ao serem ombros fiéis nos momentos desafiadores.

Ao Aquário Municipal de Santos, local que foi minha porta de entrada na medicina de animais selvagens e meu primeiro contato com tartarugas-marinhas. Obrigado pela viabilização logística deste estudo.

Ao Gabriel Santos e Thalita Marchi, pela ajuda no manejo das tartarugas e por serem cuidadosos com minhas demandas da coleta de dados.

Às tartarugas-verdes, em especial à Zefa, Mel, Elaine, Kétlen, Tarracha, Lilica, Maria, Audrey, Caramelo, Zeca e Renata. Sem vocês este trabalho sequer sairia do papel. Espero poder contribuir com a forma como vocês são manejadas em centros de reabilitação.

*“Mui grácil e cintilante e angelical
Nasceu em seu jardim uma linda flor
Naquela noite santa de natal
No momento que juramos eterno amor
No entanto você tudo esqueceu
Trocando meu coração por outro ser
E a flor, ao ver a sua ingratidão,
Murchou e desfolhou-se
Até morrer...”*

*..Folhas ao vento
Quando a bonança veio me abraçar
Em desalento aquele amor fui encontrar
Numa igreja, tendo ao colo os filhos seus
Pedindo uma esmola
Pelo amor de Deus!”*

Vicente Celestino, cantado por vovó Adália.

RESUMO

JUSTO, A. A. **Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia com sevoflurano em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*)**. [Effect of the fraction of inspired oxygen on recovery from sevoflurane anesthesia in green turtles (*Chelonia mydas*)]. 2022. 93 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2022.

A anestesia geral inalatória é recomendada para manutenção anestésica em tartarugas-marinhas; contudo, questiona-se a influência do oxigênio puro (100% de fração inspirada de oxigênio) nas prolongadas recuperações anestésicas comumente reportadas. Este estudo objetivou comparar o tempo de recuperação de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) anestesiadas com sevoflurano diluído em oxigênio puro (FI100) ou ar ambiente (FI21), e avaliar o impacto cardiorrespiratório e ácido-base produzido por ambas as frações. Em um design aleatorizado, encoberto e cruzado, onze indivíduos foram anestesiados (FI100 ou FI21; uma semana de intervalo). Após propofol intravenoso (5 mg/kg) e intubação endotraqueal, foram mecanicamente ventilados com sevoflurano por 90min. Foram analisadas a frequência cardíaca (FC), a pressão parcial de CO₂ expirado (P'ETCO₂) e a fração expirada de sevoflurano (FE'SEVO) a cada 10min. A oximetria de pulso (SpO₂) foi obtida a cada 30min. A FE'SEVO foi mantida em 3,5%. Aos 90min, o sevoflurano foi descontinuado e registrou-se os tempos de bicar o abre-bocas, primeiro movimento muscular, primeira tentativa de extubação e extubação. Gases sanguíneos venosos foram analisados 10min antes da indução (MBa), 90min do transanestésico (MAn) e após extubação (MExt). O único tempo de recuperação anestésica distinto entre grupos foi bicar o abre-bocas (FI100: 51 [39 – 58] min e FI21: 44 [31 – 53] min; $p = 0,03$). A SpO₂ foi maior em FI100 do que FI21 em todos os momentos avaliados ($p < 0,01$). A FC e o P'ETCO₂ não diferiram entre grupos, porém ambos reduziram ao longo do tempo ($p < 0,05$). Os gases sanguíneos não diferiram entre os grupos em nenhum dos momentos. O pH aumentou ($p < 0,001$) e o PvCO₂ reduziu ($p < 0,0001$) em MAn e MExt em relação a MBa em ambos os grupos. O oxigênio puro não influencia o tempo de recuperação anestésica e não impacta em parâmetros cardiorrespiratórios em relação ao ar ambiente em tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano.

Palavras-chave: Anestesia inalatória. Réptil. Testudines.

ABSTRACT

JUSTO, A. A. **Effect of the fraction of inspired oxygen on recovery from sevoflurane anesthesia in green turtles (*Chelonia mydas*)**. [Efeito da fração inspirada de oxigênio na recuperação da anestesia com sevoflurano em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*)]. 2022. 93 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2022.

The inhalation anesthesia is recommended for anesthetic maintenance in sea turtles; however, the role of pure oxygen (100% fraction of inspired oxygen) on the prolonged anesthetic recoveries commonly reported in sea turtle anesthesia has been questioned. This study aimed to compare recovery times in sevoflurane-anesthetized green turtles (*Chelonia mydas*) receiving pure oxygen (FI100) or room air (FI21), and to evaluate the impact of both fractions on cardiorespiratory and blood gas variables. In a randomized, blinded and cross-over design, eleven turtles were anesthetized (FI100 or FI21; one-week interval). Following intravenous propofol (5 mg/kg) and endotracheal intubation, animals were mechanically ventilated with sevoflurane for 90min. Heart rate (HR), partial pressure of expired CO₂ (P'ETCO₂) and expired sevoflurane fractions (FE'_{SEVO}) were analyzed every 10min, and pulse oximetry (SpO₂) every 30min. The FE'_{SEVO} was set at 3.5%. At 90min of anesthesia, sevoflurane delivery ceased and times to break the bite block, first muscle movement, first attempt to extubate and extubation were registered. Venous blood gas analysis was performed at 10min before anesthesia induction (MBa), 90min during anesthesia (MAn) and immediately following extubation (MExt). Time to break the bite block was the only recovery variable different between groups (FI100: 52 ± 14.57 min and FI21: 44.64 ± 14.42 min; $p = 0.03$). The SpO₂ was higher in FI100 than in FI21 at all timepoints of analysis ($p < 0.01$). The P'ETCO₂ and HR did not vary between groups, though both reduced over time ($p < 0.05$). Blood gases were not different between groups. The pH increased ($p < 0.001$) and PvCO₂ reduced ($p < 0.0001$) in MAn and MExt compared to MBa in both groups. Pure oxygen does not influence time to recovery from anesthesia nor does it impair cardiorespiratory variables in comparison to room air in sevoflurane-anesthetized green turtles.

Keywords: Inhalation anesthesia. Reptile. Testudines.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1 - Mensuração do comprimento curvilíneo de carapaça (A), largura curvilínea de carapaça (B) e comprimento retilíneo de carapaça (C) de uma tartaruga-verde (*Chelonia mydas*). 34
- Figura 2 - Pesagem de uma tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) com a balança eletrônica utilizada neste estudo. 35
- Figura 3 - Colheita de sangue para avaliação hematológica de tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) incluída no presente estudo. 35
- Figura 4 - Acondicionamento de tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) incluída neste estudo em tanque de 500 litros. 37
- Figura 5 - Análise da qualidade da água fornecida às tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) incluídas neste estudo por meio de kits colorimétricos comerciais 38
- Figura 6 - Dieta das tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) mantidas no Aquário Municipal de Santos, compreendendo peixes, lula e polvo, além de couve, fornecidos em dias intercalados. 38
- Figura 7 - Cartela utilizada para aleatorização, em que cada compartimento representa um animal (identificado por seu nome) e contém dois papéis (FI100 ou FI21). 39
- Figura 8 - Fluxômetros (de ar comprimido e de oxigênio puro) do ventilador tampados para garantia do delineamento do estudo do tipo encoberto.
40
- Figura 9 - Sistema de recirculação de água aquecida com registro da temperatura. 41
- Figura 10 - Sala de aclimação pré-anestésica contendo um tanque adaptado a um circuito de aquecimento de água com um aquecedor de aquário.
42
- Figura 11 - Tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) após indução com 5 mg/kg de propofol por via intravenosa. Note o pescoço e nadadeiras completamente relaxados. 43
- Figura 12 - Sonda uretral nº 6 introduzida no interior da sonda endotraqueal para registro da FE'SEVO, P'ETCO2 e FiO2. 45

Figura 13 -	Tartaruga-verde (<i>Chelonia mydas</i>) mantida em anestesia geral inalatória com sevofluorano. Monitoração da oximetria de pulso com um transdutor de transfectância posicionado entre a língua e o palato (A); tubo endotraqueal e oxímetro de pulso inseridos na cavidade oral do paciente, mantido com a ranfoteca aberta por meio de um abre-bocas de silicone (B) 45
Figura 14 -	Tartaruga verde (<i>Chelonia mydas</i>) durante anestesia inalatória com sevofluorano. Monitorização com eletrocardiograma e temperatura cloacal, além manutenção da hidratação do casco e da temperatura corporal por meio de uma toalha úmida e um colchão térmico, respectivamente. 46
Figura 15 -	Colheita de sangue venoso da veia jugular externa direita em MAn. 47
Figura 16 -	Avaliação do reflexo palpebral, reflexo corneal, reflexo cloacal, resistência de mandíbula, tônus muscular e resposta ao estímulo doloroso por meio de escores em uma tartaruga verde (<i>Chelonia mydas</i>) anestesiada com sevofluorano. 49
Figura 17 -	Tartaruga-verde (<i>Chelonia mydas</i>) em recuperação anestésica em uma caixa seca acolchoada. 51
Figura 18 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da temperatura cloacal de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. A linha tracejada representa o fim da anestesia inalatória..... 53
Figura 19 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da frequência cardíaca (FC) de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. A linha vertical tracejada representa o fim da anestesia inalatória. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao tempo zero ($p \leq 0,05$). 54
Figura 20 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da pressão parcial de CO ₂ ao final da expiração (P'ETCO ₂) de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado, cruzado e encoberto. A linha vertical tracejada representa o fim da anestesia inalatória.

	Símbolos pretos representam diferença significativa em relação ao tempo zero ($p \leq 0,05$). 54
Figura 21 -	Gráfico de boxplot da oximetria de pulso (SpO_2) de 11 tartarugas- verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. No boxplot, a caixa representa o intervalo interquartil (25 – 75%), a linha horizontal dentro da caixa a mediana e as linhas horizontais fora das caixas os valores mínimo e máximo. †Diferença significativa entre FI100 e FI21 ($p < 0,01$). 55
Figura 22 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) do pH de 10 tartarugas- verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao MBa ($p \leq 0,05$). 57
Figura 23 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da pressão parcial de CO_2 venoso ($PvCO_2$) de 10 tartarugas- verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao MBa ($p \leq 0,05$). 57
Figura 24 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da concentração de bicarbonato (HCO_3^-) de 10 tartarugas- verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. 58
Figura 25 -	Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da pressão parcial de oxigênio venoso (PvO_2) de 10 tartarugas- verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao MBa ($p \leq 0,05$). 58
Figura 26 -	Gráfico de boxplot do lactato de 10 tartarugas- verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. No boxplot, a caixa representa o intervalo interquartil (25 – 75%), a linha horizontal dentro da caixa a mediana e as linhas horizontais fora das caixas os valores mínimo e máximo. 59

Figura 27 -	Registro da frequência respiratória de um animal em aquecimento pré-anestésico no tanque de água salgada.	73
Figura 28 -	Registro da frequência respiratória de um animal em recuperação pós-anestésica por meio de câmeras acopladas à caixa seca.	74

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 -	Biometria e valores individuais de exames hematológico e bioquímico das tartarugas-verdes (<i>Chelonia mydas</i>) incluídas neste estudo (n = 11).	36
Tabela 2 -	Gases sanguíneos e eletrólitos venosos (média ± desvio padrão se paramétricos; mediana [intervalo interquartil] se não-paramétricos) registrados em tartarugas-verdes (n = 10) anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto.	56
Tabela 3 -	Escore total (0 a 14) de plano anestésico (mediana [intervalo interquartil]) avaliado aos 90 minutos de anestesia e em diferentes momentos da recuperação anestésica de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.	61
Tabela 4 -	Valores de medida central e de dispersão (em minutos) para os tempos de recuperação de tartarugas-verdes (n = 11) anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.	62
Tabela 5 -	Valores individuais para os tempos de recuperação de tartarugas-verdes (n = 11) anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO ₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.	63

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	20
2	OBJETIVOS	22
2.1	OBJETIVOS GERAIS	22
2.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	22
3	HIPÓTESES	23
4	JUSTIFICATIVA	24
5	REVISÃO DE LITERATURA	25
5.1	TARTARUGA-VERDE: AMEAÇAS E IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA..	25
5.2	RÉPTEIS NÃO-CROCODILIANOS: PARTICULARIDADES CARDIORRESPIRATÓRIAS DE IMPORTÂNCIA ANESTÉSICA	27
5.2.1	FISIOLOGIA CARDIOVASCULAR	27
5.2.2	FISIOLOGIA RESPIRATÓRIA E MERGULHO	28
5.3	GATILHO VENTILATÓRIO EM TESTUDINES	29
5.4	ANESTESIA EM TARTARUGAS-MARINHAS	30
6	MATERIAIS E MÉTODOS	33
6.1	ANIMAIS	33
6.2	DESENHO EXPERIMENTAL.....	38
6.3	PROTOCOLO DO ESTUDO	40
6.4	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	51
7	RESULTADOS	53
7.1	VARIÁVEIS CARDIORRESPIRATÓRIAS	53
7.2	GASES SANGUÍNEOS E ELETRÓLITOS	55
7.3	SCORES DE PLANO ANESTÉSICO	60
7.4	RECUPERAÇÃO ANESTÉSICA.....	61
8	DISCUSSÃO	64
8.1	PARÂMETROS CARDIORRESPIRATÓRIOS	64

8.2	EQUILÍBRIO ÁCIDO-BASE.....	67
8.3	ESCORES DE RECUPERAÇÃO.....	68
8.4	TEMPO DE RECUPERAÇÃO ANESTÉSICA.....	69
8.5	PONTOS CRÍTICOS.....	72
9	CONCLUSÕES.....	74

1 INTRODUÇÃO

Diversas são as ameaças que tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*, Linnaeus 1758) encontram no litoral brasileiro. Dentre elas, é frequente que animais resgatados tenham ingerido corpos estranhos, se acidentado com embarcações, interagido com apetrechos de pesca ou padeçam de tumores cutâneos (WYNEKEN et al., 2006; PAGE-KARJIAN et al., 2014). Desta forma, cirurgias ambulatoriais ou intervenções cirúrgicas invasivas são uma realidade em centros de reabilitação de tartarugas-verdes e, por consequência, procedimentos anestésicos são conduzidos na mesma proporção (FRANZEN-KLEIN et al., 2020; FUTEMA; CARVALHO; WERNECK, 2020).

A anestesia inalatória é a técnica mais recomendada para intervenções cirúrgicas em tartarugas-marinhas, já que depende pouco da biotransformação hepática e excreção renal dos fármacos, garante plano anestésico mais estável e, principalmente, minimiza o tempo de recuperação anestésica em relação a protocolos injetáveis (SCHUMACHER; YELEN, 2006). Ainda assim, o tempo prolongado de recuperação anestésica observado com o uso de agentes inalatórios halogenados corresponde à complicação anestésica mais relatada em tartarugas-marinhas, sendo reportados intervalos para a extubação de 2 a 8 horas após o fim da anestesia (MOON; STABENAU, 1996; CHITTICK et al., 2002; CAVALCANTI et al., 2007). Portanto, um dos atuais interesses científicos na medicina de tartarugas-marinhas envolve o entendimento do mecanismo envolvido na lenta recuperação anestésica, bem como em formas de abreviá-la (BALKO et al., 2018).

Tartarugas-marinhas são animais de ventilação pulmonar adaptados a longos períodos em apneia em virtude do mergulho (HOCHSCHEID, 2014). Em mergulhos voluntários, o pulmão destes testudíneos marinhos representa a principal reserva de oxigênio (LAPENAS; LUTZ, 1982), e o declínio da pressão parcial de oxigênio arterial coincide com o retorno à superfície (LUTCAVAGE; LUTZ, 1991). Neste contexto, acredita-se que o oxigênio puro [100% de fração inspirada de oxigênio (FiO_2)] utilizado durante a anestesia inalatória possa retardar o estímulo à respiração espontânea e, com isso, prolongar o tempo de recuperação anestésica neste táxon (MOON; STABENAU, 1996; SPIELVOGEL et al., 2017). Esta teoria é corroborada pela relação inversamente proporcional entre hiperóxia e frequência respiratória descrita em

testudíneos terrestres (FRANKEL et al., 1969; GLASS; BURGGREN; JOHANSEN, 1978).

Entretanto, não há estudos clínicos que norteiem a influência da FiO_2 no tempo de recuperação anestésica, tampouco o impacto cardiorrespiratório produzido por esta no período transanestésico, de modo que a FiO_2 utilizada durante a anestesia inalatória permanece a critério do médico-veterinário. Portanto, o presente estudo objetivou determinar o tempo de recuperação anestésica de tartarugas-verdes mantidas em anestesia inalatória em 21% ou 100% de FiO_2 , e avaliar o impacto cardiorrespiratório produzido por ambas as frações.

2 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVOS GERAIS

Comparar o tempo de recuperação anestésica de tartarugas-verdes mecanicamente ventiladas e anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (oxigênio puro) e em FiO_2 de 21% (ar ambiente), e avaliar o impacto no sistema cardiorrespiratório e no equilíbrio ácido-base produzido por ambas as FiO_2 .

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Determinar o tempo de recuperação anestésica de tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (oxigênio puro) e em FiO_2 de 21% (ar ambiente).

Avaliar a segurança cardiorrespiratória no que tange aos parâmetros vitais de tartarugas-verdes mantidas em anestesia com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (oxigênio puro) e em FiO_2 de 21% (ar ambiente).

Avaliar a influência de diferentes FiO_2 no equilíbrio ácido-base de tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano.

3 HIPÓTESES

As hipóteses do presente estudo são de que o emprego de oxigênio puro (FiO_2 de 100%) durante a anestesia inalatória com sevoflurano prolonga o tempo de recuperação de tartarugas-verdes sob ventilação mecânica, ao passo que mitiga a acidose metabólica e hiperlactatemia transanestésicos em relação ao uso de ar ambiente (FiO_2 de 21%).

4 JUSTIFICATIVA

Os resultados deste estudo são relevantes tanto no ambiente clínico-cirúrgico de tartarugas-marinhas, como no âmbito experimental. Clinicamente, recuperações anestésicas tardias podem aumentar os custos inerentes à monitoração do paciente anestesiado, demandar da equipe veterinária maior dispêndio de tempo, bem como elevar a mortalidade e morbidade perianestésicas (BALKO et al., 2018). Este último aspecto possui particular importância em tratando-se de um grupo de animais sob acentuada ameaça de extinção, em que a perda de um indivíduo implica em um importante impacto ecológico. Além disso, a despeito das notórias particularidades fisiológicas de tartarugas-marinhas, a anestesia inalatória neste táxon é caracterizada por profundas lacunas científicas, de modo que o presente estudo proporciona um norte para médicos-veterinários em ambientes de reabilitação.

Sob a óptica experimental, o presente estudo poderá auxiliar na compreensão dos mecanismos fisiológicos envolvidos na prolongada recuperação anestésica de tartarugas-verdes, servindo como base para futuros estudos em outras espécies de animais deste grupo.

5 REVISÃO DE LITERATURA

5.1 TARTARUGA-VERDE: AMEAÇAS E IMPORTÂNCIA ECOLÓGICA

Acredita-se que as tartarugas-marinhas representem a linhagem de répteis existente mais antiga do mundo, habitando a Terra há mais de 200 milhões de anos. Por este motivo, carregam, em seu material genético, informações valiosas para estudos evolucionistas e compreensão da história de suas populações (LUTZ; MUSICK, 1997).

Inseridas na ordem Testudines, sete espécies de tartarugas-marinhas são encontradas mundialmente, distribuídas em duas famílias taxonômicas: Dermochelyiidae e Cheloniidae (BOWEN; KARL, 2007). A família Dermochelyiidae só possui a tartaruga-de-couro (*Dermochelys coriacea*) como representante, enquanto a Cheloniidae abrange a tartaruga-marinha-australiana (*Natator depressus*), a tartaruga-de-kemp (*Lepidochelys kempii*), a tartaruga-oliva (*Lepidochelys olivacea*), a tartaruga-de-pente (*Eretmochelys imbricata*), a tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*) e a tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) (PRITCHARD; MORTIMER, 1999). Por serem animais mais abundantes em climas tropical e subtropical, bem como pela ampla extensão litorânea brasileira, as quatro últimas espécies podem ser encontradas em território nacional, além da *Dermochelys coriacea*, o que reitera a importância de pesquisas focadas nestas espécies no Brasil e de políticas públicas de conservação do ambiente marinho (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1985).

A tartaruga-verde possui importância ímpar na manutenção da biodiversidade. Ainda que seja uma espécie onívora, pratica principalmente a herbivoria quando atinge a fase juvenil de vida, ingerindo fanerógamas e macroalgas do assoalho oceânico (FUKUOKA et al., 2019). Tal característica tanto viabiliza o aumento na produtividade e no teor nutritivo desta vegetação como controla seu crescimento exagerado (BJORNDAL, 1980; ZIEMAN; FOURQUIREAN; FRANKOVICH, 1999). Em contrapartida, esta vegetação marinha contribui significativamente para o sequestro de carbono atmosférico e para o fluxo de energia da cadeia alimentar, de maneira que favorece indiretamente a pesca de subsistência em comunidades locais (DUARTE; MIDDELBURG; CARACO, 2005; WAYCOTT et al., 2009).

