

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
FACULDADE DE ZOOTECNIA E ENGENHARIA DE ALIMENTOS  
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA

**Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de  
fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)**

---

**Pirassununga**

**2021**

GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA

**Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de  
fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)**

**Versão Corrigida**

Tese apresentada à Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo, como parte dos requisitos para a obtenção do Título de Doutor em Ciências.

Área de Concentração: Biociência Animal

Orientador: Prof. Dr. Adriano Bonfim  
Carregaro  
Coorientador: Prof. Dr. Fabio Futema

---

**Pirassununga**

**2021**

Ficha catalográfica elaborada pelo  
Serviço de Biblioteca e Informação, FZEA/USP,  
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

D978a DUTRA, GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA  
Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevofluorano para exérese de fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mdas L.*) / GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA ; orientador ADRIANO BONFIM CARREGARO ; coorientador FABIO FUTEMA. -- Pirassununga, 2021.  
115 f.

Tese (Doutorado - Programa de Pós-Graduação em Biociência Animal) -- Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos, Universidade de São Paulo.

1. TESTUDINES. 2. CHELONIA. 3. ANESTESIA. 4. ANESTÉSICOS INALATÓRIOS. 5. TÉCNICAS DE DIAGNÓSTICO E PROCEDIMENTOS. I. CARREGARO, ADRIANO BONFIM , orient. II. FUTEMA, FABIO, coorient. III. Título.

GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA

**Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevofluorano para exérese de  
fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)**

Tese apresentada à Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo, como parte dos requisitos para a obtenção do Título de Doutor em Ciências.

Área de Concentração: Biociência Animal

**Data de Aprovação:** \_\_\_\_\_/\_\_\_\_\_/\_\_\_\_\_

Banca Examinadora:

---

Prof. Dr. Adriano Bonfim Carregaro– Presidente da Banca Examinadora  
Departamento de Medicina Veterinária-FZEA -USP

---

Prof. Dr. Carlos Eduardo Ambrósio  
Departamento de Medicina Veterinária-FZEA -USP

---

Prof.<sup>a</sup>Dr.<sup>a</sup> Silvia Renata Gaido Cortopassi  
FMVZ-USP

---

Prof. Dr. Carlos Roberto Teixeira  
FMVZ-UNESP-Botucatu

---

Prof.<sup>a</sup>Dr.<sup>a</sup> Líria Queiroz Luz Hirano  
Universidade de Brasília



## PREFÁCIO DO AUTOR



É,...enfim, cheguei aqui...mas a idéia deste prefácio do autor, por mais que seja por mim escrito, não é para falar em primeira pessoa, ou DA primeira pessoa do singular. Aliás, eu não suporto narcisismo, arrogância e prepotência. Não posso, por convicção e por postura de vida, ser egocêntrico. Não nesse momento. Seria cometer uma injustiça cármica. A idéia central deste prefácio (que poderia ser prólogo, porque DELE partiu tudo e tudo originou DELE) é escrever DELE, escrever sobre ELE,..enaltecer a ELE.

Antes de começar a escrever DELE ou sobre ELE, quero escrever sobre nós, e aqui vai minha exceção a regra para que possa referir a primeira pessoa, mas a do plural: NÓS somos uma família de seis pessoas que se amam incondicionalmente. Fomos criados sobre a égide dos valores morais, éticos e religiosos de pessoas que nasceram antes e no início da segunda grande guerra mundial. Valores estes que foram herdados de imigrantes italianos, de pessoas nascidas nesta Pátria –Mãe bela. Eis que as quatro pessoas distintas originaram nossa raiz principal.

Nossa mãe querida nasceu em Amambai, cidade próxima a divisa de Mato Grosso do Sul com o Paraguai em 1939, filha de uma dona de casa Evangélica Batista e um agente federal do antigo Serviço de Proteção ao índio- SPI, hoje FUNAI. Lá ficou toda a sua infância.

ELE, nasceu em Águas de São Pedro em 1932, interior do Estado de São Paulo, juntamente com sua irmã gêmea. Filho de um farmacêutico (que nasceu no século XIX) e de uma dona de casa filha de imigrantes italianos. Ficou pouco tempo na sua cidade natal, dirigindo-se com a família toda para a cidade de Garça, aonde meu querido avô tinha sua farmácia, atendendo toda a comunidade daquela pequena cidade na época.

Assim era o nosso território do pós-guerra, desta linda, próspera, fértil e abençoada Terra chamada Brasil, rica e profusa em raças, de gente linda que teve suas famílias em diáspora, espalhadas por este chão, semeando seus valores de gente brava, honesta, trabalhadora e servil a Deus. Estes são os nossos valores,.. como também são os de muitas famílias, de muitos de nossos irmãos brasileiros.

Como alicerces desta linda história que vos escrevo, estão estes valores, que foram o solo do qual frutificaram as nossas vidas, a nossa árvore.

ELE saiu de Garça muito jovem, com 15 anos para estudar no Rio de Janeiro, capital do Estado da Guanabara. Morou em pensionato, trabalhou em levantamento de aerofotogrametria. Tentou o vestibular para o concorrido curso de Medicina, não obtendo êxito, retornou ao interior de São Paulo, onde prestou concurso vestibular para a Faculdade de Odontologia de Lins, onde ingressou como acadêmico daquela Universidade. Formou-se quatro anos após e obteve o registro no Conselho Regional de Odontologia sob número 1063.

Nossa mãe saiu do Estado do Mato Grosso do Sul (na época, Mato Grosso apenas) e foi com sua família até Lins, no Estado de São Paulo, onde conheceu ELE.

Enamoraram-se e convolaram núpcias na cidade de São Paulo, Capital. ELE começa a trabalhar em um consultório no arborizado, charmoso, elegante e residencial bairro de Moema, na grande Avenida dos Bandeirantes, Zona Sul de São Paulo. Estamos no início da década de 60. Saiu de lá e montou consultório próximo ao Aeroporto. Dois anos após, nasce o primeiro fruto dessa união, Marcelo. Três anos após, nasce o segundo filho, Luiz Fernando.

ELE presta concurso para cirurgião dentista da Secretaria Estadual de Educação, tendo sido servidor público estadual por mais de 30 anos trabalhando com crianças.

No início da década de 70, época de crescimento econômico gerado pela criação de grandes empresas nacionais, nacionalismo e valores familiares, nasce o terceiro filho, Paulo.

Três anos após, em 1974, vem ao mundo esse que vos escreve.

ELE compra sua primeira casa no bairro do Brooklin Novo, Cidade Monções aonde toda a família passou a morar e muda seu consultório para outro imóvel alugado, ainda no charmoso bairro de Moema, mas numa casa de esquina, entre as ruas Inhambú e Jacutinga. ELE, neste momento de vida, tem 42 anos. É estranho pensar nos dias de hoje como um sujeito candidato a recipiendário do título de doutor, jamais pensado por ELE, não tenha a condição de adquirir seu imóvel próprio. São prioridades diferentes, de valores diferentes, gerações diferentes e épocas diferentes.

ELE faz sua especialização em ortodontia, onde passa a maior parte de sua atividade laborativa entre moldes de gesso e massa, fios de aço, *brackets* e elásticos, para devolver a adequada oclusão aos seus pacientes. Estamos nos referindo ao final da década de 70, início dos anos 80. Essa técnica era inacessível para grande parte da população brasileira. Parece

absurdo para quem lê, mas naquela época, somente pessoas muito abastadas financeiramente podiam pagar tratamentos odontológicos. Estamos ainda em Moema, um bairro de classe média alta. Os clientes DELE eram empresários e suas famílias, comandantes de aviação (pilotos de vôo comerciais- lembrem-se, estamos neste momento em Moema, um bairro muito próximo ao Aeroporto de Congonhas). Desta forma, ELE consegue uma cartela de bons clientes e consegue capitalizar.

ELE fez sua segunda especialização em Odontopediatria, onde pode melhor entender e atender as crianças de baixa renda das escolas públicas onde ELE serviu nos postos.

Uma Nota sobre ELE: ELE era maravilhoso, bom, gentil, austero, mas amável, não fazia distinção de raça ou credo. Tratava as crianças carentes com afabilidade quase paterna. Servia às crianças diariamente, pelas manhãs.

NÓS estudávamos num colégio de valores muito tradicionais, no Campo Belo, o Externato Vieira de Moraes, que ficava na Rua Constantino de Souza e nossa mãe ou ELE nos apanhavam na saída do colégio e como morávamos no Brooklin, tínhamos que pegar a Avenida Vereador José Diniz e descer a Jesuíno Maciel. Peço a primeira licença para escrever em primeira pessoa do singular: Eu me lembro de ao sempre descermos a Jesuíno Maciel, próximo a esquina com a Santo Amaro, sempre víamos rapazes vendendo tartarugas tigre-d'água de tamanho médio entre os carros parados no semáforo. Nesta época, eu com pouco menos que seis, sete anos e ficava alucinado por aqueles animais. Sempre implorávamos para nossos pais para que adquiríssemos aqueles bichos, mas eles sempre declinaram. Ali houve algum dano epigenético em mim. Estamos entre 1979 e 1981.

O consultório DELE ia muito bem e ELE sentiu que era necessário um local de descanso e lazer para a família, comprou um apartamento em Santos para passarmos as férias, em fevereiro de 1980. A vida era boa e próspera. Também, não precisávamos de muito para sermos felizes. Não havia a necessidade de adquirir telefones celulares (não existiam na época), nem computadores, nem nada supérfluo que normalmente gastamos, endividamos e empatamos nossos rendimentos mensais com todo tipo de frivolidade. A vida regrada, metódica e isolada que tínhamos em São Paulo, era suavizada nas nossas idas à Santos para curtirmos a praia e a vida ao ar livre, comer queijadinha Praiano, água de côco, mate gelado com limão e quilos e quilos de picolés da praia, surfar com prancha de isopor, em horário comercial e à noite ir brincar no parque de diversões. Essa era a nossa liberdade. O que uma criança de classe média paulistana poderia exigir ou sonhar mais? Nada. Criança tem que viver de maneira simples. A verdade é que a vida é muito simples, nós é que fazemos questão de complicá-la.

Peço desculpas ao leitor se está enfadonho, mas a partir daqui que as histórias começam a concatenar. A partir da segunda metade da década de 80 a economia brasileira vivia sob forte influência inflacionária, o poder de compra realmente havia diminuído e para o desespero DELE, o proprietário do imóvel do consultório tinha uma filha acadêmica de odontologia (nesta época, Marcelo já havia se formado e estava trabalhando com ELE, no consultório) e havia pedido para ELE desocupar o imóvel. Houve um acordo entre ELE e nossa mãe, toda a família mudar-se-ia para o apartamento em Santos (afinal já havia um filho fazendo faculdade de odontologia na cidade) e o consultório odontológico foi montado na nossa antiga residência. Nessa mudança de ponto comercial, ELE perdeu 70-80% de seus antigos pacientes.

Assim as coisas ocorreram, três filhos e mãe numa cidade, pai e filho mais velho em outra. Naquele momento, da forma austera que fomos criados, filho não opina, acompanha, compartilha. Mas foi bastante impactante para quem tinha uma casa com seis, reduzir para quatro.

ELE vinha visitar a família aos finais de semana e certamente eram os melhores momentos e mais aguardados das semanas, de todas as semanas, de 1987 até 1992.

Permitam-me escrever em primeira pessoa, sempre fui extremamente tímido e introvertido. No início da adolescência, isso foi exacerbado. ELE percebeu e ficou mais próximo. Perguntou-me se eu não gostaria de ganhar (e de verdade, até hoje eu não sei de onde ELE tirou essa idéia) “aquelas tartaruguinhas verdinhas de aquário”. Respondi que sim, relutante e de certa forma desconfiado. ELE levou esse que vos escreve a um aviário onde compramos uma *Trachemys dorbignyi* de aproximadamente 3,0 centímetros. Ao avistar aquele ser minúsculo, anatomicamente encaixado sob um caleidoscópio em forma de carapaça, aquilo absolutamente perverteu, corrompeu minha mente para o resto da minha vida. Eu fiquei simplesmente maravilhado pelo emidídeo e aquilo se tornou uma paixão, um modo de vida.



ELE nunca soube disso, mas ELE foi o real responsável por eu ter me tornado um aficionado, um adicto pelas tartarugas. ELE, sem querer, foi o responsável por eu ter me tornado um médico veterinário de tartarugas.

Esse que vos escreve passou a adolescência comprando livros, colecionando recortes, gravando documentários em VHS no vídeo cassete (meus filhos acho que nunca viram um) sobre a vida marinha, sobre os répteis, sobre as tartarugas. Meu primeiro livro técnico comprado por ELE, na Livraria Interciência, no Rio de Janeiro, foi o famoso livro de história natural e taxonomia global de quelônios, o *Encyclopedia of Turtles*, do famoso herpetólogo que morreu

no ano passado, Peter C.H. Pritchard, que dedicou sua vida ao estudo da ordem Chelonia (hoje Testudines ou Testudinata).

Antes mesmo de ingressar na Universidade, esse que vos escreve já tinha contato com herpetólogos do Setor de Répteis da Fundação Parque Zoológico de São Paulo, bem como já frequentava com regularidade a parte técnica do Aquário de Santos. Toda essa atividade de cursos e vida voltada para a conservação ex-situ e in-situ foi sendo prazerosa e reconfortante para uma adolescência fechada.

Esse que vos escreve terminou o colegial (segundo grau) e não entrou imediatamente na Universidade, e desta forma, toda a família retornou para a cidade de São Paulo no início do ano de 1992, tendo sido necessário um ano de cursinho pré-vestibular, que foi acompanhado de forma austera por ELE. ELE apanhava diariamente esse que vos escreve no curso pré-vestibular do Objetivo Santo Amaro, em São Paulo no período da manhã. Foi um ano de absoluta reclusão, um ano sem nenhum lazer, por ordem expressa DELE. O descanso semanal era somente aos domingos, sempre dentro de casa. Duro, mas foi necessário e esse que vos escreve, reconhece e agradece a ELE, pela austeridade do tratamento (sem a qual não seria possível), que frutificou na sucesso pós-vestibular.

Ao ingressar na Universidade Estadual Paulista- UNESP, câmpus Botucatu, foi como atravessar um diapasão na vida desse que vos escreve. Ali houve uma ruptura e um choque de realidades. Estamos falando do começo da década de 90, as Universidades, especialmente as Estaduais e Federais tinham seu currículo e grade montados sobre a ótica da defesa sanitária animal, do Ministério da Agricultura, da necessidade da perenidade dos recursos protéicos serem produzidos de forma saudável, para que não tivesse impacto negativo no Produto Interno Bruto. Não discordamos da importância e da necessidade do assunto em tela, mas a total ausência, na época, de assuntos pertinentes aos animais silvestres, lançou este que vos escreve num conflito interno e este aqui, quis desistir por algumas vezes do curso.

Mais uma vez, ELE, com seu espírito de grandeza, sua austeridade e sua visão realista de mundo (mesmo sem nada conhecer sobre veterinária), exercendo seu papel paterno e de homem, implorou-me e impediu-me para que eu não desistisse da minha carreira somente por aquele motivo inicial. A minha idéia foi demovida pela visão DELE de que mesmo em várias outras áreas haveriam situações não tão favoráveis e que teria que transpô-las. O remédio, amargo, de engolir seco foi importante para a construção da resiliência. Mais uma vez ELE ensinou seu filho. Mais uma vez, esse que vos escreve é eternamente grato.

A saída deste que vos escreve do Aquário de Santos como estagiário provocou um impacto na formação, na auto-estima. Os anos se passaram indefinidos quanto o rumo profissional a seguir.

O ano de 1996 foi sabático, onde paramos um ano para reflexão, um ano estagiando no Departamento de Patologia da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo. Um ano percorrendo as bibliotecas do Instituto Butantan, do Instituto de Biociências da USP, da FMVZ-USP. Isso posteriormente foi crucial para a escrita de uma obra. Um ano passado junto a ELE.

O regresso a Botucatu renasceu um estudante mais consciente, mais focado, mais maduro, mais amigo dos docentes, mais responsável.

Com o passar dos anos, com estágios de quinto ano, em grande parte na cidade de São Paulo, o convívio com ELE foi importante e engrandecedor, ELE percebendo o crescimento profissional de seu filho.

Veio a formatura, e evidentemente com ela outra sensação de vazio e abandono. Os docentes do hospital veterinário da FMVZ-UNESP Botucatu têm como característica, serem paternalistas e essa relação fez muita falta após a graduação. Outro choque na vida, o salto pós-ninho.



Um ano como trabalhador autônomo, rodando clínicas em São Paulo e Santos, até o primeiro emprego público após concurso. No mesmo ano, o ingresso na pós-graduação como mestrando do Departamento de Patologia da Universidade de São Paulo. Hoje, a visão pragmática da profissão conduziria a um caminho diferente, e certamente, a residência traria uma visão panorâmica da área. O stricto sensu foi desenvolvido para a manutenção da paixão pelos testudinos.

Este que vos escreve convolou núpcias em 1999, iniciando seu primeiro serviço público ao mesmo tempo do mestrado. Toda a coleta de dados foi feita entre 2002 e 2003, ano da defesa do mestrado. ELE emocionado, pode ainda acompanhar a defesa como Mestre em Ciências, Área Patologia Experimental e Comparada deste que vos escreve.

Ingressamos após certame público, na Prefeitura Municipal de Santos, aonde desenvolvemos nosso mister até hoje, como servidor e médico veterinário pertencente ao quadro técnico e científico. Em 2002, iniciamos também a atividade como docente de instituição particular de ensino superior.

Em 2004 iniciamos o labor no Aquário Municipal de Santos, aonde mantemos nossa atividade desde então. Pudemos, desta forma, desenvolver nossa paixão pelos testudinos na esfera pública.

Saímos da instituição de ensino superior em 2006, ano que termina a especialização em Patologia Clínica Veterinária, e que nasce nosso primeiro filho, Gabriel. ELE pode conhecer



seu neto, do seu filho caçula. Dois anos após, o nascimento de seu neto, Enzo. O convívio com os avós não foi tão constante quanto aos outros netos, porque estavam morando em São Paulo, mas foi afetuoso, terno e lúdico.



O consultório odontológico DELE parecia a cada dia, ter menos movimento, pela própria obsolescência dos equipamentos, da estrutura em si, como pela condição do dentista ancião, já aposentado pelo Estado de São Paulo. A aposentadoria, aliada ao consultório vazio e à morte precoce de sua irmã gêmea, foi conduzindo ELE a uma depressão.

Em 2007 veio o diagnóstico de demência senil, pelo mal de Alzheimer. Foi absolutamente um choque nas nossas vidas. Foi ruir a estrutura do sustentáculo racional de nossa família. A envergadura moral, racional, austera dele.

Para quem tem um ente querido com esta enfermidade, sabe que existe uma fase inicial de não aceitação, pela família, e pelo próprio paciente. Ele muitas vezes, escondia a própria medicação.

Esquecimentos, revoltas, associados aos momentos de lucidez e de tristeza compuseram a vida DELE, doravante.

Em 2009, este que vos escreve, após certame público, ingressou também como médico veterinário da Fundação Parque Zoológico do Estado de São Paulo, instituição esta que foi determinante para uma mudança de rumos de área. A anestesiologia veterinária conduziu a atividade laborativa deste que vos escreve. Para quem milita com medicina zoológica sabe que a anestesia é o carro-chefe da medicina de animais selvagens pela abordagem aos pacientes. As duas instituições foram conduzidas ao mesmo tempo, Zoológico de São Paulo e Aquário de Santos, numa atividade de trabalho diária que iniciava as 7 da manhã, no Zoo de São Paulo e terminava às 23:00h no Aquário de Santos, sábados das 8 da manhã até as 20:00 no Aquário de Santos, todos os dias, quando não havia plantões no Zoo de São Paulo, durante dois anos. Tecnicamente foram dois anos maravilhosos e este que vos escreve entende esta fase de grande crescimento profissional como a residência não cursada nos tenros anos de formado.

Ao retornar apenas para o Aquário de Santos, imbuído do espírito de aprendizado, foi iniciada em 2012 a terceira especialização, Anestesiologia Veterinária pela PAV- Instituto Bioethicus- Faculdade de Jaguariúna que findou em 2014.

De 2011 até 2013, escrevemos o capítulo Testudines, no Tratado de Animais Selvagens- Medicina Veterinária, obra esta em grande parte escrita por trabalhos e livros consultados de fisiologia de répteis em 1996.

ELE foi piorando sua condição de demência, já não mais reconhecia as pessoas e ELE passou por uma instituição de repouso para idosos, durante alguns meses em Santos. Conseguimos arrumar o apartamento em Santos e trouxemos os dois para morar, por um ano e meio. Nós, os filhos que moram em Santos, os visitávamos quase que diariamente, auxiliando em sua higiene pessoal.

Nossa mãe quis retornar para São Paulo, e o levou junto. ELE não mais caminhava. Só se mantinha em decúbito dorsal.

No segundo semestre de 2017, sua condição de saúde deteriorou de forma rápida, tinha disfagia e não mais balbuciava qualquer frase inteligível. Teve pneumonia e ficou internado durante praticamente todo o mês de agosto. Retornou para casa, onde passou seu último aniversário em casa, com a família.

Foi novamente hospitalizado, onde não mais conseguiu alimentar-se.

Durante uma disciplina de pós-graduação do doutorado Choque da FMVZ-USP, ELE, NOSSO PAI ficou séptico.

Dentro das dependências do Hospital do Servidor Público Estadual, Francisco Morato de Oliveira, onde tudo começou para mim (pois lá nasci), onde sempre tenho as reminiscências somestésicas de muito jovem no que tange ao ambiente nosocomial, dirigi-me a capela que não conhecia, e roguei para Deus para que levasse o meu Pai, porque ELE, não merecia esse fim indigno de sofrimento e mais uma vez, onde tudo começou para mim, metade de tudo também terminava ali.

MEU PAI, NOSSO PAI, DJALMA CAPRIGLIONI DUTRA nos deixou, no dia do aniversário do nosso irmão Marcelo, aos 85 anos de idade. Marcelo teve a grandeza de espírito



de organizar todos os procedimentos. Marcelo é um grande homem, construído pelos valores de NOSSO PAI e teve a firmeza para conduzir esse momento de debilidade e perda para a nossa família.

Memórias minhas de primeira infância mostram um indivíduo forte, austero, mas muito carinhoso, parecem que saltam dos olhos e da mente, viram um filme. Adorava vê-lo trabalhar, era produtivo, respeitado, hábil. Trabalhava, almoçava conosco, retornava à labuta, jantava conosco e fazia mais um turno, cuidando da saúde oral de seus pacientes.

O orgulho e exemplo eram tantos que doutrinou três filhos para o seu mister. Era pragmático, mas crédulo. Tinha fé. E era bom, mas muito bom. Um coração generoso. Apiedava-se dos necessitados, disse-me uma vez que quem não vive para servir, não serve para viver. Mas não era também servil. Era muito justo, honesto e introjectou esses valores como dogmas na nossa família.

Amou seus filhos e foi por eles muito amado. Era um altruísta. Foi firme, mas paciente. Incentivou-nos e acreditou em si, na sua doutrina.

Vivemos muito a tua presença, o teu abraço, o teu beijo. Orgulhava -se em afirmar que seus filhos eram seus amigos.

Tenho pena dos meus dois pequenos, que conviveram pouco com o avô. Era divertido, irreverente.

Perder alguém que se ama muito, alguém que tem raízes profundas em seu peito, sua memória desde a primeira infância, não é tarefa fácil. É bastante doloroso saber que não teremos mais o ombro, o colo, o abraço daquela pessoa extraordinária (léxico: adjetivo: singular, admirável, insólito, notável) e insubstituível. No entanto, a doença crônica serve como doses homeopáticas de tristeza que dessensibilizam os entes queridos.

Metaforicamente, podemos associar ao Pessach, para os Hebreus, a Páscoa para os Cristãos. O Pessach representando o Êxodo dos judeus da opressão de Ramsés do Egito, a passagem ao Mar Vermelho, em verdade, a passagem do Anjo da Morte.

A passagem da opressão para a liberdade, da doença para a vida eterna, das ervas amargas (lembrando o amargor do cativo), as mesmas que foram oferecidas durante a Santa Última Ceia, onde Jesus Cristo ofereceu o cordeiro mal assado e sangrando e o pão ázimo (indicando que Deus envia seus sinais intempestivamente, sem ter dado tempo de cozimento ou fermentação), da opressão injusta dos tributos romanos aos hebreus.

A sombra da ameaça de morte, da mesma forma que foi para Jesus Cristo, é também verificado aqui. Quando Cristo nos ensina que este é o mistério da fé, este é o pão da miséria que os nossos antepassados comeram no deserto, do Egito para a Palestina, ele profetiza para todo o porvir: Este é o meu corpo que será entregue por vós, ligou o gesto da partilha do pão com sua morte. O cordeiro mal- assado, cujo sangue foi passado nos batentes das portas das casas no Egito- tinha sinal de salvação. O cálice com vinho, metaforicamente, o cálice do sangue de Cristo, derramado por vós, para vós, é o cálice da nova e eterna aliança, não mais no Monte Sinai, mas no coração do Cristão que crê, de forma dogmática, na ressurreição, no reencontro, na nova vida.

A semente de liberdade do povo hebreu que saiu do cativo do Egito, é a mesma que floresceu em Cristo na Última Ceia, é a mesma que libertou a humanidade quando Cristo padeceu sob Pilatos, foi crucificado, morto e sepultado, é a mesma que tira a condição de doente crônico para a vida eterna.

Esta metáfora, que acompanha a história da humanidade, foi vivenciada por nós. Nosso pai, que foi sempre um altruísta, entregou sua vida e obra aos seus filhos. Sua enfermidade foi sua penitência, sua salvação, nossa penitência e salvação.

Nosso pai morreu em vida carnal. Mas seu exemplo, seus valores viverão para toda a eternidade.

Da mesma forma que morreu meu pai, morreu o antigo Gustavo. Renasceu pela Nova e Eterna Aliança. Nosso pai nos libertou. Com uma fé inabalável. A crença e a certeza do reencontro, da presença firme, calorosa, amorosa e revigorante do nosso pai Djalma nos nossos corações, meu, e de Marcelo Eduardo, Luiz Fernando, Paulo Rogério e Iomê Pereira Dutra.

Teu nome, Pai, será sempre pronunciado como sempre foi, sem nenhum traço de sombra ou tristeza. O fio não foi cortado. ELE não está longe, apenas do outro lado do caminho.

Estranhamente, acredite quem queira, sinto ele perto e dentro de nós, porque dele não nos faltou nada- somos gratos a Deus pelo pai que nos deu. Ele nos transformou. Ele era um espírito de luz- como o era nosso avô, Jair. Sinto-me plenamente feliz, completo e grato por isso. Esse é o mistério da fé, que é um dogma, que não se discute, deve ser respeitado.

Creemos nisso, e é claro, é quase um bálsamo para nosso bem-estar.

É claro que ao chegar neste parágrafo, as lágrimas rolam do meu rosto, pelas circunstâncias que ocorreram e pela extrema saudade que temos dele. Pela falta extraordinária que ELE faz nas nossas vidas.

Esse momento é muito importante, porque é a consagração de um esforço, a conquista de um título acadêmico, que certamente é desejável por todo pai a seu filho.

Neste momento, a palavra para ELE e para Deus é de gratidão, tudo o que conquistei devo a ELE, meu PAI, minha investidura do cargo público pela Universidade que ELE obrigou a ingressar e a ficar, a minha carreira devo integralmente a ELE, pelo que aquele animalzinho comprado na adolescência despertou em mim. Consegui ser respeitado como um médico veterinário de testudinos.

Nós cinco que restamos, com o aval de nossas esposas, conseguimos vender o apartamento de Santos. Da partilha, saldei dívidas bancárias e comprei um monitor multiparamétrico com capnografia e análise de gases, que também foi usado durante as anestésias, para comparação. Mais uma vez, usado na nossa formação.

Muito do pouco que tenho, devo muito a ELE.

Dedico toda a minha vida profissional ao meu PAI.

Dedico essa tese de doutorado a ELE.



## AO MESTRE COM CARINHO



O reconhecimento da função de um docente na vida de um profissional.

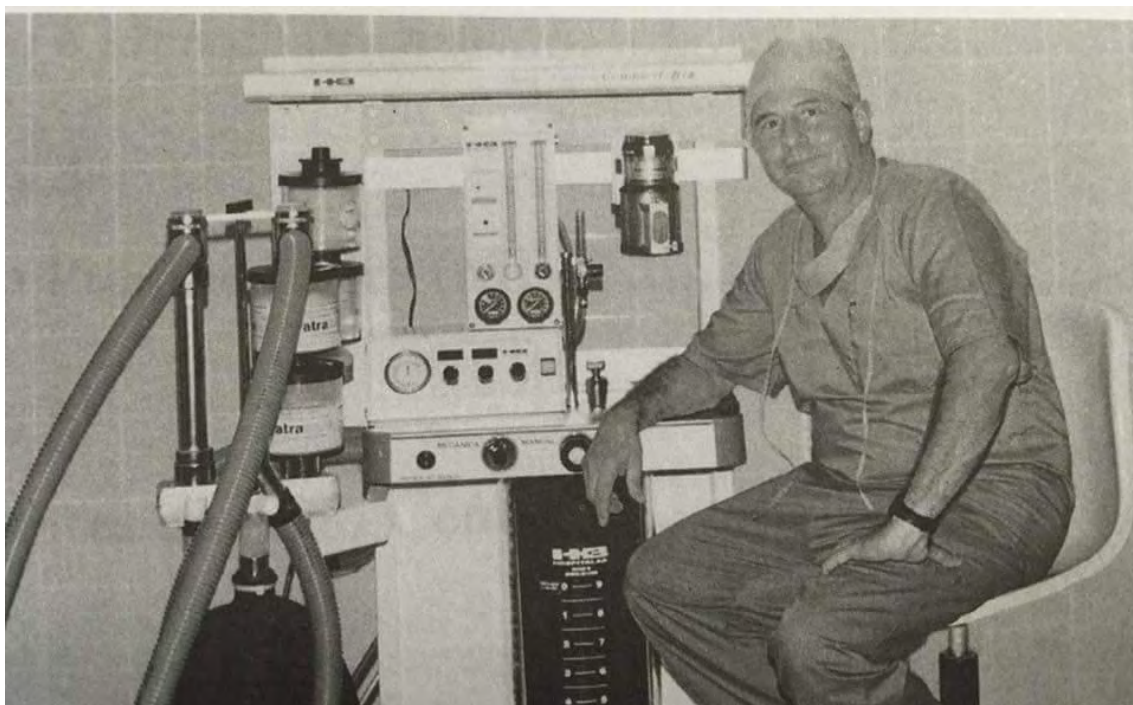
O filme de 1966, *To Sir With Love*, estrelado pelo ator Sidney Poitier, que foi inclusive diplomata das Bahamas, retrata a diferença que a ação de um professor faz na vida de seus alunos.

Como mencionei anteriormente, fiz a minha graduação na Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista- UNESP- Botucatu, onde iniciei há 28 anos atrás. Cursei a disciplina de Anestesiologia Veterinária no primeiro semestre de 1995 e todos os alunos veteranos reverenciavam a figura do docente principal da disciplina, Dr.

Flavio Massone. Como outros docentes, estavam Dr<sup>a</sup> Gladys de Bastos, que nos ensinou equilíbrio ácido-básico e Dr. Stélio Pacca Loureiro Luna, que nos ensinou anestesia local e técnicas de bloqueios, anestesia em bovinos

As aulas do Dr. Massone foram sobre medicação pré-anestésica, planos anestésicos aparelhos e circuitos anestésicos, anestesia geral barbitúrica, anestésicos dissociativos, anestesia inalatória, anestesia em cães, anestesia em equinos, neuroleptanalgesia e anestesia para cesarianas. Nossas aulas de ventilação e bloqueios neuromusculares foram ministradas por residentes e pós-graduandos.

Impressionou-me a energia daquele professor de compleição física atarracada, mas de comportamento paternalista. Dr. Flavio Massone tinha o costume de brincar sobre as provas, comparando as respostas às perguntas a alguém que tinha o “*Q. I. (Quociente de Inteligência) de ostra em coma!*”. Guardei essa jocosa expressão para o resto da minha vida.



Certa vez ele ofereceu-me uma possível iniciação científica numa conversa em sua sala, no antigo Departamento de Cirurgia e Reprodução Veterinária. Minha timidez e talvez baixa auto-estima na época impediu-me de aceitar.

A minha turma (XXX) foi a última turma de graduação a receber aulas do Dr. Massone. Mas ele continuou com as aulas na pós-graduação. Foi posteriormente dar aulas em Marília.

Formei-me e fui encontrar novamente com o Dr. Massone numa aula de perícia em Anestesiologia Veterinária, em 2000, na minha especialização em Perícia Forense em Medicina Veterinária pelo IMESC-CRMV-SP.

Muitos anos se passaram até que nos falamos por conta da minha atividade maçônica na época. Dr. Massone foi um maçom ativo e rotineiramente conversávamos sobre a Arte Real. Eu pedi o Quite Placet há alguns anos, mas o Irmão Dr. Massone sempre se manteve nas fileiras, entre colunas, de pé e à ordem.



Eu sempre enviava para ele fotos de nossos procedimentos na Fundação Parque Zoológico de São Paulo e isso o entusiasmava. O Facebook, o Messenger nos uniu ainda mais.



De 2012 a 2014 cursei a pós-graduação lato-sensu PAV, e o Dr. Massone nos ministrou aula sobre a ética e a moral na anestesia, bem como sobre legislação de fármacos e a nomenclatura anestesiológica veterinária. Encontramo-nos em Botucatu, certa vez.

Nós nos comunicávamos sempre, inclusive por WhatsApp, pelo menos uma vez a cada quinze dias.

Após pedir desligamento do doutorado em Imunologia, conversei com o Prof. Dr. Adriano Carregaro sobre iniciar o doutorado sob sua orientação, o que foi gentilmente aceito e proposto. Ao comentar sobre quando declinei a Iniciação científica, Dr Flávio, que era um

homem à frente de seu tempo, um ser iluminado, escreveu-me: “Caro Gustavo, se perdeu o vagão da linha, apanhe o próximo, o importante é chegar. E com o palmeirense Carregaro você está bem encaminhado”.

Ele era exatamente assim, positivo, encorajador.

Quando comecei a realizar as anestésias durante o doutorado, eu me comunicava quase que semanalmente com o Dr. Massone, enviando fotos e filmagens dos procedimentos.

Eu realmente estava orgulhoso de mostrar para ele, não pude mostrar para meu pai, mas pude mostrar para ele, meu professor. É claro que eu queria a aprovação do Massone.

Numa de nossas conversas, eu falei que gostaria de adquirir a última edição do Anestesiologia Veterinária. Ele comentou que o Sr. Wilson Modenés (ainda o mesmo Sr. Wilson do Livraria do Campus, onde comprávamos livros e estetoscópios) poderia levar o exemplar para que ele autografasse e fizesse a dedicatória...podem imaginar a tristeza, a frustração e o meu arrependimento de não tê-lo feito....

Eu já havia comentado com meu orientador, Dr. Adriano Carregaro, que gostaria que o Dr. Massone fosse da minha banca de doutorado.

Nossa última conversa foi no dia 09 de fevereiro deste ano de 2021. Um mês depois, soube da sua enfermidade.

Gentilmente, suas duas filhas, Ana Luísa e Ana Carolina, mantinham-me informado sobre seu estado de saúde. Elas pediram para que eu gravasse um vídeo para que ele o assistisse.

Dr. Massone nos deixou dia 29 de março de 2021, para a tristeza da Medicina Veterinária no Brasil e no mundo.

Dr. Flavio Massone nasceu no Cairo, Egito em 1941 de uma família de imigrantes italianos e veio ao Brasil pré-adolescente com 11 anos. Ingressou na Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo em 1962 e formou-se em 1967. Em 1969, tornou-se professor da então Faculdade de Ciências Médicas e Biológicas de Botucatu (FCMBB), atualmente denominada Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista- UNESP, Câmpus Botucatu. Ele obteve o título de mestre em medicina veterinária pela Universidade Federal de Minas Gerais em 1974 e completou seu doutorado em farmacologia pela Universidade de São Paulo em 1981. Foi um dos fundadores do Colégio Brasileiro de Cirurgia e Anestesiologia Veterinária, em 1994 e foi o responsável pelo desmembramento em Colégio Brasileiro de Anestesiologia Veterinária (CBAV) em 2013. Obteve seu título de Professor Emérito em 2012 pela Universidade Estadual Paulista- UNESP- Câmpus Botucatu. Foi um bandeirante do ensino da disciplina de Anestesiologia no país, formou centenas de médicos veterinários, mestrandos e doutorandos. Publicou 56 artigos em periódicos científicos nacionais e internacionais. Além disso, o Professor Massone é autor de sete edições do livro Anestesiologia Veterinária: Farmacologia e Técnicas, publicou um livro sobre sua vocação para docência: Reminiscências de um professor, em 2010. Foi um ícone da anestesiologia veterinária neste país cuja lacuna muito dificilmente será preenchida.

Foi homenageado no principal periódico de anestesia veterinária: o Veterinary Anesthesia and Analgesia com um obituário: <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2021.06.003> 635.



Não consegui fazê-lo participar da minha banca, infelizmente, mas ao menos vou eternizar a sua ligação com a minha formação, homenageando-o nesta minha tese de doutorado



*Grazie mille, mio maestro, amico e fratello.*

Créditos das fotos: Ana Carolina Massone



## A GRATIDÃO E O RECONHECIMENTO

fovest 93

UNESP

Quarta-Feira, 3 de fevereiro de 1993 E.

**124 Medicina Veterinária**  
**Botucatu**

- 1 Samantha Ive Miyashiro
- 2 Alessandra Silva De Medeiros
- 3 Andre Guaragna Marcondes
- 4 Alecsandra Sobreira De Lima
- 5 Fabiana Miraglia
- 6 Valeria Lima De Sousa
- 7 Marussia Whately
- 8 Haydee Santos Fernandes
- 9 Evelise Gomes De Oliveira
- 10 Fabio Tadao Toyota
- 11 Christian Schlegel
- 12 Andrea Paula Bruno
- 13 Alexandra Barros Clemente
- 14 Fernanda Barros Moreira
- 15 Gustavo Henrique Pereira Dutra
- 16 Jose Luis Ravagnani Vargas
- 17 Luiz Fernando Madureira De Oliveira
- 18 Silvio Ricardo Mendes
- 19 Mario Augusto Neves De Macedo Pereira
- 20 Rodrigo Machado Moreira
- 21 Tatiana Pinho Rezende
- 22 Renata Ramos Centurion
- 23 Sheila Tonietti
- 24 Fernanda Elias
- 25 Estela Alissa Sugiyama
- 26 Maria Beatriz Cattony Zerwes
- 27 Selma Eliza Romao Pontes
- 28 Alessandra Ferrari Padovani
- 29 Fabio Chagas Barnabe
- 30 Edwar Hirata
- 31 Viviane Pratti Lucarelli
- 32 Paula Corona Da Silveira
- 33 Marcos Jun Watanabe
- 34 Andre Fonseca Alves
- 35 Cybele De Oliveira Araujo

**125 Medicina Veterinária**  
**Jaboticabal**

- 1 Adriano Bonfim Carregaro
- 2 Jose Ricardo Garlo De Maio
- 3 Fernando Magano Henriques

Escolhas de vida e conduções diferentes. Após essa foto do jornal “Folha de São Paulo”, especial vestibular da VUNESP de 03 de fevereiro de 1993, eu o encontraria como residente em Botucatu, na Anestesiologia Veterinária, época da Neca, do André Leguthe, do Ceará, etc.



Muitos anos depois nós nos encontramos novamente, mas na Pós-Graduação Lato sensu PAV, do Rodrigo Marúcio, cursada entre 2012 a 2014, após minha saída do Zoológico de São Paulo. Prof. Dr. Adriano Carregaro nos deu aula sobre farmacologia, circuitos anestésicos, anestesia inalatória. Adriano participou da minha primeira banca, no curso de pós, assim como meu professor de Anestesiologia Veterinária de Botucatu, Prof. Dr. Stélio.



Começamos a amizade profissional e o Dr. André Nicolai começou a desenvolver seu doutorado conosco, no Aquário de Santos, com a anestesia de pinguins de Magalhães. Adriano chegou a vir para Santos algumas vezes para participar de alguns procedimentos com os pinguins.

Iniciei meu doutorado em novembro de 2015, no Departamento de Imunologia, Instituto de Ciências Biomédicas com imunologia dos tumores. O distanciamento da área após anos de profissão como clínico de selvagens, não mais na bancada de um laboratório, fez-me refletir sobre qual seria a minha vocação. Seis meses após o ingresso, desliguei-me do doutorado em imunologia e no final do ano de 2016, prestei a prova para a Biociência Animal na FZEA, após conversa com Prof. Dr. Adriano. Foi a decisão acertada.

Em fevereiro de 2017 matriculei-me no programa de pós-graduação, nível doutorado, Biociência Animal, sob a orientação do Prof. Dr. Adriano Bonfim Carregaro.



Orgulho-me realmente de pertencer a este grupo, e esta foto representa exatamente seu espírito: Prof. Dr. Adriano Bonfim Carregaro ladeado por seus orientados, os quais tiveram suas vidas modificadas pela condução segura, firme e pragmática do Mestre.



Dr. Adriano é extremamente disciplinado, organizado, austero. E ele transforma. Foi o responsável pela orientação da primeira tese de doutorado sobre anestesia de tartarugas marinhas no Brasil.

Prezado Prof. Dr. Adriano Bonfim Carregaro, que seja eternizada nesta tese a minha gratidão pela sua condução, sua orientação. Sua interferência modificou minha vida. Para melhor.



De forma metafórica, explicitarei nestas três dedicatórias prefaciando a tese, a vida do homem: da infância, segurando a mão do pai; na juventude, a do professor; e na maturidade, o ombro do amigo.

Muito obrigado, meu amigo, meu velho, como você me chama. Obrigado por me ajudar neste sonho. Você não faz idéia do bem que me causou. Transformou minha vida. Obrigado.



## AGRADECIMENTOS

À minha esposa Camila Noronha Lamanna Dutra e aos meus filhos Gabriel Lamanna Dutra e Enzo Lamanna Dutra, pelo amor de vocês, pela paciência. Vocês três sabem a importância deste momento para mim. Peço-lhes desculpas pelas ausências e principalmente por envelhecer um pouco nestes anos e me tornar mais rabugento.

Às tartarugas marinhas, em especial às tartarugas verdes, objetos de paixão e devoção, obrigado a vocês que permitiram o meu crescimento como médico de testudinos. Que esta tese possa ser um instrumento de cura e ajude na preservação da vida.

A Universidade de São Paulo- Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos- Departamento de Medicina Veterinária- Núcleo de Anestesiologia Veterinária, Instituição que me permitiu a realização deste sonho.

Ao Aquário Municipal de Santos, este senhor de 76 anos, Instituição que me alberga como servidor público, dádiva da bela cidade de Santos, pelo seu papel insofismável na conservação marinha, e em especial, das tartarugas marinhas.

Ao Instituto Chico Mendes de Biodiversidade pela anuência da licença SISBIO.

Ao Projeto TAMAR – Tartaruga Marinha, das bases de Praia do Forte, em nome da Médica Veterinária Tais Pires, da base de Ubatuba, em nome do biólogo Henrique Becker e da Oceanógrafa Berenice Gallo e da médica veterinária Daniela. Meu muito obrigado pelo respeito e pela consideração com o meu trabalho.

Ao amigo André Augusto Justo, pela inestimável ajuda durante todo o meu doutorado, nas anestésias, nas valiosas dicas de estatística. André foi ex-estagiário, ingressou muito novo na UNESP de Botucatu, com apenas 17 anos. Militou durante toda a graduação em anestesiologia veterinária, concluiu sua graduação com excelente desempenho e ingressou imediatamente na residência MEC em Anestesiologia Veterinária. Concluiu a residência com apenas 24 anos e começou seu mestrado na FMVZ-USP sob a orientação da querida Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Silvia Cortopassi. Desenvolveu todo o seu experimento e já concluiu. Rapaz extremamente focado. Excelente pessoa para trabalhar. Eu te agradeço por aparecer na minha vida, sem sua ajuda, eu não teria concluído meu doutorado. Obrigado pelas anestésias, pelas discussões anestésicas, estatísticas, por cuidar com denodo dos animais e pela faxina nossa de cada dia.

À Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Silvia Renata Gaido Cortopassi pela amizade, pelo carinho e pelo empréstimo do estimulador GRASS.

Ao Rafael Ribeiro Souza, proprietário da empresa RZ pelo empréstimo e locação por longo prazo do ventilador AirVet. Muitíssimo obrigado, Rafael, pela inestimável ajuda e compreensão. Esse é um equipamento que ainda quero adquirir.

Ao Felipe Fontanyve e Larissa, da Physiometrix, pela ajuda no empréstimo do X Avante.

Ao Prof. Dr. Fábio Futema, do Instituto de Ensino e Pesquisa IEP Ranvier, pela ajuda na coorientação, por vir para Santos para ajudar-me nos bloqueios de plexo braquial. Pela amizade de muitos anos.

Ao Prof. Dr. Leonardo de Freitas Guimarães Arcoverde Credie, do Instituto de Ensino e Pesquisa IEP- Ranvier pela ajuda nos bloqueios, pelo empréstimo do aparelho de ultrassonografia para o agulhamento.

Ao Dr. André Nicolai Elias da Silva, Nico Alma, amigo irmão desde a época da Fundação Parque Zoológico de São Paulo, por abrigar-me na sua casa durante as disciplinas e idas até Pirassununga. Obrigado por ser uma presença constante em minha vida, obrigado pelas aulas de pós lato sensu.. Obrigado pelos churrascos e cervejas.

À Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Thais Feres Bressan, amiga e esposa do Nico, por sua ajuda no início da pós, por sua amizade. Desculpe-me pela invasão da sua casa durante a minha estadia em Pirassununga.

À minha colega de Aquário Cristiane Lassalvia Nascimento por organizar as fotos da anatomia das tartarugas em pranchas editadas no Photoshop.

Aos ex-estagiários e acadêmicos de medicina veterinária Alys Pacheco (hoje médica veterinária), Thais Ramos Dias, Rafaela Arins, Sérgio Trovão, Bruna Sarri, Natasha Pina pela ajuda na dissecação dos cadáveres. Agradeço ainda Thais Ramos Dias, Rafaela Arins, Bruna Sarri e Gabriel Silva por estarem presentes durante a anestesia de alguns animais e pela ajuda nos manejos dos mesmos.

À bióloga e auxiliar de veterinária, servidora pública do Aquário de Santos, Thalita Marchii pela sua ajuda durante as anestésias dos animais e pelo manejo das tartarugas.

À servidora da administração do Aquário Thalita Santos, por sua ajuda na confecção das etiquetas afixadas nos cadáveres.

À Isabela Carrari, fotógrafa da Prefeitura Municipal de Santos, filha do Prof. Dr. Alberto Ferreira de Amorim, amigo de longa data, pelas fotos do coração e da soltura das tartarugas.

## RESUMO

DUTRA, G.H.P. **Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)** 2021. 110fl. Tese (Doutorado)-Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos, Universidade de São Paulo, Pirassununga, 2021

Fibropapilomatose é uma enfermidade panzoótica tumoral de tartarugas verdes (*Chelonia mydas*), cujas lesões são caracterizadas como massas papilares na pele, especialmente no membro torácico. O objetivo do estudo foi levantar aspectos anatomotopográficos do membro torácico e plexo braquial e avaliar a anestesia com sevoflurano em tartarugas verdes para exérese de fibropapilomas cutâneos. Doze cadáveres de tartarugas verdes foram dissecados para identificação dos músculos da cintura peitoral e do plexo braquial. As dissecções foram efetuadas após a retirada do plastrão das tartarugas, e divulsão de pele e tecido subcutâneo, separando as fâscias e perimísio para identificação de origem e inserção da musculatura do membro torácico, bem como a divulsão para visualização das raízes ventrais cervicais e torácicas que originam o plexo braquial na espécie. Dezoito tartarugas verdes com fibropapilomatose foram submetidas à anestesia por sevoflurano, após indução com 5 mg/kg de propofol. A fração expirada de sevoflurano (FESevo) foi inicialmente estabelecida em 2,5%, sendo gradualmente elevada até a ausência de resposta dolorosa frente a um estímulo elétrico de 50 Hz, 20 Voltz e 6,5 milissegundos de duração. Ato contínuo, os tumores foram removidos com bisturi convencional. Os animais foram monitorados a cada 5 minutos por eletrocardiografia (ECG), concentração de CO<sub>2</sub> no final da expiração (ETCO<sub>2</sub>), oximetria de pulso (SPO<sub>2</sub>), reflexos palpebral, corneal, cloacal, e de dor superficial e profunda. Ao estudo anatômico observou-se que o plexo braquial origina-se de raízes ventrais caudais entre a quinta vértebra cervical até a primeira vértebra torácica, cujo tronco superior origina os nervos sub e supraescapular, deltoide, e o supracoracoide; o tronco medial origina os nervos musculocutâneo, mediano e ulnar, e o tronco inferior o nervo radial. O FESevo estabelecido em tartarugas verdes para que obtivesse resposta negativa frente ao estímulo elétrico foi de 4,0% ± 0,31. Naquele momento, a FC foi de 33 ± 5,8 batimentos por minuto (bpm), a SPO<sub>2</sub> foi de 95,6% ± 2,6, o ETCO<sub>2</sub> foi de 21 mmHg [6;35] e temperatura cloacal de 29,5 ± 0,58°C. Foi notório o aumento no tempo de equilíbrio entre as frações inspiradas e expiradas de anestésico, sugerindo que isso deva ser decorrente do desvio intracardíaco, reduzindo respostas cardiovasculares vagalmente mediadas. Diante dos dados, conclui-se que o membro torácico apresenta complexa anatomia nervosa do plexo braquial, compatível com diversas outras

Classes do Reino Animal, cujas ramificações inervam músculos e dermatômos notavelmente mais afetados pela fibropapilomatose. Para a remoção cirúrgica, é necessária a manutenção anestésica com aproximadamente 4% de sevoflurano, o qual promove cronotropismo cardíaco negativo nas tartarugas.