Tartarugas-vedes possuem ciclo de vida longo e complexo, realizando extensos movimentos migratórios entre áreas de alimentação e reprodução (LUTZ; MUSICK,

1997), fato que demanda da conservação da espécie uma força-tarefa internacional. No Brasil, é a espécie de tartaruga-marinha mais observada no litoral brasileiro (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999) e, diferentemente das outras espécies de ocorrência nacional, a postura de ovos acontece preferencialmente em ilhas oceânicas, como a Ilha de Trindade, Reserva Biológica do Atol das Rocas e Parque Nacional Marinho de Fernando de Noronha (ALMEIDA et al., 2011). Após a desova, indivíduos neonatos adentram uma fase oceânica (pelágica), que dura de 3 a 5 anos, em que permanecem em mar-aberto em desenvolvimento até o retorno a zonas neríticas de alimentação, já em fase juvenil (REICH; BJORNDAL; BOLTEN, 2007). Neste contexto, o Sudeste brasileiro oferece importantes áreas de alimentação para indivíduos juvenis antes que atinjam a maturidade sexual (NAGAOKA et al., 2012; FERNANDES et al., 2017).

Diversas são as ameaças que tartarugas-verdes sofrem no Brasil. Como a ovoposição ocorre em ilhas oceânicas, o impacto da predação dos ovos é menor do que nas outras espécies de ocorrência nacional (ALMEIDA et al., 2011). Contudo, a pesca representa a principal ameaça à espécie, em especial a atividade costeira realizada com redes, com importante impacto em indivíduos juvenis (SALES; GIFFONI; BARATA, 2008). Segundo Almeida et al. (2011), uma vez atingida a fase juvenil nerítica, tartarugas-verdes que ocupam áreas mais costeiras estão expostas à contaminação ambiental por resíduos sólidos, pelo despejo de efluentes sem tratamento e pelas colisões com embarcações. Além disso, há a preocupação com doenças infecciosas, como a fibropapilomatose, que se constitui de tumores cutâneos de origem viral que comprometem a saúde de tartarugas-verdes (ADNYANA; LADDS; BLAIR, 1997), sendo uma doença de particular importância em áreas antropizadas e poluídas (SANTOS et al., 2010).

De acordo com a Lista Vermelha de Espécies Ameaçadas da União Internacional para a Conservação da Natureza, a tartaruga-verde é categorizada como “Em perigo”, já que a população global sofreu mais de 60% de declínio ao longo de três gerações (SEMINOFF, 2004). Em nível nacional, desde 2022, houve melhora no estado de conservação da espécie, que deixou de integrar a Lista de Espécies Ameaçadas de Extinção (MMA, 2022).

5.2 RÉPTEIS NÃO-CROCODILIANOS: PARTICULARIDADES CARDIORRESPIRATÓRIAS DE IMPORTÂNCIA ANESTÉSICA

5.2.1 FISIOLOGIA CARDIOVASCULAR

Diferentemente de aves e de mamíferos, todos os répteis não-crocodilianos apresentam um único ventrículo dividido em câmaras trabeculares em continuidade anatômica entre si, concebendo ao coração a característica tricavitária (PRÜTZ et al., 2015). Como o septo interventricular é incompleto, as circulações sistêmica e pulmonar são comunicantes através do canal interventricular, de forma que testudíneos são capazes de desviar o sangue do circuito sistêmico ou pulmonar em um fenômeno conhecido como *shunt*.

O *shunt* é definido pela direção em que predominantemente ocorre, sendo considerado da direita para a esquerda quando o sangue venoso - pobre em oxigênio - contido no átrio direito é conduzido para a circulação sistêmica, de forma a evitar a circulação pulmonar (KROSNIUNAS; HICKS, 2003). O mecanismo por trás da ocorrência do *shunt* ainda é controverso, porém o *pressure shunt* é a teoria mais cientificamente difundida para testudíneos. A pressão defendida por este mecanismo é aquela exercida pela resistência do circuito pulmonar em relação ao sistêmico, em que o *shunt* da direita para a esquerda é resultante da elevada resistência vascular pulmonar, ao passo que, na direção inversa do desvio, o fluxo sanguíneo pulmonar torna-se superior ao sistêmico graças à menor resistência pulmonar (SHELTON; BURGGREN, 1976).

Em tartarugas-marinhas, as alterações na resistência vascular pulmonar relacionam-se à presença de esfíncteres musculares na artéria pulmonar (GARCÍA-PÁRRAGA et al., 2018), que conferem uma redução da perfusão pulmonar – por meio do *shunt* da direita para a esquerda – na medida em que contraem e reduzem o lúmen da artéria pulmonar. Ainda que sejam incertos os benefícios da morfologia ímpar do sistema cardiovascular reptiliano, hipóteses supõem que o *shunt* seja regulado conforme demandas respiratórias. Durante o mergulho, há predomínio do desvio de sangue da direita para a esquerda, recirculando o fluxo sanguíneo no leito sistêmico (WEST; BUTLER; BEVAN, 1992; KROSNIUNAS; HICKS, 2003).

5.2.2 FISILOGIA RESPIRATÓRIA E MERGULHO

O entendimento da fisiologia respiratória de tartarugas-marinhas parte do princípio de que são animais aquáticos com respiração pulmonar e, portanto, que dependem de um intervalo de tempo em superfície. Contudo, considerando-se que tartarugas-marinhas realizam a maior parte de suas atividades ecológicas enquanto submersas (alimentação, cópula, migração, fuga de predadores), o tempo em superfície deve ser otimizado (LUTZ; BENTLEY, 1985; OKUYAMA et al., 2014). Além disso, como a musculatura responsável pela natação é a mesma utilizada para a respiração, os dois não podem ocorrer simultaneamente (JACKSON, 1985). Algumas das adaptações que minimizam o tempo em superfície - para que o animal interrompa menos o mergulho - incluem o breve tempo expiratório (JACKSON, 1985), a intensa capacidade de difusão pulmonar do oxigênio (LUTCAVAGE; LUTZ, 1991) e o elevado volume corrente, que reduz o número de ventilações requeridas para satisfazer a troca gasosa (GATZ; GLASS; WOOD, 1987).

A grosso modo, tartarugas-marinhas de vida livre passam mais de 90% do tempo submersas, sem nenhum acesso ao ar atmosférico (LUTCAVAGE; LUTZ, 1991). Por este motivo, são consideradas “surfacers” e não “divers”, ou seja, ao contrário de outros animais de ventilação pulmonar que mergulham, o evento diário mais inédito de uma tartaruga-marinha é justamente a respiração em superfície, e não o mergulho (HOCHSCHEID, 2014).

Diferentemente de mamíferos aquáticos, tartarugas-marinhas inspiram imediatamente antes da submersão (LUTZ; BENTLEY, 1985). Este perfil respiratório, somado ao fato de que tartarugas possuem baixa reserva de oxigênio no tecido muscular, indicam que, enquanto em apneia, o pulmão representa o principal reservatório de oxigênio (LAPENNAS; LUTZ, 1982). Isto difere de mamíferos marinhos, que expiram antes da apneia, de modo que o sangue, além de transportar o oxigênio, representa seu principal reservatório (HAYS et al., 2000). Além disso, a curva de dissociação da hemoglobina de tartarugas, comparando-se com mamíferos marinhos, é deslocada para a esquerda (baixo Efeito Böhr), o que se traduz por uma elevada afinidade da hemoglobina pelo oxigênio, facilitando a captação de oxigênio pulmonar no mergulho (LAPENNAS; LUTZ, 1982; LUTZ; BENTLEY, 1985).

O padrão respiratório da tartaruga-verde envolve uma expiração rápida, forçada e audível, em que o indivíduo estende o pescoço para fora da superfície da água,

seguida de uma inspiração e uma pausa de tempo variável, que corresponde ao mergulho (JACKSON, 1985). A profundidade e o tempo submersas, contudo, oscila amplamente com a atividade realizada, o estágio de vida, a temperatura da água e a localização geográfica (HOCHSCHEID, 2014). Por exemplo, entre desovas, foram reportados mergulhos de 20 metros e períodos apneicos com duração de 30 a 40 minutos em fêmeas adultas em repouso no assoalho oceânico da Ilha da Ascensão, Atlântico Sul (HAYS et al., 2000). Por outro lado, tartarugas-verdes – assim como outras espécies de tartarugas-marinhas e de testudíneos de água doce – podem exceder 4 horas submersas quando em brumação, no inverno (BRODERICK et al., 2007). Tipicamente, tartarugas-verdes juvenis forrageando em ambientes costeiros tropicais realizam mergulhos rasos e de menor duração. No Golfo da Califórnia, por exemplo, a variação da duração e da profundidade dos mergulhos de indivíduos juvenis em habitat nerítico é de 1 a 17 minutos e 6 a 37 metros, respectivamente (HAYS et al., 2007).

Como o metabolismo anaeróbio implicaria na necessidade de precoce interrupção do mergulho pela menor produção de energia, é sabido que mergulhos voluntários ocorrem majoritariamente sob limites aeróbios (WILLIARD et al., 2013; OKUYAMA; SHIOZAMA; SHIODE, 2020). Excetuando-se pela pressão parcial de oxigênio arterial, ocorrem poucas alterações no equilíbrio ácido-base de tartarugas-cabeçudas durante o mergulho voluntário (LUTCAVAGE; LUTZ, 1991). Ao iniciar a submersão com máxima pressão parcial de oxigênio arterial (~ 100 mmHg), esta sofre gradual declínio, enquanto diminutas elevações do gás carbônico arterial são acomodadas por aumento no bicarbonato plasmático, de modo que o pH permanece inalterado. Tendo-se em vista que mergulhos voluntários não são acompanhados de queda no pH arterial, acredita-se que estes não dependam da anaerobiose para a manutenção do metabolismo (LUTCAVAGE; LUTZ, 1991).

5.3 GATILHO VENTILATÓRIO EM TESTUDINES

O entendimento do controle da ventilação parte do pilar de que os dois principais objetivos do sistema respiratório são de obter o oxigênio para o metabolismo celular e eliminar o dióxido de carbono produzido por este (MITCHELL et al., 2009). Deste modo, o controle da ventilação depende, inicialmente, da detecção de mudanças sutis na composição química do sangue. Estes detectores, denominados

quimiorreceptores, monitoram a concentração plasmática de íons hidrogênio (H^+), a pressão parcial de dióxido de carbono ($PaCO_2$) e a pressão parcial de oxigênio (PaO_2), respondendo prontamente com estímulo respiratório frente à acidose, hipercapnia e hipóxia, respectivamente (EWART, 2021).

Em tartarugas-verdes, este mecanismo pôde ser estudado por Jackson (1985), que comparou o consumo de oxigênio e a ventilação pulmonar entre as situações de repouso e em atividade sob uma plataforma. Animais em atividade demonstraram uma relação ventilação/consumo de oxigênio demasiadamente superior àqueles em repouso. O aumento discrepante da ventilação sugere que, na condição de atividade física fora d'água, além do estímulo do CO_2 como produto do metabolismo celular intensificado, a respiração em excesso foi ocasionada pelo também aumento do H^+ como produto do metabolismo anaeróbio (ácido láctico).

Como testudíneos são animais de ventilação pulmonar intermitente, o estímulo ventilatório pode se traduzir tanto em mudanças do volume corrente como em ajustes no intervalo entre respirações/período não-ventilatório (MILSOM, 1991). Em tartarugas-russas (*Testudo horsfieldii*), tanto a exposição à hipercapnia-hiperóxia como à hipercapnia-normóxia resultaram em aumento do volume corrente e redução do período não-ventilatório; contudo, o estímulo respiratório foi mais intenso na segunda combinação (BENCHETRIT; DEJOUR, 1980). Este estudo mostra que a hiperóxia e hipercapnia produzem efeitos opostos na ventilação, ainda que o estímulo hipercápnico seja mais intenso.

5.4 ANESTESIA EM TARTARUGAS-MARINHAS

Apesar do apelo conservacionista que tartarugas-marinhas carregam, estas são frequentemente encontradas encalhadas em praias (STACY; INNIS; HERNANDEZ, 2013). Nos casos em que estão gravemente debilitadas, cuidados intensivos e intervenções anestésicas podem ser necessários até a reabilitação, como a indicação para a ventilação mecânica quando encontram-se gravemente hipotérmicas e deprimidas (SPIELVOGEL et al., 2017). Além disso, a anestesia geral inalatória é recomendada para correções cirúrgicas mais invasivas, como em fraturas de casco e/ou crânio após colisão com veículos aquáticos, amputações, retirada de corpos estranhos após interação com apetrechos de pesca, lacerações cutâneas e remoção de tumores em indivíduos acometidos por fibropapilomatose (CHITTICK et al., 2002;

WYNEKEN et al., 2006; DI BELLO; VALASTRO; STAFFIERI, 2006; SLADKY; MANS, 2012; FUTEMA; CARVALHO; WERNECK, 2020).

Como a maioria das complicações anestésicas ocorre justamente no momento da recuperação do paciente, atualmente tem-se estudado o fenômeno responsável pela lenta recuperação anestésica de testudíneos (GREUNZ et al., 2018), bem como formas de abreviá-la (GOE et al., 2016; BALKO et al., 2018). Como anteriormente exposto, a relação entre a ventilação pulmonar e a direção do desvio intracardíaco estabelece que períodos de apneia (por exemplo, no mergulho) são acompanhados de redução da perfusão pulmonar (WEST; BUTLER; BEVAN, 1992). Um estudo recente demonstrou condição semelhante durante a anestesia geral inalatória em jabutis-piranga (*Chelonoidis carbonaria*), em que o fluxo sanguíneo pulmonar foi cerca de quatro vezes inferior ao sistêmico durante a anestesia com isoflurano, evidenciando, portanto, o predomínio do *shunt* da direita para a esquerda durante a anestesia inalatória (GREUNZ et al., 2018).

Em tartarugas-marinhas, autores sugerem que o mesmo possa ocorrer durante a anestesia inalatória, em que o fluxo sanguíneo é preferencialmente desviado para a circulação sistêmica (CHITTICK et al., 2002; MONTICELLI; HEDLEY; PINELAS, 2017). De fato, a apneia com consequente oclusão do circuito pulmonar representa a principal limitação do uso de protocolos exclusivamente inalatórios em tartarugas-marinhas. Em uma tartaruga-verde induzida com isoflurano fornecido por máscara facial, o tempo até que a anestesia geral fosse obtida foi de 110 minutos, já que o animal permaneceu em apneia frente à exposição ao anestésico (NAGANOBU et al., 2000). Portanto, ainda que a anestesia inalatória seja a forma mais indicada para procedimentos longos e/ou invasivos, a transição para a anestesia geral inalatória tende a ser mediada por protocolos injetáveis (CHITTICK et al., 2002; CHURCH et al., 2009; FRANZEN-KLEIN et al., 2020).

Em planos cirúrgicos da anestesia inalatória, é comum ocorrer bradipneia ou apneia em testudíneos (HEARD, 2001; TURNER et al., 2021), fato que não é diferente para tartarugas-marinhas. Com isso, a fim de manter absorção constante do halogenado e garantir plano anestésico estável, a ventilação mecânica é indicada (CHITTICK et al., 2002; BALKO et al., 2018). Entretanto, a ventilação mecânica e monitorização transanestésica empregados em tartarugas-marinhas são caracterizados por informações anedóticas na literatura, tendo-se diversos relatos de caso e profunda carência de estudos robustos (HELMICK et al., 2000; RECKENDORF

et al., 2016; SILVA et al., 2016; MONTICELLI; HEDLEY; PINELAS, 2017; FRANZEN-KLEIN et al., 2020).

Neste cenário, um aspecto de importante debate sobre a ventilação mecânica diz respeito à FiO_2 utilizada, já que autores sugeriram que a provisão de 100% de oxigênio durante a ventilação mecânica de tartarugas-marinhas poderia suprimir o esforço respiratório espontâneo e, com isso, prolongar o tempo de recuperação anestésica (MOON; STABENAU, 1996).

Esta hipótese encontra fundamento em iguanas-verdes (*Iguana iguana*) (DIETHELM; MADER, 1999); contudo, em testudíneos, não foi comprovada por nenhum estudo controlado e permanece controversa (PERPIÑAN, 2018). Diante da falta de consenso, diversas são as técnicas reportadas para o fornecimento do agente carreador de halogenados durante o período perianestésico de tartarugas-marinhas. Por exemplo, alguns autores sugerem substituir a FiO_2 de 100% por 21% durante a recuperação (BALKO et al., 2018; PERPIÑAN, 2018), outros recomendam a provisão de 100% de FiO_2 até a extubação (CHITTICK et al., 2002), enquanto uma terceira vertente indica o fornecimento de 21% de FiO_2 até a extubação (SPIELVOGEL et al., 2017). Em outras palavras, a fração inspirada utilizada em tartarugas-marinhas varia em função da experiência do profissional envolvido.

Ademais, ainda que a literatura teorize que baixas concentrações de oxigênio possam encurtar o tempo anestésico de testudíneos (TURNER et al., 2021), pouco é sabido das implicações ácido-base advindas desta técnica. Em tartarugas-verdes ventiladas com fornecimento de 40% de oxigênio, houve aumento na concentração plasmática de lactato e brusca redução na pressão parcial de oxigênio (MOON; STABENAU, 1996). Além disso, sabe-se que há predomínio do desvio de sangue do circuito pulmonar durante a anestesia inalatória de testudíneos, engatilhando, portanto, a recirculação de sangue pobre em oxigênio (GREUNZ et al., 2018), de modo que alguns autores defendam que a ventilação mecânica seja realizada com oxigênio a 100% para tartarugas-marinhas (MOON; FOERSTER, 2001). Contudo, o real impacto cardiovascular e ácido-base produzido por diferentes FiO_2 durante a anestesia inalatória de tartarugas-marinhas permanece desconhecido.

6 MATERIAIS E MÉTODOS

6.1 ANIMAIS

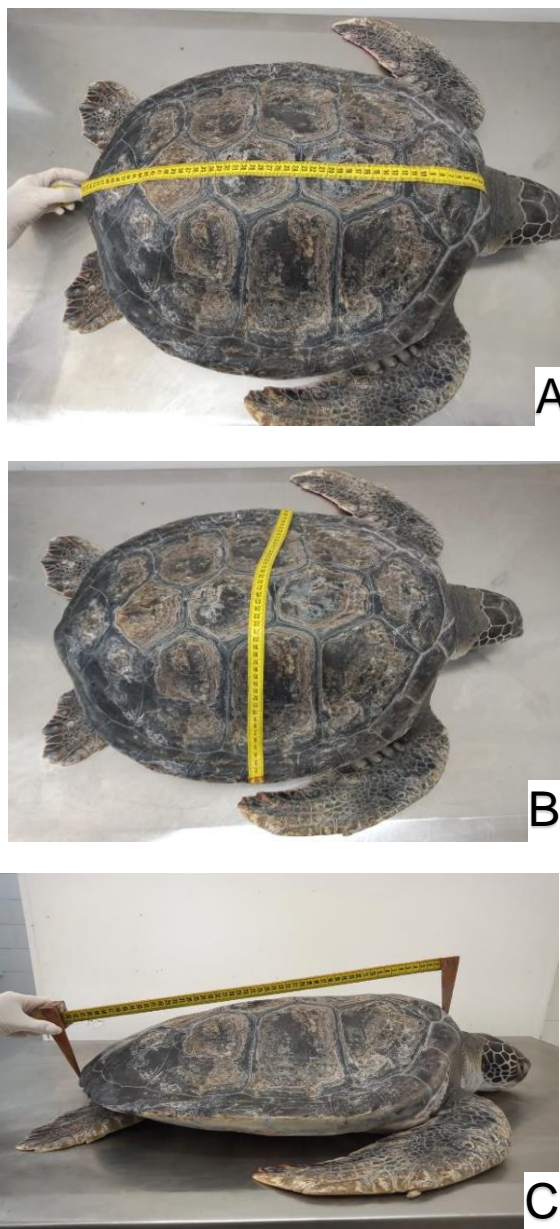
O presente estudo foi devidamente aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo (protocolo nº 1884030220) e autorizado pelo Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade (SISBIO) do Instituto Chico Mendes de Conservação em Biodiversidade (ICMBio), Ministério do Meio Ambiente (parecer nº 74546-1), conforme exigências da legislação brasileira.

Foram incluídas neste estudo 11 tartarugas-verdes mantidas no Aquário Municipal de Santos. Estes animais faziam parte do plantel do Aquário ou foram resgatados ao longo do litoral Sul do Estado de São Paulo (latitude: 23°59' – 24°19'; longitude: 46°18'– 46°59') e foram encaminhados ao Aquário pela Polícia Ambiental, por instituições parceiras ou por populares. Os indivíduos que necessitavam de cuidados médicos (colisão com embarcação, debilidade geral/encalhe ou distúrbio na flutuabilidade) foram incluídos neste experimento apenas quando considerados hígidos, previamente ao momento da soltura.