**Palavras-chave:** Testudines, anestesia inalatória, plexo braquial, monitoração anestésica.

## ABSTRACT

DUTRA, G.H.P. **Anatomotopographic aspects and sevoflurane anesthesia for fibropapilloma excision in green turtles (*Chelonia mydas*)** 2021. 110p. Thesis (Doctorate) - Faculty of Animal Science and Food Engineering, University of São Paulo, Pirassununga, 2021

Fibropapillomatosis is a panzootic tumoral disease of green turtles (*Chelonia mydas*), whose lesions are characterized as papillary masses on the skin, especially on the thoracic limb. The aim of the study was to survey anatomotopographic aspects of the thoracic limb and brachial plexus and to evaluate the anesthesia with sevoflurane in green turtles for the removal of cutaneous fibropapillomas. Twelve green turtle cadavers were dissected to identify the muscles of the pectoral girdle and brachial plexus. The dissections were performed after removing the plastron from the turtles, and divulsion of skin and subcutaneous tissue, separating the fascia and perimysium to identify the origin and insertion of the musculature of the thoracic limb, as well as the dissection to visualize the ventral cervical and thoracic roots that originate the brachial plexus in the species. Eighteen green turtles with fibropapillomatosis were submitted to sevoflurane anesthesia after induction with 5 mg/kg of propofol. The expired fraction of sevoflurane (FESevo) was initially established at 2.5%, being gradually increased until the absence of a painful response to an electrical stimulus of 50 Hz, 20 Voltz and 6.5 milliseconds in duration. Then, the tumors were removed with a conventional scalpel. The animals were monitored every 5 minutes by electrocardiography (ECG), end-expiratory CO<sub>2</sub> concentration (ETCO<sub>2</sub>), pulse oximetry (SPO<sub>2</sub>), eyelid, corneal, cloacal, and superficial and deep pain reflexes. The anatomical study showed that the brachial plexus originates from ventral caudal roots between the fifth cervical vertebra and the first thoracic vertebra, whose upper trunk originates the sub and suprascapular, deltoid, and supracoracoid nerves; the medial trunk gives rise to the musculocutaneous, median and ulnar nerves, and the inferior trunk to the radial nerve. The FESevo established in green turtles to obtain a negative response to electrical stimulus was 4.0% ± 0.31. At that time, HR was 33 ± 5.8 beats per minute (bpm), SPO<sub>2</sub> was 95.6% ± 2.6, ETCO<sub>2</sub> was 21 mmHg [6;35] and cloacal temperature was 29.5 ± 0.58°C. It was notorious the increase in the equilibrium time between the anesthetic inspired and expired fractions, suggesting that this must be due to the intracardiac shunt, reducing vagally mediated cardiovascular responses. Given the data, it is concluded that the thoracic limb has a complex nervous anatomy of the brachial plexus, compatible with several other classes of the animal kingdom, whose branches innervate muscles and dermatomes notably more affected by



fibropapillomatosis. For surgical removal, anesthetic maintenance with approximately 4% of sevoflurane is necessary, which promotes negative cardiac chronotropism in turtles.

Keywords: Testudines, inhalation anesthesia, brachial plexus, anesthetic monitoring.

## SUMÁRIO

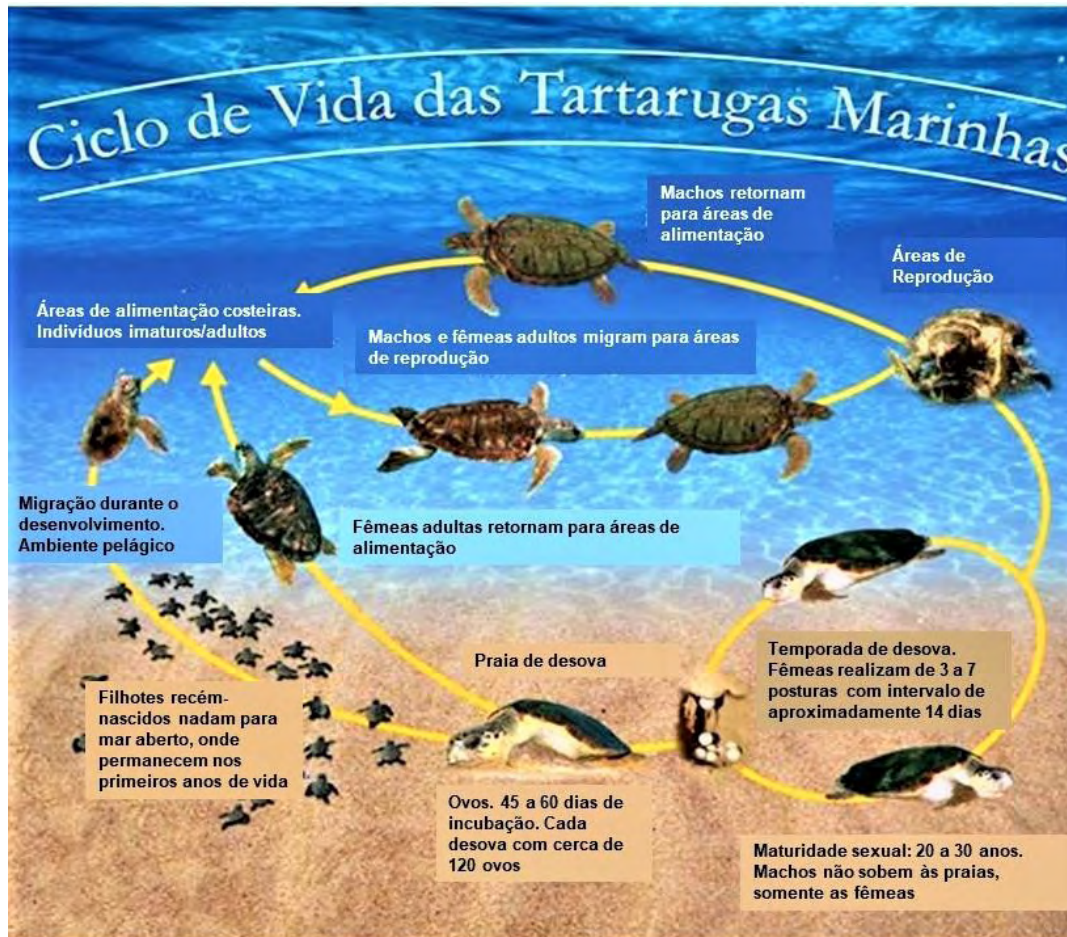
<b>1-CAPÍTULO 1- CARACTERIZAÇÃO DO PROBLEMA- FIBROPAPILOMATOSE EM TARTARUGAS VERDES.....</b>	<b>30</b>
<b>OBJETIVO GERAL .....</b>	<b>45</b>
<b>OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....</b>	<b>45</b>
<b>2-CAPÍTULO II- NEUROANATOMIA DO PLEXO BRAQUIAL EM TARTARUGAS VERDES .....</b>	<b>46</b>
<b>2.1-Introdução.....</b>	<b>46</b>
<b>2.2-Materiais e Métodos .....</b>	<b>47</b>
<b>2.3-Resultados .....</b>	<b>48</b>
<b>2.3.1-Grupos musculares: .....</b>	<b>48</b>
<b>2.3.2-Inervação: .....</b>	<b>54</b>
<b>2.4-Discussão .....</b>	<b>60</b>
<b>2.5-Conclusão .....</b>	<b>63</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>64</b>
<b>3-CAPÍTULO 3- REQUERIMENTO DE SEVOFLUORANO PARA EXÉRESE DE FIBROPAPILOMAS CUTÂNEOS EM TARTARUGAS VERDES.....</b>	<b>66</b>
<b>3.1-INTRODUÇÃO .....</b>	<b>66</b>
<b>3.1.1-Anatomofisiologia Cardíaca.....</b>	<b>66</b>
<b>3.1.2-Desvios intracardíacos e influência na anestesia inalatória de testudines .....</b>	<b>69</b>
<b>3.1.3-Anestesia geral inalatória em répteis com ênfase em testudinos .....</b>	<b>71</b>
<b>3.1.4-Monitoração Anestésica de tartarugas .....</b>	<b>73</b>
<b>3.2 – OBJETIVOS .....</b>	<b>77</b>
<b>3.3- MATERIAIS E MÉTODOS.....</b>	<b>77</b>
<b>3.2.1-Análise estatística .....</b>	<b>82</b>
<b>3.3-RESULTADOS.....</b>	<b>83</b>
<b>3.4-DISCUSSÃO .....</b>	<b>93</b>
<b>3.5-CONCLUSÃO .....</b>	<b>98</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>99</b>

## **1-CAPÍTULO 1- CARACTERIZAÇÃO DO PROBLEMA- FIBROPAPILOMATOSE EM TARTARUGAS VERDES**

As tartarugas marinhas são animais emblemáticos e ícones da preservação dos ecossistemas marinhos e costeiros. Por causa da complexidade do seu ciclo de vida, bem como as suas características migratórias, a preservação necessita ser global. A tartaruga marinha verde (*Chelonia mydas*) tem status global de conservação como ameaçada (SEMINOFF, 2004) e, desta forma, é imperativo atenuar as ameaças a essa espécie. Ela tem distribuição cosmopolita nos oceanos e sua história natural envolve habitats pelágicos reprodutivos e alimentares neríticos, aonde sofre maior impacto antrópico.

A espécie tem como estratégia reprodutiva desovar preferencialmente em ilhas oceânicas. As tartarugas recém-nascidas dirigem-se imediatamente após a eclosão para as regiões pelágicas e retornam para águas costeiras com idade de 3 a 5 anos com aproximadamente 30 centímetros de comprimento da carapaça (REICH et al., 2007). As tartarugas permanecem nesses ambientes costeiros (Figura 1.1) ricos em algas das quais se alimentam, na maior parte do seu ciclo de vida, excetuando os períodos reprodutivos (MUSICK ; LIMPUS, 1997). Neste ambiente costeiro, as tartarugas verdes entram em contato com importantes patógenos, como vírus, efluentes líquidos de áreas altamente eutrofizadas que possuem agentes promotores de carcinogênese, efluentes sólidos que impactam o sistema gastrointestinal das tartarugas, dentre outras ameaças (AGUIRRE et al., 1994; ARTHUR et al., 2008; LANDSBERG et al., 1999; ROSSI , 2014).

Figura 1.1- Ciclo complexo de vida de tartarugas marinhas envolvendo habitats pelágicos (preservados) e neríticos (impactados).



Fonte: Projeto TAMAR

As tartarugas verdes estão expostas a uma série de ameaças, incluindo ingestão de detritos sólidos, degradação de habitats de nidificação e alimentação, depredação de ninhos e filhotes por animais selvagens e domésticos, atropelamento, caça tradicional e colheita de ovos, impactos das mudanças climáticas no ambiente marinho e emalhe em redes e linhas de pesca (BJORNDAL, 1995; HERBST & KLEIN, 1995A; LUTZ, 2002; VAN HOUTAN et al., 2010). A mitigação de ameaças que possam reduzir as populações é muito importante pois a baixa densidade populacional da espécie reduz o polimorfismo e variabilidade genética. Isso pode promover o estabelecimento de alelos deletérios, reduzir o potencial de adaptação e aumentar o risco de extinção. Surto de doenças também contribuem para a morbidade e mortalidade nesta espécie já vulnerável (CHALOUPKA et al., 2008; FLINT et al., 2010; FOLEY et al., 2005).

Fibropapilomatose é uma enfermidade neoplásica cutânea benigna e foi primeiramente relatada em tartarugas verdes há mais de 70 anos (LUCKE, 1938; SMITH & COATES, 1938), quando foi identificada na Flórida. A fibropapilomatose é uma doença já relatada em todas as espécies de tartarugas marinhas, a saber: verde (SMITH e COATES, 1938), cabeçuda (*Caretta caretta*) (HARSHBARGER, 1991), Kemp's Ridley (*Lepidochelys kempii*) (BARRAGAN; SARTI, 1994), tartaruga-de-pente (*Eretmochelys imbricata*) (D'AMATO; MORAES-NETO, 2000), oliva (*Lepidochelys olivacea*) (AGUIRRE et al., 1999), Flatback (*Natator depressus*) (LIMPUS et al., 1993), Tartarugas-de-couro (*Dermochelys coriacea*) (HUERTA et al., 2002). Fibropapilomatose é mais preocupante em tartarugas verdes, pois é considerada uma doença panzoótica desde a década de 1990 nesta espécie (BALAZS; JACOBSON, 1990; WILLIAMS et al., 1994).

No Brasil, a doença foi primeiramente documentada em 1986 no Espírito Santo. Sua prevalência nacional na década de 2000 foi relatada em 15,4% dos animais. A enfermidade é prevalente nos animais que vivem nas áreas costeiras, enquanto que não há ocorrência da lesão nos animais adultos e recém-nascidos que vivem em ilhas oceânicas, Ilha da Trindade (SP), Fernando de Noronha (PE) e Atol das Rocas (RN). A frequência dos tumores é maior nos animais juvenis, identificados pelo comprimento de carapaça entre 30 a 80 cm. Nesta fase, os animais migram de ambientes de alimentação oceânicos para as áreas costeiras, onde há maior oferta de alimento, predispondo o contato com áreas mais poluídas e de maior interferência antrópica ambiental, aumentando a exposição ao agente (BAPTISTOTTE, 2007).

Esses tumores são caracterizados como massas verrucosas papilares e arborizadas, pedunculadas ou sésseis que se projetam externamente na superfície do corpo (BALAZS, 1986), especialmente na pele das áreas da janela cervical, região de membros anteriores, pescoço, olhos e membros posteriores (Figuras 1.2 e 1.3). Alguns tumores sésseis podem ser vistos na carapaça ou plastrão. Histologicamente, fibropapilomas consistem de tumores cutâneos mistos, epiteliais e mesenquimais, cuja epiderme fica hiperplásica, com frequente acantose cobrindo a derme (JACOBSON et al., 1989; MATUSHIMA et al., 2001; MATUSHIMA, 2003), daí o nome fibropapiloma (Figuras 1.4 e 1.5). Massas internas (Figura 1.6) também podem ser vistas em vários órgãos, incluindo fígado (figura 1.6f), rins (figura 1.6a e 1.6b), pulmões (Figura 1.6e), coração (Figura 1.6c e 1.6d) e trato gastrointestinal (JACOBSON et al, 1991). Histologicamente, estas massas internas nestes

órgãos representam fibromas ou mixofibromas (DUTRA et al., 2014; JACOBSON, 2007; ROSSI et al., 2021).

Figura 1.2-Tartaruga verde (*Chelonia mydas*) juvenil com avançado estadio de fibropapilomas nos membros anteriores.



Fonte: Própria autoria

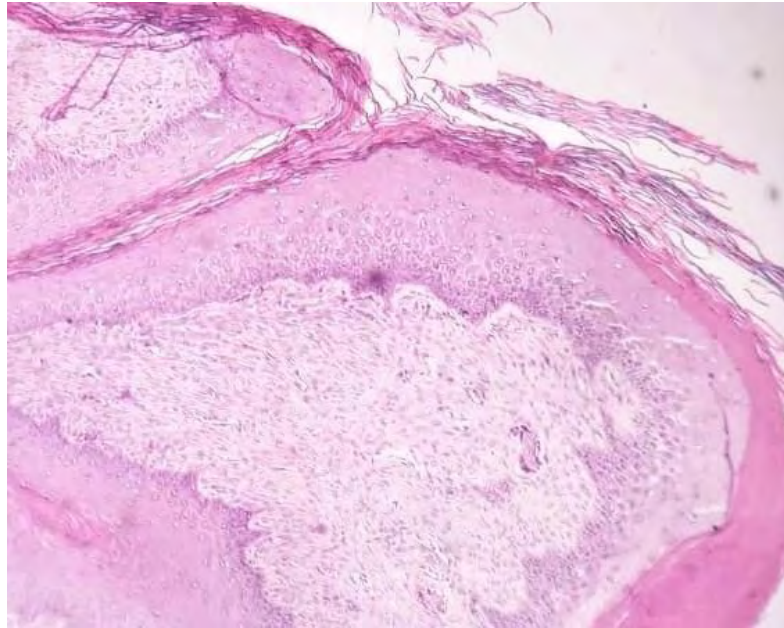
Figura 1.3-Tartaruga verde (*Chelonia mydas*) juvenil apresentando tumores pedunculados, papilares, pigmentados e verrucosos nos membros anteriores, região cervical, olhos e narina.



Fonte: Própria autoria

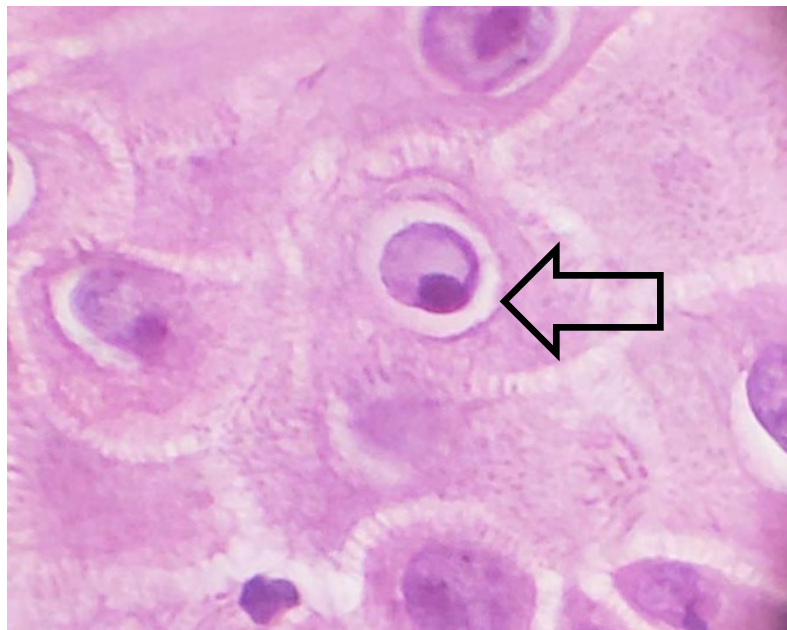


Figura 1.4 - Histopatologia de fibropapiloma cutâneo de tartaruga verde (*Chelonia mydas*) evidenciando a hiperplasia epidérmica com acantose, hiperqueratose e espessamento dérmico. Hematoxilina-eosina (HE) 40x.



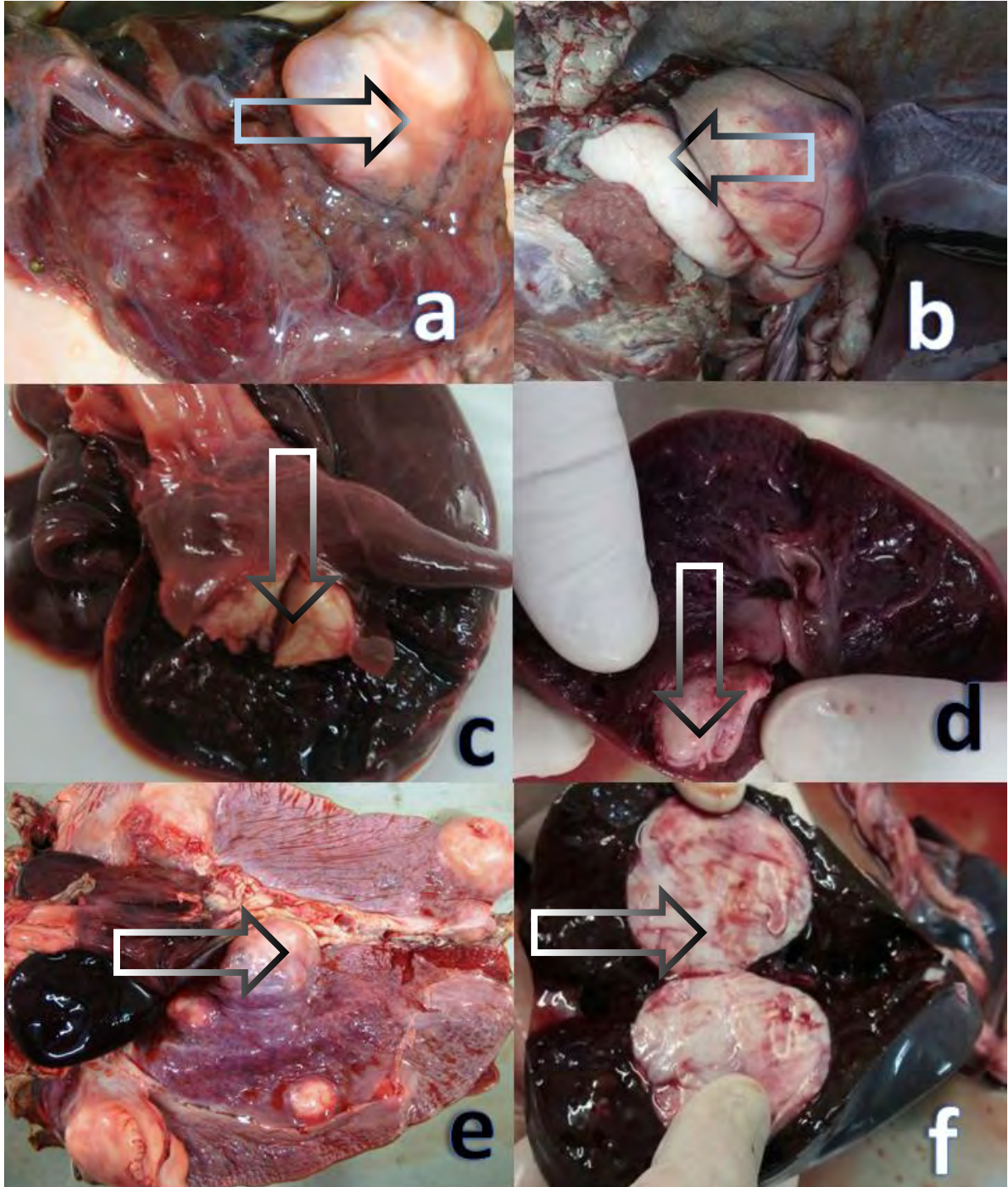
Fonte: Própria autoria

Figura 1.5-Histopatologia de fibropapiloma de tartaruga verde (*Chelonia mydas*) evidenciando uma célula epidérmica do estrato espinhoso com inclusão intranuclear (seta). Células entrando em degeneração balonosa. Vários desmossomos são vistos entre as membranas plasmáticas das células. HE 1000X.



Fonte: Própria autoria

Figura 1.6- Exemplos de alguns tumores internos mesenquimais viscerais que podem ser vistos em exames necroscópicos nos rins (a,b), coração (c,d), pulmão (e) e fígado (f) de tartaruga verde (*Chelonia mydas*) com fibropapilomatose.



a e b- Fibromas renais; c- fibroma mais amarelado em *cavum pulmonale* no coração; d- fibroma esbranquiçado em *cavum arteriosum* no coração; e- grandes fibromas pulmonares; f- fibroma hepático. Fonte: Própria autoria.



Entre 1989 e 1991 foi possível correlacionar um herpesvírus aos tumores em animais capturados na região costeira da Flórida (JACOBSON et al., 1989, JACOBSON et al., 1990; JACOBSON et al., 1991). A transmissibilidade experimental do tumor e do vírus foi comprovada, no entanto, as tentativas de se isolar e cultivar o herpesvírus associado ao fibropapiloma de lesões experimentalmente induzidas, desafiar indivíduos sadios, provocar crescimento neoplásico, cultivar e isolar novamente o agente viral, seguindo os postulados de Koch não têm sido eficientes (HERBST et al., 1995; HERBST et al., 1996; HERBST et al. 1999).

A detecção de herpesvírus por reação de polimerase em cadeia foi realizada por vários trabalhos nas lesões, demonstrando a etiologia infecciosa do tumor (ALFARO-NUÑEZ et al., 2014; LACKOVICH et al., 1999; MONEZI et al., 2016; QUACKENBUSCH et al., 1998, QUACKENBUSCH et al., 2001; WORK et al., 2009, WORK et al., 2014). Com base no sequenciamento do genoma, o vírus (ChHV-5) foi classificado como membro da Alphaherpesvirinae. Sabe-se que a prevalência elevada da enfermidade tumoral não foi decorrente de mutação viral (HERBST et al., 2004), pois os estudos indicam que houve uma coevolução do vírus com as tartarugas verdes (ALFARO-NUNEZ et al., 2014) e variantes (ENE et al., 2005; RODENBUSCH, 2014), então, há fatores ambientais que promovem tumoração de células iniciadas pelo vírus (LANDSBERG et al., 1999, VAN HOUTAN et al., 2014).

O vírus ChHV-5 está presente principalmente nas lesões tumorais (HERBST et al., 1999; LACKOVICH et al., 1999). Então, a exérese tumoral é importante para minimizar a evolução da doença. Alfaro-Nuñez et al. (2014) trabalharam com 337 tartarugas marinhas no Pacífico (Havaí), no Caribe e na Costa Oeste Africana (Ilhas Príncipe) e observaram que 100% dos tumores foram positivos para ChHV-5. No entanto, o vírus também pode ser detectado na pele íntegra de tartarugas com fibropapiloma, nas biópsias de pele íntegras de tartarugas sadias (ALFARO-NUÑEZ et al., 2014) e secreções oculares e orais (GATTAMORTA, 2015).

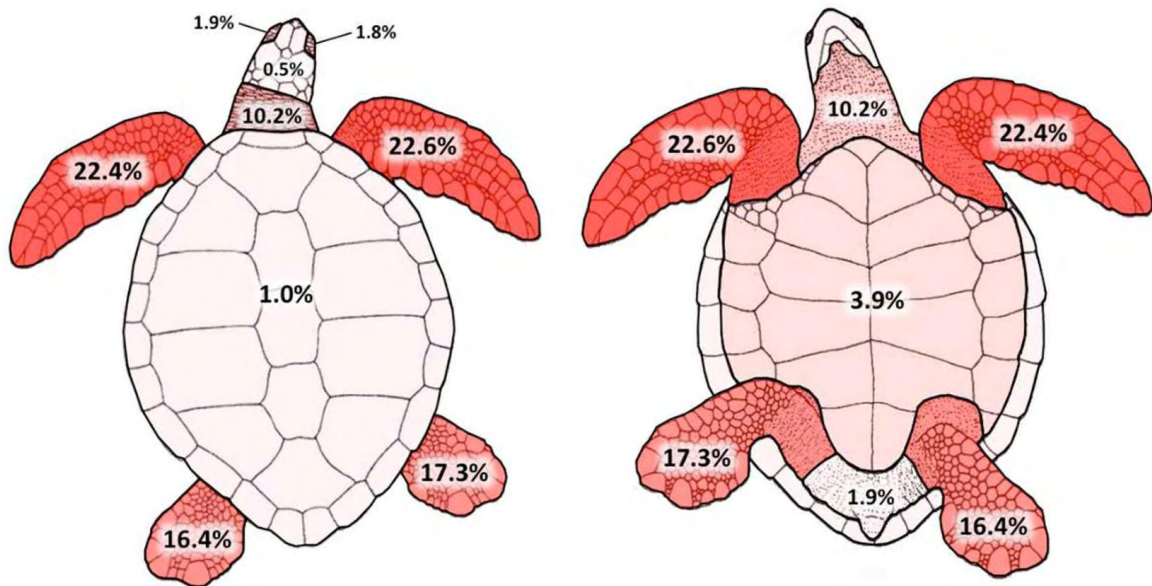
Alguns trabalhos indicam que há imunossupressão dos animais afetados e estes são susceptíveis à infecção viral (HERBST et al., 1998; ROSSI, 2007; ROSSI et al., 2009; ROSSI, 2014; WORK & BALAZS, 1999; WORK & BALAZS, 2000; WORK et al., 2001). Tartarugas afetadas apresentam quadro de anemia, hipoproteinemia, leucopenia e heterofilia comparadas aos animais sadios. Via de regra, a maior quantidade de carga viral está presente nos tumores (HERBST et al., 1999; LACKOVICH et al., 1999; RODENBUSCH, 2014) e a exérese é, pois,

uma medida mitigatória epidemiológica de disseminação viral. Adicionalmente, retirar os tumores certamente representa uma melhoria na condição de vida dos animais.

Animais afetados com fibropapilomas externos devem ser encaminhados à cirurgia para exérese dos tumores (DUTRA; NASCIMENTO; FUTEMA, 2012; LACKOVICH et al., 1999; PAGE-KARJIAN et al., 2014; WYNEKEN et al., 2006) e, nesses casos, não só a remoção cirúrgica tradicional, como também terapêuticas alternativas, destacando a eletroquimioterapia (BRUNNER et al., 2014) ou criocirurgia (DUTRA; NASCIMENTO; FUTEMA, 2012; WYNEKEN et al., 2006) também podem ser instituídas. No entanto, animais com tumores externos também podem ter fibromas internos (D'AMATO; MORAES NETO, 2000; DUTRA; NASCIMENTO; FUTEMA, 2012; ORÓS et al., 1999; ROSSI et al., 2021). O diagnóstico de fibromas internos pode ser feito por endoscopia, videolaparoscopia (PAGE-KARJIAN et al., 2014; WYNEKEN et al., 2006), tomografia computadorizada (PAGE-KARJIAN et al., 2014) e ressonância nuclear magnética (CROFT et al., 2004; PAGE-KARJIAN et al., 2014) mas, infelizmente, a indicação nesses casos é a eutanásia.

O fibropapiloma afeta principalmente as regiões da pele de tecidos moles. Carapaça e plastrão são afetados principalmente nas tartarugas com alta proliferação de tumores. Porém, foi constatado que essa doença afeta principalmente a porção anterior e os olhos de animais capturados no Haváí (DOS SANTOS et al., 2010; WORK et al., 2004). De acordo com um levantamento epizootico da enfermidade, 72,5% dos tumores estão presentes nos membros anteriores e a média individual de tumores é de 21 tumores por animal (BAPTISTOTTE, 2007). Os membros anteriores e ombros são também mais comumente afetados (64%) com fibropapilomatose (PAGE-KARJIAN et al., 2014). No Brasil, verificou-se que há uma grande variação na quantidade de tumores por animal, variando de 1 a 129, sendo que a maioria localizada nos membros (ROSSI et al., 2016). No membro torácico estavam a maioria, compreendendo 45% dos achados, nos membros pélvicos em 34% dos achados, no pescoço em 10% e 10 % no restante do corpo (Figura 1.7).

Figura 1.7- Frequência de tumores nas regiões externas de tartarugas verdes no Brasil (2016).



FONTE: Rossi et al. (2016)

Como a grande maioria dos tumores estão localizados nos membros anteriores, e muitas vezes eles são de grandes dimensões, a doença neoplásica prejudica a movimentação do animal, principal forma de deslocamento e propulsão aquática das tartarugas marinhas, a apreensão dos alimentos, a defesa e fuga de predadores, os deslocamentos migratórios de indivíduos afetados para cumprirem seu ciclo de história natural reprodutiva. A grande perda tecidual resultante da retirada de um grande número de tumores, ou de tumores de grandes dimensões nos membros, leva a necessidade do animal ser submetido à anestesia geral (LACKOVICH, 1999; WORK et al., 2004; WYNEKEN et al., 2006). A retirada de tumores promove então melhoria na condição de vida dos animais, pois permite melhor natação e visualização (WYNEKEN et al., 2006).

Com o supra exposto é imperativo o conhecimento anatômico das regiões afetadas pelos tumores, não somente para o desenvolvimento de técnicas cirúrgicas, mas também de técnicas anestésicas. Estas são as principais razões pelas quais o estudo se baseia, visando dar embasamento para que sejam desenvolvidas técnicas cirúrgicas e anestésicas mais interessantes que as atuais, para mitigar os impactos desta prevalente enfermidade nas populações de vida livre, fornecendo instrumentos factíveis para a prática de reabilitação de megafauna marinha.

- AGUIRRE, A.A.; BALAZS, G.H.; ZIMMERMAN, B.; GALEY, F.D. Organic contaminants and trace metals in the tissues of green turtles (*Chelonia mydas*) afflicted with fibropapillomas in the Hawaiian Islands. **Marine Pollution Bulletin**, v.28, p.109–114, 1994.
- AGUIRRE, A.A., SPRAKER, T.R., CHAVES, A., TOIT, L., EURE, W., BALAZS, G.H. Pathology of fibropapillomatosis in olive ridley turtles *Lepidochelys olivacea* nesting in Costa Rica. **Journal of Aquatic Animal Health**, v.11, p.283-289, 1999.
- ARTHUR, K.; LIMPUS, C.; BALAZS, G.; CAPPER, A.; UDY, J.; SHAW, G.; KEUPER-BENNETT, U.; BENNETT, P. The exposure of green turtles (*Chelonia mydas*) to tumour promoting compounds produced by the cyanobacterium *Lyngbya majuscula* and their potential role in the aetiology of fibropapillomatosis. **Harmful Algae**, v.7, p.114–125, 2008.
- ALFARO-NUÑEZ, A.; BERTEISEN, M.F.; BOJENSEN, A.M.; RASMUSSEN, I.; ZAPEDA-MENDOZA, L.; OLSEN, M.T.; GILBERT, M.T.P. Global distribution of chelonid fibropapilloma-associated herpesvirus among clinically healthy sea turtles. **BMC Evolutionary Biology**, v.14, p.1-11, 2014. DOI:10.1186/s12862-014-0206-z
- BALAZS, G.H. Fibropapillomas in Hawaiian green turtles. **Marine Turtle Newsletter**, v.39, p.1-3, 1986.
- BALAZS, G.H.; JACOBSON, E.R. Health advisory for fibropapilloma diseases. **Marine Turtle Newsletter**, v.49, p.27, 1990.
- BAPTISTOTTE, C. **Caracterização espacial e temporal da fibropapilomatose em tartarugas marinhas da costa brasileira**. 2007. 63p. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura 'Luiz de Queiroz', Centro de Energia Nuclear da Agricultura, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2007.
- BAPTISTOTTE, C.; SCALFONI, J.T.; GALLO, B.M.G.; DOS SANTOS, A.S.; DE CASTILHOS, J.C.; LIMA, E.H.S.; BELLINI, C.; BARATTA, P.C.R. Prevalence of sea turtle fibropapillomatosis in Brazil. In: COYNE, M.S.; CLARK, R.D. **Proceedings of the twenty first annual symposium on sea turtle biology and conservation**. Philadelphia.2001 NOAA Tech Memo NMFS-SEFSC-528, p 111–113, 2005.
- BARRAGAN, A.R.; SARTI, M.L. A possible case of fibropapilloma in Kemp's Ridley turtle (*Lepidochelys kempii*). **Marine Turtle Newsletter**, v.67, 1994.
- BJORN DAL, K.A. **Biology and conservation of sea turtles**. Smithsonian Institution Press, Washington, 579p, 1995.
- BRUNNER, C.H.M.; DUTRA, G.H.P.; BRUNELLI SILVA, C.; GUEDES SILVEIRA, L.M.; MONTEIRO MARTINS, M.M. Electrochemotherapy for the treatment of fibropapillomas in *Chelonia mydas*. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.45, n.2, p.213-218, 2014.
- CHALOUPKA, M.; WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; MURAKAWA, S.K.K.; MORRIS, R. Cause-specific temporal and spatial trends in green sea turtle strandings in the Hawaiian Archipelago (1982-2003). **Marine Biology**, v.154, p.887-898, 2008.
- CROFT, L.; GRAHAM, J.P.; SCHAF, S.A.; JACOBSON, E.R. Evaluation of magnetic resonance imaging for detection of internal tumors in green turtles with cutaneous

fibropapillomatosis **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.225, n.9, p.1428-1435, 2004.

DOS SANTOS, R.G.; MARTINS, A.S.; TOREZANI, E.; BAPTISTOTTE, C.; FARIAS, J.N.; 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, p.87–95, 2010.

DUTRA, G. H.; NASCIMENTO, C. L.; FUTEMA, F. Fibromas viscerais associados ao fibropapiloma cutâneo em *Chelonia mydas* em reabilitação. **Natural Resources**, v.2, n.2, p.50-62, 2012.

ENE, A.; SU, M.; LEMAIRE, S.; ROSE, C.; SCHAFF, S.; MORETTI, R.; LENZ, J.; HERBST, L.H. Distribution of chelonid fibropapillomatosis-associated herpesvirus variants in Florida: Molecular genetic evidence for infection of turtles following recruitment to neritic developmental habitats. **Journal of Wildlife Diseases**, v.41, p.489, 2005.

FLINT, M.; LIMPUS, C.J.; PATTERSON-KANE, J.C.; MURRAY, P.J.; MILLS, P.C. Corneal fibropapillomatosis in green sea turtles (*Chelonia mydas*) in Australia. **Journal of Comparative Pathology**, v.142, p.341-346, 2010.

FOLEY, A.M.; SCHROEDER, B.A.; REDLOW, A.E.; FICK-CHILD, K.J.; TEAS, W.G. Fibropapillomatosis in stranded green turtles (*Chelonia mydas*) from the eastern United States (1980-98): trends and associations with environmental factors. **Journal of Wildlife Diseases**, v.41, p.29-41, 2005.

GATTAMORTA, M.A. **Ecologia, prevalência e caracterização molecular de chelonid-fibropapilloma-associated herpesvirus (CHFPHV) em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) em áreas da costa brasileira**. 2015. 122p. Tese (Doutorado), Escola Superior de Agricultura Luis de Queiroz- Centro de Energia Nuclear na Agricultura. Piracicaba, 2015.

HARSHBARGER, J.C. Sea turtle fibropapilloma cases in the registry of tumors in lower animals. **Research plan for marine turtle fibropapilloma: results of a December 1990 workshop** NOAA Technical Memorandum. United States of America, 1991.

HERBST, L.H.; JACOBSON, E.R.; MORETTI, R.; BROWN, T.; SUNDBERG, J.; KLEIN, P.A. Experimental transmission of green turtle fibropapillomatosis using cell free tumor extracts. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.22 p.1-12, 1995.

HERBST, L.H., KLEIN, P.A. Green turtle fibropapillomatosis: Challenges to assessing the role of environmental cofactors. **Environmental Health Perspectives**, v.103, p.27-30, 1995.

HERBST, L.H.; MORETTI, R.; BROWN, T.; KLEIN, P. Sensitivity of the transmissible green turtle fibropapillomatosis agents to chloroform and ultracentrifugation conditions. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 25, p.225-228, 1996.

HERBST, L.H.; GREINER, E.C.; EHRHART, L.M.; BAGLEY, D.A.; KLEIN, P.A. Serological association between spirorchidiasis, herpesvirus infection, and fibropapillomatosis in green turtles from Florida. **Journal of Wildlife Diseases**, v.34, n.3, p.496-507, 1998.

HERBST, L.H.; JACOBSON, E.R.; KLEIN, P.A.; BALAZS, R.; MORETTI, R.; BROWN, T.; SUNDBERG, J. Comparative pathology and pathogenesis of spontaneous and experimentally induced fibropapillomas of green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Pathology**, v.36, p.551-564, 1999.

HERBST, L.H.; ENE, A.; SU, M.; DESALLE, R.; LENZ, J. Tumor outbreaks in marine turtles are not due to recent herpesvirus mutations. **Current Biology**, v.14, n.17, p.697-699, 2004.

HUERTA, P.; PINEDA, H.; AGUIRRE, A.; SPRAKER, T.; SARTI, L.; BARRAGAN, A. First confirmed case of fibropapilloma in a leatherback turtle (*Dermochelys coriacea*). **Proceedings of the 20th Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation**, Orlando, Florida, USA, 29 February-4 March 2000. U.S. Department of Commerce, NOAA, NMFS, Miami, Florida, p.193, 2002.

JACOBSON, E.R.; MANSELL, J.L.; SUNDBERG, J.P.; HAJJAR, L.; REICHMANN, M.E.; EHRHART, L.M.; WALSH, M.; MURRU, F. Cutaneous fibropapillomas of green turtles (*Chelonia mydas*). **Journal of Comparative Pathology**, v.101, p.39-52, 1989.

JACOBSON, E.R. An update on green turtle fibropapilloma. **Marine turtle newsletter**, v.49, p.7-8, 1990.

JACOBSON, E.R.; BUERGELT, C.; WILLIAMS, B.; HARRIS, R.K. Herpesvirus in cutaneous fibropapillomas of the green turtle *Chelonia mydas*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.12, p.1- 16, 1991.

JACOBSON, E.R. Viruses and viral diseases of reptiles. In: JACOBSON, E.R. **Infectious diseases and pathology of reptiles**. Boca Raton, CRC press, p.396-461, 2007.

LACKOVICH, J.K.; BROWN, D.R.; HOMER, B.L.; GARBER, R.L.; MADER, D.R.; MORETTI, R.H.; PATTERSON, A.D.; HERBST, L.A.; OROS, J.; JACOBSON, E.R.; CURRY, S.S.; KLEIN, P.A. Association of herpesvirus with fibropapillomatosis of the green turtle *Chelonia mydas* and the loggerhead turtle *Caretta caretta* in Florida. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.37, p.889-897, 1999.

LANDSBERG, J.H.; BALAZS, G.H.; STEIDINGER, K.A.; BADEN, D.G.; WORK, T.H.; RUSSEL, D.J. The potential role of natural tumor promoters in marine turtle fibropapillomatosis. **Journal of Aquatic Animal Health**, v.11, p.199-210, 1999.

LIMPUS, C.J.; COUPER, P.J.; COUPER, K.L.D. Crab Island revisited: reassessment of the world's largest flatback turtle rookery after twelve years. **Memoirs of the Queensland Museum**, v.33, p.227-289, 1993.

LUCKE, B. Studies on tumors in cold-blooded vertebrates. **Annual Report of the Tortugas Laboratory of the Carnegie Institute of Washington**, v. 38, p. 92-94, 1938.

LUTZ, P.L. The biology of sea turtles, v.2, Hoboken, USA, CRC Press, 2002.

MATUSHIMA, E.R.; LONGATO FILHO, A.; DILORETTO, C.; KANAMURA, C.T.; SINHORINI, I.L.; GALLO, B.; BAPTISTOTTE, C. Cutaneous papillomas of green turtles: a morphological, ultra-structural and immunohistochemical study in specimens **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v.38, n.2, São Paulo, 2001.

MATUSHIMA, E.R. **Fibropapilomas em tartarugas marinhas: Aspectos histológicos, imunohistoquímicos e ultra estruturais.** Tese (Livre Docência), 2003. 113p. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo. São Paulo, 2003.

MONEZI, T.A.; MEHNERT, D.U.; DE MOURA, E.M.M.; MÜLLER, N.M.G.; GARRAFA, P.; MATUSHIMA, E.R.; WERNECK, M.R.; BORELLA, M.I. Chelonid herpesvirus 5 in secretions and tumor tissues from green turtles (*Chelonia mydas*) from southeastern Brazil: A ten-year study. **Veterinary Microbiology**, (Amsterdam. Print), v.186, p.150-156, 2016.

MUSICK, J.A.; LIMPUS, C. Habitat utilization and migration in juvenile sea turtles. In: LUTZ, P.L. and MUSICK, J.A. **The biology of sea turtles**, Boca Raton, FL, CRC Press, v.1, p.137-163, 1997.

OROS, J.; LACKOVICH, J.K.; JACOBSON, E.R.; BROWN, D.R.; TORRENT, A.; TUCKER, S.; KLEI, P.A. Fibropapilomas cutaneos y fibromas viscerales en una tortuga verde (*Chelonia mydas*) **Revista Espanhola de Herpetologia**, p.17-26, 1999.

PAGE-KARJIAN, A.; NORTON, T.N.; 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.

QUACKENBUSCH, S.L.; WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; CASEY, R.N.; ROVNAK, J.; CHAVES, A.; DUTOIT, L.; BAINES, J.D.; PARRISH, C.R.; BOWSER, P.R.; CASEY, J.W. Three closely related herpesviruses are associated with fibropapillomatosis in marine turtles. **Virology**, v.246, p. 392-399, 1998.

QUACKENBUSCH, S.L.; CASEY, R.N.; MURCEK, R.J.; PAUL, T.A.; WORK, T.M.; LIMPUS, C.J.; CHAVES, A.; DUTOIT, L.; PEREZ, J.V.; AGUIRRE, A.A.; SPRAKER, T.R.; HORROCKS, J.A.; VERMEER, L.A.; BALAZS, G.H.; CASEY, J.W. Quantitative analysis of herpesvirus sequences from normal tissue and fibropapillomas of marine turtles with real-time PCR. **Virology**, v.287, p.105-111, 2001.

REICH, K.J.; BJORNDAL, 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.

RODENBUSCH, C.R.; ALMEIDA, L.L.; MARKS, F.S.; ATAÍDE, M.W.; ALIEVI, M.M.; TAVARES, M.; PEREIRA, R.A.; CANAL, C.W. Detection and characterization of fibropapilloma associated herpesvirus of marine turtles in Rio Grande do Sul, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.32, n.11, p. 1179-1183, 2012.

RODENBUSCH, C.R.; BAPTISTOTTE, C.; WERNECK, M.R.; PIRES, T.T.; MELO, T.D.; ATAÍDE, M.W.; REIS, K.D.H.L., TESTA, P.; ALIEVE, M.M.; CANAL, C.W. Fibropapillomatosis in green turtles *Chelonia mydas* in Brazil: characteristics of tumours and virus. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 111, p.297-217, 2014.

ROSSI, S. **Estudo do impacto da fibropapilomatose em *Chelonia mydas* (LINNAEUS, 1758) (Testudines, Cheloniidae).** Dissertação (Mestrado). São Paulo. 2007. 104fl Departamento de Patologia. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo. 2007.