Todos os animais foram submetidos à biometria de acordo com Wyneken (2001), registrando-se o comprimento curvilíneo (CCC) e a largura curvilínea da carapaça (LCC) com uma fita métrica, além do comprimento retilíneo de carapaça (CRC) com um paquímetro (Figura 1). O peso corporal foi determinado por balança eletrônica¹ (Figura 2).

¹Amira, Global Time, Brasil.

Figura 1 - Mensuração do comprimento curvilíneo de carapaça (A), largura curvilínea de carapaça (B) e comprimento retilíneo de carapaça (C) de uma tartaruga-verde (*Chelonia mydas*).



Fonte: André Justo (2020).

A confirmação da higidez para inclusão no experimento foi realizada por avaliações físicas completas, ganho de peso ao longo do tempo, e exames de hemograma e bioquímica sérica com resultados dentro dos valores de referência para a espécie (Figura 3). Os valores individuais de biometria, hematologia e bioquímica sérica dos animais utilizados neste estudo estão representados na Tabela 1.

Figura 2 - Pesagem de uma tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) com a balança eletrônica utilizada neste estudo.



Fonte: André Justo (2020).

Figura 3 - Colheita de sangue para avaliação hematológica de tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) incluída no presente estudo.



Fonte: André Justo (2020).

Tabela 1 - Biometria e valores individuais de exames hematológico e bioquímico das tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) incluídas neste estudo (n = 11).

Animal	Peso (kg)	CRC (cm)	CCC (cm)	LCC (cm)	Ht (%)	PPT (g/dL)	Alb (g/dL)	AST (U/L)	AU mg/dL)
1	25,5	55	59	50	41	5,6	1,6	334	3
2	26,2	59	60	53	35	5	1,8	125	2,1
3	18,2	48	52	46	42	5,6	1,33	173	2,2
4	18,7	47	50	48	33	6	2,08	209	2,8
5	11,3	41,5	44	41	35	3,8	1,27	178	3
6	11,1	42	44	40	30	4,4	1,59	224	2,9
7	20,0	47	54	49	37	5,8	1,8	160	3,3
8	22,5	47	50	45	40	5,8	2,12	330	2,4
9	25,5	53	56	51	35	6,2	2	342	1,1
10	24,0	53	59	50	42	5	2,13	148	0,7
11	13,8	49	52	45,5	38	5	1,65	126	0,7
Referências	2 – 41 ^a	30 – 65 ^a	< 69 ^a	25 – 76 ^a	27 – 42 ^b	2,6 – 6,9 ^b	0,6 – 2,1 ^b	31 – 389 ^b	0,5 – 3,5 ^b

Legenda: CRC = comprimento curvilíneo de carapaça; CCC = comprimento curvilíneo de carapaça; LCC = largura curvilínea de carapaça; Ht = hematócrito; PPT = proteína plasmática total; Alb = albumina; AST = aspartato aminotransferase; AU = ácido úrico.

^aGrossman et al. (2007); ^bBolten e Bjorndal (1992).

Com base nos dados biométricos, todos os indivíduos deste experimento foram considerados juvenis e, portanto, de sexo desconhecido baseando-se em características morfológicas externas (WYNEKEN et al., 2006). Todos foram acondicionados individualmente em tanques de 500 a 1000 litros (a depender de seu tamanho) e foram submetidos ao mesmo manejo e expostos às mesmas condições ambientais por, no mínimo, 1 mês (Figura 4). A água salgada contida nos tanques individuais foi diariamente trocada, uma vez por dia, de onde era obtida diretamente do mar adjacente ao Aquário Municipal de Santos por um sistema de tubulações. Em dias alternados, a qualidade da água era checada com kits colorimétricos comerciais² avaliando-se o pH (mantido entre 7,8 e 8,4), nitrito (mantido inferior a 0,5 ppm) e amônia tóxica (mantida inferior a 0,5 ppm) (Figura 5). A salinidade era mensurada nos mesmos dias com um refratômetro analógico. O fotoperíodo da sala onde os animais eram mantidos foi fixado em 12 horas de luz e 12 horas de escuridão por meio de um temporizador analógico³. Durante o dia (9 às 17h), os animais tinham acesso diário à luz solar abrindo-se a cortina da sala onde eram mantidos seus tanques. A alimentação era fornecida em cinco dias da semana e consistia em uma dieta onívora, sendo que peixes, lulas e polvos eram fornecidos em dias alternados com folhas de couve (Figura 6).

Figura 4 - Acondicionamento de tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) incluída neste estudo em tanque de 500 litros.



Fonte: André Justo (2021).

² Labcon Test, Brasil.

³ FoxLux, Brasil.

Figura 5 - Análise da qualidade da água fornecida às tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) incluídas neste estudo por meio de kits colorimétricos comerciais.



Fonte: André Justo (2021).

Figura 6 - Dieta das tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) mantidas no Aquário Municipal de Santos, compreendendo peixes, lula e polvo, além de couve, fornecidos em dias intercalados.



Fonte: André Justo (2021).

6.2 DESENHO EXPERIMENTAL

Este estudo utilizou um delineamento prospectivo, aleatorizado, encoberto e cruzado. As 11 tartarugas-verdes foram anestesiadas em duas ocasiões distintas, totalizando 22 procedimentos anestésicos divididos em dois grupos:

- Grupo FI100: anestesia mantida com sevoflurano diluído em 100% de oxigênio (FiO_2 100% - oxigênio puro);

- Grupo FI21: anestesia mantida com sevoflurano diluído em 21% de oxigênio (FiO_2 21% - ar ambiente).

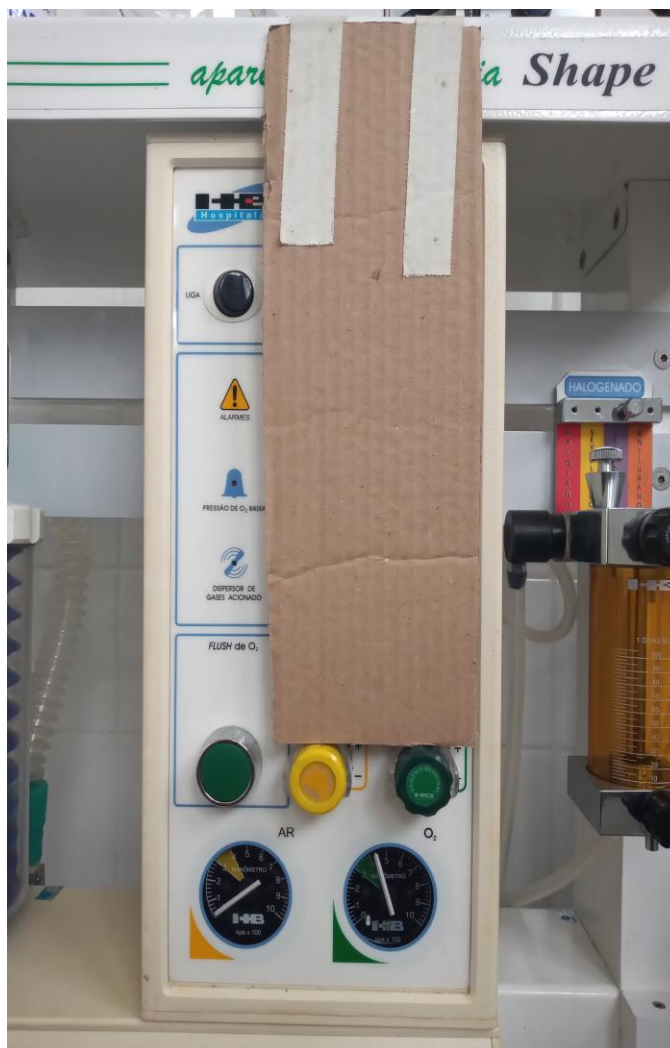
Para um mesmo animal, o intervalo entre os dois procedimentos anestésicos foi de uma semana. A sequência em que cada indivíduo foi anestesiado seguiu a demanda logística do Aquário de Santos, tendo-se o calendário da coleta de dados sido organizado de acordo com o cronograma de soltura dos animais. A aleatorização dos grupos ocorreu por sorteio de papel, em que a informação sobre o grupo a que o animal pertencia foi omitida do pesquisador principal (André Justo) (Figura 7). Para garantir que o estudo fosse encoberto, ambos os cilindros (de ar comprimido e de oxigênio) foram abertos imediatamente antes do sorteio, sendo que os fluxômetros de ar comprimido e de oxigênio puro do ventilador foram cobertos com papel. Além disso, o campo do monitor multiparamétrico exibindo a FiO_2 também foi tampado com papel (Figura 8). Em todos os procedimentos, apenas um pesquisador colaborador (Gustavo Dutra) detinha a informação sobre o grupo a que o animal pertencia em cada coleta de dados, e era responsável pela aleatorização e ajuste de cada fluxo de gás fresco.

Figura 7 - Cartela utilizada para aleatorização, em que cada compartimento representa um animal (identificado por seu nome) e contém dois papéis (F1100 ou FI21).



Fonte: André Justo (2021).

Figura 8 - Fluxômetros (de ar comprimido e de oxigênio puro) do ventilador tampados para garantia do delineamento do estudo do tipo encoberto.



6.3 PROTOCOLO DO ESTUDO

Todos os experimentos foram iniciados na parte da manhã (8 às 12h) a fim de evitar a influência do ritmo circadiano de tartarugas-verdes mantidas em cativeiro (OKUYAMA; SHIOZAMA; SHIODE, 2020). Tendo-se em vista que tartarugas-marinhas são animais ectotérmicos, para que todos os indivíduos fossem anestesiados sob a faixa de temperatura corporal de preferência para a espécie (28 – 30°C) (HIGGINS, 2003; OKUYAMA; SHIOZAMA; SHIODE, 2020), uma sala do ambulatório do Aquário Municipal de Santos foi estruturada para aclimação pré-anestésica. Nesta sala, um tanque de 500 litros foi adaptado para comportar um aquecedor de aquário de 500W⁴ acoplado a um sistema de recirculação de água

⁴ MJ-HF 500W Minijiang®, China.

aquecida. Para a recirculação, foi utilizado um canister⁵ para filtragem e direcionamento da água continuamente de volta para o tanque (Figura 9). Além disso, um aquecedor de chão⁶ foi utilizado para os dias com temperatura ambiente amena (< 22 °C).

No dia anterior ao procedimento anestésico, após a alimentação matinal, cada animal foi transferido de seu tanque original para o tanque de aclimatação com água salinizada previamente aquecida a 28°C. Desta forma, todos os indivíduos a serem anestesiados permaneceram sob aquecimento prévio e sob jejum de 24 horas antes de cada coleta de dados (Figura 10).

Figura 9 - Sistema de recirculação de água aquecida com registro da temperatura.

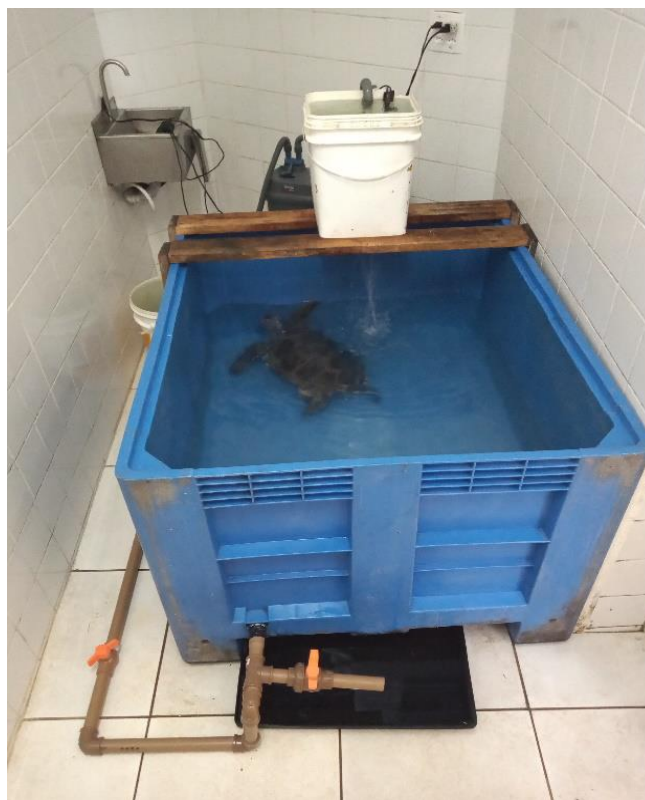


Fonte: André Justo (2021).

⁵ Fluval 304 Hagen, Itália.

⁶ Britânia AB 1500W®, Brasil.

Figura 10 - Sala de aclimação pré-anestésica contendo um tanque adaptado a um circuito de aquecimento de água com um aquecedor de aquário.



Fonte: André Justo (2021).

No dia do procedimento, o animal foi removido do tanque aquecido e contido fisicamente sobre uma mesa. A temperatura corporal foi mensurada por uma *probe*⁷ inserida em 10 cm no interior da cloaca. Na sequência, foi realizada antissepsia do pescoço com algodão iodado e uma amostra (0,5 mL) de sangue venoso foi colhida da veia jugular externa direita com uma agulha 30 x 8,0mm e seringas heparinizadas⁸ com capacidade para 1 mL. A amostra foi imediatamente analisada em analisador clínico portátil⁹ para gasometria venosa basal (momento “MBa”). Foram utilizados cartuchos¹⁰ para mensuração de pH, pressão parcial de dióxido de carbono (PvCO₂), pressão parcial de oxigênio (PvO₂), bicarbonato (HCO₃⁻), excesso de base, saturação de oxigênio, sódio (Na⁺), potássio (K⁺) e glicemia. O excesso de base e a saturação de oxigênio não foram incluídos para análise neste estudo, pois os valores obtidos

⁷ Lifewindow™ 8x, Digicare Animal health, EUA.

⁸ A-Line Luer-Slip 1mL, Becton Dickinson, EUA.

⁹ i-STAT System, Abbott Point of Care, EUA.

¹⁰ CG8+ Test Cartridge, Abbott Point of Care, EUA.

pelo i-STAT para ambas as variáveis possuem acurácia questionável em tartarugas-marinhas (HARMS et al., 2003; MONES et al., 2021). Todos os parâmetros foram aferidos a 37°C, sendo o pH, PvCO₂ e PvO₂ automaticamente corrigidos para a temperatura cloacal das tartarugas de acordo com o aparelho i-STAT. Apesar da autocorreção do i-STAT se basear em algoritmos humanos, esta possui boa correlação com valores manualmente calculados em tartarugas-verdes (LEWBART et al., 2014). Uma gota da amostra de sangue contida na seringa de 1 mL foi utilizada para aferição do lactato¹¹.

O circuito anestésico foi preenchido por 5 minutos com a vaporização inicial do sevoflurano¹² em 4 Vol% diluído em 100% de oxigênio no grupo FI100 ou em 21% de oxigênio no grupo FI21, a depender do sorteio (fluxo total: 3 L/min). Na sequência, foi administrado propofol¹³ (5 mg/kg) na veia jugular externa esquerda em forma de bolus. Desta forma, os animais cessaram a movimentação das nadadeiras e de cabeça, além de perderem o tônus de mandíbula (Figura 11).

Figura 11 - Tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) após indução com 5 mg/kg de propofol por via intravenosa. Note o pescoço e nadadeiras completamente relaxados.



Fonte: André Justo (2021).

¹¹ Accutrend Plus, Roche Diagnostics, França.

¹² Sevocris®, Cristália, Brasil.

¹³ Provive®, União Química, Brasil.

Ato contínuo à abolição dos tônus muscular e mandibular, procedeu-se à dessensibilização da glote com 0,2 mL de lidocaína a 2% s/v¹⁴ e intubação traqueal¹⁵ (5,0 – 7,0 mm de diâmetro interno) com balonete desinflado. Os animais foram submetidos à ventilação mecânica¹⁶ com 4 respirações por minuto (rpm) (MOON; STABENAU, 1996; CHITTICK et al., 2002), tempo inspiratório de 3 segundos, relação inspiração:expiração de 1:4 e pressão inspiratória (P_{INS}) de 8cm H₂O. Inicialmente, o fluxo de gás fresco foi mantido em 150 mL/kg/min por 15 minutos a fim de otimizar o fornecimento do anestésico inalatório, sendo posteriormente reduzido para 50 mL/kg/min até a extubação.

Uma sonda uretral nº 6 foi introduzida no lúmen do tubo endotraqueal até sua extremidade distal. A porção proximal da sonda foi conectada à linha de amostragem do analisador de gases infravermelho¹⁷ com auxílio de um adaptador acoplado à peça em Y do circuito circular valvular (Figura 12). Desta forma, amostras de gases expirados foram continuamente aspiradas (200 L/min) pela sonda uretral para o analisador de gases a fim de registrar a fração expirada de sevofluorano (FE'_{SEVO}), a pressão parcial de dióxido de carbono ao final da expiração (P'_{ETCO_2}) e a FiO_2 . A FE'_{SEVO} foi fixada em 3,5% no período transanestésico por meio de ajustes no *dial* do vaporizador calibrado¹⁸. Apesar de não haver valores de concentração anestésica mínima reportados para tartarugas-marinhas, a decisão por esta FE'_{SEVO} foi baseada em estudo-piloto, além de ser próxima àquela utilizada anteriormente em tartarugas-cabeçudas (CHITTICK et al., 2002).

¹⁴ Xilestesin®, Cristália, Brasil.

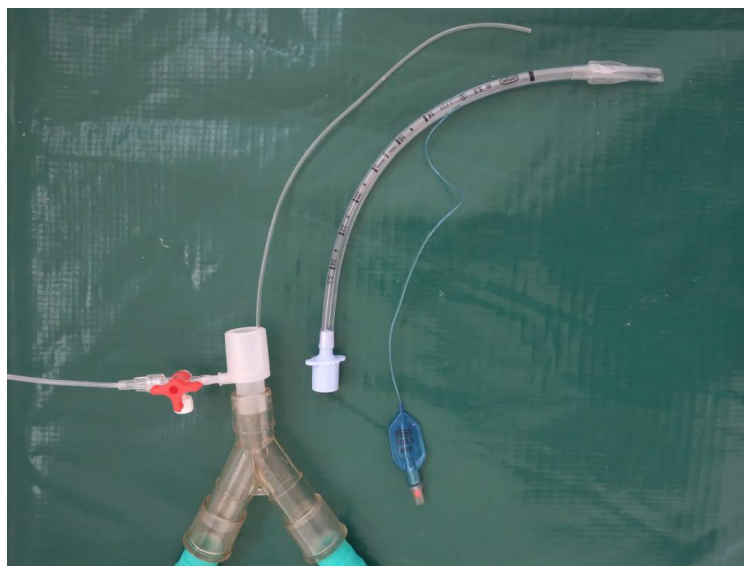
¹⁵ Comper Healthcare, EUA.

¹⁶ Shape®, HB Hospitalar, Brasil.

¹⁷ Waterlock®, Drägerwerk AG, Alemanha.

¹⁸ Sevovapor®, Takaoka, Brasil.

Figura 12 - Sonda uretral nº 6 introduzida no interior da sonda endotraqueal para registro da FE'SEVO, P'ETCO2 e FiO2.



Fonte: André Justo (2021).

A frequência e ritmo cardíacos foram registrados por eletrocardiograma de acordo com a segunda derivação de Einthoven, com os eletrodos adesivados nos membros. A oximetria de pulso (SpO₂) foi monitorada por um transdutor de transflectância¹⁹ posicionado entre a língua e o palato (Figura 13a). Para evitar que o animal danificasse o oxímetro de pulso e/ou a sonda endotraqueal durante a indução ou recuperação anestésica, um abre-bocas de silicone foi mantido em sua ranfoteca (Figura 13b). A temperatura corporal foi registrada por uma *probe* fixada a 10 cm de profundidade na cloaca, e mantida entre 29 e 30 °C por um colchão térmico²⁰ em contato com o plastrão de cada paciente. Todas estas variáveis cardiorrespiratórias foram registradas por monitor multiparamétrico⁷.

A carapaça foi mantida hidratada durante o procedimento anestésico com uma toalha umedecida e os olhos lubrificados com colírio em gel²¹ (Figura 14). A temperatura ambiente foi mantida entre 25 e 26 °C.

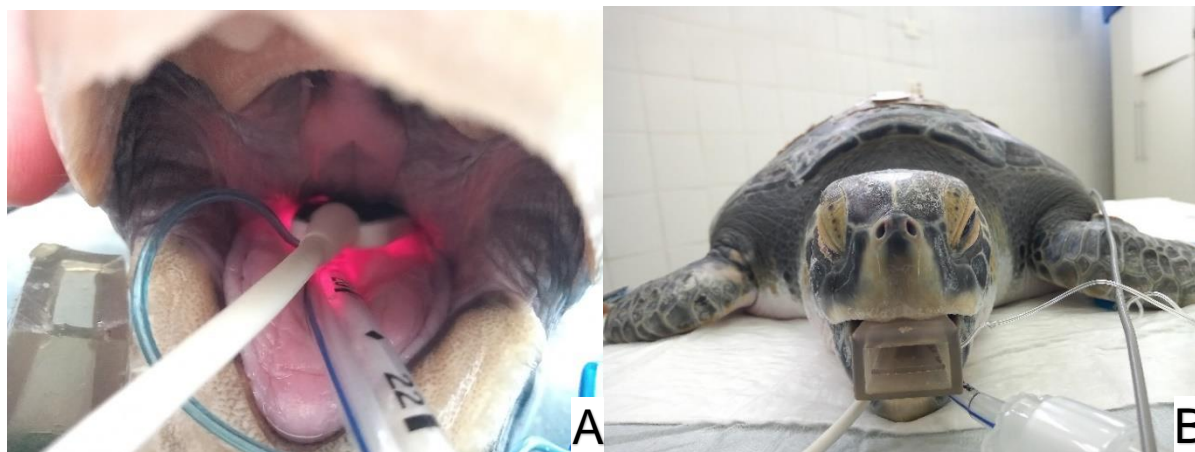
Figura 13 - Tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) mantida em anestesia geral inalatória com sevofluorano. Monitoração da oximetria de pulso com um transdutor de transflectância posicionado entre

¹⁹ Masimo SpO₂ Transflectance Sensor, EUA.

²⁰ Brasmed, Brasil.

²¹ Epitegel®, Bausch + Lomb, EUA.

a língua e o palato (A); tubo endotraqueal e oxímetro de pulso inseridos na cavidade oral do paciente, mantido com a ranfoteca aberta por meio de um abre-bocas de silicone (B).



Fonte: André Justo (2021).

Figura 14 - Tartaruga verde (*Chelonia mydas*) durante anestesia inalatória com sevofluorano. Monitorização com eletrocardiograma e temperatura cloacal, além manutenção da hidratação do casco e da temperatura corporal por meio de uma toalha úmida e um colchão térmico, respectivamente.



Fonte: André Justo (2021).

Uma vez transcorridos 90 minutos desde a intubação traqueal, uma nova amostra de sangue foi colhida da veia jugular externa direita para avaliação dos gases sanguíneos e do lactato (momento “MAn”) (Figura 15).

Figura 15 - Colheita de sangue venoso da veia jugular externa direita em MAn



Fonte: André Justo (2021)

Além disso, em MAn, o plano anestésico foi avaliado por meio de uma escala adaptada de Phillips et al. (2017) e Balko et al. (2018) (Figura 16). Nesta escala, os reflexos palpebral, corneal, cloacal e de retirada, além dos tônus muscular e mandibular foram avaliados por meio de escores. Nesta forma de avaliação, o plano anestésico é considerado mais profundo (escore 3 ou 2, a depender da variável) ou mais superficial (escore 0), a saber:

- Reflexo palpebral: cotonete levemente encostado na pálpebra superior.

(<https://youtube.com/shorts/MjMKvakNG-M>).

0 – Reflexo palpebral intacto.

1 – Reflexo palpebral lento.

2 – Reflexo palpebral ausente.

- Reflexo corneal: cotonete levemente encostado na córnea.

(<https://youtube.com/shorts/w8FdW5qNAN0>).

0 – Reflexo corneal intacto.

1 – Reflexo corneal discreto.

2 – Reflexo corneal ausente.

- Reflexo cloacal: hemostáticas encostadas na cloaca.

(<https://youtube.com/shorts/crt8aTs2lrc>).

0 – Reflexo cloacal intacto.

1 – Reflexo cloacal lento.

2 – Reflexo cloacal ausente.

- Resistência de mandíbula: habilidade de abrir a boca, testado com dois dedos na mandíbula (<https://youtube.com/shorts/kAiKLCLhEdc>).

0 – Elevada resistência: não possível abrir mandíbula.

1 – Resistência moderada: possível abrir boca após realizar força.

2 – Resistência discreta: possível abrir boca com leve força.

3 – Sem resistência: boca facilmente aberta.

- Tônus muscular: mover as nadadeiras anteriores duas vezes para cima e para baixo e observar resposta (<https://youtube.com/shorts/MFOkwCIFIkk>).

0 – Mantém ativamente a cabeça e pescoço erguidos; movimenta ativamente as quatro nadadeiras.

1 – Cabeça e pescoço relaxados; movimento intermitente de nadadeiras após estímulo.

2 – Cabeça e pescoço relaxados; sem movimento de nadadeiras.

- Resposta ao estímulo nociceptivo: hemostática fechada na primeira trava na falange distal da nadadeira anterior

(<https://youtube.com/shorts/AKRc01V3tCQ?feature=share>).

0 – Reação ao estímulo: movimento de cabeça e retirada do membro.

1 – Leve movimento de cabeça e leve retirada do membro.

2 – Sem movimento de cabeça e leve retirada do membro

3 – Sem resposta ao estímulo.

Figura 16 - Avaliação do reflexo palpebral, reflexo corneal, reflexo cloacal, resistência de mandíbula, tônus muscular e resposta ao estímulo doloroso por meio de escores em uma tartaruga verde (*Chelonia mydas*) anestesiada com sevoflurano.



Fonte: André Justo (2021).

Imediatamente após a avaliação dos escores do plano anestésico em MAn, o *dial* do vaporizador foi zerado, e o anestésico foi removido do circuito anestésico desacoplando-se brevemente o balão reservatório. Além dos parâmetros cardiorrespiratórios supracitados e escores de plano anestésico continuarem sendo registrados a cada 5 minutos, os seguintes parâmetros foram cronometrados (em minutos):

- Bicar o abre-bocas: tempo transcorrido entre o término do fornecimento de sevoflurano e o animal bicar o abre-bocas.

- Primeiro movimento muscular: tempo transcorrido entre o término do fornecimento de sevofluorano e o animal apresentar movimento muscular espontâneo, caracterizado por movimentação da cabeça e/ou nadadeiras.

- Primeira tentativa de extubação: tempo transcorrido entre o término do fornecimento de sevofluorano e a primeira tentativa de extubação, caracterizada por bicar o abre-bocas e apresentar tônus muscular de escore zero.

- Tempo de extubação: tempo transcorrido entre o término do fornecimento de sevofluorano e a segunda tentativa de extubação.

- Tempo para ventilação espontânea: tempo transcorrido entre o término do fornecimento de sevofluorano e a primeira ventilação espontânea, evidenciada pela capnografia.

Por questões de bem-estar, a resposta ao estímulo doloroso não foi avaliada em animais com tônus muscular de escore zero. Além disso, ao momento em que o animal passou a bicar o abre-bocas, o oxímetro de pulso foi removido de sua cavidade oral por medida de segurança ao equipamento.

Imediatamente após a extubação, uma terceira amostra de sangue foi colhida da veia jugular externa direita para análise dos gases sanguíneos, eletrólitos e lactato venosos (momento "MExt"). Após a extubação, a carapaça do animal foi lubrificada com gel²² e o mesmo foi mantido em uma caixa seca acolchoada até ser considerado apto a retornar para seu tanque de origem (Figura 17). A caixa de recuperação contendo o animal foi mantida na mesma sala de aclimatação pré-anestésica, com temperatura controlada (26 – 28°C).

²² K-Y, Johnson & Johnson, EUA.

Figura 17 - Tartaruga-verde (*Chelonia mydas*) em recuperação anestésica em uma caixa seca acolchoada.



Fonte: André Justo (2021).

6.4 ANÁLISE ESTATÍSTICA

O software GraphPad Prism Versão 8²³ forneceu as análises estatísticas. Os dados foram considerados paramétricos (média \pm desvio padrão) se apresentassem distribuição normal tanto ao teste de Kolmogorov-Smirnof como se demonstrassem um coeficiente de variação inferior a 0.25. Caso contrário, foram considerados não-paramétricos (mediana [intervalo interquartil]).

As seis variáveis de escores de plano anestésico avaliadas foram somadas para a obtenção, a cada 5 minutos, do escore total de plano anestésico (variando de 0 a 14). Para a comparação do plano anestésico entre os grupos, somente os escores totais em cada momento de recuperação (“Bicar o abre-bocas”, “Primeiro movimento muscular”, “Primeira tentativa de extubação”, “Extubação” e “Primeira ventilação espontânea”) foram avaliados. Além disso, o tempo transcorrido entre o fim da anestesia e o retorno de determinado reflexo foi obtido a partir do momento em que cada escore atingiu a pontuação 2 (reflexos palpebral, corneal, cloacal e de retirada) ou 1 (tônus muscular). Os tempos de recuperação anestésica e de retorno dos reflexos, bem como os escores totais de plano anestésico, foram comparados entre

²³ GraphPad Software Inc., EUA.

os grupos FI100 e FI21 pelos testes *t* pareado ou de Wilcoxon para as variáveis paramétricas e não-paramétricas, respectivamente.

Devido à heterogeneidade do tempo total de monitorização anestésica entre os animais em virtude dos diferentes tempos de recuperação, o intervalo para análise dos parâmetros cardiorrespiratórios compreendeu aquele entre a intubação endotraqueal até 40 minutos após o término do fornecimento de sevoflurano (130 minutos ao todo). Apesar de continuamente monitorados a cada 5 minutos, para fins de comparação, a FC, P'ETCO₂ e temperatura cloacal foram obtidos a cada 10 minutos. Dentro de cada grupo, a FC, P'ETCO₂ e temperatura cloacal (paramétricos) foram comparados ao longo do tempo em relação ao primeiro momento de monitorização pela análise de variância (ANOVA) de uma via com medidas repetidas ao longo do tempo, com o teste de Dunnett como pós-teste. Os valores de SpO₂ (não-paramétricos) foram analisados em intervalos de 30 minutos entre si pelo teste de Friedman seguido pela comparação múltipla de Dunn. Para comparações entre os grupos em cada momento, foi utilizada a ANOVA de duas vias seguida pelo teste de Šidák.

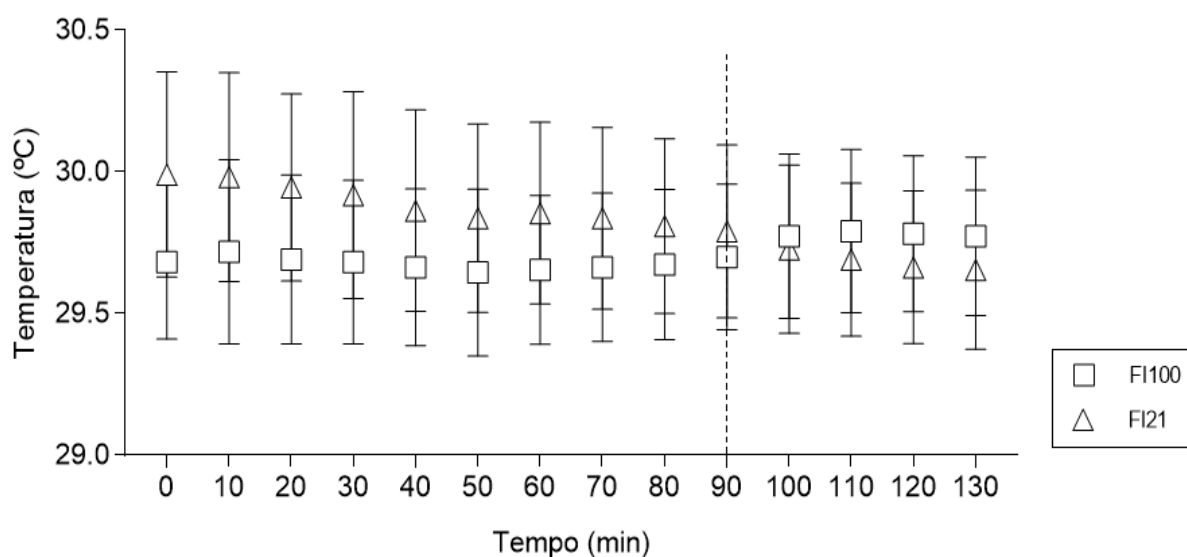
Os gases sanguíneos e eletrólitos foram comparados entre os momentos entre si (MBa, MAn e MExt) pela ANOVA de uma via e utilizando-se o teste de Tukey como *post-hoc*, se paramétricos (temperatura cloacal, pH, PvCO₂, HCO₃⁻, PvO₂, Na⁺ e glicemia). Já as variáveis não-paramétricas (K⁺ e lactato) foram submetidas ao teste de Friedman seguido pela comparação múltipla de Dunn. Para a comparação destas variáveis entre os grupos, utilizou-se a ANOVA de duas vias seguida pelo teste de Šidák. Em todas as análises, o nível de significância foi estabelecido em $p \leq 0,05$.

7 RESULTADOS

7.1 VARIÁVEIS CARDIORRESPIRATÓRIAS

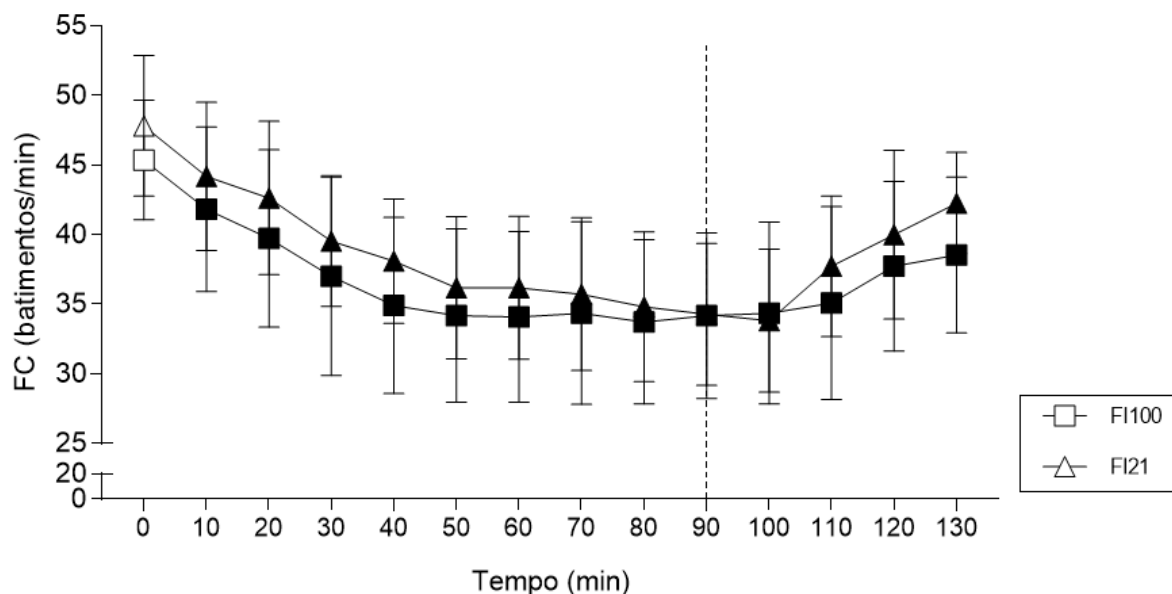
Não houve diferença significativa na temperatura ao longo do tempo ou entre os grupos, tendo permanecido em $29,70 \pm 0,27$ °C no grupo FI100 e $29,82 \pm 0,32$ °C no grupo FI21 (Figura 18).

Figura 18 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da temperatura cloacal de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. A linha tracejada representa o fim da anestesia inalatória.



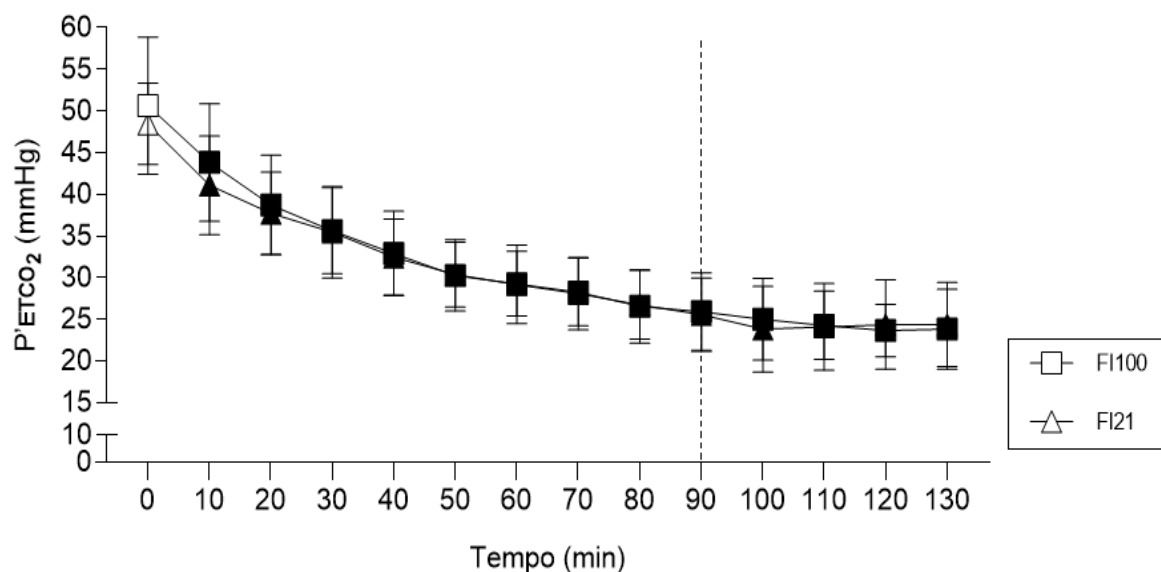
Entre os grupos, em nenhum dos momentos sob análise houve significativa diferença na FC. Em ambos os grupos, contudo, a FC sofreu significativo decréscimo ao longo dos 90 minutos de anestesia inalatória em relação ao tempo zero ($p = 0,04$ a $p < 0,0001$) (Figura 19). Após transcorridos os 90 minutos de período transanestésico, houve redução da FC em 26% (13 – 29%) no grupo FI100 e de 25% (21 – 36%) no grupo FI21 ($p \leq 0,001$) em relação ao tempo zero. Apesar da FC ter permanecido significativamente menor após o término da anestesia em relação ao tempo zero, pôde ser observada uma tendência não-significativa de aumento a partir dos 90 minutos (Figura 19).

Figura 19 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da frequência cardíaca (FC) de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. A linha vertical tracejada representa o fim da anestesia inalatória. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao tempo zero ($p \leq 0,05$).



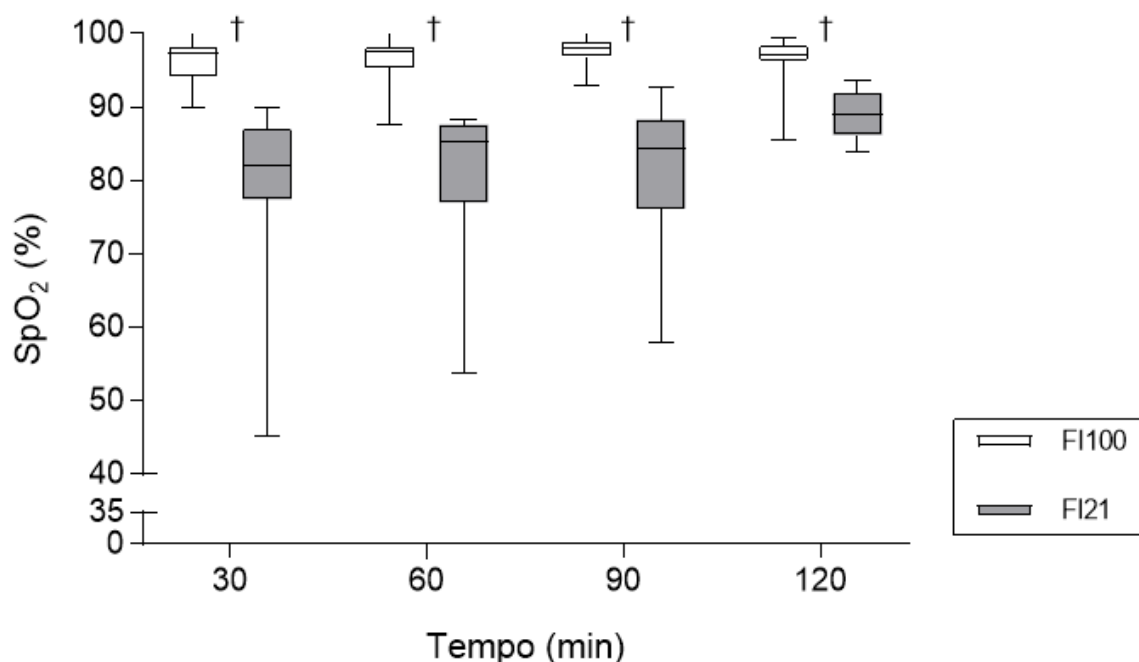
Em ambos os grupos, houve redução no P'ETCO₂ continuamente ao longo do tempo ($p = 0,001$ a $\leq 0,0001$). Não houve diferença entre os grupos em nenhum dos momentos avaliados (Figura 20).

Figura 20 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da pressão parcial de CO₂ ao final da expiração (P'ETCO₂) de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado, cruzado e encoberto. A linha vertical tracejada representa o fim da anestesia inalatória. Símbolos pretos representam diferença significativa em relação ao tempo zero ($p \leq 0,05$).



A SpO₂ foi menor no grupo FI21 em relação ao FI100 nos quatro momentos avaliados ($p = 0,004$ a $0,0004$) (Figura 21). Contudo, diferenças na SpO₂ ao longo do tempo foram observados apenas em FI21, sendo significativamente maior após o fim da anestesia inalatória (120 minutos) do que no período transanestésico, tanto quando comparada aos 30 minutos como aos 60 minutos de anestesia ($p = 0,01$). Não houve diferença significativa na SpO₂ entre os 90 e os 120 minutos em FI21 ($p = 0,19$).