- ROSSI, S.; SÁ-ROCHA, V.M.; KINOSHITA, D.; GENOY-PUERTO, A.; ZWARG, T.; WERNECK, M.R.; SÁ-ROCHA, L.C.; MATUSHIMA, E.R. Flow cytometry as a tool in the evaluation of blood leukocyte function in *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) (Testudines, Cheloniidae). **Brazilian Journal of Biology**, v.69, n.3, p 899-905, 2009.
- ROSSI, Silmara. **Análise da atividade de leucócitos e de bifenilas policloradas aplicada ao estudo da fibropapilomatose em *Chelonia mydas* (Testudines, Cheloniidae) (Linnaeus 1758)**. 2014. 167p. Tese (Doutorado em Ecologia Aplicada) - Ecologia de Agroecossistemas, Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2014. doi:10.11606/T.91.2014.tde-30042014-102858. Acesso em: 2021-06-22
- ROSSI, S.; SANCHEZ-SARMIENTO, A.M.; VANSTREELS, R.E.T.; DOS SANTOS, R.G.; PRIOSTE, F.E.S.; GATTAMORTA, M.A. ; GRISI- FILHO, J.H.H.; MATUSHIMA, E.R. Challenges in evaluating the severity of fibropapillomatosis: a proposal for objective index and score system for green sea turtles (*Chelonia mydas*) in Brazil. **PLoS ONE**, v.11, n.12, 2016. Disponível em: e0167632. doi:10.1371/journal.pone.0167632, 2016.
- ROSSI, S.; ZAMANA, R.R.; ANDRADE-SANTOS, P.P.; BOMFIM, A.C.; FARIAS, D.S.D.; FREIRE, A.C.B.; OLIVEIRA, R.M.; GATTAMORTA, M.A.; MATUSHIMA, E. R.; PIRES, J.M.L.; SACRISTAN, C.; SILVA-JUNIOR, E.S.; SILVA, F.J.L.; GAVILAN, S.A. Visceral neoplasms and chelonid alphaherpesvirus 5 in green turtles with fibropapillomatosis. **Archives of Veterinary Science**, v. 26, p. 63-79, 2021.
- SEMINOFF, J.A. (Southwest Fisheries Science Center, U.S.). 2004. *Chelonia mydas*. The IUCN Red List of Threatened Species 2004: e.T4615A11037468. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2004.RLTS.T4615A11037468>
- SMITH, G.M.; COATES, C.W. Fibroepithelial growths of the skin in large marine turtles, *Chelonia mydas* (Linnaeus). **Zoologica**, v. 23, p.93-96, 1938.
- VAN HOUTAN, K.S., SMITH, C.M., DAILER, M.L., KAWACHI, M., Eutrophication and the dietary promotion of sea turtle tumors. **PeerJ**, v.2, n.º1, p.1-17, 2014.
- WILLIAMS JR, E.H., BUNKLEY WILLIAMS, L.; PETERS, E.C.; PINTO-RODRIGUEZ, B.; MATOS-MORALES, R.; MIGNUCCI-GIANNONI, A.A.; HALL, K.V.; RUEDA-ALMONACID, J.V.; SYBESMA, J.; DE CALVENTI, I.B., BOULON, R.H. An epizootic of cutaneous fibropapillomas in green turtles *Chelonia mydas* of the Caribbean: part of a panzootic? **Journal of Aquatic Animal Health**, v.6, p.70-78, 1994.
- WORK, T.M.; BALAZS, G.H. Relating tumor score to hematology in green turtle with fibropapillomatosis Hawaii. **Journal of Wildlife Diseases**, v.35, n.4, p.804-807, 1999.
- WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; RAMEYER, R.A.; CHANG, S.P.; BERESTECKY, J. Assessing humoral and cell-mediated immune response in Hawaiian green turtles, *Chelonia mydas*. **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v.74, p.179-194, 2000.
- WORK, T.M.; RAMEYER, R.A.; BALAZS, G.H.; CRAYS, C.; CHANG, S.P. Immune status of free- ranging green turtles with fibropapillomatosis from Hawaii. **Journal of Wildlife Diseases**, v.37, n.3, p.574-581, 2001.

WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; RAMEYER, R.A.; MORRIS, R.A. Retrospective pathology survey of green turtles *Chelonia mydas* with fibropapillomatosis in the Hawaiian islands 1993-2003. **Diseases Aquatic Organisms**, v.62, p.163- 176, 2004.

WORK, T.M.; DEGENAIS, J.; BALAZS, G.H.; SCHUMACHER, J.; LEWIS, T.D.; LEONG, J.C.; CASEY, R.N.; CASEY, J.W. In vitro biology of fibropapilloma-associated turtle herpesvirus and host cells in Hawaiian green turtles (*Chelonia mydas*). **Journal of General Virology**, v.90. p.1943-1950, 2009.

WORK, T.M.; DAGENAIS, J.; BALAZS, G.H.; SCHETTLE, N.; ACKERMANN, M. Dynamics of virus shedding and in situ confirmation of chelonid herpesvirus 5 in hawaiian green turtles with fibropapillomatosis. **Veterinary Pathology**, v.52, n.6, p. 1- 8, 2015.

WYNEKEN, J.; MADER, D.R.; WEBER III, E.S.; MERIGO, C. Medical care of sea turtles. In: MADER, D.R. **Reptile medicine and surgery**. Second Edition. Saint Louis: Missouri Elsevier Saunders.2006, p 972-1004.

## **OBJETIVO GERAL**

Fornecer subsídios anatomofisiológicos para proporcionar procedimentos anestésicos e cirúrgicos pautados nos preceitos de hipnose, relaxamento muscular, analgesia e estabilidade cardíaca para realizar exérese de fibropapilomas cutâneos nos membros torácicos de tartarugas verdes (*Chelonia mydas*), mitigando o impacto da enfermidade nas populações de vida livre.

## **OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Avaliar a neuroanatomia e musculatura associada ao plexo braquial de tartarugas verdes, bem como nortear futuros estudos visando bloqueios periféricos locorreionais nessa espécie.
- Avaliar o requerimento de sevofluorano em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) mantidas sob ventilação mecânica para procedimentos cirúrgicos.
- Avaliar e padronizar um estímulo supramáximo em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) correlacionado ao estímulo cirúrgico para exérese de tumores cutâneos de fibropapilomas.
- Avaliação paramétrica (eletrocardiografia, mensuração de CO<sub>2</sub> no final da expiração na capnografia e frequência respiratória) durante a anestesia inalatória de tartarugas verdes, portadoras de fibropapilomas.

## 2-CAPÍTULO II- NEUROANATOMIA DO PLEXO BRAQUIAL EM TARTARUGAS VERDES

### 2.1-Introdução

A anatomia dos músculos da cintura torácica de tartarugas é amplamente descrita (ASHLEY, 1955; WALKER JR, 1974, WYNEKEN, 2001, WYNEKEN, 2003), bem como a cinemática das ações de movimento envolvendo os principais músculos dos membros anteriores (RIVEIRA, WYNEKEN & BLOB, 2011). Contudo, o mesmo não ocorre em relação à inervação desta região. Haines (1939) descreveu os nervos de *Emydoidea blandingii* como extensores craniais e caudais e Ashley (1955), na sua descrição anatômica de *Trachemys scripta elegans*, mencionou apenas as raízes ventrais, partindo da sexta, sétima e oitava vértebras cervicais e primeira torácica, originando os nervos radial, ulnar e mediano. Wyneken (1997, 2001, 2003) descreveu alguns nervos do plexo braquial em tartaruga cabeçuda (*Caretta caretta*) e elaborou uma tabela de origem, inserção, ação para os principais músculos e suas principais inervações, porém não contemplou fotografias e ilustrações das iminências ventrais, raízes, troncos, fascículos, feixes e nervos, abordagem essa fundamental para a compreensão dos trajetos das fibras e da neuroanatomia funcional, exatamente como é descrito para mamíferos domésticos.

Mones et al. (2021) recentemente dissecaram sete cadáveres de tartarugas-caixa (*Terrapene carolina*) e injetaram azul de metileno em outros quinze para avaliar a anatomia do plexo braquial com vistas ao bloqueio de plexo braquial às cegas. Nesta espécie, o plexo braquial foi identificado como sendo originário entre a quinta e oitava vértebras cervicais, com cada raiz espinhal correspondente (C5-C8) emergindo diretamente caudal para a mesma vértebra numerada e contribuindo para o plexo.

A nomenclatura de raízes, troncos, fascículos e nervos do plexo braquial de animais domésticos encontra-se amparada na Nômina Anatômica Veterinária (NAV, 2017), publicação padronizada pelo comitê da Associação Mundial de Anatomistas Veterinários (WAVA), devendo toda descrição para qualquer animal segui-la. Até o presente momento, a nomenclatura de alguns nervos do plexo braquial para testudinos marinhos são considerados discrepantes da Nômina Anatômica Veterinária (WYNEKEN, 2001).

Neste sentido, o objetivo do estudo foi comparar os nervos e músculos encontrados em cadáveres de tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) com a anatomia descrita para a tartaruga cabeçuda (*Caretta caretta*) e com a descrição convencional de acordo com a nomenclatura anatômica da espécie canina (NAV, 2017) para neuroanatomia funcional e anestesia locorregional.

## 2.2-Materiais e Métodos

O estudo tem aprovação do Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos – FZEA - Universidade de São Paulo, protocolo n.º4264220518, e da autorização para atividades com finalidade científica do Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade-SISBIO n.º63506-4, do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade – ICMBio, Ministério do Meio Ambiente – MMA.

Foram utilizados doze cadáveres de tartarugas verdes juvenis (*Chelonia mydas*) de sexo indeterminado, com comprimento e largura curvilíneos médios de carapaça respectivamente de 39,7 cm e 36,2cm, que ingressaram no Aquário Municipal de Santos para reabilitação, mas que vieram à óbito em decorrência de má condição corporal ou enfermidades. Os cadáveres foram imediatamente submetidos à necropsia após o óbito, incidindo-se a sutura entre os escudos marginais e inframarginais, bilateralmente, de acordo o recomendado em literatura (JACOBSON, 1999; RAINEY,1981; WOLKE; GEORGE, 1981; WYNEKEN, 2001). As vísceras foram analisadas para identificação de lesões macroscópicas e histopatológicas e as carcaças resultantes foram submetidas à imersão total em solução de formol a 10% por 48 horas. Após esse período, as carcaças foram lavadas em água doce e procedeu-se a dissecação do membro torácico, incidindo-se a intersecção entre pele e escudos córneos da carapaça e plastrão e separando-se o epimísio dos principais grupamentos musculares e das fâscias para posterior identificação

Todos os cadáveres foram avaliados em decúbito dorsal para identificação das iminências ventrais das raízes cervicais, troncos e musculatura associada, inicialmente abduzindo a musculatura associada ao coracoide no sentido látero-cranial (Figura 2.1-A). Dos 12 cadáveres, dois também foram descalcificados com solução contendo ácido clorídrico, álcool, ácido acético e água, para permitir o corte com uma serra circular (Dremel®) nos escudos vertebrais da carapaça de modo a permitir o corte da lâmina dérmica e o tecido ósseo subjacente, para expor em toda a sua totalidade, a medula espinhal. Nestes também foi realizado um corte de uma janela entre os ossos parietais do crânio, a fim de expor o cérebro. Todos os

principais grupamentos musculares, assim como alguns nervos e raízes foram identificados com base na descrição de Wyneken (2001) e foram fotografados para adequada descrição.

## 2.3-Resultados

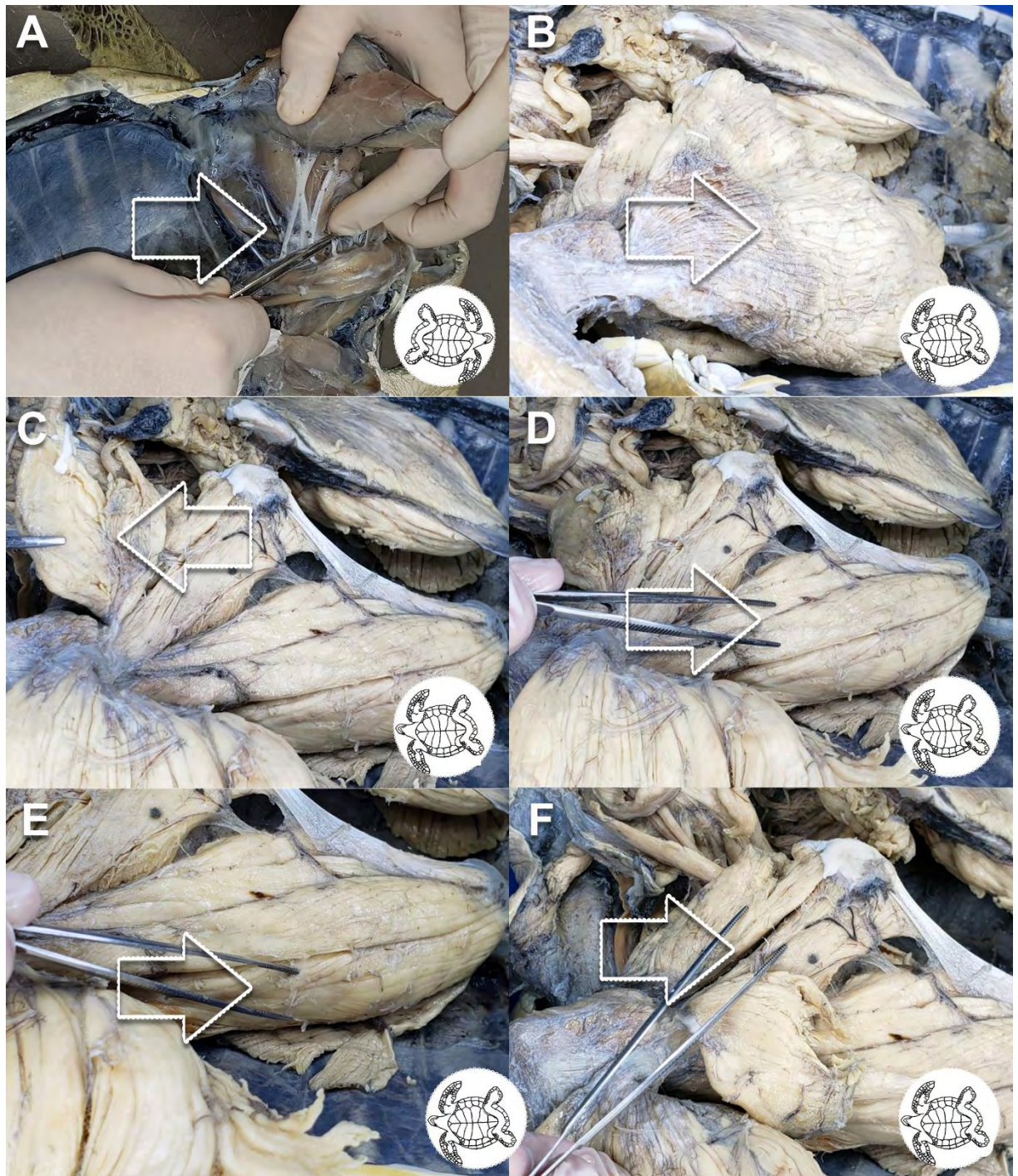
### 2.3.1-Grupos musculares:

Para todos os cadáveres, observou-se a mesma descrição e apresentação anátomo-topográfica dos músculos associados ao membro torácico. Após retirar o plastrão, o primeiro músculo visualizado ventralmente foi o *m. pectoralis*, o qual é delgado, extenso e em forma de leque (Figura 2.1 B). Cranial ao *m. pectoralis* e ventral ao *acromion*, há o *m. deltoideus* (Figura 2.1 C), cuja origem está na escápula, *acromion* e epiplastrão. Após rebater o *m. pectoralis*, encontra-se dorsalmente o *m. biceps brachii* (Figura 2.1 D) com duas cabeças. O *m. coracobrachialis* (Figura 2.1 E) tem origem no *coracoideus* e se insere no *humerus* e o *m. supracoracoideus* (Figura 2.1 F) com porção cranial e porção caudal. Sua parte anterior se origina no *acromion*. O *m. brachialis* fica paralelo ao *m. deltoideus*, origina-se no *humerus* e insere-se ao *radius*.

Acima da região do ombro, encontra-se o *m. teres major* (Figura 2.2 A) ao lado cranial o *m. latíssimus dorsi* (Figura 2.2 B) e ventral a ele, o *m. subscapularis* (Figura 2.2 C), na face cranial do membro. Ambos têm origem nos ossos da carapaça (abaixo do primeiro escudo costal) e inserem-se na altura do ombro, no *humerus* proximal. Ao tracionar-se o membro da tartaruga, no sentido crânio-lateral, abduzindo o membro, profundo ao *m. coracobrachialis* e atado a ele, está o *m. testocoracoideus* (Figura 2.2 D), o qual é delgado, origina-se na carapaça (abaixo do escudos inframarginais) e se insere dorsalmente ao *coracoideus*, uma fina faixa de fusiforme *m. testoscapularis* (Figura 2.2 E), com origem na carapaça posterior ao *m. latíssimus dorsi* e inserção dorsalmente a *scapula* e aos *mm. testocoracoideus* e ao *subscapular*. O *m. biceps superficialis* (Figura 2.2 F) se origina do *coracoideus* e se insere ao *pisiforme (carpi accessorium)*.



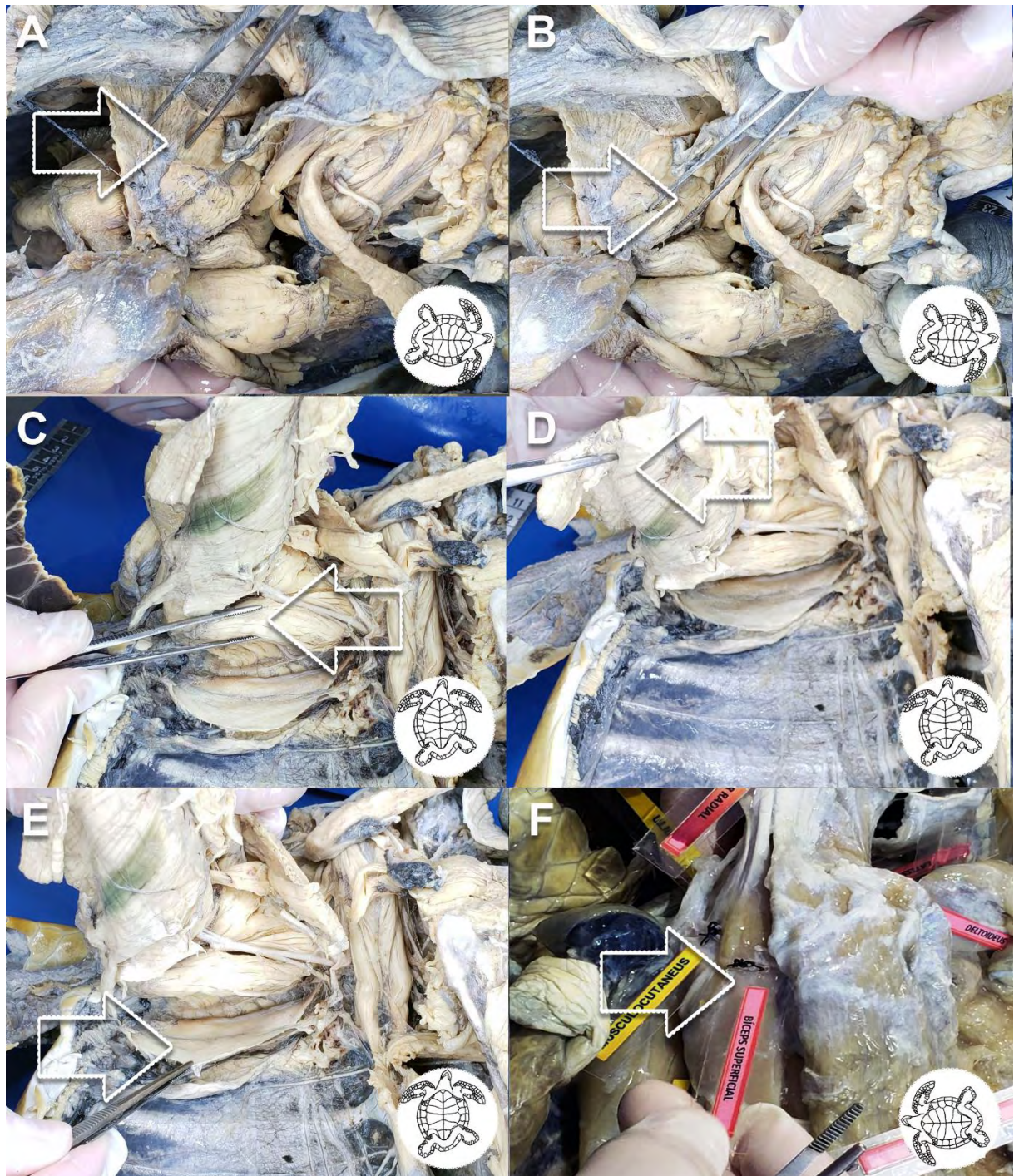
Figura 2.1- Principais músculos do membro torácico de *Chelonia mydas*.



Cadáver de *Chelonia mydas* juvenil em vista ventral, após a retirada do plastrão, com o membro torácico abduzido (tracionado) no sentido crânio-lateral, a seta mostrando os troncos do plexo braquial (A), *m. pectoralis* (B), *m. deltoideus* (C), *m. biceps brachii* com duas cabeças (D), *m. coracobrachialis* (E) e o *m. supracoracoideus* com porção cranial e porção caudal (F). Para facilitar a compreensão do sentido e orientação dos cadáveres nas fotos, foi adicionado um esboço em branco e preto no canto inferior direito de cada foto mostrando o posicionamento do cadáver nas fotos.



Figura 2.2- músculos do membro torácico de *Chelonia mydas*



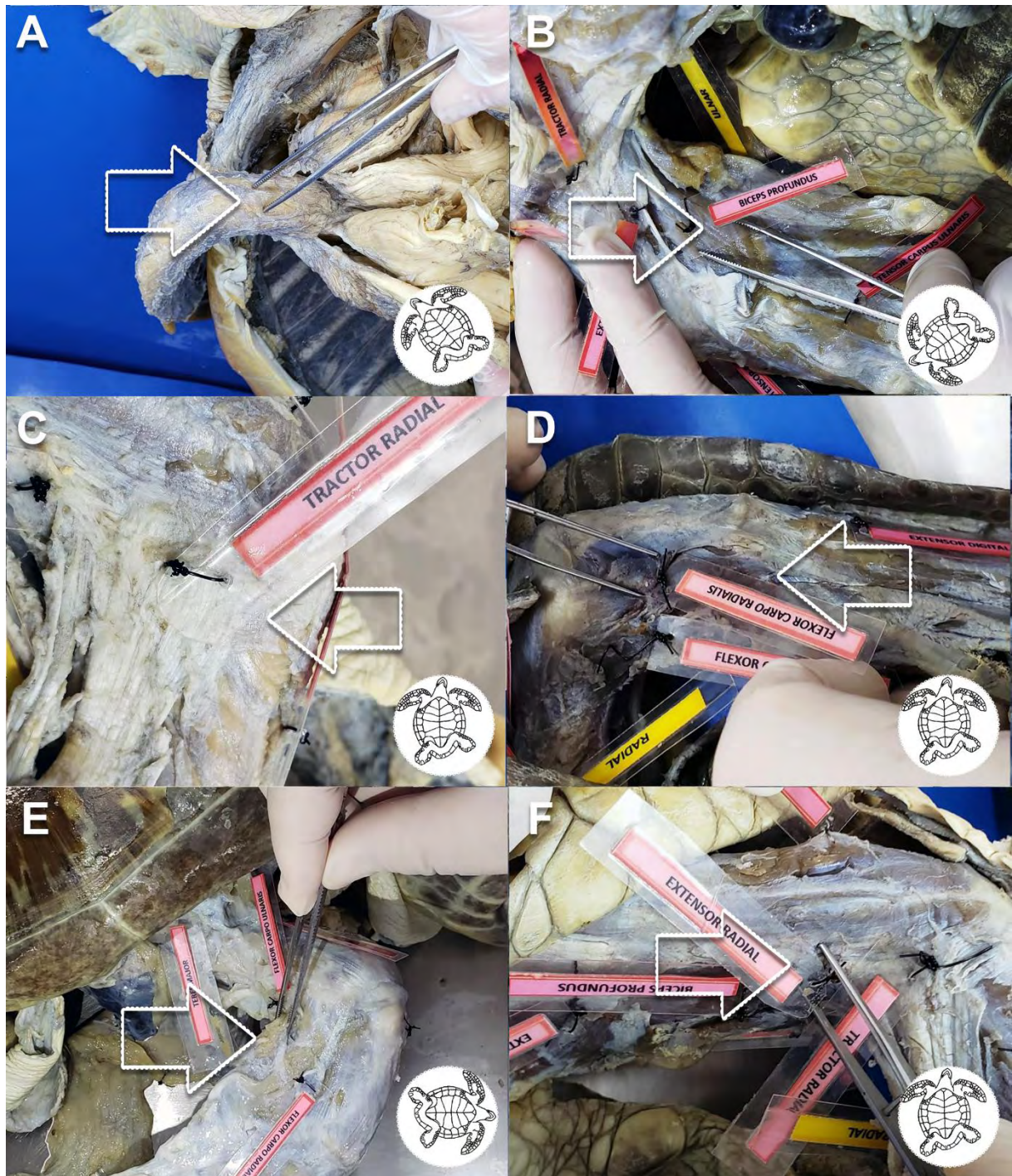
Cadáver de *Chelonia mydas* juvenil, após retirada do plastrão, em vista dorsal e lateral do ombro, com a seta evidenciando o *m. teres major* em (A) e o *m. latissimus dorsi* em (B). Vista ventral, após abdução crânio-lateral do *m. coracobrachialis* com a seta evidenciando o *m. subscapularis* em (C) entre os tronco medial e inferior do plexo braquial e o *m. testocoracoideus* em (D) e o *m. testoscapularis* em (E), próximo do tronco inferior do plexo braquial. Vista dorsal da musculatura do úmero (F), com a seta mostrando o *m. biceps superficialis*. Legenda conforme figura anterior

O *m. triceps brachii* se origina do *humerus* e *scapula* e tem inserção nas porções humeral e escapular proximais da *ulna* (Figura 2.3 A). O *m. biceps* (Figura 2.3 B), também

se origina no *coracoideus*, mas se insere na *ulna*. O *m. tractor radii* (Figura 2.3 C) origina-se no *m. triceps* e insere-se nos *ossa carpi radiale*, *ossa metacarpalia* e *phalanx proximalis*. O *m. flexor carpi radialis* (Figura 2.3 D) se origina na *ossa ulna* proximal e se insere nos metacarpos. O *m. flexor carpi ulnaris* (Figura 2.3 E) se origina na *ulna* (*caput ulnare*) e *humerum* (*caput humerale*) e insere-se no *pisiforme* (*ossa carpi acessorium*). O *m. flexor digitorum* se origina no *humerum* (*caput humerale*) e na *ulna* (*caput ulnare*) e insere-se na superfície ventral das falanges. Os mm. extensores são mais craniais que os flexores nos membros. O *m. extensor carpi radialis* fica na face ventral (Figura 2.3 F). O *m. extensor carpi ulnaris* fica na face ventral (Figura 2.4 A). O *m. extensor digitorum* fica na face dorsal do membro (Figura 2.4 B).