Figura 21 - Gráfico de boxplot da oximetria de pulso (SpO₂) de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. No boxplot, a caixa representa o intervalo interquartil (25 – 75%), a linha horizontal dentro da caixa a mediana e as linhas horizontais fora das caixas os valores mínimo e máximo. †Diferença significativa entre FI100 e FI21 ($p < 0,01$).



7.2 GASES SANGUÍNEOS E ELETRÓLITOS

Dos 11 indivíduos incluídos neste estudo, em um não foi possível colher amostras de sangue venoso para gasometria por se tratar de um animal irascível à contenção física. Desta forma, foram colhidas amostras gasometria venosa de 10 indivíduos, totalizando 60 amostras (Tabela 2). Em ambos os grupos, não houve

diferença na temperatura cloacal em nenhum dos três momentos sob análise, ou entre os grupos para cada momento avaliado.

Tabela 2 - Gases sanguíneos e eletrólitos venosos (média \pm desvio padrão se paramétricos; mediana [intervalo interquartil] se não-paramétricos) registrados em tartarugas-verdes ($n = 10$) anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto.

Variáveis	Grupos	Momentos		
		MBa	MAn	MExt
Temperatura (°C)	FI100	29,99 \pm 0,50	29,89 \pm 0,29	29,97 \pm 0,25
	FI21	30,13 \pm 0,29	29,86 \pm 0,29	29,90 \pm 0,35
pH	FI100	7,401 \pm 0,05 ^B	7,527 \pm 0,06 ^A	7,524 \pm 0,06 ^A
	FI21	7,394 \pm 0,07 ^B	7,508 \pm 0,04 ^A	7,553 \pm 0,08 ^A
PvCO ₂ (mmHg)	FI100	56,15 \pm 4,06 ^A	39,07 \pm 4,47 ^B	40,42 \pm 4,72 ^B
	FI21	54,25 \pm 5,53 ^A	37,82 \pm 5,10 ^B	37,27 \pm 5,97 ^B
HCO ₃ ⁻ (mEq/L)	FI100	36,18 \pm 6,53	34,55 \pm 3,74	34,91 \pm 3,34
	FI21	35,92 \pm 6,41	32,04 \pm 3,44	33,60 \pm 3,24
PvO ₂ (mmHg)	FI100	28,40 \pm 3,68 ^C	57,90 \pm 17,37 ^A	36,00 \pm 6,91 ^B
	FI21	29,84 \pm 3,16 ^B	42,70 \pm 8,19 ^A	31,40 \pm 6,18 ^B
Lactato (mmol/L)	FI100	0,80 (0,70 – 1,17)	1,05 (0,7 – 1,4)	0,95 (0,7 – 1,17)
	FI21	1,00 (0,80 – 1,22)	1,15 (1,075 – 1,875)	1,00 (0,87 – 1,35)
Na (mmol/L)	FI100	146,50 \pm 3,86	144,50 \pm 3,40	146,50 \pm 3,71
	FI21	147,70 \pm 5,67	145,80 \pm 2,82	147,60 \pm 3,20
K (mmol/L)	FI100	3,55 (3,40 – 4,12)	3,50 (3,20 – 3,75)	3,35 (3,05 – 4,22)
	FI21	3,70 (3,37 – 4,15)	3,40 (3,37 – 3,57)	3,35 (3,07 – 3,95)
Glicose (mg/dL)	FI100	104,20 \pm 8,45 ^B	134,20 \pm 18,44 ^A	129,00 \pm 20,70 ^A
	FI21	100,60 \pm 8,23 ^B	134,10 \pm 21,85 ^A	129,80 \pm 20,68 ^A

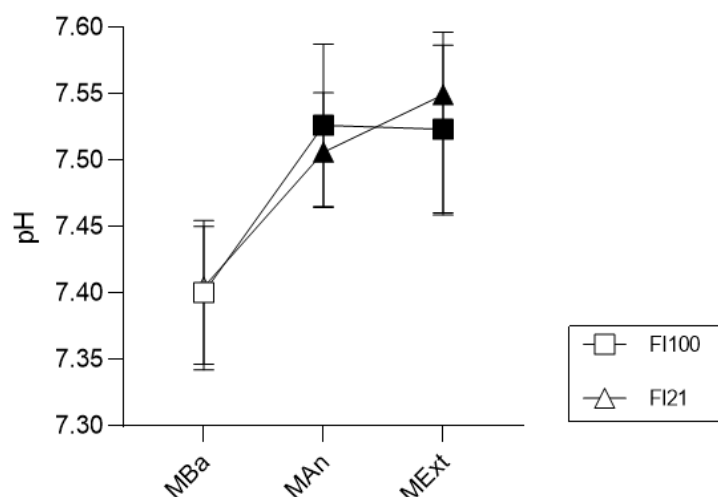
MBa = momento basal (10 minutos antes da indução da anestesia); MAn = momento anestesia (90 minutos após a intubação endotraqueal); MExt = momento extubação (imediatamente após a extubação).

PvCO₂ = pressão parcial de dióxido de carbono; HCO₃⁻ = bicarbonato; PvO₂ = pressão parcial de oxigênio; Na = sódio; K = potássio.

Letras diferentes = diferença estatística entre os momentos ($p < 0,05$), com A > B > C

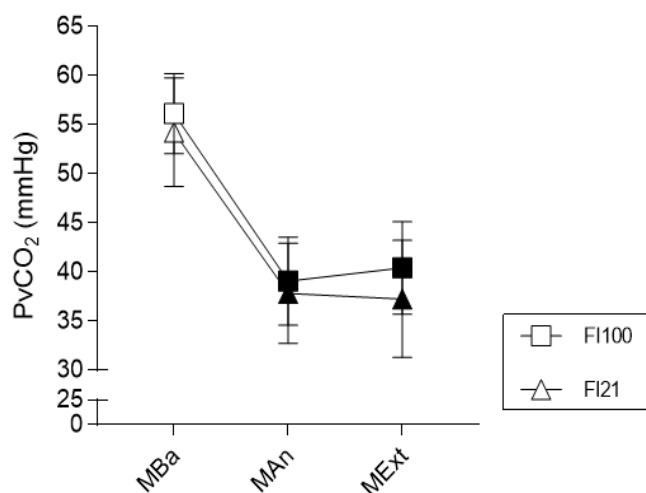
Não houve diferença significativa entre os grupos para nenhuma das variáveis analisadas em nenhum dos três momentos. Nos grupos FI100 e FI21, o pH foi maior em MAn e MExt do que em MBa ($p < 0,001$) (Figura 22).

Figura 22 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) do pH de 10 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao MBa ($p \leq 0,05$).



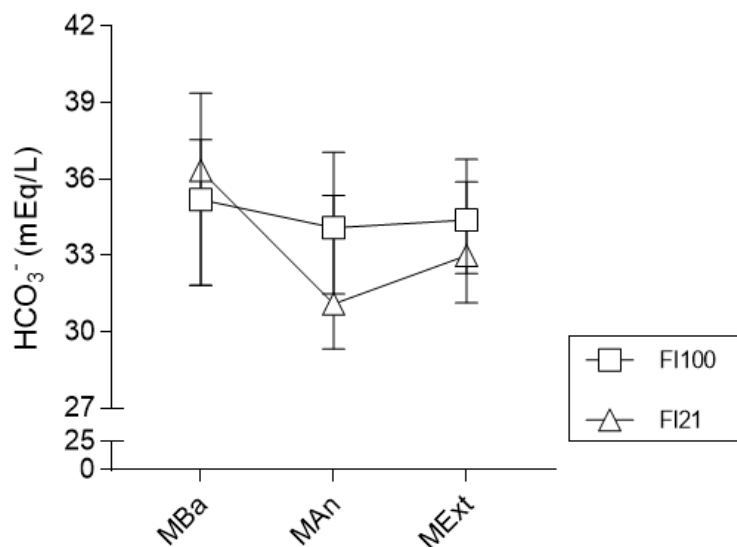
O PvCO₂, por sua vez, seguiu padrão inverso ao do pH, sendo menor em MAn e MExt do que MBa em ambos os grupos ($p < 0,0001$) (Figura 23). Em MAn, a diferença entre a PvCO₂ e a P'ETCO₂ foi de 15,17 \pm 2,19 mmHg e 13,92 \pm 3,09 mmHg nos grupos FI100 e FI21, respectivamente, não diferindo entre si ($p = 0,20$).

Figura 23 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da pressão parcial de CO₂ venoso (PvCO₂) de 10 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao MBa ($p \leq 0,05$).



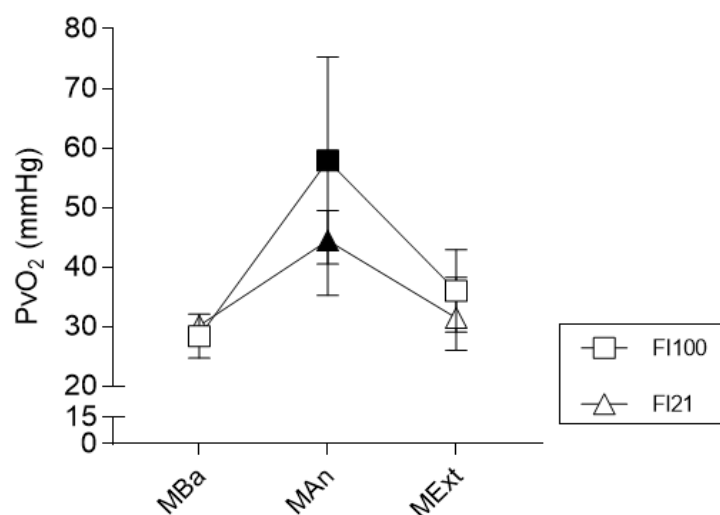
Não houve diferença no HCO_3^- quando avaliado ao longo do tempo dentro dos grupos FI100 e FI21 (Figura 24).

Figura 24 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da concentração de bicarbonato (HCO_3^-) de 10 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto.



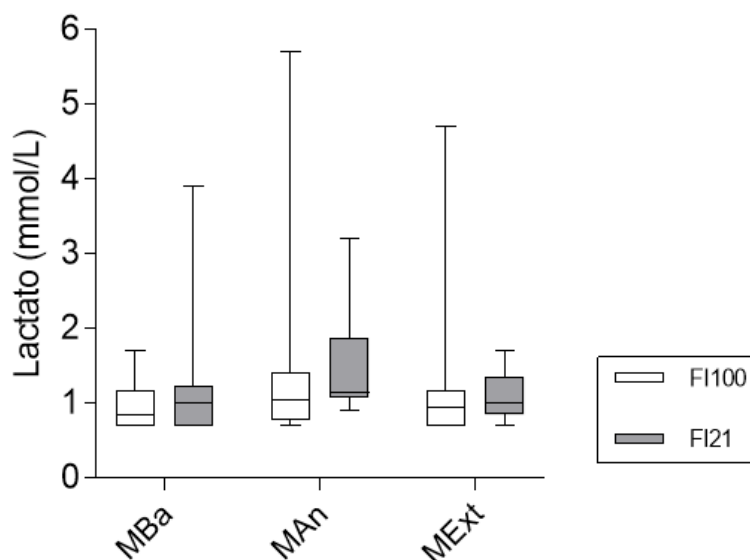
Em ambos os grupos, o PvO_2 mostrou-se significativamente mais elevado em MAn do que em MBa e em MExt ($p < 0,01$), sendo também maior MExt do que em MBa no grupo FI100 ($p = 0,006$) (Figura 25).

Figura 25 - Gráfico de linha (média \pm desvio padrão) da pressão parcial de oxigênio venoso (PvO_2) de 10 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. Símbolos em preto indicam diferença significativa em relação ao MBa ($p \leq 0,05$).



O aparelho utilizado para avaliar a lactimetria (Accutrend Plus®, Roche Diagnostics, França) apenas conferiu valores iguais ou superiores a 0,8 mmol/L. Valores inferiores foram exibidos na tela do aparelho como “low”. Neste estudo, em 14 das 60 mensurações (nove no grupo FI100 e cinco no grupo FI21), o valor “low” foi exibido. Para que os dados pudessem ser quantitativamente comparados entre grupos e tempos, valores de “low” foram substituídos por “0,7”. Com isto, não houve diferença significativa no valor de lactato plasmático entre os grupos ou ao longo do tempo (Figura 26).

Figura 26 - Gráfico de boxplot do lactato de 10 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um delineamento do tipo aleatorizado, cruzado e encoberto. No boxplot, a caixa representa o intervalo interquartil (25 – 75%), a linha horizontal dentro da caixa a mediana e as linhas horizontais fora das caixas os valores mínimo e máximo.



Não foram detectadas diferenças na concentração de sódio e na concentração de potássio ao longo do tempo em ambos os grupos. A glicemia foi inferior no momento MBa em relação a MAn e MExt em ambos os grupos ($p = 0,01$ a $0,001$).

7.3 ESCORES DE PLANO ANESTÉSICO

Entre os grupos, não houve diferença significativa no escore total de plano anestésico nos momentos de interesse sob análise (“Anestesia”, “Bicar o abre-bocas”, “Primeiro movimento muscular”, “Primeira tentativa de extubação” e “Extubação”) (Tabela 3).

Uma vez transcorridos 90 minutos sob a FE'_{SEVO} de 3,5% (Anestesia), o plano anestésico foi caracterizado como um escore 2 para o reflexo palpebral em todos os animais (ausente), escore 0 a 1 para o reflexo corneal (intacto a discreto), escore 0 a 1 para o reflexo cloacal (intacto a lento), escore 3 para a resistência de mandíbula em todos os animais (boca facilmente aberta), escore 2 para o tônus muscular em todos os animais (sem movimento de nadadeiras) e escore 3 para a resposta ao estímulo doloroso em todos os animais (sem resposta ao estímulo).

O escore “tônus muscular” não variou ao longo do tempo, sendo pontuado 2 em todos os momentos em ambos os grupos (cabeça e pescoço relaxados; sem movimento de nadadeiras). Os momentos em que movimentos musculares foram notados (escore 0 ou 1) coincidiram, majoritariamente, com a “Primeira tentativa de extubação” e “Extubação”, de forma que o tempo para o “Primeiro movimento muscular” se mostrou próximo ao tempo para a “Primeira tentativa de extubação” (Tabela 3). Em outras palavras, em ambos os grupos, os animais apenas demonstraram movimentos musculares voluntários, sendo estes bruscos e grosseiros, quando tentavam expulsar o tubo endotraqueal.

Não houve diferença significativa entre os grupos para o retorno do reflexo palpebral após o término da anestesia ($44,55 \pm 13,87$ minutos em FI100 e $41,82 \pm 15,37$ minutos em FI21; $p = 0,44$), bem como para o retorno do tônus de mandíbula ($63,18 \pm 24,01$ minutos em FI100 e $53,64 \pm 16,75$ minutos em FI21; $p = 0,07$) e do reflexo de retirada ($35 [15 - 75]$ minutos em FI100 e $35 [25 - 125]$ minutos em FI21; $p = 0,08$).

Tabela 3 - Escore total (0 a 14) de plano anestésico (mediana [intervalo interquartil]) avaliado aos 90 minutos de anestesia e em diferentes momentos da recuperação anestésica de 11 tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

Momento	Escore	
	FI100	FI21
Anestesia	11 (10 – 12)	11 (10 – 12)
Bicar o abre-bocas	8 (7 – 9)	9 (8 – 10)
Primeiro movimento muscular	8 (6 – 8)	8 (7 – 10)
Primeira tentativa de extubação	7 (6 – 8)	7 (6 – 8)
Extubação	6 (5 – 7)	6 (4 – 7)

7.4 RECUPERAÇÃO ANESTÉSICA

O tempo “Bicar o abre-bocas” foi a única variável significativamente diferente entre os grupos, sendo 51 (39 – 58) minutos no grupo FI100 e 44 (31 – 53) minutos no grupo FI21 ($p = 0,036$) (Tabela 4). Os tempos individuais de recuperação estão demonstrados na Tabela 5. O bicar do abre-bocas caracterizou-se por movimentos sutis e sequenciais da mandíbula (<https://youtu.be/fbRKwJ5dPD8>). A “Primeira tentativa de extubação” e a “Extubação” foram estereotípicas em todos os animais, caracterizadas por movimentos musculares abruptos, rápidos e repentinos dos quatro membros e acompanhados pelo bicar do abre-bocas (<https://youtu.be/RJw7byhRiWY>). Os animais apenas ventilaram espontaneamente imediatamente após a extubação, de forma que houve sincronia entre o ventilador e o paciente durante todo o período em que os indivíduos permaneceram intubados. Desta forma, o “Tempo para ventilação espontânea” não foi quantificado.

Tabela 4 - Valores de medida central e de dispersão (em minutos) para os tempos de recuperação de tartarugas-verdes (n = 11) anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO2 de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

Variável	FI100					FI21					Valor de p^*
	Mediana	IQ	Média	DP	IC 95%	Mediana	IQ	Média	DP	IC 95%	
Bicar abre-bocas	51	39 – 58	52,00	14,57	42,21 – 61,79	44	31 – 53	44,64	14,42	34,95 – 54,33	0,036
Primeiro movimento muscular	61	42 – 77	68,64	32,53	46,78 – 90,49	52	40 – 70	60,18	32,17	38,57 – 81,80	0,347
Primeira tentativa de extubação	69	43 – 82	73,82	32,10	52,25 – 95,38	53	42 – 70	62,91	31,23	41,51 – 83,58	0,142
Extubação	96	80 – 150	110,90	48,60	78,26 – 143,6	105	58 – 135	96,73	43,85	67,27 – 126,2	0,206
Intervalo tentativa-extubação	19	10 – 62	37,09	37,92	11,62 – 62,56	25	7 – 54	34,18	32,37	12,43 – 55,93	0,718

IQ = Intervalo Interquartil; DP = Desvio Padrão; IC 95% = Intervalo de Confiança da média com nível de confiança de 95%.

*Significativo em $p \leq 0,05$.

Tabela 5 - Valores individuais para os tempos de recuperação de tartarugas-verdes (n = 11) anestesiadas com sevofluorano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

Tartaruga	Bicar (min)		Movimento (min)		Tentativa (min)		Extubação (min)		Intervalo tentativa-extubação (min)	
	FI100	FI21	FI100	FI21	FI100	FI21	FI100	FI21	FI100	FI21
1	45	54	77	75	77	75	114	119	37	44
2	39	31	43	39	43	39	62	46	19	7
3	52	44	115	43	122	64	184	118	62	54
4	59	53	69	57	69	53	83	60	14	7
5	34	30	40	38	40	42	123	135	83	93
6	58	33	42	52	82	52	88	69	6	17
7	51	49	72	49	72	49	196	136	124	87
8	50	49	61	70	63	70	96	105	33	35
9	88	78	140	150	140	150	150	175	10	25
10	39	40	39	40	39	40	44	43	4	3
11	57	30	57	54	65	58	80	62	22	4

Bicar = tempo de bicar o abre-bocas; Movimento = tempo do primeiro movimento muscular; Tentativa = tempo da primeira tentativa de extubação; Extubação = tempo de extubação.

8 DISCUSSÃO

Com o padrão de ventilação mecânica empregado neste estudo, não houve diferença no tempo de recuperação de tartarugas-verdes anestesiadas com sevoflurano em FiO_2 de 100% ou de 21%, tampouco impacto significativo em parâmetros cardiorrespiratórios e gases sanguíneos entre ambas as frações. Os resultados obtidos com o presente estudo conferem um norte para o empirismo que no uso de diferentes FiO_2 durante a anestesia inalatória de tartarugas-marinhas, em que baixas frações inspiradas de oxigênio têm sido empregadas no trans e pós-anestésico no intuito de abreviar a recuperação anestésica neste táxon.

8.1 PARÂMETROS CARDIORRESPIRATÓRIOS

Em ambos os grupos, a FC sofreu declínio ao longo da anestesia inalatória. Embora o registro dos parâmetros cardiorrespiratórios tenha sido iniciado já sob o efeito do propofol, não há evidência de que um bolus único deste anestésico, na dose e via utilizados, cause bradicardia em tartarugas-cabeçudas (MACLEAN; HARMS; MCNEILL, 2008). Por outro lado, a bradicardia transanestésica também tem sido documentada com o uso isolado de isoflurano neste táxon (MOON; STABENAU, 1996; NAGANOBU et al., 2000).

Experimentalmente, tartarugas-verdes juvenis podem oscilar a FC de 33 bpm para 15 bpm comparando-se a respiração voluntária com o mergulho em repouso, respectivamente (OKUYAMA; SHIOZAMA; SHIODE, 2020). Deste modo, há notória sincronia cardiorrespiratória entre as condições de ventilação em superfície, quando a FC é máxima, e apneia em submersão, quando atinge seu menor valor (WEST; BUTLER; BEVAN, 1992). Pela semelhança entre este fenômeno fisiológico e o reportado durante a anestesia, alguns autores consideram que a anestesia inalatória incita a resposta ao mergulho (CHITTICK et al., 2002), fato também observado neste estudo.

Esta observação é corroborada pela tendência demonstrada pela FC em elevar-se após a descontinuação do sevoflurano, posto que, fisiologicamente, a FC de tartarugas-verdes passa a ascender pouco antes do animal iniciar o movimento de subida à superfície (WEST; BUTLER; BEVAN, 1992). Portanto, a queda de aproximadamente 25% da FC observada ao longo dos 90 minutos de monitorização

em ambos os grupos não deve ser interpretada como uma complicação anestésica grave devido à plasticidade desta variável em tartarugas-marinhas. Além disso, reduções muito mais importantes, de até 56%, foram documentadas em tartarugas-de-kemp anestesiadas com isofluorano (MOON; STABENAU, 1996).

A redução da P'_{ETCO_2} ao longo do tempo não é novidade na anestesia de tartarugas-marinhas e também pode ser explicada em termos de resposta ao mergulho (CHITTICK et al., 2002). Semelhante ao que ocorre na apneia fisiológica, durante a anestesia inalatória o fluxo sanguíneo tende a ser desviado da circulação pulmonar, conforme demonstrado em jabutis-piranga (GREUNZ et al., 2018). Atualmente, não há diretriz definida para a P'_{ETCO_2} alvo durante a ventilação mecânica de tartarugas-marinhas, principalmente porque esta variável pode não se correlacionar com a $PvCO_2$ (CHITTICK et al., 2002).

Neste estudo, a diferença média observada entre a P'_{ETCO_2} e a $PvCO_2$ registrada aos 90 minutos de anestesia inalatória (~ 15 mmHg) foi inferior ao reportado na literatura (25 – 30 mmHg) (CHITTICK et al., 2002; BALKO et al., 2018). Esta discrepância pode estar relacionada à pressão inspiratória aplicada durante a ventilação mecânica (8 cm H_2O neste estudo *versus* 15 cm H_2O nos estudos mencionados), que pode intensificar o desvio de sangue do circuito pulmonar (MONTICELLI; HEDLEY; PINELAS, 2017), ou ainda à forma de amostragem dos gases expirados. Neste estudo, a amostragem ocorreu próxima à bifurcação da traqueia, reduzindo o efeito da diluição de gases expirados. De toda forma, o uso da capnografia como guia da ventilação mecânica em tartarugas-verdes anestesiadas com sevofluorano deve levar em consideração a subestimação da $PvCO_2$, como evidenciado neste estudo.

Diferenças na oximetria de pulso foram observadas no presente estudo. Animais mantidos em 21% de FiO_2 demonstraram valores medianos de SpO_2 inferiores a 90% em todos os momentos sob análise, ao passo que aqueles sob 100% de FiO_2 mantiveram a SpO_2 superior a 90%. Embora este resultado possa sugerir que os animais do grupo FI21 tornaram-se hipoxêmicos, o oxímetro de pulso utilizado neste estudo é calibrado para a curva de dissociação da hemoglobina de mamíferos, podendo ter acurácia inadequada em testudíneos. Desta forma, os dados obtidos devem ser interpretados com cautela, sendo necessário determinar a confiabilidade da oximetria de pulso em estimar a oxigenação arterial de tartarugas.

Além disso, o critério para a hipoxemia definido para mamíferos ($\text{PaO}_2 < 80$ mmHg) pode não ser adequado para tartarugas-marinhas, uma vez que baixos valores de PaO_2 são comuns neste táxon. Por exemplo, a pressão parcial de oxigênio arterial pode chegar a 23 mmHg em tartarugas-cabeçudas antes que o período apneico seja interrompido com uma ventilação (LUTCAVAGE; LUTZ, 1991). De forma semelhante, pressões parciais de oxigênio arterial em 31 a 39 mmHg já foram reportadas em tartarugas-de-kemp sob anestesia inalatória em 40% de FiO_2 (MOON; STABENAU, 1996). Portanto, em tartarugas-marinhas hípidas, a oximetria de pulso pode trazer pouca relevância clínica se avaliada isoladamente.

Ainda assim, o registro da oximetria de pulso pode ser útil na avaliação de tendências. Esta abordagem pode ser particularmente benéfica para a monitorização da evolução de animais gravemente hipotérmicos e deprimidos, em que a ventilação mecânica é indicada para corrigir desequilíbrios ácido-base e melhorar a oxigenação tecidual (SPIELVOGEL et al., 2017). Nestes animais, a ventilação com 100% de FiO_2 pode oferecer vantagem tomando-se como base a SpO_2 , já que pode garantir maior oxigenação arterial.

Rotineiramente, a oximetria de pulso não tem sido utilizada para avaliar a oxigenação tecidual em tartarugas-marinhas sob ventilação mecânica, possivelmente pela dificuldade na obtenção de adequado posicionamento do sensor (SCHUMACHER; YELLEN, 2006). O transdutor de transfectância utilizado neste experimento, posicionado na cavidade oral, pode, portanto, ser utilizado na rotina cirúrgica de tartarugas-marinhas, já que exibiu ondas pletismográficas sem artefatos. Esta leitura torna-se especialmente útil em tartarugas-marinhas, em que a avaliação da oxigenação tecidual por meio de punções arteriais depende de dissecções invasivas da artéria carótida (MOON; STABENAU, 1996).

O aumento da SpO_2 após o término da anestesia no grupo FI21 sugere que o anestésico inalatório, e não apenas a ventilação mecânica, pode prejudicar a oxigenação arterial transanestésica. Este fenômeno provavelmente se relaciona com a vasodilatação sistêmica inerente aos halogenados, que favorece o desvio de sangue da direita para a esquerda (para longe do circuito pulmonar) (GREUNZ et al., 2018). Ainda como documentado por Moon e Stabenau (1996), em tartarugas-de-kemp sob FiO_2 40%, a pressão parcial de oxigênio arterial elevou-se de 31 – 39 mmHg, no transanestésico, para 29 – 60 mmHg, durante a recuperação anestésica. Embora os

gases sanguíneos arteriais não tenham sido avaliados neste estudo, padrão semelhante ao de Moon e Stabenau (1996) pode ter ocorrido no grupo FI21.

8.2 EQUILÍBRIO ÁCIDO-BASE

Em répteis, tem sido questionado o papel do ar ambiente durante a anestesia como fator contribuinte para o metabolismo anaeróbico e hiperlactatemia transanestésicos decorrentes da reduzida oxigenação sanguínea em comparação ao oxigênio puro (RATLIFF; PARKINSON; MANS, 2019). Esta preocupação possui especial importância em tartarugas-marinhas, táxon com ampla capacidade de recirculação do sangue venoso, podendo a hipoxemia ser deflagrada mesmo com a utilização de FiO_2 superior à 21% (MOON; STABENAU, 1996). Moon e Stabenau atribuíram à hipoxemia o desenvolvimento de hiperlactatemia e concomitante acidemia durante a anestesia inalatória de tartarugas-de-kemp. No presente estudo, independentemente da ocorrência de hipoxemia ou não no grupo FI21, os valores de pH e lactato transanestésicos não demonstraram significativas alterações entre os grupos, fato que sugere que o metabolismo aeróbico das tartarugas foi suprido por ambas as FiO_2 .

O pH obtido durante os períodos transanestésico e de recuperação anestésica foi, em realidade, superior ao basal. Apesar disso, os valores obtidos de pH transanestésico e durante a extubação não são discrepantes dos obtidos para tartarugas-cabeçudas hígdas para os mesmos momentos ($7,526 \pm 0,08$ e $7,446 \pm 0,05$, respectivamente) (BALKO et al., 2018). Tal alcalinização do sangue provavelmente decorreu da concomitante queda do $PvCO_2$ causada pela ventilação mecânica, como anteriormente discutido, ocorrência previamente documentada durante a anestesia inalatória de tartarugas-cabeçudas (CHITTICK et al., 2002). Os valores de $PvCO_2$ transanestésicos obtidos neste estudo foram próximos aos valores-alvo sugeridos para a ventilação mecânica de tartarugas-marinhas em estudo anterior (30 a 40 mmHg), valores esses que se relacionam com sucesso de desmame e extubação em animais deprimidos (SPIELVOGEL et al., 2017).

A PvO_2 representa o balanço entre oferta e consumo de oxigênio, sendo uma variável importante no estabelecimento do prognóstico em pequenos animais no contexto de cuidados intensivos (WALTON; HANSEN, 2018). Em tartarugas-marinhas, há importante amplitude nos valores de PvO_2 documentados na literatura

(LEWBART et al., 2014; McNALLY et al., 2020), principalmente porque são animais com capacidade de mistura fisiológica do sangue arterial e venoso. Com base no baixo valor de PvO_2 obtido em tartarugas-verdes mecanicamente ventiladas em 21% de FiO_2 (16 – 24 mmHg), Harms et al. (2009) sugeriram que a ventilação com 100% de FiO_2 poderia melhorar a oferta de oxigênio. Ainda que neste estudo os valores de PvO_2 tenham sido maiores em animais sob 100% de FiO_2 , sugerindo maior oferta de oxigênio no grupo FI100, a precisa avaliação da oxigenação dependeria de punções arteriais. Deste modo, a real relevância clínica desta observação é desconhecida, não havendo valores ótimos de PvO_2 transanestésicos reportados para tartarugas-marinhas.

Outro aspecto que permanece desconhecido é o aumento da glicemia no transanestésico, bem como durante a extubação, em relação ao basal. Em um estudo recente, importantes alterações metabólicas foram documentadas em tartarugas-cabeçudas submetidas à contenção física por 15 minutos, o que os autores apontam ter ocorrido pelo estresse (MONES et al., 2021). No presente estudo, os animais também demonstraram intensa reatividade à contenção física desde a remoção do tanque até a indução anestésica. Como a hiperglicemia é bem conhecida como uma resposta simpática a fatores ambientais estressores (RAND et al., 2002), este fenômeno pode ter se relacionado com o perfil glicêmico observado nas tartarugas-verdes.

8.3 ESCORES DE RECUPERAÇÃO

O plano anestésico cirúrgico é atingido em testudíneos quando o tônus muscular e o reflexo palpebral são abolidos, mantendo-se os reflexos corneal e cloacal. Quando os últimos não estão presentes, contudo, o plano anestésico é considerado demasiadamente profundo (HEARD, 2001). Com base nisto e considerando-se os escores utilizados, os animais deste estudo encontravam-se em adequado plano anestésico aos 90 minutos de anestesia inalatória, podendo a FE'_{SEVO} de 3,5% ser utilizada como referência para procedimentos cirúrgicos em tartarugas-marinhas, bem como ponto de partida para futuros estudos avaliando-se a concentração anestésica mínima deste fármaco neste táxon.

Ainda com base na definição de Heard (2001), pode-se concluir que, em tartarugas-verdes, o tônus muscular de membros, pelo escore utilizado, não aparenta

ser um indicador confiável na avaliação do plano anestésico. O miorelaxamento demonstrou ser completo até o momento da extubação, com todos os animais apresentando um despertar repentino tomando-se como base o tônus muscular. Este achado possui relevância na rotina cirúrgica de tartarugas-marinhas, já que a avaliação do miorelaxamento de membros, se realizada isoladamente, poderá superestimar a profundidade do plano anestésico.

Ainda que seja possível que o escore utilizado tenha sido insensível para detectar mudanças sutis no tônus muscular, movimentações musculares abruptas não são incomuns em testudíneos durante a recuperação anestésica (SLADKY; MANS, 2012). Pela característica tricavitária do coração e capacidade de *shunt* intracardíaco, flutuações na perfusão pulmonar implicam em eliminação inconstante dos halogenados e, com isso, possibilidade de aguda oscilação no plano anestésico (BALKO et al., 2018).

8.4 TEMPO DE RECUPERAÇÃO ANESTÉSICA

No presente estudo, os animais ventilados com oxigênio a 21% bicaram o abre-bocas mais precocemente do que aqueles a 100%, sendo esta a única variável de tempo de recuperação anestésica distinta entre os grupos. A utilização de abre-bocas é prática comum na anestesia de tartarugas-marinhas e previne o dano ao tubo traqueal durante a recuperação anestésica (CHITTICK et al., 2002; VIGANI, 2014). Em pequenos animais, o morder do tubo traqueal está relacionado a um plano anestésico superficial (NUTT et al., 2014), sendo plausível que a mesma interpretação seja válida para tartarugas-marinhas. Neste contexto, as tartarugas sob 21% de oxigênio podem ter atingido um plano anestésico superficial anteriormente às tartarugas sob 100% de oxigênio durante a recuperação.

Experimentalmente, tartarugas-verdes inspirando 10% de oxigênio apresentaram o dobro do fluxo sanguíneo na artéria pulmonar do que àquelas sob 21% de oxigênio (WEST; BUTLER; BEVAN, 1992). Variações de fluxo na artéria pulmonar de testudíneos determinam a magnitude da discrepância entre a concentração do anestésico no compartimento cerebral e o eliminado via pulmonar (GREUNZ et al., 2018). Desta forma, seguindo a lógica de West, Butler e Bevan (1992), a FiO_2 poderia ter impactado no tempo de bicar o abre-bocas via eliminação mais rápida do halogenado nos animais recebendo menores concentrações de

oxigênio. Contudo, o estudo mencionado avaliou a hipóxia *versus* normóxia, ao passo que o presente estudo foi conduzido sob normóxia *versus* hiperóxia. Além disso, levando-se esta hipótese em consideração, seria esperado que o tempo de extubação fosse menor no grupo FI21, fato não observado neste estudo.

O tempo para o bicar do abre-bocas não tem sido reportado na literatura como uma variável de recuperação anestésica (MOON; STABENAU, 1996; CHITTICK et al., 2002; SPIELVOGEL et al., 2017; BALKO et al., 2018; FRANZEN-KLEIN et al., 2020), sendo difícil realizar paralelos com outros trabalhos. Além disso, apesar do tempo para bicar o abre-bocas ter sido distinto entre os grupos, o tempo de extubação não o foi, e tampouco houve diferença nos parâmetros cardiorrespiratórios entre FI21 e FI100. Por este motivo, neste estudo, não houve vantagem clínica de se utilizar ar ambiente durante a anestesia inalatória em tartarugas-verdes apesar dos animais bicarem o abre-bocas mais precocemente.

Há evidência científica, a partir de estudos antigos, que testudíneos semiaquáticos e terrestres respondem à hiperóxia com redução da frequência respiratória e/ou volume corrente (FRANKEL et al., 1969; BENCHETRIT et al., 1977; GLASS et al., 1978). Estes achados têm sido os pilares da prática historicamente difundida entre médicos-veterinários de misturar os gases inspirados durante a anestesia inalatória e/ou recuperação desta no âmbito de estimular o retorno à ventilação espontânea e, por conseguinte, encurtar o tempo de recuperação anestésica de tartarugas-marinhas (MOON; STABENAU, 1996; SPIELVOGEL et al., 2017; BALKO et al., 2018). O resultado mais notório deste estudo é de que a FiO_2 utilizada não influenciou no retorno à ventilação espontânea durante o período em que os animais permaneceram intubados ou no tempo para a extubação. Os animais, em realidade, ficaram em apneia durante todo o período em que permaneceram intubados. Este achado é inédito para testudíneos e corrobora os estudos conduzidos em répteis da Ordem Squamata, em que não houve diferença no tempo de recuperação entre animais ventilados com 21% ou 100% de FiO_2 (BERTELSEN et al., 2005; ODETTE et al., 2015; RATLIFF; PARKINSON; MANS, 2019).

Diante deste resultado, deve-se ser considerado que tartarugas-verdes, assim como as outras espécies deste táxon, apresentam particularidades respiratórias que impactam na ventilação mecânica. O padrão respiratório destes testudíneos envolve uma breve e audível expiração forçada, seguida por uma inspiração e um variável intervalo de apneia (JACKSON, 1985). No ambiente clínico, porém, os ventiladores

mecânicos atualmente utilizados para tartarugas é o mesmo que aqueles empregados na rotina de cães e gatos, em que o padrão respiratório de mamíferos não contempla períodos apneicos (SPIELVOGEL et al., 2017).

As configurações do ventilador utilizadas no presente experimento (4 rpm e P_{INS} de 8cm H₂O) seguiram recomendações genéricas para testudíneos (2 – 6 rpm e $P_{INS} \leq 10$ cm H₂O) (VIGANI, 2014). Contudo, diversas configurações do ventilador mecânico são reportadas na literatura para tartarugas-marinhas, como 4 – 8 rpm e P_{INS} de 10 – 15cm H₂O (CHITTICK et al., 2002), 1 – 2 rpm e P_{INS} de 8 – 10cm H₂O (SPIELVOGEL et al., 2017) ou ainda 8 – 12 rpm (MONTICELLI; HEDLEY; PINELAS, 2017), não havendo um consenso sobre o método ventilatório ideal neste táxon. Por exemplo, neste estudo o tempo expiratório foi de 12 segundos (mínimo tempo expiratório atingido pelo ventilador), ao passo que o tempo expiratório reportado para tartarugas-verdes juvenis, a 28°C, em repouso, é de menos de um segundo (BUTLER; MILSOM; WOAKES, 1984).

Possivelmente, um aspecto chave na avaliação da recuperação anestésica de tartarugas-marinhas diz respeito à frequência respiratória do ventilador. Tartarugas-verdes respondem a oscilações na FiO_2 com variações na frequência respiratória (WEST; BUTLER; BEVAN, 1992), sendo o mesmo observado quando são submetidas a diferentes níveis de atividade física (JACKSON, 1985). Neste estudo, a frequência respiratória utilizada foi de 4 rpm, o que largamente contrasta, por exemplo, com aquela documentada em tartarugas-verdes adultas, sob 28 – 30°C, em natação, isto é, em alta demanda aeróbia (6 a 10 respirações por hora) (ENSTIPP et al., 2011). Portanto, um estímulo respiratório engatilhado pela FiO_2 , se presente, poderia ter sido mascarado pelo padrão de ventilação mecânica empregado.

Desta forma, para que o efeito da FiO_2 na ventilação espontânea e no tempo de recuperação sejam mais profundamente avaliados, recomenda-se, para futuros experimentos, o desenvolvimento de métodos de ventilação ou ainda de ventiladores mecânicos que respeitem a fisiologia respiratória de tartarugas-marinhas. Pode-se, contudo, concluir que nos padrões de ventilação mecânica empregados neste estudo, que são semelhantes ou iguais aos utilizados em centros de reabilitação ou aos documentados na literatura, a FiO_2 não influencia o tempo de recuperação anestésica.

Outro ponto de importante debate do presente estudo é de que ele não foi delineado para avaliar a influência da pressão parcial de CO₂ como gatilho ventilatório. A resposta hiperventilatória à hipercapnia é largamente conhecida em testudíneos

(MILSOM, 1995), sendo observada mesmo quando da presença de hiperóxia (BENCHETRIT; DEJOURS, 1977). Tartarugas-verdes juvenis e adultas inspirando 6% CO₂ – o que reflete em concentrações arteriais de 50 a 60 mmHg – responderam com imediato aumento da frequência respiratória em relação a animais inspirando apenas ar ambiente (JACKSON; KRAUS; PRANGE, 1979). Portanto, investigações avaliando-se métodos de desmame do ventilador a fim de produzir hipercapnia também serão válidos como forma de estimular a respiração espontânea mesmo em animais sob FiO₂ 100%.

Com base em testes pilotos, foi estabelecido que a extubação ocorreria apenas em sua segunda tentativa. Este critério encontra fundamento em Chittick et al. (2002) e Wyneken et al. (2006), que concluíram que tartarugas-marinhas passam por episódios de aparente recuperação antes que a consciência seja completamente recuperada. De fato, foi observado um longo período entre a primeira e a segunda tentativa de extubação (19 [10 – 62] minutos e 25 [7 – 54] minutos nos grupos FI100 e FI21, respectivamente), no qual os animais permaneceram em completo relaxamento muscular e sem respiração espontânea. Logo, recomenda-se para a rotina clínico-cirúrgica de tartarugas-verdes que o tubo endotraqueal seja removido de maneira tardia (após, no mínimo, a segunda tentativa de extubação), com o risco de o animal permanecer em apneia caso o seja precocemente.

Além disso, a ventilação espontânea não pôde ser observada durante o período em que os animais permaneceram intubados, isto é, não houve desmame detectável da ventilação mecânica. Desta forma, diferentemente do proposto por Chittick et al. (2002), torna-se desaconselhável o uso do retorno à ventilação espontânea como critério para a extubação, tendo-se como base o padrão ventilatório empregado neste estudo.

8.5 PONTOS CRÍTICOS

Uma das limitações do presente estudo é que não foram obtidos parâmetros cardiorrespiratórios (como frequência respiratória e frequência cardíaca) no momento basal. Estes dados seriam relevantes na quantificação do impacto cardiorrespiratório produzido pela anestesia com sevoflurano em diferentes FiO₂ em relação aos valores de animais conscientes. Foi tentado aferir a FC basal antes do momento da indução anestésica. Uma vez em cima da mesa cirúrgica, os animais tornaram-se agitados,

dificultando o manejo de uma aferição confiável e atrapalhando a posterior venopunção para a indução anestésica. Esta problemática foi particularmente notória considerando-se o reduzido pessoal envolvido na coleta de dados (André Justo e Gustavo Dutra).