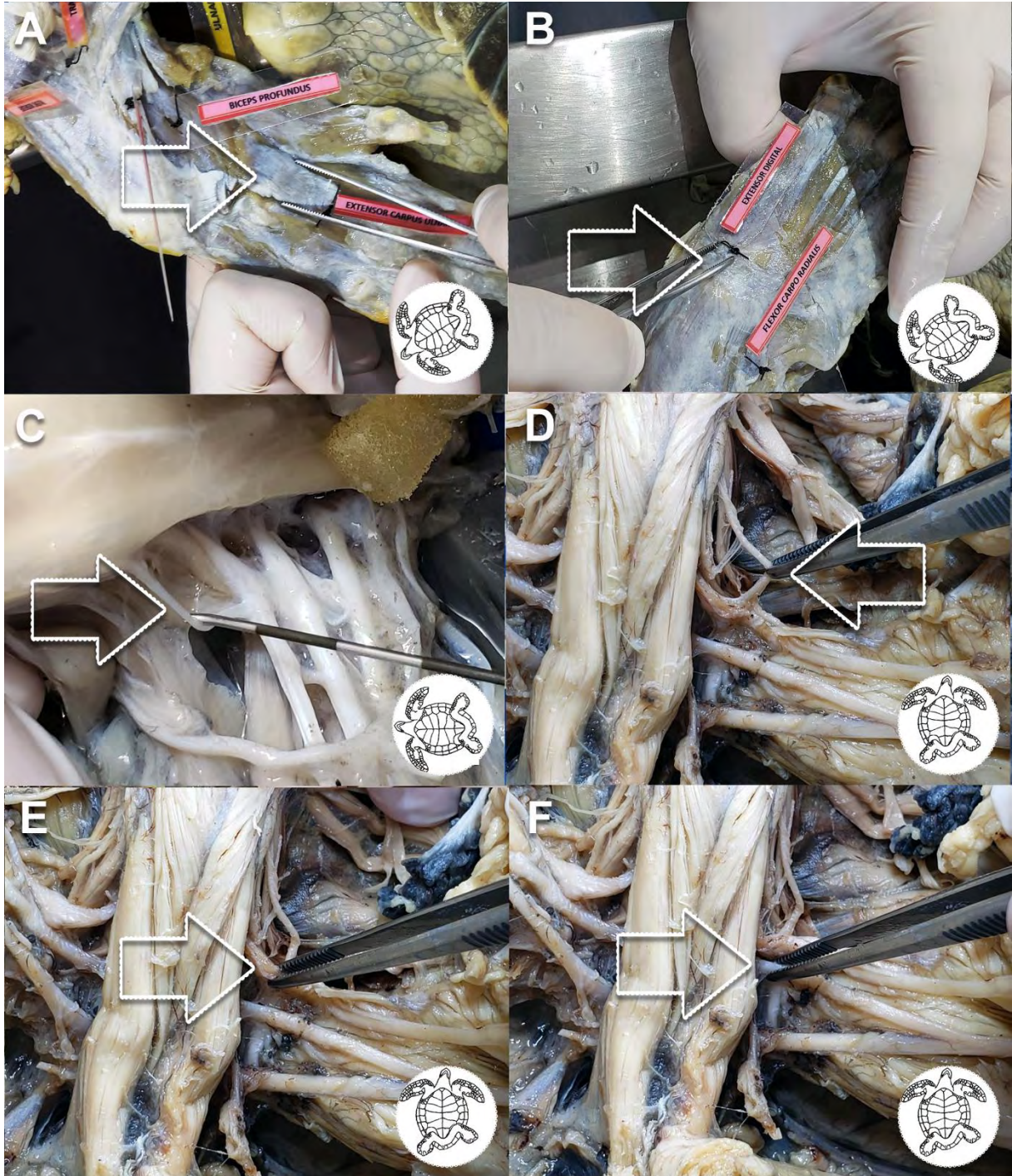
Figura 2.3- Músculos do membro torácico de *Chelonia mydas*.



Cadáver de *Chelonia mydas* juvenil após a retirada do plastrão em vista ventral com a seta mostrando o *m. triceps brachii* no membro anterior direito em (A), o *m. biceps* no membro anterior direito em (B) e o *m. tractor radii* no membro anterior direito em (C). Vista dorsal com a seta mostrando o *m. flexor carpi radialis* na face dorsal do membro anterior direito em (D) e o *m. flexor carpi ulnaris* na face dorsal do membro anterior direito em (E). Cadáver de *Chelonia mydas* em vista ventral mostrando o *m. extensor radialis* na face ventral do membro anterior direito em (F). Legenda conforme figura anterior.



Figura 2.4- Principais músculos e troncos nervosos do plexo braquial de membro torácico de *Chelonia mydas*.



Cadáver de *Chelonia mydas* após a retirada do plastrão em vista ventral, mostrando o *m. extensor carpi ulnaris* na face ventral do membro anterior direito em (A), o *m. extensor digitorum* na face dorsal do membro anterior direito em (B), as emergências ventrais das raízes de C5, C6, C7, C8 e T1 formando os troncos cranial ou superior, medial e caudal ou inferior; evidenciando a emergência ventral de C5 no lado direito em (C) e no lado esquerdo em (D), a emergência ventral da raiz de C6, lado esquerdo em (E) e a emergência ventral da raiz de C7, lado esquerdo em (F). Legenda conforme figura anterior.

### 2.3.2-Inervação:

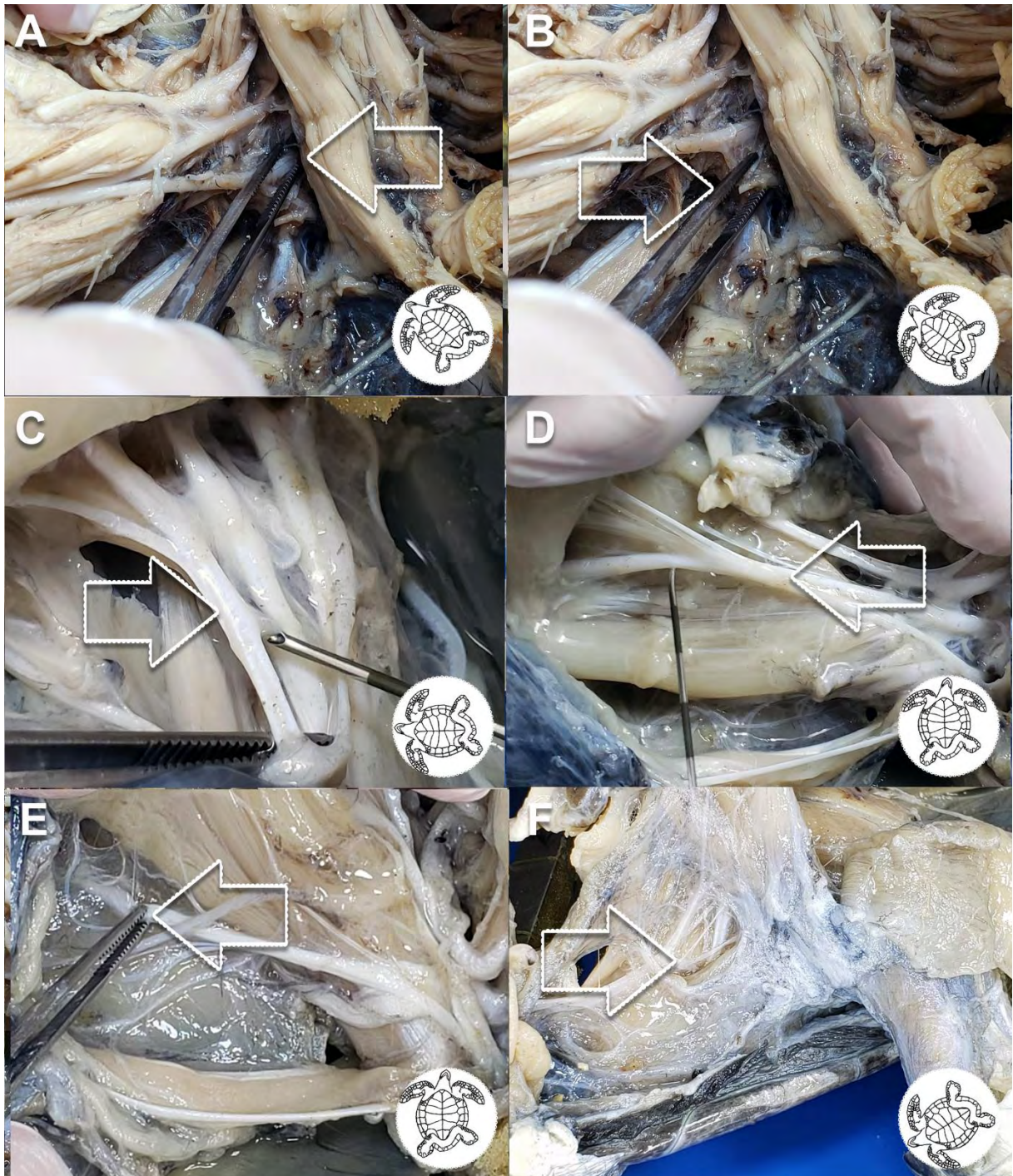
Ao serem examinados os doze cadáveres em vista ventral, após tração crânio-lateral da cintura peitoral, na sua face medial, próximo à medula, observou-se a emergência ventral das 5<sup>a</sup>, 6<sup>a</sup>, 7<sup>a</sup>, 8<sup>a</sup> raízes cervicais e primeira torácica, provenientes da medula (Figura 2.4 C). Uma espessa faixa de nervo comunicante dorsal conecta todas as raízes, muito próximo à medula. Uma delgada faixa da raiz de C5 (Figura 2.4 C e D) corre caudalmente e se junta à raiz de C6 (Figura 2.4 E). A raiz ventral de C7 (Figura 2.4 F) se une à raiz ventral de C8 (Figura 2.5 A). A raiz ventral de C8 (Figura 2.5 A) se une à raiz ventral de T1 (Figura 2.5 B). A junção de fibras de C5 com fibras de C6 origina o tronco cranial ou superior (Figura 2.5 C). A junção de fibras de C7 com fibras de C8 forma o tronco medial (Figura 2.5 D). A junção de fibras da raiz ventral de C8 com fibras da raiz ventral de T1 forma o tronco inferior ou caudal (Figura 2.5 E).

O tronco superior ou cranial ramifica-se cranialmente, formando o *n. axillaris* ou *deltoideus* (Figura 2.5 F) e inerva o *m. brachialis* e o *m. deltoideus*, na sua face cranial. Ainda, do tronco superior ramificam-se os *nn. suprascapularis* (Figura 2.6 A), *supracoracoideus* (Figura 2.6 B) que inerva os *mm. supracoracoideus*, *deltoideus* na face caudal e *coracobrachialis*, e o *n. subscapular*, que inerva o *m. subscapular*.

Do tronco medial parte o grande e espesso *n. medianus* (Figura 2.6 C e D) que emerge do cavo axilar, penetra lateralmente no *m. subscapular* em direção ao membro, passa por entre os *mm. coracobrachialis* e *biceps brachii*, entra na região contralateral ao cotovelo e segue inervando os músculos flexores da face ulnar. O *n. ulnaris* (Figura 2.6 D e E) faz o mesmo caminho do nervo mediano até a articulação do cotovelo, quando o *n. ulnaris* segue em direção ao *m. extensor radialis*. O *n. musculocutaneus* (Figura 2.6 F) é formado com contribuição de fibras partindo da raiz de C6, que inerva a face radial da nadadeira.



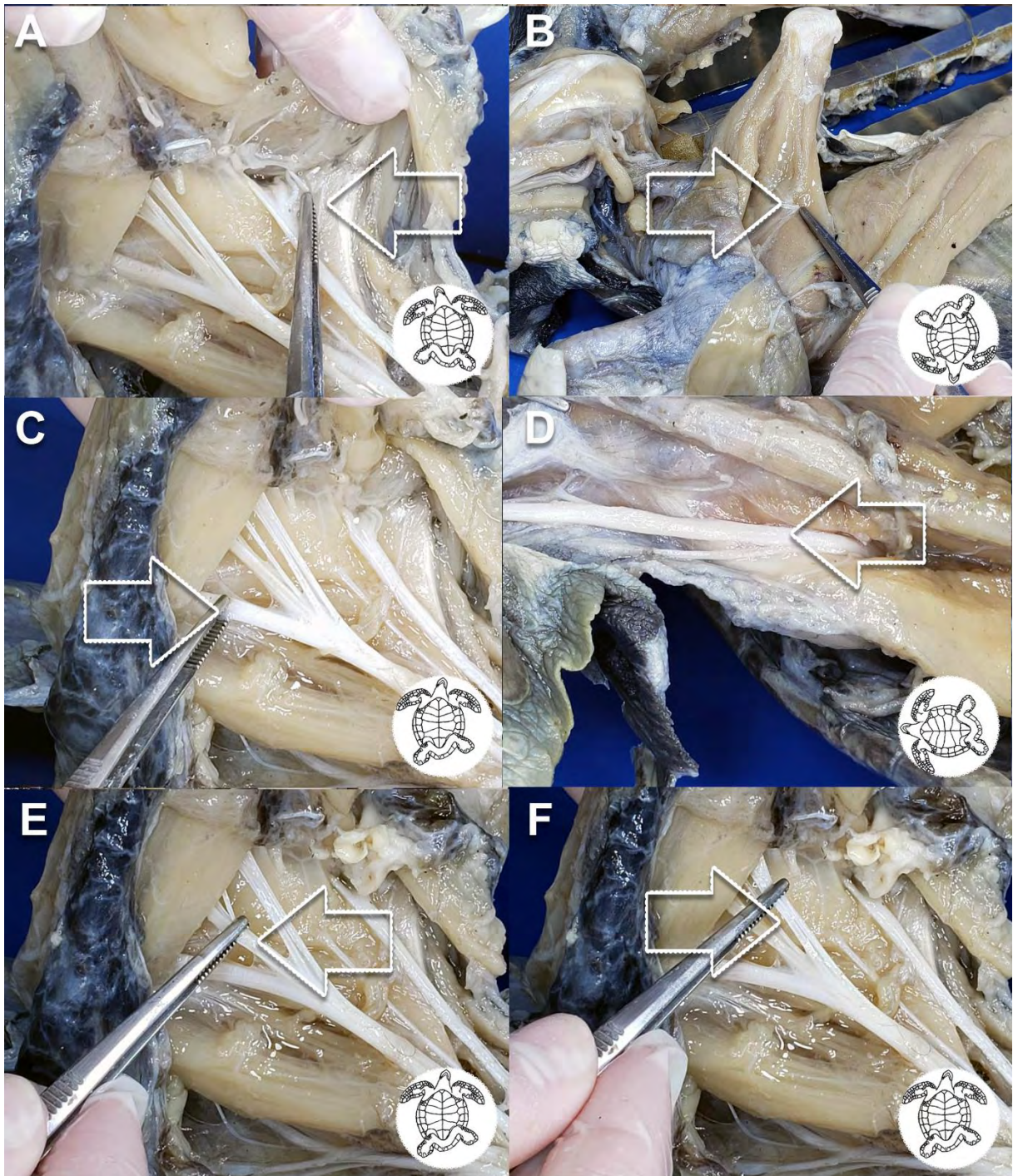
Figura 2.5- raízes e troncos nervosos do plexo braquial de *Chelonia mydas*.



Cadáver de *Chelonia mydas* após a retirada do plastrão em vista ventral mostrando a emergência ventral caudal da raiz de C8, lado direito em (A), a emergência ventral caudal da raiz de T1, lado direito em (B), o tronco cranial, lado direito em (C), o tronco medial, lado direito em (D), o tronco caudal ou inferior, lado direito em (E) e o n. *axilaris* ou *deltoideus*, lado direito em (F). Legenda conforme figura anterior.



Figura 2.6- Tronco superior, médio e inferior do plexo braquial de *Chelonia mydas*.



Cadáver de *Chelonia mydas* após a retirada do plastrão em vista ventral mostrando o *n. suprascapularis*, lado direito em (A), o *n. supracoracoideus*, entre as fibras do *m. supracoracoideus*, porção caudal, lado direito em (B), o *n. medianus*, lado direito em (C), o *n. medianus* e abaixo o *n. ulnaris*, emergindo da face lateral entre o *mm. coracobrachialis* e *biceps*, lado direito em (D), o *n. ulnaris*, lado direito em (E) e o *n. musculocutaneus*, lado direito em (F). Legenda conforme figura anterior.

Do tronco inferior ou caudal, formado pelas raízes de C8 e T1, emergem os *nn. radialis ramus superficialis* (Figura 2.7 A) e *radialis ramus profundus* (Figura 2.7 B). O primeiro, *n. radialis superficialis*, (Figura 2.7 A) ao sair do tronco inferior, corre paralelo ao

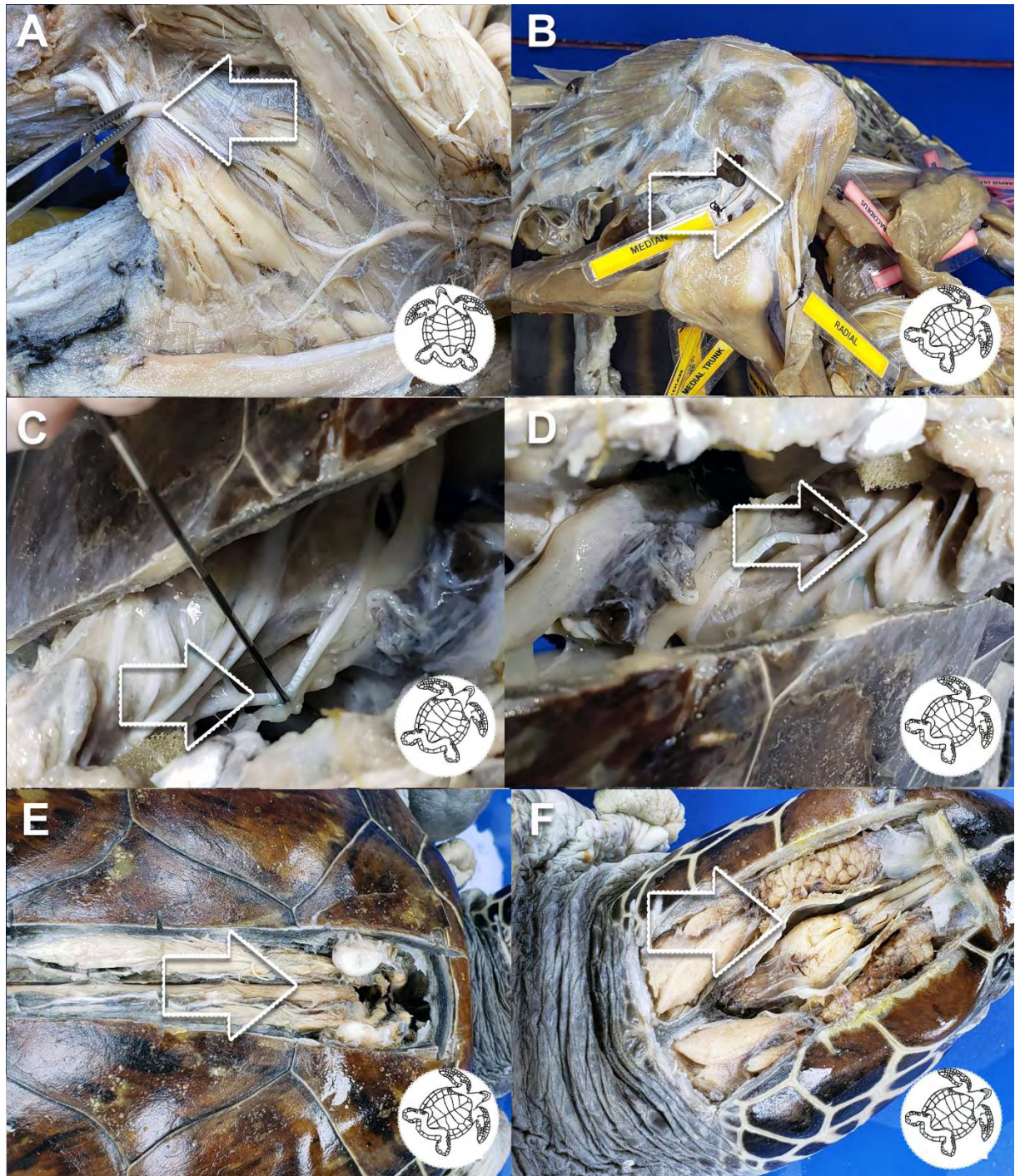
*m. testocoracoideus* e adentra o *m. testoscapularis* para seguir próximo a articulação do ombro, innervando as partes ventrais dos *mm. teres major, latissimus dorsi*, e segue até os *mm. triceps brachii* e o *tractor radii*. O *n. radialis ramus profundus* (Figura 2.7 B) inerva a face dorsal dos *mm. testoscapularis, teres major, latissimus dorsi* e *supracoracoideus*.

Ao ser removida a parte central dos escudos vertebrais da carapaça, juntamente com o processo espinhoso das vértebras, a medula espinhal foi inteiramente exposta. O plexo braquial foi observado pela face dorsal (carapaça) em visão abrangente (Figura 2.7 C e D). Notou-se a presença apenas de intumescência cervical entre C8 e T1 (Figura 2.7 E) e não de intumescência lombar. O encéfalo (Figura 2.7 F) foi visualizado após a retirada das escamas e ossos parietais subjacentes do crânio.

A figura 2.8 mostra a introdução percutânea de uma agulha de Tuohy 16G para demonstrar a distância e orientação entre a pele até atingir os nervos do plexo. A agulha introduzida entre os primeiro e segundo escudos marginais da carapaça, na direção da intersecção formada entre as suturas do primeiro escudo vertebral, primeiro escudo costal e o segundo escudo marginal da carapaça (Figura 2.8 A) atinge o *n. supracoracoideus*, entre os *mm deltoideus* e *supracoracoideus* (Figura 2.8 A e B). O *n. axilaris* ou *deltoideus* é atingido pela ponta da agulha de Tuohy ao ser inserida na borda do centro do primeiro escudo marginal, sentido paralelo ao plastrão e na direção do primeiro escudo costal da carapaça (Figura 2.8 C). Os *nn. medianus/ulnaris/musculocutaneus* são atingidos inserindo-se a agulha de Tuohy na borda da carapaça, entre o segundo e o terceiro escudos marginais da carapaça, sentido dorso ventral perpendicular ao plastrão, na direção da cavidade do cotovelo (Figura 2.8 D e E). O *n. radialis* é atingido inserindo a agulha de Tuohy na borda do terceiro escudo marginal da carapaça, no sentido caudo-rostral, em direção do cotovelo (Figura 2.8 F).