As alternativas para registro da frequência respiratória esbarraram em questões logísticas. Como os animais permaneciam em aquecimento pré-anestésico em um tanque com água e o pós-anestésico imediato em uma caixa seca, foi utilizado gravação contínua por câmeras com sensor infravermelho. Para a filmagem na água, uma câmera²⁴ foi fixada na parede para gravação contínua durante as 12 horas anteriores ao procedimento anestésico (Figura 27). Para a filmagem no seco, foram acopladas quatro câmeras²⁵ em cada canto da caixa de recuperação anestésica (Figuras 17 e 28). Contudo, o comportamento dos animais mostrou-se discrepante entre aqueles na água *versus* no seco, de forma que qualquer comparação feita seria altamente questionável. Como a respiração de tartarugas-marinhas envolve um movimento bruto de cabeça e nadadeiras, a monitorização da frequência respiratória remotamente permitiu registros confiáveis e possíveis de serem replicados em estudos futuros.

Figura 27 - Registro da frequência respiratória de um animal em aquecimento pré-anestésico no tanque de água salgada.

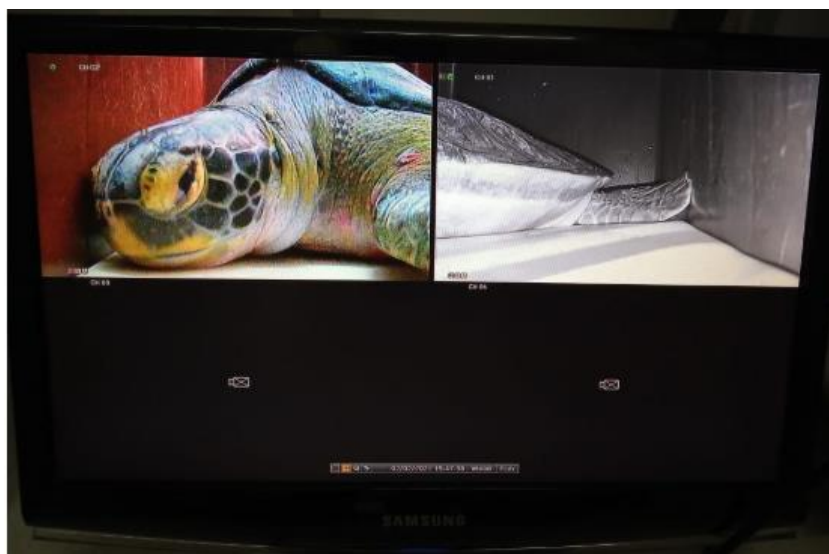


Fonte: André Justo (2021).

²⁴ Tapo C100, Tapo, Brasil.

²⁵ Intelbras VHL 1120, Intelbras, Brasil.

Figura 28 - Registro da frequência respiratória de um animal em recuperação pós-anestésica por meio de câmeras acopladas à caixa seca.



Fonte: André Justo (2021).

Outro quesito de debate deste estudo é a incapacidade de leitura, pelo aparelho utilizado, de valores de lactato inferiores a 0,8 mmol/L. Para fins de comparação, foi adotado que mensurações tidas como “low” seriam computadas como 0,7 mmol/L; contudo, é inquestionável que a amplitude de valores possíveis dentro do intervalo 0,1 – 0,7 mmol/L não foi considerada neste estudo.

O efeito tardio da FiO_2 não foi avaliado. Ratliff, Parkinson e Mans (2019), em estudo similar com dragões-barbados (*Pogona vitticeps*), registraram o apetite pós-anestésico entre os grupos FI21 e FI100. Este tipo de avaliação, bem como outras variáveis comportamentais, depende de uma estrutura logística não comportada pelo Aquário Municipal de Santos. Portanto, com os resultados apresentados, nenhuma inferência pode ser feita quanto à qualidade da recuperação anestésica entre as diferentes FiO_2 , o que certamente merece investigação futura.

9 CONCLUSÕES

No presente estudo, a utilização de oxigênio puro (FiO_2 100%) na anestesia de tartarugas-verdes com sevoflurano e mecanicamente ventiladas não prolongou o tempo de recuperação anestésica em relação a animais sob ar ambiente (FiO_2 21%). Os animais permaneceram em apneia até a extubação independentemente da FiO_2

utilizada, de modo que o oxigênio puro pode ser recomendado durante a anestesia inalatória de tartarugas-marinhas sem o risco de contribuir com a apneia em maior magnitude. A ventilação com FiO_2 100% pode, inclusive, ter mérito em tartarugas-marinhas debilitadas em virtude de uma melhor oxigenação sanguínea, com base nos resultados da oximetria de pulso. Em última análise, o impacto cardiorrespiratório e ácido-base gerado com a anestesia inalatória é o mesmo independentemente da FiO_2 a que tartarugas-marinhas são submetidas.

REFERÊNCIAS

- ADNYANA, W.; LADDS, P. W.; BLAIR, D. Observations of fibropapillomatosis in green turtles (*Chelonia mydas*) in Indonesia. **Australian Veterinary Journal**, v. 75, n. 10, p. 737–742, 1997.
- ALMEIDA, P. A.; SANTOS, A. J. B.; THOMÉ, J. C. A.; BELLINI, C.; BAPTISTOTTE, C.; MARCOVALDI, M. A.; SANTOS, A. S.; LOPEZ, M. Avaliação do estado de conservação da tartaruga marinha *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) no Brasil. **Biodiversidade Brasileira**, v. 1, n. 1, p. 12–19, 2011.
- 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.
- BENCHETRIT, G.; DEJOURS, A. P. Ventilatory chemoreflex drive in the tortoise, *Testudo horsfieldi*. **Respiration Physiology**, v. 31, n. 2, p. 183–191, 1977.
- BENCHETRIT, G.; DEJOURS, P. Ventilatory CO₂ drive in the tortoise *Testudo horsfieldi*. **Journal of Experimental Biology**, v. 87, p. 229 – 236, 1980.
- BERTELSEN, M. F.; MOSLEY, C.; CRAWSHAW, G. J.; DYSON, D.; SMITH, D. A. Inhalation anesthesia in Dumeril's monitor (*Varanus dumerili*) with isoflurane, sevoflurane, and nitrous oxide: effects of inspired gases on induction and recovery. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 36, n. 1, p. 62–68, 2005.
- BJORNDAL, K. A. Nutrition and grazing behavior of the green turtle *Chelonia mydas*. **Marine Biology**, v. 56, n. 2, p. 147–154, 1980.
- BOLTEN, A. B.; BJORNDAL, K. A. Blood profiles for a wild population of green turtles (*Chelonia mydas*) in the southern Bahamas: size-specific and sex-specific relationships. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 28, n. 3, p. 407–413, 1992.
- BOWEN, B. W.; KARL S. A. Population genetics and phylogeography of sea turtles. **Molecular Ecology**, v. 23, n. 16, p. 4886–4907, 2007.
- BRASIL, Ministério do Meio Ambiente. Portaria MMA nº 148, de 7 de Junho de 2022.
- BRODERICK, A. C.; COYNE, M. S.; FULLER, W. J.; GLEN, F.; GODLEY, B. J. Fidelity and over-wintering of sea turtles. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 274, p. 1533–1538, 2007.
- BUTLER, P. J.; MILSOM, W. K.; WOAKES, A. J. Respiratory, cardiovascular and metabolic adjustments during steady state swimming in the green turtle, *Chelonia mydas*. **Journal of Comparative Physiology B**, v. 154, p. 167–174, 1984.
- CAVALCANTI, R. L.; CROSIGNANI, N.; MUCILLO, M.; STEDILE, R.; ALIEVI, M.; BECK, C. A.; SCHIOCHET, F.; NÓBREGA, F.; ROCHA, J. P. Protocolo anestésico

- em tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*) para celioscopia exploratória. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 35, n. 2, p. S311–S312, 2007.
- CHITTICK, E. J.; STAMPER, M. A.; BEASLEY, J. F.; LEWBART, G. A.; HORNE, W. A. Medetomidine, ketamine and sevoflurane for anesthesia of injured loggerhead sea turtles: 13 cases (1996-2000). **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 221, n. 7, p. 1019–1025, 2002.
- CHURCH, M.; GRAFINGER, M. S.; HARMS, C. A.; LEWBART, G. A.; CHRISTIAN, L. S.; BEASLEY, J. F. Surgical repair of severe flipper lacerations in a loggerhead, *Caretta caretta*, and a kemp's ridley, *Lepidochelys kempii*, sea turtle. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 40, n. 4, p. 744–751, 2009.
- DI BELLO, A.; VALASTRO, C.; STAFFIERI, F. Surgical approach to the coelomic cavity through the axillary and inguinal regions in sea turtles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 228, n. 6, p. 922–925, 2006.
- DIETHELM, G.; MADER, D. The effects of FIO₂ on post anesthetic recovery times in the green iguana. **Proceedings of the Association of Reptile and Amphibian Veterinarians**, 1999. p. 169–170.
- DUARTE, C. M.; MIDDELBURG, J.; CARACO, N. Major role of marine vegetation on the oceanic carbon cycle. **Biogeosciences**, v. 2, n. 1, p. 1–8, 2005.
- ENSTIPP, M. R.; CICCIONE, S.; GINESTE, B.; MILBERGUE, M.; BALLORAIN, K.; COUDERT, Y. R.; KATO, A.; PLOT, V.; GEORGES, J. Energy expenditure of freely swimming adult green turtles (*Chelonia mydas*) and its link with body acceleration. **Journal of Experimental Biology**, v. 214, p. 4010–4020, 2011.
- EWART, S. L. Control of ventilation. In: KLEIN, B. L. **Cunningham's Textbook of Veterinary Physiology**. 6 ed. Philadelphia, Pennsylvania: Saunders, 2021. p. 560–567.
- FERNANDES, A.; BONDIOLI, A. C. V.; SOLÉ, M.; SCHIAVETTI, A. Seasonal variation in the behavior of sea turtles at a Brazilian foraging area. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 16, n. 1, p. 93–102, 2017.
- FRANKEL, H. M.; SPITZER, A.; BLAINE, J.; SCHOENER, E. P. Respiratory response of turtles (*Pseudemys scripta*) to changes in arterial blood gas composition. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v. 31, p. 535–546, 1969.
- FRANZEN-KLEIN, D.; BURKHALTER, B.; SOMMER, R.; WEBER, M.; ZIRKEBACH, B.; NORTON, T. Diagnosis and management of marine debris ingestion and entanglement by using advanced imaging and endoscopy in sea turtles. **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 30, n. 2, p. 74–87, 2020.
- FUKUOKA, T.; NARAZAKI, T.; KINOSHITA, C.; SATO, K. Diverse foraging habits of juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) in a summer-restricted foraging habitat in the northwest Pacific Ocean. **Marine Biology**, v. 166, n. 25, p. 1 – 15, 2019.

FUTEMA, F.; CARVALHO, F. M.; WERNECK, M. R. Spinal anesthesia in green sea turtles (*Chelonia mydas*) undergoing surgical removal of cutaneous fibropapillomas. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 51, n. 2, p. 357–362, 2020.

GARCÍA-PÁRRAGA, D.; LORENZO, T.; WANG, T.; ORTIZ, J.; ORTEGA, J.; CRESPO-PICAZO, J.; CORTIJO, J.; FAHLMAN, A. Deciphering function of the pulmonary arterial sphincters in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). **Journal of Experimental Biology**, v. 221, p. 1–9, 2018.

GATZ, R. N.; GLASS, M. L.; WOOD, S. C. Pulmonary function of the green sea turtle, *Chelonia mydas*. **Journal of Applied Physiology**, v. 62, n. 2, p. 459–163, 1987.

GLASS, M. L.; BURGGREN, W. W.; JOHANSEN, K.; Ventilation in an aquatic and in a terrestrial chelonian reptile. **Journal of Experimental Biology**, v. 72, p. 165–179, 1978.

GOE, A.; SHMALBER, J.; GATSON, B.; BARTOLINI, P.; CURTISS, J.; WELLEHAN, J. F. X. Epinephrine or GV-26 electrical stimulation reduces inhalant anesthetic recovery time in common snapping turtles (*Chelydra serpentina*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 47, n. 2, p. 501–507, 2016.

GREUNZ, E. M.; WILLIAMS, C.; RINGGAARD, S.; HANSEN, K.; WANG, T.; BERTELSEN, M. F. Elimination of intracardiac shunting provides stable gas anesthesia in tortoises. **Scientific Reports**, v. 8, p. 1-6, 2018.

GROSSMAN, A.; MENDONÇA, P.; COSTA, M. R.; BELLINI, C. Morphometrics of the green turtle at the Atol das Rocas Marine Biological Reserve, Brazil. **Marine Turtle Newsletter**, v. 118, p.12–13, 2007.

HARMS, C. A.; ECKERT, S. A.; JONES, T. T.; PINIAK, W. E. D.; MANN, D. A. A technique for underwater anesthesia compared with manual restraint of sea turtles undergoing auditory evoked potential measurements. **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 19, n. 1, p. 8–12, 2009.

HARMS, C. A.; MALLO, K. M.; ROSS, P. M.; SEGARS, A. Venous blood gases and lactates of wild loggearhead sea turtles (*Caretta caretta*) following two capture techniques. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 39, n. 2, p. 366–374, 2003.

HAYS, G. C.; MARSHALL, G. J.; SEMINOFF, J. A. Flipper beat frequency and amplitude change in diving green turtles, *Chelonia mydas*. **Marine Biology**, v. 150, p. 1003–1009, 2007.

HAYS, G. C.; ADAMS, C. R.; BRODERICK, A. C.; GODLEY, B. J.; LUCAS, D. J.; METCALFE, J. D.; PRIOR, A. A. The diving behaviour of green turtles at Ascencion Island. **Animal Behaviour**, v. 59, p. 577–586, 2000.

HEARD, D. J. Reptile anesthesia. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, v. 4, n. 1, p. 83–117, 2001.

- HELMICK, K. E.; BENNETT, R. A.; GINN, P.; DIMARCO, N.; BEAVER, D. P.; DENNIS, P. M. Intestinal volvulus and stricture associated with a leiomyoma in a green turtle (*Chelonia mydas*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 31, n. 2, p. 221–227, 2000.
- HIGGINS, B. J. Sea Turtle Husbandry. In: LUTZ, P. L.; MUSICK, J.A.; WYNEKEN, J. **The biology of sea turtles Volume II**. 1st ed. Boca Raton, Florida: CRC Press, 2003. p. 412–440.
- HOCHSCHEID, S. Why we mind sea turtles' underwater business: A review on the study of diving behavior. **Journal of Experimental Biology and Ecology**, v. 450, p. 118 – 136, 2014.
- JACKSON, D. C.; KRAUS, D. R.; PRANGE, H. D. Ventilatory response to inspired CO₂ in the sea turtle: Effects of body size and temperature. **Respiration Physiology**, v. 38, n. 1, p. 71–81, 1979.
- JACKSON, D. C. Respiration and respiratory control in the green turtle, *Chelonia mydas*. **Copeia**, v. 1985, n. 3, p. 664–671, 1985.
- KROSNUNAS, E. H.; HICKS, J. W. Cardiac output and shunt during voluntary activity at different temperatures in the turtle, *Trachemys scripta*. **Physiological and Biochemical Zoology**, v. 76, p. 679–694, 2003.
- LAPENNAS, G. N.; LUTZ, P. L. Oxygen affinity of sea turtle blood. **Respiration Physiology**, v. 48, p. 48–59, 1982.
- LEWBART, G. A.; HIRSCHFELD, M.; DENKINGER, J.; VASCO, K.; GUEVARA, N.; GARCIA, J.; MUÑOZ, J.; LOHMANN, K. J. Blood gases, biochemistry, and hematology of Galapagos green turtles (*Chelonia mydas*). **Plos ONE**, v. 9, n. 5, p. 1–7, 2014.
- LUTCAVAGE, M. E.; LUTZ, P. L. Voluntary diving mechanisms and ventilation in the loggerhead sea turtle. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 147, p. 287–296, 1991.
- LUTZ, P. L.; BENTLEY, B. B. Respiratory physiology of diving in the sea turtle. **Copeia**, v. 1985, n. 3, p. 671–679, 1985.
- LUTZ, P. L.; MUSICK, J. A. Foraging ecology and nutrition of sea turtles. In: BJORN DAL, K. A. **The biology of sea turtles**. Boca Raton, Florida: CRC Press, 1997. p. 199–232.
- MACLEAN, R. A.; HARMS, C. A.; MCNEILL, J. B. Propofol anesthesia in loggerhead (*Caretta caretta*) sea turtles. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 44, n. 1, p. 143 – 150, 2008.

- MARCOVALDI, M. A.; MARCOVALDI, G. G. Marine Turtles of Brazil: the history and structure of Projeto TAMAR-IBAMA. **Biological Conservation**, v. 91, n. 1, p. 35-41, 1999.
- MARCOVALDI, M. A.; MARCOVALDI, G. G. **Projeto Tamar: área de desova, ocorrência e distribuição das espécies, época de reprodução, comportamento de postura e técnicas de conservação das tartarugas marinhas no Brasil**. Brasília: MA-IBDF, 1985. 46 p.
- MCNALLY, K. L.; MOTT, C. R.; GUERTIN, J. R.; GORHAM, J. C.; INNIS, C. J. Venous blood gas and biochemical analysis of wild captured green turtles (*Chelonia mydas*) and Kemp's ridley turtles (*Lepidochelys kempi*) from the Gulf of Mexico. **Plos One**, v. 15, n. 8, 2020.
- MILSOM, M. K. Intermittent breathing in vertebrates. **Annual Review of Physiology**, v. 53, p. 87–105, 1991.
- MILSOM, M. K. Regulation of Respiration in Lower Vertebrates: Role of CO₂/pH Cheoreceptors. In: HEISLER, N. **Advances in Comparative & Environmental Physiology**. 1st ed. New York: Springer, 1995. p. 61–104.
- MITCHELL, G. S.; BAKER-HERMAN, T. L.; McCRIMMON, D. R.; FELDMAN, J. L. **Respiration, Encyclopedia of Neuroscience**, p. 121 – 130, 2009
- MONES, A. B.; GRUBER, E. J.; HARMS, C. A.; LOHMANN, C. M. F.; LEWBART, G. A. Lactic acidosis induced by manual restraint for health evaluation and comparison of two point-of-care analyzers in healthy loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 52, n. 4, p. 1195–1204, 2021.
- MOON, P. F.; FOERSTER, S. H. Reptiles: Aquatic Turtles (Chelonians). In: HEARD, D. **Zoological Restraint and Anesthesia**. Ithaca, New York: International Veterinary Information Service, 2001. 12 p.
- MOON, P. F.; STABENAU, E. K. Anesthetic and postanesthetic management of sea turtles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 5, p. 720–725, 1996.
- MONTICELLI, P.; HEDLEY, J.; PINELAS, R. Haemodynamic changes occurring in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) during mechanical ventilation under general anaesthesia. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, v. 44, n. 4, p. 978–980, 2017.
- NAGANOBU, K.; OGAWA, H.; OYADOMARI, N.; SUGIMOTO, M. Surgical repair of a depressed fracture in a green sea turtle, *Chelonia mydas*. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 62, n. 1, p. 103–104, 2000.
- NAGAOKA, S. M.; MARTINS, A. S.; SANTOS, R. G.; TOGNELLA, M. M. P.; FILHO, E. C. O.; SEMINOFF, J. Diet of juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) associating with artisanal fishing traps in a subtropical estuary in Brazil. **Marine Biology**, v. 159, p. 573–581, 2012.

NUTT, L. K.; WEBB, J. A.; PROSSER, K. J.; DEFARGES, A. Management of dogs and cats with endotracheal tube foreign bodies. **Canadian Veterinary Journal**, v. 55, n. 6, p. 565–568, 2014.

ODETTE, O.; CHURGIN, S. M.; SLADKY, K. K.; SMITH, L. J. Anesthetic induction and recovery parameters in bearded dragons (*Pogona vitticeps*): comparison of isoflurane delivered in 100% oxygen versus 21% oxygen. **Journal of Zoo and Wildlife medicine**, v. 46, n. 3, p. 534–539, 2015.

OKUYAMA, J.; TABATA, R.; NAKAJIMA, K.; ARAI, N.; KOBAYASHI, M.; KAGAWA, S. Surfacers change their dive tactics depending on the aim of the dive: evidence from simultaneous measurements of breaths and energy expenditure. **Proceedings of the Royal Society B**, v. 281, p. 1–9, 2014.

OKUYAMA, J.; SHIOZAMA, M.; SHIODE, D. Heart rate and cardiac response to exercise during voluntary dives in captive sea turtles (Cheloniidae). **Journal of Experimental Biology**, v. 9, p. 1–11, 2020.

PAGE-KARJIAN, A.; NORTON, T. M.; KRIMER, P.; GRONER, M.; NELSON, S. E.; GOTTDENKER, N. L. Factors influencing survivorship of rehabilitating green sea turtles (*Chelonia mydas*) with fibropapillomatosis. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 45, n. 3, p. 507–519, 2014.

PERPIÑÁN, D. Reptile anaesthesia and analgesia. **Companion Animal**, v. 23, n. 4, p. 236–243, 2018.

PHILLIPS, B. E.; POSNER, L. P.; LEWBART, G. A.; CHRISTIANSEN, E. F.; HARMS, C. A. Effects of alfaxalone administered intravenously to healthy yearling loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) at three different doses. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 250, n. 8, p. 909–917, 2017.

PRITCHARD, P. C. H.; MORTIMER, J. A. Taxonomy, External Morphology, and Species Identification, In: ECKERT, K. L.; BJORNDAL, K. A.; ABREU-GROBOIS, F. A.; DONNELLY, M. **Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles**. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publ. No. 4. Washington, D.C. 1999. p. 21–38.

PRÜTZ, M.; HUNGERBÜHLER, S.; LAß, M.; FEHR, M.; GÜNTHER, P.; MATHES, K. Contrast echocardiography for analysis of heart anatomy in tortoises. **Tierärztliche Praxis Ausgabe K: Kleintiere – Heimtiere**, v. 43, n. 4, p. 231–237, 2015.

RAND, J. S.; KINNAIRD, E.; BAGLIONI, A.; BLACKSHAW, J.; PRIEST, J. Acute stress hyperglycemia in cats is associated with struggling and increased concentrations of lactate and norepinephrine. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 16, n. 2, p. 123–132, 2002.

RATLIFF, C.; PARKINSON, L. A. B.; MANS, C. Effects of the fraction of inspired oxygen on alfaxalone-sedated inland bearded dragons (*Pogona vitticeps*). **American Journal of Veterinary Research**, v. 80, n. 2, p. 129 – 134, 2019.

RECKENDORF, A.; TUXBURY, K.; CAVIN, J.; SILVER, G.; BRISSON, J.; MCMANUS, C.; STACY, B.; MERIGO, C.; INNIS, C. Laryngeal paralysis in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 26, n. 1, p. 20–25, 2016.

REICH, K. J.; BJORNDAAL, K. A.; BOLTEN, A. B. The 'lost years' of green turtles: using stable isotopes to study cryptic lifestages. **Biology letters**, v. 3, p. 712–714, 2007.

SALES, G.; GIFFONI, B. B.; BARATA, P. C. R. Incidental catch of sea turtles by the Brazilian pelagic longline fishery. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 88, n. 4, p. 853–864, 2008.

SANTOS, R. G.; MARTINS, A. S.; TOREZANI, E.; BAPTISTOTTE, C.; NÓBREGA, F. J.; HORTA, P. A.; WORK, T. M.; BALAZS, G. H. Relationship between fibropapillomatosis and environmental quality: a case study with *Chelonia mydas* off Brazil. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 89, n. 1, p. 87–95, 2010.

SCHUMACHER, J.; YELEN, T. Anesthesia and Analgesia. In: MADER, D. R. **Reptile Medicine and Surgery**. 2nd ed. Philadelphia, Pennsylvania: Elsevier Inc., 2006. p. 442–452.

SEMINOFF, J. A. (Southwest Fisheries Science Center, U.S.). 2004. *Chelonia mydas*. **The IUCN Red List of Threatened Species**. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org>>. Acessado 05 de junho 2021.

SHELTON, G.; BURGGREN, W. Cardiovascular dynamics of the chelonia during apnea and lung ventilation. **Journal of Experimental Biology**, v. 64, n. 2, p. 323–343, 1976.

SILVA, L. C. B. A.; SELLERA, F. P.; NASCIMENTO, C. V.; DUTRA, G. H. P.; FUTEMA, F.; CORTOPASSI, S. R. G. Spinal anesthesia in a green turtle (*Chelonia mydas*) for surgical removal of cutaneous fibropapillomatosis. **Journal of Agriculture and Veterinary Sciences**, v. 9, n.1, p. 83–86, 2016.

SLADKY, K. K.; MANS, C. Clinical anesthesia in reptiles. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v. 21, n. 1, p. 17–31, 2012.

SPIELVOGEL, C. F.; KING, L.; CAVIN, J. M.; TLUSTY, M.; SILVERSTEIN, D. C.; CERESIA, M. L.; INNIS, C. J. Use of positive pressure ventilation in cold-stunned sea turtles: 29 cases (2008-2014). **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 27, n. 1–2, p. 48–57, 2017.

STACY, N. I.; INNIS, C. J.; HERNANDEZ, J. A. Development and evaluation of three mortality prediction indices for cold-stunned Kemp's ridley sea turtles (*Lepidochelys kempi*). **Conservation Physiology**, v.1, n. 1, p. 1–9, 2013.

TURNER, R. C.; GATSON, B. J.; HERNANDEZ, J. A.; ALEXANDER, A. B.; AITKEN-PALMER, C.; VIGANI, A.; HEARD, D. J. Sedation and anesthesia of Galapagos (*Chelonoidis nigra*), Aldabra (*Aldabrachelys gigantea*), and African Spurred tortoises (*Centrochelys sulcata*): A Retrospective Review (2009-2019). **Animals**, v. 11, n. 10, p. 1–9, 2021.

VIGANI, A. Chelonia Tortoises, Turtles, and Terrapins. In: WEST, G.; HEARD, D.; CAULKETT, N. **Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia**. 2nd ed. Ames, Iowa: Blackwell, 2014. p. 365–387.

WALTON, R. A. L.; HANSEN, B. D. Venous oxygen saturation in critical illness. **Journal of Veterinary Emergency and Critical Care**, v. 28, p. 387–397, 2018.

WAYCOTT, M.; DUARTE, C. M.; CARRUTHERS, T. J. B.; ORTH, R. J.; DENNISON, W. C.; OLYARNIK, S.; WILLIAMS, S. L. Accelerating loss of seagrasses across the globe threatens coastal ecosystems. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 106, n. 30, p. 12377–12381, 2009.

WEST, N. H.; BUTLER, P. J.; BEVAN, R. M. Pulmonary blood flow at rest and during swimming in the green turtle, *Chelonia mydas*. **Physiological Zoology**, v. 65, p. 287–310, 1992.

WILLIARD, A. S.; WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. **Physiology as integrated systems**. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. The Biology of Sea Turtles, Volume III. Boca Raton: CRC press; 2013. p. 1–30.

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

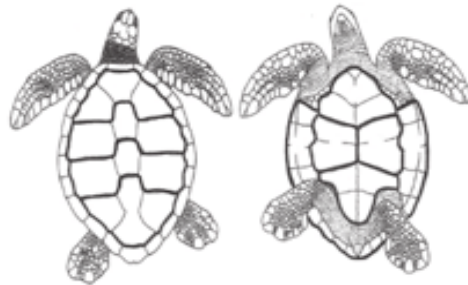
WYNEKEN, J.; MADER, D. R.; WEBER, E. S.; MERIGO, C. Medical care of sea turtles. In: MADER, D. R. **Reptile Medicine and Surgery**. 2nd ed. Philadelphia, Pennsylvania: Elsevier Inc., 2006. p. 972–1007.

ZIEMAN, J. C.; FOURQUREAN, J. W.; FRANKOVICH, T. A. Seagrass die-off in Florida Bay: Long-term trends in abundance and growth of turtle grass, *Thalassia tertudinum*. **Estuaries**, v. 22, n. 2, p.460–470, 1999.

APÊNDICE A – Ficha de registro anestésico.

IDENTIFICAÇÃO

Data			
Nome			
Peso			
CCL	CCW	SCL	BCI
Obs			



ANESTESIA

<u>Propofol</u>	Horário
Sonda	Horário
<u>P_{INS} 8 / Vt fole</u>	
<u>°C amb</u>	Umidade
Horário fim sevo	
Horário 1º <u>mov</u>	Tipo
Chewing bite block	
1º movimento muscular	
1ª tentativa extubação	
Extubação horário	
<u>f_R</u> espontânea 1ª	
Recuperação total	

GASOMETRIA

	<u>T1</u> basal	<u>T2</u> 90 min	<u>T3</u> extub
Hora			
°C cloacal			
Lactato			
pH 37°C/ <u>iSTAT</u>			
pH manual			
PvO ₂ 37°C/ <u>iSTAT</u>			
PvO ₂ manual			
PvCO ₂ 37°C/ <u>iSTAT</u>			
PvCO ₂ manual			
HCO ₃ ⁻ <u>iSTAT</u>			
HCO ₃ ⁻ manual			
<u>BE_{ect}</u>			
SO ₂			
Na ⁺			
K ⁺			
<u>iCa</u>			
Glicemia			
<u>Ht</u>			
<u>Hb</u>			

APÊNDICE B – Valores individuais de temperatura cloacal (°C) de tartarugas-
verdes (n = 11) anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou
21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

	0 min	10 min	20 min	30 min	40 min	50 min	60 min	70 min	80 min	90 min	100 min	110 min	120 min	130 min	
FI100	1	30,1	30,1	30,1	30,1	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30
	2	30	30,3	30,3	30,3	30,2	30,2	30	30	30	29,9	29,9	29,9	29,9	29,9
	3	29,6	29,6	29,6	29,5	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3
	4	29,9	30	29,7	29,7	29,8	29,7	29,7	29,8	29,8	29,9	30	30	29,9	29,7
	5	29,6	29,6	29,7	29,6	29,7	29,7	29,8	29,7	29,8	29,8	29,8	29,7	29,6	29,6
	6	29,4	29,4	29,5	29,7	29,7	29,8	29,8	29,7	29,7	29,7	30	30	30	30
	7	29,6	29,6	29,5	29,5	29,5	29,5	29,4	29,4	29,4	29,4	29,5	29,6	29,6	29,6
	8	30	30	29,9	29,8	29,8	29,8	29,9	30	30	30	30	30	29,9	29,8
	9	29,5	29,5	29,5	29,5	29,5	29,4	29,5	29,5	29,5	29,5	29,5	29,6	29,8	30
	10	29,3	29,3	29,3	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4	29,4
	11	29,5	29,5	29,5	29,4	29,4	29,3	29,4	29,5	29,5	29,8	30,1	30,2	30,2	30,2
FI21	1	30,2	30,2	30,2	30,2	30	30	30	30	30	30	30	30	30	30
	2	30,2	30,3	30,3	30,3	30,2	30,1	30,1	30,1	29,9	29,9	29,9	29,9	29,9	29,9
	3	29,3	29,3	29,3	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2	29,2
	4	30,5	30,5	30,1	30	30	30	30	30	30	30	29,9	29,9	29,9	30
	5	30,1	29,9	29,7	29,5	29,4	29,5	29,6	29,7	29,7	29,7	29,7	29,7	29,6	29,6
	6	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2	30,2
	7	29,6	29,6	29,6	29,6	29,5	29,4	29,4	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3	29,3
	8	30,3	30,3	30,3	30,3	30,2	30	30	29,9	29,8	29,7	29,6	29,6	29,6	29,6
	9	30,1	30,1	30,1	30,1	30,1	30,1	30,1	30	30	29,9	29,7	29,7	29,7	29,7
	10	29,7	29,7	29,7	29,7	29,7	29,7	29,8	29,8	29,8	29,8	29,6	29,6	29,6	29,7
	11	29,7	29,7	29,9	30	30	30	30	30	30	30	29,9	29,9	29,9	29,9

APÊNDICE C – Valores individuais de frequência cardíaca (bpm) de tartarugas-verdes (n = 11) anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

	0 min	10 min	20 min	30 min	40 min	50 min	60 min	70 min	80 min	90 min	100 min	110 min	120 min	130 min	
FI100	1	49	42	47	46	40	42	38	38	36	35	36	38	40	44
	2	52	52	50	49	48	46	46	46	45	46	45	47	47	46
	3	52	49	45	38	31	32	39	40	38	38	40	40	43	44
	4	47	43	41	39	37	34	32	32	31	33	28	32	39	40
	5	42	40	37	30	30	29	29	30	30	30	32	29	31	35
	6	45	39	33	30	29	27	26	26	26	26	26	26	30	33
	7	46	47	42	41	38	37	36	37	37	37	36	38	43	42
	8	42	31	28	25	25	26	26	23	25	25	23	23	27	27
	9	43	42	41	39	37	36	36	37	36	37	36	37	37	36
	10	39	37	37	37	37	37	37	37	37	37	37	37	39	38
	11	42	38	36	33	32	30	30	32	30	32	39	39	39	39
FI21	1	46	44	44	45	44	42	42	41	39	36	38	40	47	45
	2	52	50	48	46	43	41	40	39	38	39	38	46	44	45
	3	52	40	51	40	40	36	32	28	29	29	29	38	42	43
	4	52	48	42	40	38	35	37	37	35	33	32	36	33	43
	5	49	46	44	38	33	33	36	36	36	34	33	33	36	41
	6	50	49	45	39	35	33	33	32	32	32	28	38	46	47
	7	53	49	45	42	42	41	42	42	42	42	42	45	45	43
	8	39	37	32	30	31	26	26	26	25	25	25	26	27	34
	9	50	48	43	42	41	40	40	41	40	39	38	38	39	39
	10	43	40	41	40	39	40	39	39	38	38	36	40	41	45
	11	40	35	34	33	33	31	31	32	29	30	33	38	40	40

APÊNDICE D – Valores individuais de pressão parcial de CO₂ expirado (mmHg) de tartarugas-verdes (n = 11) anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

	0 min	10 min	20 min	30 min	40 min	50 min	60 min	70 min	80 min	90 min	100 min	110 min	120 min	130 min	
FI100	1	65	58	49	44	40	35	32	28	25	25	24	26	25	27
	2	52	43	41	40	39	37	37	37	36	37	36	33	29	35
	3	32	29	26	25	25	25	26	27	24	23	24	24	23	24
	4	57	50	43	41	39	33	31	30	26	21	20	20	24	22
	5	48	43	35	31	30	29	30	30	30	28	30	23	23	22
	6	45	41	35	36	32	29	27	25	24	23	26	26	20	18
	7	48	39	36	34	31	30	29	30	30	29	26	27	28	27
	8	53	45	38	35	34	33	32	30	28	26	26	25	24	25
	9	51	43	38	34	26	22	22	21	20	20	18	17	18	18
	10	50	45	42	34	31	29	27	25	22	27	21	22	22	21
	11	56	46	43	38	35	31	29	28	27	26	24	24	24	23
FI21	1	60	52	46	46	40	37	34	33	29	27	28	28	30	30
	2	52	47	42	41	38	34	34	31	30	30	29	29	28	28
	3	43	32	31	27	26	28	28	26	26	26	23	25	25	25
	4	50	34	32	31	30	28	25	24	23	22	18	17	18	18
	5	45	42	40	36	33	33	34	31	30	27	28	28	28	29
	6	44	43	41	35	29	28	25	24	23	21	20	21	21	20
	7	47	38	35	34	32	31	32	34	33	34	32	31	31	30
	8	46	41	33	31	29	24	22	23	21	20	19	18	17	18
	9	51	46	42	39	35	32	31	30	29	27	21	21	22	22
	10	45	36	34	31	28	26	23	22	21	20	17	18	18	19
	11	50	41	39	39	37	33	33	31	29	27	27	29	30	29

APÊNDICE E – Valores individuais de oximetria de pulso (SpO_2 ; %) de tartarugas-verdes ($n = 11$) anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO_2 de 100% (F1100) ou 21% (F121) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

	30 min	60 min	90 min	120 min	
F1100	1	100	100	99	99,2
	2	98,25	97	98,66	95,3
	3	99	98,16	100	98,33
	4	90	87,5	93	85,5
	5	93,5	98,16	98,16	97,5
	6	98	97,16	97,16	98
	7	97,25	97,66	96,83	96,33
	8	97,25	97,66	96,83	96,33
	9	94,25	95,33	98	96,33
	10	94,5	92,83	93,5	97
	11	96,75	100	100	99,5
F121	1	45,25	53,83	57,83	83,83
	2	80	87,6	89,16	92,33
	3	86,25	88,33	83,83	86
	4	86	86,83	87,5	86,16
	5	88,25	87,66	88,33	90,66
	6	80	79,33	84,33	89
	7	90	83,66	83,33	90,33
	8	82	85,16	92,66	93,66
	9	77,4	77	76,16	88,16
	10	87	86,5	88,33	91,83
	11	74,83	69,16	74,66	88,16

APÊNDICE F – Valores individuais de pH, PvCO₂ (mmHg), HCO₃⁻ (mEq/L), PvO₂ (mmHg) e lactato (mmol/L) de tartarugas-verdes (n = 10) anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

	pH			PvCO ₂			HCO ₃ ⁻			PvO ₂			Lactato			
	MBa	MAAn	MExt	MBa	MAAn	MExt	MBa	MAAn	MExt	MBa	MAAn	MExt	MBa	MAAn	MExt	
FI100	1	7,400	7,554	7,516	56,0	40,0	43,5	37,0	37,5	37,6	25,0	64,0	27,0	0,8	1,0	0,7
	2	7,396	7,476	7,530	58,1	46,4	45,6	39,2	36,9	34,6	31,0	79,0	39,0	0,7	0,8	0,9
	3	7,420	7,507	7,521	48,4	40,3	41,2	33,7	34,2	36,2	28,0	39,0	38,0	0,7	1,1	1,0
	4	7,340	7,487	7,484	58,0	40,6	45,1	32,0	33,0	36,5	28,0	50,0	32,0	0,7	1,7	0,9
	5	7,400	7,547	7,573	57,4	36,6	34,8	35,5	34,0	34,2	28,0	68,0	37,0	1,7	1,3	1,4
	6	7,380	7,557	7,543	61,0	31,6	35,2	35,0	30,0	32,4	31,0	51,0	33,0	0,7	1,1	1,1
	7	7,441	7,484	7,428	58,3	44,7	46,9	35,4	35,2	33,3	29,0	83,0	34,0	0,9	0,7	0,7
	8	7,525	7,676	7,664	50,1	39,4	40,0	31,3	31,9	32,0	24,0	68,0	45,0	1,1	0,7	0,7
	9	7,360	7,484	7,479	59,7	34,3	35,1	53,0	42,5	42,0	24,0	29,0	27,0	1,0	5,7	4,7
	10	7,345	7,493	7,499	54,5	36,8	36,8	29,7	30,3	30,3	36,0	48,0	48,0	1,4	1,0	1,0
FI21	1	7,415	7,46	7,46	55	42,6	42,6	38	31,3	31,3	30,4	40	40	0,7	1	1
	2	7,395	7,503	7,454	51,4	40,5	46	34,1	34,2	35	34	51	39	1,1	0,9	1
	3	7,5	7,57	7,579	46,9	38,1	38,7	39,1	37,3	38,6	30	28	27	0,9	1,1	0,7
	4	7,32	7,548	7,643	59,2	31,9	25	32	29,5	28,8	34	45	33	0,7	1,6	1

5	7,425	7,482	7,547	58,4	38,3	34,5	40,2	30,9	32,1	31	49	32	4,6	1,2	1,5
6	7,35	7,561	7,714	62,6	30,6	34,2	36,3	29,1	33,5	30	33	26	1	1,2	1,3
7	7,443	7,456	7,552	50	46	36,9	36,4	35	34,8	28	52	31	0,7	1,1	0,9
8	7,473	7,51	7,581	50,1	33	33,5	31,3	29,4	30,7	24	44	22	1,1	1,1	0,7
9	7,36	7,522	7,542	60,2	42,2	38,5	48,1	36,4	38,7	26	49	38	1	3,2	1,7
10	7,254	7,466	7,457	48,7	35	42,8	23,7	27,3	32,5	31	36	26	3,9	2,7	1

APÊNDICE G – Valores individuais de Na⁺ (mEq/L), K⁺ (mEq/L) e glicemia (mg/dL) de tartarugas-verdes (n = 10) anestesiadas com sevoflurano diluído em FiO₂ de 100% (FI100) ou 21% (FI21) em um design aleatorizado, cruzado e encoberto.

	Na ⁺			K ⁺			Glicemia			
	MBa	MAn	MExt	MBa	MAn	MExt	MBa	MAn	MExt	
FI100	1	147	145	147	3,6	5,1	3,8	100	155	144
	2	148	150	153	3,4	3,5	2,9	100	129	138
	3	152	148	145	3,1	3,5	5,5	104	138	122
	4	140	139	144	3,5	3,4	3,1	101	111	102
	5	145	141	145	3,7	3,9	3,4	108	141	142
	6	142	143	144	4,3	3,7	6,7	109	161	157
	7	150	148	153	4,2	3,7	3,8	97	100	112
	8	151	143	142	4,1	3,2	3,3	90	144	146
	9	145	143	147	3,5	3,2	2,6	115	130	94
	10	145	145	145	3,4	3,2	3,2	118	133	133
FI21	1	149	150	150	3,7	4,8	4,7	104	181	170
	2	149	145	153	3,5	3,8	3,7	100	138	142
	3	150	149	145	3,2	3,3	5,5	99	122	122
	4	148	144	147	3,7	3,4	3	101	125	126
	5	145	144	146	3,3	3,4	3,2	95	123	129
	6	152	144	148	4,3	3,4	2,9	109	139	144
	7	153	150	152	3,8	3,5	3,4	87	100	106
	8	151	142	143	4,1	3,2	3,1	90	156	135
	9	147	145	145	3,4	3,4	3,4	110	128	95
	10	133	145	147	5,3	3,4	3,3	111	129	129