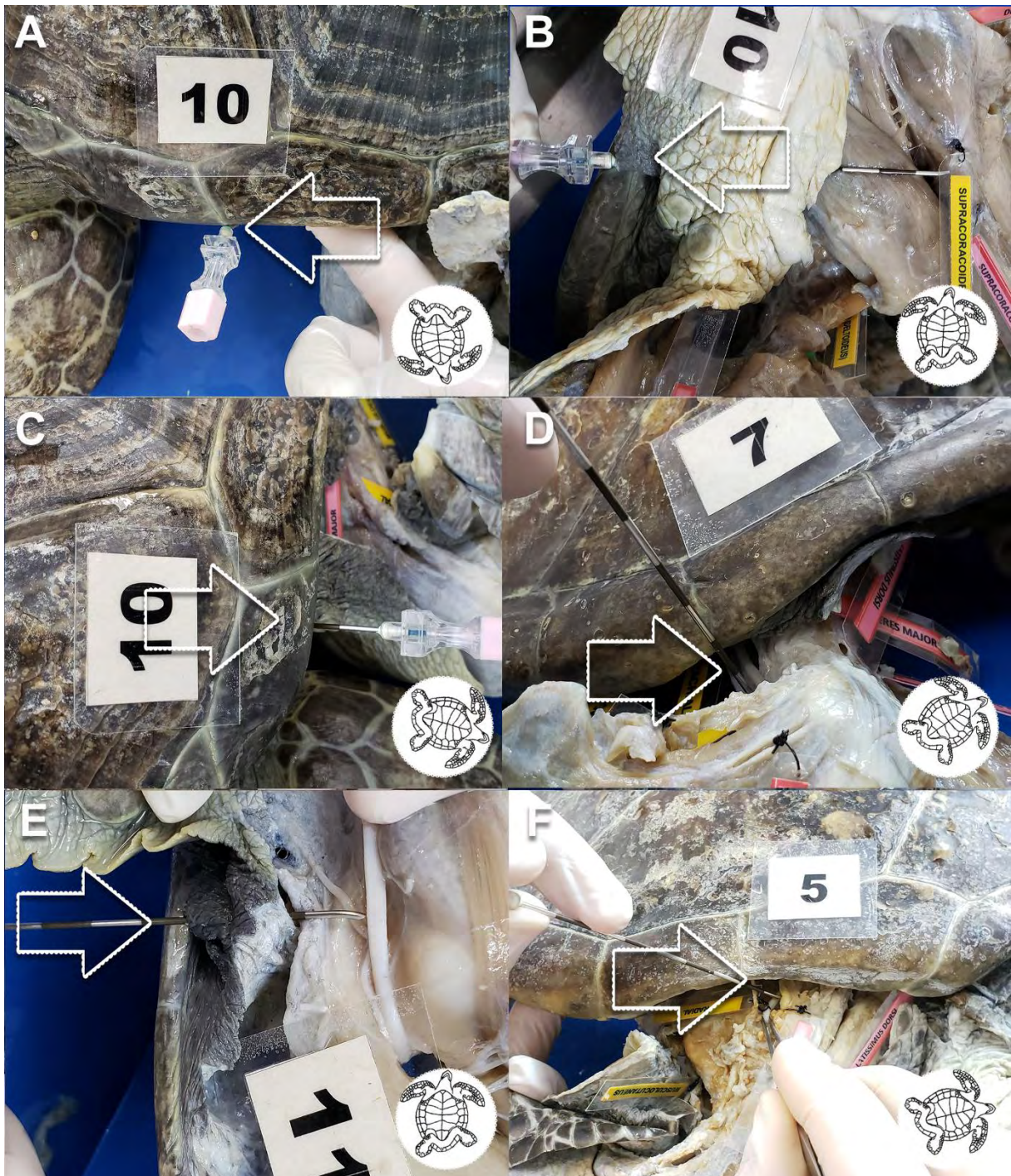
Figura 2.7- Tronco inferior, intumescência cervical e SNC de *Chelonia mydas*.



Cadáver de *Chelonia mydas* após a retirada do plastrão em vista ventral mostrando o *n. radialis* no tronco caudal, lado direito em (A), innervando o *m. triceps brachii*, lado direito em (B), em decúbito ventral, vista dos escudos vertebrais da carapaça mostrando o tronco cranial, lado direito em (C), vista dos escudos vertebrais da carapaça, mostrando o tronco medial, lado direito em (D), após o corte dos escudos vertebrais da carapaça, mostrando a intumescência cervical, topograficamente entre o primeiro e segundo escudos vertebrais da carapaça em (E) e mostrando o encéfalo em (D). Legenda conforme figura anterior.



Figura 2.8- Agulhamento a partir da carapaça para atingir os principais nervos do plexo braquial de *Chelonia mydas*.



Vista dos escudos marginais da carapaça, mostrando a inserção da agulha de Touhy entre a sutura do primeiro e segundo escudos marginais da carapaça para atingir o *n. supracoracoideus*, lado esquerdo na vista dorsal em (A) e na vista ventral em (B); vista dorsal dos escudos marginais da carapaça, mostrando a inserção da agulha de Touhy no primeiro escudo marginal da carapaça para atingir o *n. axilaris ou deltoideus*, lado esquerdo em (C); mostrando a inserção da agulha de Touhy na sutura entre o segundo e terceiro escudos marginais da carapaça, perpendicularmente, para atingir os *nn. medianus/ulnaris/musculocutaneus*, lado direito na vista dorsal em (D) e na vista ventral em (E); e vista dorsal dos escudos marginais da carapaça, mostrando a inserção da agulha de Touhy no terceiro escudo marginal da carapaça, caudo-cranialmente, para atingir o *n. radialis*, lado direito em (F). Legenda conforme figura anterior.



## **2.4-Discussão**

Até o momento, são escassas as descrições anatomotopográficas do plexo braquial em testudinos marinhos. O estudo aqui desenvolvido obedeceu, e comparou, fielmente as descrições de miologia da cintura escapular e membro torácico de tartaruga cabeçuda (*Caretta caretta*) por Wyneken (2001). No entanto, no que tange a neuroanatomia da região, esta referenciada publicação, considerada a única fonte adequada para esse fim, carece de informações topográficas e visuais e tem denominações divergentes da padronização anatômica. Devido à falta de informações em quelonídeos ou dermoquelídeos (as duas famílias de tartarugas marinhas), os achados foram posteriormente comparados com outros testudinos (como os emidídeos e os testudinídeos), répteis lacertílios, e seguido a comparação com animais marinhos que apresentam sinapomorfia com as nadadeiras de tartarugas, como os cetáceos e os pinípedes. Alguns estudos em mamíferos terrestres também foram utilizados para comparação quanto a nomenclatura adotada

Em todos os doze cadáveres foram observadas fibras das raízes ventrais de C5 e T1 compondo o plexo braquial de *Chelonia mydas*, o que não foi observado na descrição de Wyneken (2001), o qual descreveu o plexo braquial em *Caretta caretta* nas raízes ventrais de C6, C7 e C8. Ambas as espécies pertencem à família Cheloniidae e apresentam morfologia de membro anterior muito semelhante, com hiperfalangia de membros torácicos adaptada ao nado, transformando-os em nadadeiras achatadas para a mesma maneira de propulsão na água. Ambas as espécies apresentam a mesma descrição de miologia nestes membros, desta forma, espera-se que as duas espécies anatomicamente apresentem o mesmo número de raízes, troncos e nervos no plexo braquial, o que não foi descrito por Wyneken (2001).

Não foi observada intumescência lombar em *Chelonia mydas*, ao contrário do observado em jabuti piranga *Chelonoides carbonaria* (CARVALHO, 2004) após a exposição medular pelo corte dos escudos vertebrais da carapaça. Os membros posteriores de tartarugas marinhas são mais utilizados durante a marcha na areia, nos momentos de postura da fêmea, para construir a cova dos ninhos. Desta forma, o desenvolvimento neuromuscular dos membros posteriores é menor que o de membro torácico, o desenvolvimento neuromuscular dos membros posteriores de testudinídeos (com marcha quadrupedal constante) é maior que nas tartarugas marinhas então, a região medular lombosacral de tartarugas marinhas é menos desenvolvida.

A Nomina Anatomica Veterinaria (2017) didaticamente segmenta o plexo braquial em raízes, troncos e nervos. A Nomina descreve os nervos do plexo braquial de mamíferos domésticos em *n. dorsalis scapulae*, *n. subclavius*, *n. suprascapularis*, *n. subscapularis*, *n. musculocutaneus*, *n. axilaris (deltoideus)*, *n. thoracicus longus*, *n. pectorales craniales*, *n. thoracodorsalis*, *n. thoracicus lateralis*, *n. pectorales caudalis*, *n. radialis*, *n. medianus* e *n. ulnaris*. A descrição do plexo braquial de *Caretta caretta* proposta por Wyneken (2001) não segmenta os feixes nervosos em raízes e troncos, como é preconizado pela Nomina Anatomica Veterinaria. Por exemplo, não há menção do nervo braquial pela Nomina Anatomica Veterinaria, conforme descrito por Wyneken (2001).

Segundo um estudo anatômico recente num emidídio estadunidense, a tartaruga-caixa (*Terrapene carolina*), o plexo braquial foi descrito como proveniente das iminências ventro-caudais das raízes de C5 até C8 (MONES et al., 2021). A convergência das raízes, formando o plexo braquial, localiza-se ventral e ligeiramente cranial à articulação da escápula, proximal à carapaça e à primeira costela. Dois nervos principais, o *radialis* e o *supracoracoideus*, emergem do plexo braquial e fornecem numerosos ramos para a musculatura do membro torácico. Detalhes neuroanatômicos do plexo braquial e do membro torácico de testudinos não são bem descritos na literatura, com discrepâncias na terminologia e na inervação dos músculos descrita entre as fontes (MONES et al., 2021).

Diante da frágil informação sobre a descrição do plexo braquial em testudinos, faz-se necessária a comparação com espécies não filogeneticamente próximas, mas adaptativa e mecanicamente semelhantes. Exemplos podem ser obtidos dos cetáceos, que têm músculos tríceps pequenos, grupos de músculos extensores e flexores do antebraço, uma articulação carpo-ulnar imóvel (COOPER et al., 2007), exatamente como nas tartarugas marinhas. Os cetáceos não têm musculatura que suporte os movimentos digitais e são incapazes de manipular a curvatura da nadadeira. Os membros anteriores dos cetáceos são únicos por terem perdido agilidade e várias estruturas de tecidos moles, mas retêm as inervações sensoriais (COOPER et al., 2007). Os cetáceos possuem a articulação carpo-ulnar imóvel, não movimentam o punho e os dedos e desenvolveram hiperfalangia, exatamente como nas tartarugas marinhas.

Nessa comparação, o tronco cranial do plexo braquial dos cetáceos emana dos nervos espinhais cervicais C4, C5 e C6, enquanto o tronco caudal origina-se de C6, C7 e C8, semelhante ao que foi encontrado aqui para tartarugas verdes. Cooper et al. (2007) registraram músculos e nervos, obedecendo a terminologia padrão da Nomina Anatômica Veterinária (International Committee on Veterinary Gross Anatomical

Nomenclature, 2005). Os ramos terminais do plexo braquial são os *nn. medianus, ulnaris, musculocutaneus, axilaris* e *radialis*. O *n. musculocutaneus* dos cetáceos (COOPER et al., 2007) envia um ramo motor ao *m. coracobrachialis* (de maneira semelhante às tartarugas verdes). Os *nn. medianus* e *ulnaris* foram seguidos para os espaços interdigitais como foi encontrado aqui para tartarugas verdes. O *n. medianus* envia ramos motores aos músculos flexores digitais (como na *Chelonia mydas*), continua distalmente no espaço interósseo entre o *radius* e a *ulna* (COOPER et al., 2007). O *n. ulnaris* percorre o processo do olécrano antes de enviar um ramo motor para o *m. flexor carpi ulnaris* e se divide para suprir a margem caudal da nadadeira e o espaço interdigital mais caudal (COOPER et al., 2007), também de maneira semelhante às tartarugas verdes. Ramos sensoriais dos *nn. musculocutaneus* e *ulnaris* podem ser cruciais para a coleta de informações de carga hidrodinâmica na nadadeira (COOPER et al., 2007).

O plexo braquial do lobo-marinho (*Arctocephalus australis*) é formado por C6, C7, C8 e T1, sendo esta descrição compatível à existente para cão e gato (SOUZA et al., 2010) e o que foi visto nas tartarugas verdes, com contribuição de C5. A emergência do plexo braquial do lobo marinho ocorre a partir dos segmentos medulares, formando quatro troncos nervosos. Destes troncos nervosos surgem doze nervos responsáveis pela inervação de músculos, ossos, articulações e pele do membro torácico. O maior dos componentes do plexo braquial em termos de extensão é o *n. medianus*, exatamente o que se verificou na tartaruga verde. O *n. radialis* possui fibras ventrais derivadas de C7, C8 e T1, semelhantemente à *Chelonia mydas*; a partir de C8 e T1 é formado um tronco comum que dá origem aos *nn.: pectorales, ulnaris, medianus* e *musculocutaneus*; na articulação metacarpofalangeana ocorrem as divisões dos *nn. ulnaris* e *medianus* (SOUZA et al., 2010), mas isso diferiu para tartaruga verde, cujo *n. musculocutaneus* tem contribuição de C5, C6. Destaca-se que os autores também seguiram a Nômina Anatômica Veterinária para a descrição.

Extrapolando além dos testudinos e animais marinhos com membros transformados em nadadeiras, as descrições de musculatura de membros torácicos e inervação obedecem a mesma nomenclatura para mamíferos. A divisão das raízes do plexo braquial em troncos superiores ou craniais, medial e inferior ou caudal é descrito também em primatas como no homem (KUSRE et al., 2018), no macaco-prego (*Cebus apella*, atualmente *Sapajus apella*) por Ribeiro (2002) e em saguis (*Callithrix* sp.) (SANTOS et al., 2016). O tronco superior, no homem, no macaco-prego e nos saguis, é formado por fibras de C5 e C6 que originam os *nn. suprascapularis, subscapularis, axilaris (deltoideus)*, de maneira semelhante à tartaruga marinha verde. O tronco medial, no homem de C7 a C8; no sagui de C7 e no macaco prego

fibras de C5 a T1, formando os *nn. musculocutaneus, medianus, ulnaris*. O tronco inferior ou caudal formado no homem de C8 a T1, C8 a T2 no macaco-prego e C8 a T1 nos saguis, formando os nervos ou contribuindo para sua formação *nn. medianus, ulnaris, radialis, thoracicus lateralis*. Os primatas, pela complexidade de mobilidade, articulação e uso dos membros e dígitos (o movimento é mais delicado e desenvolvido), os nervos do plexo braquial normalmente têm contribuições de duas ou mais raízes cervicais ou torácicas.

Para todas as tartarugas verdes analisadas neste estudo, observou-se que há nervos comunicantes muito dorsais e proximais, ligando as raízes. Essa apresentação anatômica semelhante do plexo braquial foi observada em mamíferos primitivos, como os marsupiais gambás *Didelphis albiventris* (CHITOLINA et al, 2017), tendo participação de C5, como nas tartarugas verdes, e a formação dos três troncos, cranial, médio (com predominância de fibras de C7 formando *nn. axilaris, musculocutaneus, medianus e radialis*) e caudal.

Arantes et al. (2017) analisaram o plexo braquial de iguanas (*Iguana iguana*) e verificaram que esse é proveniente das raízes ventrais de C6 a T2, o que diferiu das tartarugas verdes. O iguana tem três troncos: cranial: C7; medial: C8; caudal: T1. O *n. subscapularis* se origina de C6 e C7; o *n. cutaneus* se origina de C6 e C7; o *n. pectoralis* se origina de C7 ou C8 e T1, o *n. choracobrachialis* vem de C8 a T2, o *n. axilaris* origina-se de C6 a C8, O *n. radialis* origina-se de C6 a T2, o *n. medianus* origina-se de C8 até T2. O *n. ulnaris* origina-se de C6 a T2, por último o *n. thoracodorsalis* vai de C6 a C8.

## 2.5-Conclusão

Conclui-se que a musculatura do membro torácico e cintura escapular de tartarugas verdes possui a mesma descrição de miologia de *Caretta caretta*. O plexo braquial de tartarugas verdes é constituído anatomicamente de mesmas estruturas provenientes de emergências ventrais caudais de C5 até a T1, formando raízes, se dividem em troncos superior ou cranial, originando *nn. subscapularis, suprascapularis, deltoideus*, tronco medial originando *nn. medianus, ulnaris e musculocutaneus* e tronco inferior originando *n. radialis*, obedecendo, desta forma, ao que é descrito na Nômina Anatômica Veterinária, devendo doravante ser descrito e identificado segundo essa premissa.

## REFERÊNCIAS

- ARANTES, R.C.; CARNEIRO E SILVA, F.O.; LIMA, A.K.F.; SOARES, M.J.V.; JERBI, H. Origins of plexus brachial in *Iguana iguana iguana*. **Biosciense Journal**, v.33, n.03, p. 670-674, 2017.
- ASHLEY, L.M. **Laboratory anatomy of the turtle**. Dubuque, Iowa, W.M.C Brown Company, 49p. 1955
- CARVALHO, R.C. **Topografia vértebro-medular e anestesia espinhal em jabutis de patas vermelhas *Geochelone carbonaria* (SPIX, 1824)**. 2004. 126 p. Dissertação (Mestrado)- São Paulo: Universidade de São Paulo Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Departamento de Cirurgia, 2004
- CHITOLINA, T.; SCHONS, L.C.; SANTOS, J.L.L.; TEICHMANN, C.E.; SERAFINI, G.M.C. Origens e ramificações do plexo braquial em um exemplar de gambá de orelha preta (*Didelphis albiventris*, Lund, 1841). **Evento XXV Seminário de Iniciação Científica UNIJUI**, 2017.
- COOPER, L.N.; DAWSON, S.D.; REIDENBERG, JS ; BERTA, A. Neuromuscular Anatomy and Evolution of the Cetacean Forelimb. **Anatomy Records**, v.290, p.1121-1137, 2007.
- HAINES, RW. A Revision of the extensor muscles of the forearm in tetrapods. **Journal of Anatomy**, v.73, n. 2, p. 211-233, 1939
- JACOBSON, E.R. Tissue sampling and necropsy techniques. In: ECKERT, K.L.; BJORNDALE, K.A.; ABREU-GROBOIS, F.A.; DONNELLY, M. **Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles** IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publication n. 4, p.1-4, 1999.
- KUSRE, S.; McEWEN, A.; MATTHEW, G.. Bloqueio de plexo braquial supraclavicular guiado por ultrassom. **Anestesia Regional** . **Anesthesia Tutorial of the Week**, v.384, p 1-9, 2018
- MONES, A.B.; GORGES, M.A.; SANTANGELO, S.M.; LEWBART, G.A.; HARRISON, T.M.; GERARD, M.P. Feasibility of a blind perineural injection technique for brachial plexus blockade in eastern box turtles (*Terrapene carolina carolina*): a cadaver study, **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**, <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2021.04.007>. 2021 In press
- NOMINA ANATOMICA VETERINARIA (NAV) SIXTH EDITION**. International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature (I.C.V.G.A.N.). Published by the Editorial Committee Hanover (Germany), Ghent (Belgium), Columbia, MO (U.S.A.), Rio de Janeiro (Brazil) 2017
- RAINEY, W. E. 1981. Guide to sea turtle visceral anatomy. **NOAA Technical Memorandum NMFSSEFC- 82**. U.S. Department of Commerce. 82 pp.
- RIBEIRO, A.R. **Estudo anatômico do plexo braquial em macaco-prego *Cebus apella* origem composição e nervos resultantes**. Dissertação (Mestrado) Anatomia dos Animais



Domésticos. 2002. 146 p. São Paulo: Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo. 2002

RIVERA, A.R.V.; WYNEKEN, J., BLOB, R.W. Forelimb kinematics and motor patterns of swimming loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): are motor patterns conserved in the evolution of new locomotor strategies? **The Journal of Experimental Biology**, v.214, p. 3314-3323, 2011.

SANTOS, P.R.S.; SILVA, M.H.R.; RODRIGUES, A.R.; ASSIS NETO, A.C. Descrição anatômica do plexo braquial de *Callithrix jacchus* e *Callithrix penicillata*. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.36, n.9, p. 901-904, 2016.

SOUZA, D.A.S.; CASTRO, T.F.; FRANCESCHI, R.C.; SILVA FILHO, R.P.; PEREIRA, M.A.M. Formação do plexo braquial e sistematização dos territórios nervosos em membros torácicos de lobos marinhos *Arctocephalus australis*, **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 47, n. 2, p. 168-174, 2010

WALKER Jr, W.F. The Locomotor apparatus of testudines. In: GANS, C.; PARSONS, T.S. **Biology of the reptilia**. Volume 4. Morphology D. Academic Press, London and New York, p.1-100, 1974.

WOLKE, R. E; GEORGE, A. Sea turtle necropsy manual. **NOAA Tech. Memo. NMFS-SEFC-24**. U.S. Department of Commerce. 20 p, 1981.

WYNEKEN, J. **Comparative and functional considerations of locomotion in turtles**, Ph.D. (Doctoral) dissertation.1988. 151p. Champaign- Urbana, IL., University of Illinois, 1988.

WYNEKEN, J., Sea turtle locomotion: mechanisms, behaviour and energetics, In: LUTZ, P.L.; MUSICK, J.A. **The biology of sea turtles**, Boca Raton, FL: CRC Press, 165p, 1997.

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

WYNEKEN, J, The External Morphology, Musculoskeletal System, and Neuro–Anatomy of Sea Turtles. In: LUTZ, P.L.; MUSICK, JA, WYNEKEN, J. **The biology of sea turtles**. Boca Raton CRC Press, p. 40-77, 2003

### **3-CAPÍTULO 3- REQUERIMENTO DE SEVOFLUORANO PARA EXÉRESE DE FIBROPAPILOMAS CUTÂNEOS EM TARTARUGAS VERDES**

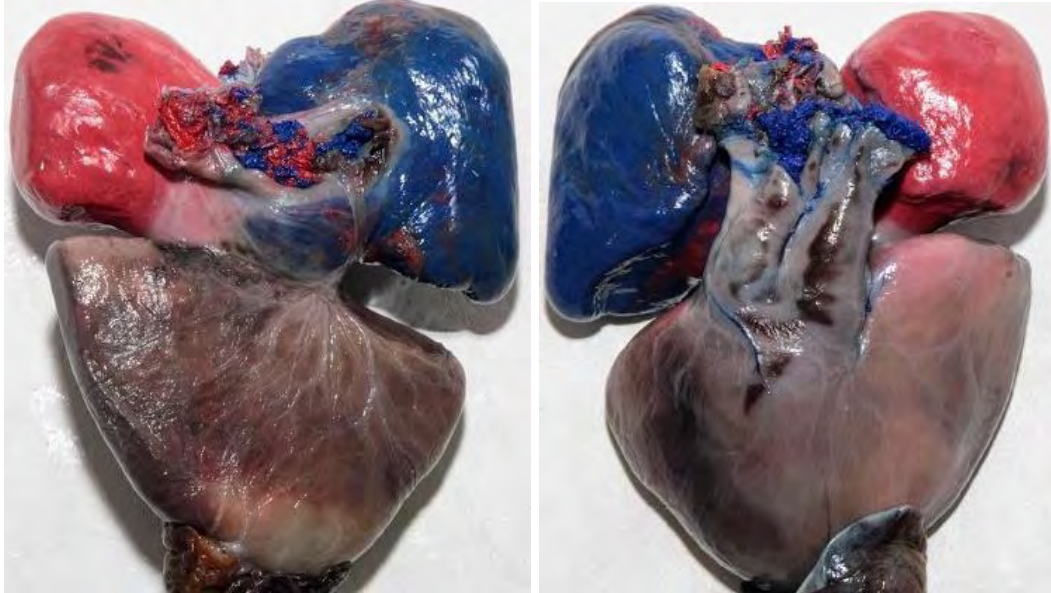
#### **3.1-INTRODUÇÃO**

Na fibropapilomatose cutânea, os tumores estão localizados em sua maioria nos membros anteriores, e muitas vezes de grandes dimensões, o que pode levar a perda tecidual resultante da exérese, ensejando a necessidade da anestesia geral (LACKOVICH, 1999; WORK et al., 2004; WYNEKEN et al., 2006). Pela praticidade e possibilidade de maior controle de plano anestésico, a anestesia inalatória torna-se mais adequada para a condução dos procedimentos anestésicos para a exérese tumoral, comparada a outras técnicas anestésicas. Todavia, para a compreensão dos fenômenos que envolvem a anestesia inalatória em répteis, particularmente ao grupo dos testudinos, é fundamental o conhecimento da anatomofisiologia cardiovascular destes animais, pois a morfofisiologia ímpar do sistema cardiovascular de testudinos, especialmente os marinhos, tem impacto direto na anestesia.

##### **3.1.1-Anatomofisiologia Cardíaca**

O coração de tartarugas está localizado médio-sagitalmente, na cavidade celomática entre os processos acromiais e coracoides, ventralmente aos pulmões e entre os lobos hepáticos (GARCIA-PÁRRAGA et al., 2017; ASHLEY, 1968; WYNEKEN, 2001) e é envolto pelo saco pericárdico, conectado à membrana celomática pelo *gubernaculum cordis* (WHITH, 1976; WYNEKEN, 2001). Ele é composto por dois átrios, um ventrículo (Figura 3.1) e um seio venoso dorsal que possui uma valva sinoatrial bicuspidada (FARREL, GAMPERL, FRANCIS, 1998).

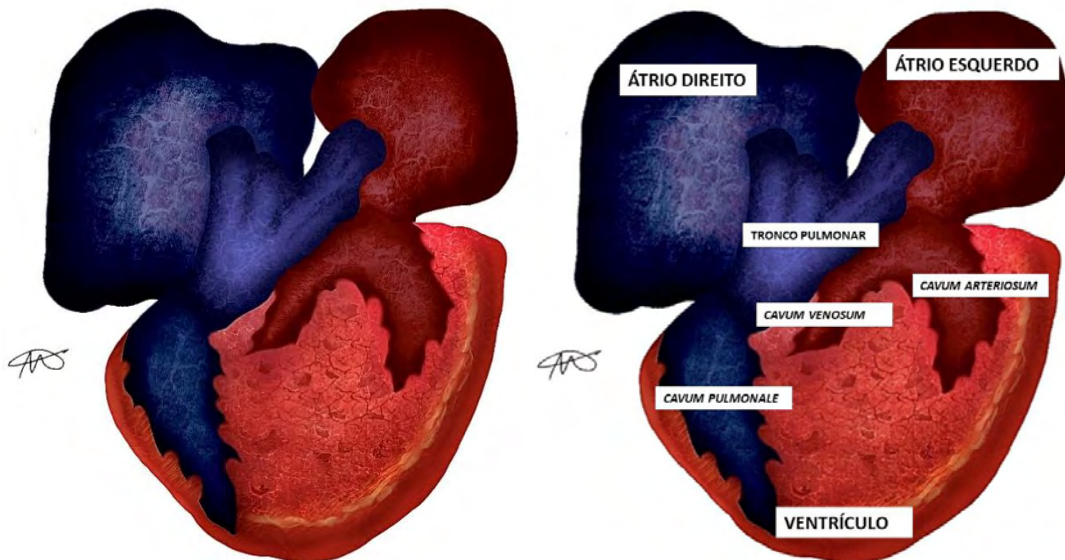
Figura 3.1- Coração de *Chelonia mydas*, vista externa dorsal (esquerda) e ventral (direita) em preparação em látex, evidenciando o átrio esquerdo em vermelho, o átrio direito em azul. Devido às paredes atriais serem mais delgadas demonstram mais o látex que o ventrículo.



Fonte: Própria autoria

Os átrios são separados por um septo completo. O átrio direito recebe sangue das veias cavas e o esquerdo das duas pulmonares (GARCIA-PÁRRAGA et al., 2017; McARTHUR, MEYERS, INNIS, 2004; WHITH, 1976; WYNEKEN, 2001). As câmaras ventriculares estão em continuidade anatômica. O ventrículo tem três subcâmaras: “*cavum pulmonale*”, localizada ventralmente, “*cavum venosum*” à direita e “*cavum arteriosum*”, à esquerda, ambas em um plano dorsal ao “*cavum pulmonale*” (Figura 3.2) e à crista muscular (BURNE, 1905; FARREL, GAMPERL, FRANCIS, 1998; HICKS, 1998; O'DONOUGHUE, 1918; WHITH, 1976; WYNEKEN, 2001). Os *cavi venosum* e *arteriosum* recebem sangue respectivamente dos átrios direito e esquerdo. O *cavum venosum* origina, nas suas extremidades ventral e cranial, os arcos aórticos esquerdo e direito (WHITH, 1976; WYNEKEN, 2001). Artérias pulmonares se originam do *cavum pulmonale* (FARREL, GAMPERL, FRANCIS, 1998; HICKS, 1998) e levam sangue aos pulmões. O *cavum arteriosum* e *venosum* estão em uma continuidade anatômica e são separados por um septo vertical (McARTHUR, MEYER, INNIS, 2004; WHITH, 1976; WYNEKEN, 2001).

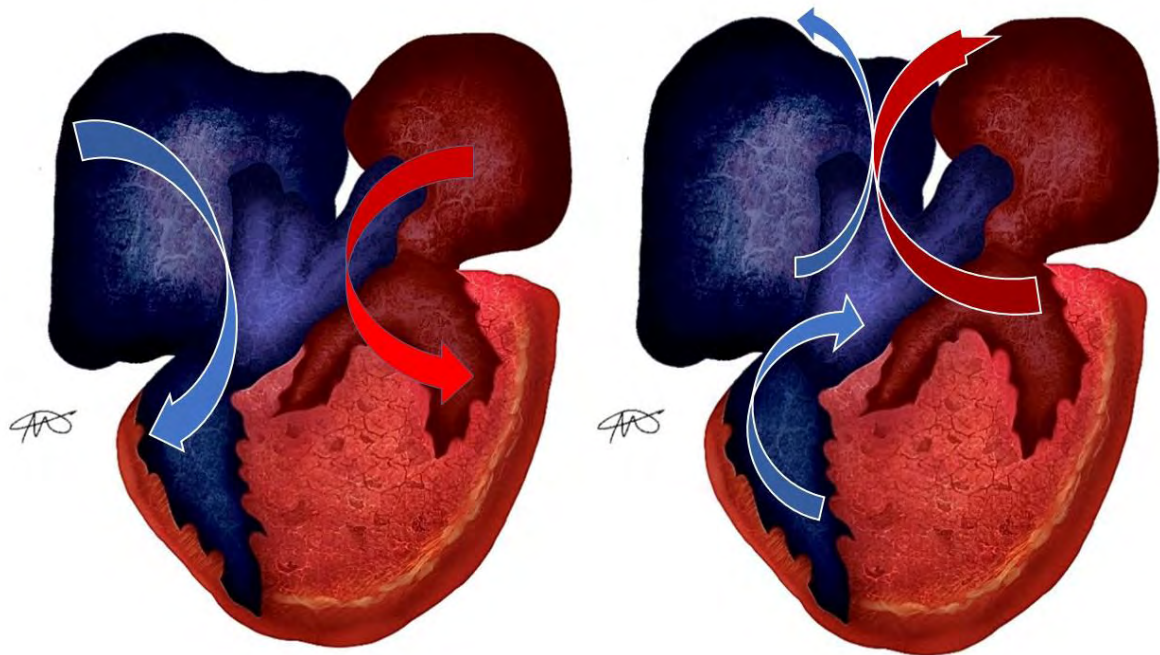
Figuras 3.2- Esquema de coração de *Chelonia mydas*, face ventral mostrando as cavitações ventriculares. No ventrículo, em azul, indicando a circulação venosa, *cavum pulmonale* e em vermelho, indicando a circulação arterial, *cavum arteriosum*.



Fonte: Arte de Isabel Chindler

A sístole atrial gera um fluxo de sangue em direção ao ventrículo (diástole). O sangue sistêmico do átrio direito passa pelo *cavum venosum*, e *cavum pulmonale* (McARTHUR; MEYER; INNIS; 2004; MURRAY, 2006; WHITH, 1976). Ao mesmo tempo, o sangue arterial do átrio esquerdo passa pelo óstio atrioventricular e preenche o *cavum arteriosum*. (McARTHUR, MEYER, INNIS, 2004; MURRAY, 2006; WHITH, 1976;). O *cavum arteriosum* inicia sua contração e envia sangue através do *cavum venosum* contraído para os arcos aórticos esquerdo e direito. As valvas atrioventriculares impedem o refluxo de sangue aos átrios durante a sístole ventricular e a crista muscular pressiona a parede dorsal do ventrículo, separando o *cavum pulmonale* do *arteriosum* e *venosum* (GÁRCIA-PÁRRAGA et al., 2017; HICKS, 1998; MURRAY, 2006; SCHILLINGER; GIRLING, 2019) diminuindo a mistura de sangue. A contração do *cavum pulmonale* ejeta o sangue do ventrículo para o tronco arterial pulmonar (Figura 3.3). A pressão arterial pulmonar é menor que nos arcos aórticos, então o fluxo se inicia nas artérias pulmonares antes das aortas (SHELTON; BURGREN, 1976; WANG; HICKS, 1996).

Figura 3.3- Esquema de ciclo cardíaco nas cavitações ventriculares mostrando a diástole e a sístole do coração de *Chelonia mydas*. À esquerda na diástole ventricular, sangue venoso (seta azul) chega ao átrio direito e após a sístole atrial, chega ao *cavum pulmonale*. O sangue oxigenado (seta vermelha) do pulmão chega ao átrio esquerdo e após a sístole atrial, ao *cavum arteriosum*. À direita, na sístole ventricular, o sangue do *cavum pulmonale* é ejetado para a artéria pulmonar e o sangue arterial é ejetado do *cavum arteriosum* para os dois arcos aórticos.



Fonte: Arte de Isabel Chindler

### 3.1.2-Desvios intracardíacos e influência na anestesia inalatória de testudines

O desvio direito-esquerdo (D-E) representa a recirculação de sangue venoso sistêmico (desoxigenado) de volta à circulação arterial sistêmica. Um desvio D-E diminui a saturação arterial de oxigênio pela adição de sangue venoso sistêmico (desoxigenado) ao fluxo sanguíneo pulmonar (oxigenado) (BURGGREN, 1987; HICKS; COMEAU, 1994; HICKS, 1998). O desvio D-E diminui a eliminação de CO<sub>2</sub> pela expiração, promovendo acidemia, deslocando a curva de dissociação de oxihemoglobina para a direita (Efeito Bohr), favorecendo a liberação de O<sub>2</sub> para os tecidos (HERMAN & SMATRESK, 1999; HICKS, 2002).

O desvio D-E sempre ocorrerá quando a pressão na artéria pulmonar for mais alta que a pressão aórtica (GARCIA-PÁRRAGA et al., 2017; HICKS, 1998; SHELTON; BURGREN, 1976). Isso ocorre fisiologicamente durante o mergulho nas tartarugas aquáticas, situação em que o esfíncter da artéria pulmonar, assim como a artéria extrapulmonar proximal e artérias intrapulmonares se contraem sob influência da acetilcolina (GARCIA-PÁRRAGA et al., 2018). Episódios de desvio D-E também podem ocorrer em outras situações de estimulação colinérgica, como em casos de bradicardia mediada pelo vago ou anestesia (GARCIA-PÁRRAGA et al., 2017; HERMAN et al., 1997; HICKS, 1998; MURRAY, 2006; SAPSFORD, 1978; WHITH, 1976; WOOD, LENFANT, 1976). Isso faz com que a circulação não “participe” do circuito pulmonar (McARTHUR, MEYERS, INNIS, 2004).

Já o desvio esquerdo-direito (E-D) geralmente ocorre durante a ventilação aeróbica, em que há aumento do fluxo pulmonar causado pela vasodilatação pulmonar, resistência pulmonar diminuída, e aumento da frequência cardíaca, aumentando as trocas gasosas. Durante a fase inicial da sístole, a crista muscular não separa completamente o *cavum pulmonale* do *venosum/arteriosum*. Uma porção do sangue oxigenado passa pelo *cavum pulmonale* e para dentro das artérias pulmonares, gerando um desvio E-D (HICKS, 1998). Com isso, pelo menos 33-46% do sangue arterial pode ser devolvido para os pulmões (HERMAN; SMATRESK, 1999), aumentando a saturação pulmonar e reduzindo o efeito Haldane, promovendo a liberação de CO<sub>2</sub> pelos pulmões (HICKS, 1998; HICKS, 2002).

A frequência cardíaca e o fluxo sanguíneo da artéria pulmonar de tartarugas verdes aumentam antes da ventilação pulmonar (WANG; HICKS, 1996) e isso é mais conspícuo após apneia em repouso no fundo seguida de uma respiração explosiva, predominando um desvio E-D (BUTLER et al., 1984; OKUYAMA et al., 2020). A perfusão pulmonar aumenta durante a atividade locomotora (natatória de fundo), na ausência de ventilação, devido à diminuição da resistência pulmonar pelo exercício; no repouso o fluxo pulmonar é quase inexistente (WEST; BUTLER; BEVAN, 1982). Efeito semelhante ocorre na apneia durante a indução anestésica, comportamento comum nos testudinos, o que gera hipóxia e consequente vasoconstrição pulmonar, aumentando a resistência vascular pulmonar e desvio D-E. Assim essa situação pode comprometer as trocas gasosas e a indução anestésica (CROSSLEY; ALTMIRAS; WANG, 1998; HERMAN; SMATRESK, 1999; HERMAN, WANG; SMITHS, 1997).



### 3.1.3-Anestesia geral inalatória em répteis com ênfase em testudinos

Anestesia geral na maioria dos répteis é rotineira e não apresenta complexidade. Porém, especialmente em tartarugas marinhas levanta muitos desafios (MANIRE; NORTON, 2007; McARTHUR, 2004). A maioria destes pacientes são provenientes de resgates, não possuem histórico clínico e normalmente são pacientes críticos (NORTON et al., 2017). Nesses casos, é fundamental realizar uma avaliação clínica prévia, hematológica e bioquímica antes de anestésiar uma tartaruga marinha. Um exame radiográfico pode auxiliar a avaliar função pulmonar (SCHUMACHER; YELEN, 2006; SCHUMACHER, 2007). A fluidoterapia é imperiosa para repor déficits volêmicos e eletrolíticos. A analgesia é igualmente (MANS; SLADKY; SCHUMACHER, 2019; NORTON et al., 2017; SCHUMACHER, 2007), bem como a manutenção de adequada temperatura (NORTON et al., 2017).

Como testudinos desenvolvem desvios D-E, especialmente no período de indução devido apneia (MANS; SLADKY; SCHUMACHER, 2019; WILLIAMS, 2020), esse procedimento não é recomendado com os halogenados. Para induzir testudinos à anestesia, visando a redução da fase excitatória, facilitar intubação e reduzir o requerimento anestésico, preferencialmente utiliza-se agonistas  $\alpha_2$  adrenérgicos associados aos anestésicos dissociativos (CHITTICK et al., 2002; HARMS et al., 2007; HARMS et al., 2014), propofol (McLEAN; HARMS; BRAUN-MCNEILL; 2008) ou alfaxalone (PHILLIPS et al., 2017).

A manutenção anestésica é rotineiramente realizada com isoflurano, devido ao custo acessível e relativa segurança. No entanto, este halogenado apresenta efeitos negativos sobre o sistema cardiovascular de répteis. Bradicardia foi relatada no período transanestésico em *Lepidochelys kempii* (MOON; STABENAU, 1996), em tartaruga cabeçuda, *Caretta caretta* (BALKO et al.2018), em *Chelydra serpentina* (GOE et al.,2016), em iguanas (HERNANDES-DIVERS et al., 2005) e *Chelonoidis carbonarius* (GREUNZ et al., 2018; WILLIAMS et al., 2019). Com relação à pressão arterial, há relato de hipotensão com o uso de isoflurano em *Lepidochelys kempii* (MOON; STABENAU, 1996). É notório o efeito do isoflurano em elicitar desvio intracardíaco D-E nos répteis, como demonstrado em *Lepidochelys kempii* (MOON: STABENAU, 1996), em *Iguana iguana* (HERNANDES-DIVERS et al., 2005), em

*Chelydra serpentina* (GOE et al., 2016) e em *Chelonoidis carbonarius* (GREUNZ et al., 2018; WILLIAMS et al., 2019). O isoflurano causa diminuição de fluxo pulmonar e aumento do tônus vagal em *Chelonoidis carbonarius* (GREUNZ et al., 2018; WILLIAMS et al., 2019) e diminuição da fração de ejeção, diminuindo o débito cardíaco (WILLIAMS et al., 2019).

Diante do exposto, a manutenção anestésica deve ser preferencialmente realizada com sevoflurano. A frequência cardíaca não se altera com seu uso em *Gopherus agassizi* (ROONEY et al., 1999), nem em iguanas (HERNANDES-DIVERS et al., 2005). A pressão ventricular diminui devido à vasodilatação entre o status acordado e anestesiado, mas não se altera com a profundidade anestésica (ROONEY et al., 1999). A profundidade anestésica do sevoflurano não altera os valores de  $PO_2$  (ROONEY et al., 1999). No entanto, há possibilidade de ocorrência de desvio D-E de testudinos marinhos submetidos a anestesia por sevoflurano (CHITTICK et al., 2002).

A ventilação é mandatória na manutenção anestésica em répteis, especialmente para tartarugas marinhas, visto que elas fazem apneia em plano cirúrgico. Ventiladores para tartarugas precisam produzir baixas frequências (NORTON et al., 2017), pois a recomendada nesses animais é de 1 a 6 movimentos por minuto, com pressão de pico entre 10 e 15  $cmH_2O$ , como meta de estabilizar o  $ETCO_2$  entre 25 e 35 mmHg (NORTON et al., 2017). A ventilação precisa ser baseada em metas monitoráveis desejáveis como  $PO_2$ ,  $PCO_2$ , pH (SPIELVOGEL, 2017). O decúbito dorsal no transanestésico pode resultar em  $PCO_2$  elevadas e hipoxemia, devido a compressão de vísceras, requerendo taxas maiores de pressão (CHITTICK et al., 2002; MOON; STABENAU, 1996).

Para se definir a quantidade de anestésico inalatório para uma espécie, avaliar o sinergismo de fármacos que causarão um efeito poupador no requerimento de anestésico inalatório, diminuindo seus efeitos hipotensores, quando em associação com o halogenado, se faz necessário o conhecimento da concentração anestésica mínima (CAM). O delineamento experimental mais usado na determinação da CAM é o método *bracketing*, em que o animal é exposto a frações de anestésico de acordo com sua resposta positiva ou negativa a um estímulo. O método *bracketing* foi utilizado para determinar a CAM de 3,2% de isoflurano de *Chelonoidis carbonarius* (GREUNZ et al., 2018), por pinçamento interdigital como estímulo; de 1,8% de isoflurano, 3,1% de sevoflurano e 8,9% de desflurano para *Iguana iguana*, por estimulação elétrica (BARTER et al., 2006) e de 1,54%

de isofluorano para *Varanus dumerili* (BERTELSEN et al., 2005), também por estimulação elétrica.

A recuperação anestésica, bem como o tempo do primeiro movimento, tempo de extubação e o retorno da ventilação espontânea de tartarugas que desenvolvem desvios D-E pela ação do isofluorano são mais demorados (BALKO et al., 2018; GOE et al., 2016).

### **3.1.4-Monitoração Anestésica de tartarugas**

Quando o réptil fica anestesiado, o relaxamento progride de cranial para caudal. Em testudinos terrestres e lacustres, o reflexo de recolher a cabeça dentro da carapaça, quando esta é puxada é útil para avaliação. Plano cirúrgico adequado pode ser caracterizado clinicamente pela perda de reflexo de retração de cauda ou membros posteriores. O reflexo corneal também pode ser um bom parâmetro para monitorar a profundidade da anestesia. Este reflexo pode estar presente no plano cirúrgico e quando ele é perdido, o paciente está excessivamente profundo (BENNET, 1991; BENNET,1998).

A avaliação de reflexo à dor é importante para indicação do plano anestésico, mas testudinos respondem de modo diferente aos estímulos dolorosos, sejam estes térmicos (MANS, 2015; MANS et al., 2012; SLADKY et al., 2007, SLADKY et al., 2009) ou mecânicos (KAMINISHI, 2013). Kaminishi (2013), avaliando *Trachemys scripta elegans* e *Trachemys dorbignyi*, utilizou o estímulo pressórico interdigital (para avaliação de dor superficial), nas falanges (para avaliação de dor profunda) e na extremidade da cauda (para avaliação de dor profunda). Este autor considerou reação ao estímulo, movimentações da cabeça para o membro pinçado e movimentações do próprio membro.

O estadiamento dos planos anestésicos foi definido por McArthur (2004) e mais recentemente, por Mans, Sladky, e Schumacher (2019) descrevendo detalhadamente os estágios e planos anestésicos, avaliando o comportamento do animal, respiração, função cardiovascular, resposta ao estímulo doloroso, profundidade anestésica, tônus muscular e as principais respostas aos reflexos, palpebral, corneal, cloacal, prumo (propriocepção), retirada (retração) de membros e retração de língua (para ofídeos). As características de cada estágio e plano anestésico são descritas na Tabela 1.

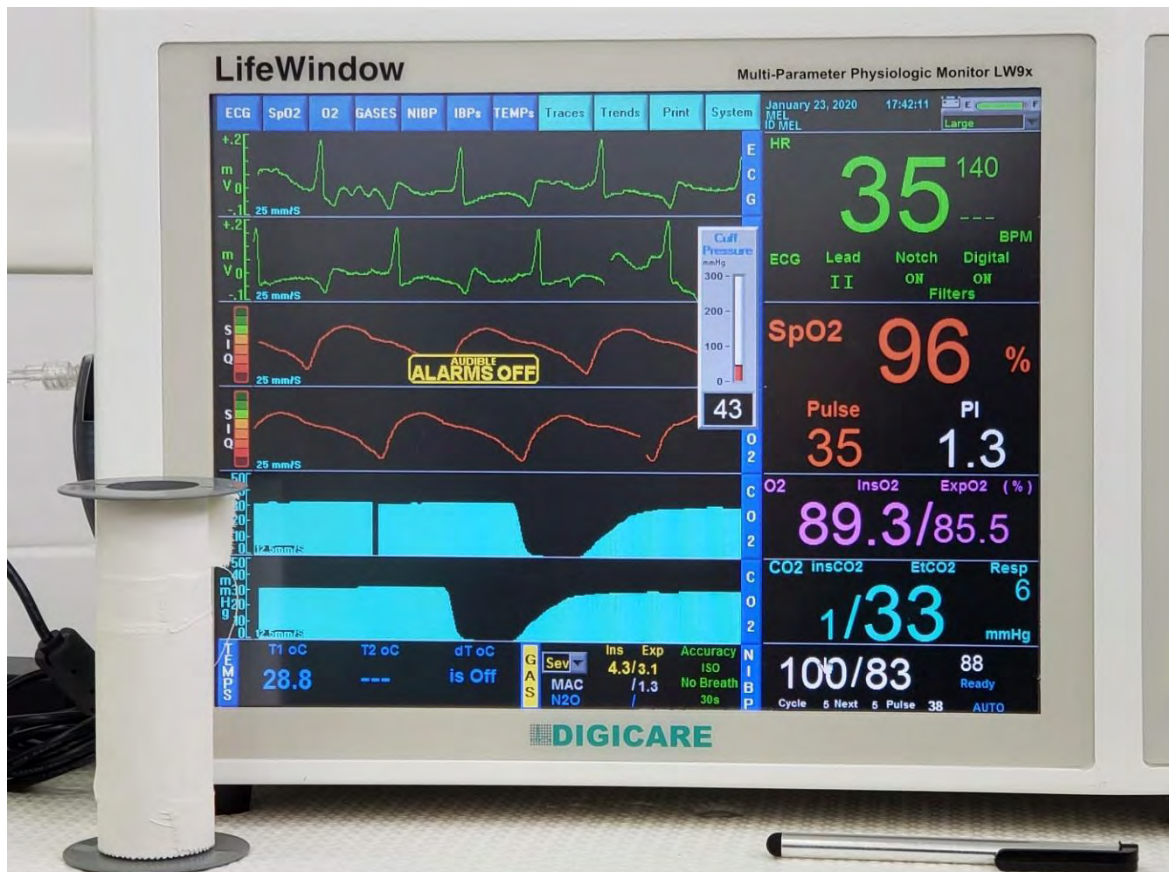
**Tabela 1- Estágios e planos anestésicos da classe Reptilia**

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

Legenda: + = presente; - = ausente; < =diminuído. Adaptado de Mans, Sladky e Schumacher (2019).

Para avaliar o traçado eletrocardiográfico de tartarugas recomenda-se utilizar derivação II, com os eletrodos posicionados nos membros anteriores e posterior esquerdo (Figura 3.4), ajustando a velocidade do traçado em 25 mm/s e sensibilidade de 1 mV (HOLZ; HOLZ, 1995). Para tartarugas marinhas, a descrição do traçado eletrocardiográfico melhor apresentada foi feita por Harms et al. (2007) em derivação II, obtido em oito fêmeas de *Dermochelys coriacea*. Os autores obtiveram frequência cardíaca média de 18 batimentos por minuto, onda P com 0,096 mV e 0,2 segundo de duração, onda R com 0,45 mV, onda T com 0,15 mV e 0,21 segundo, o intervalo PR de 1 segundo, onda S negativa de 0,48 mV, complexo QRS de 0,50 segundo, segmento ST de 0,4 segundo, segmento QT de 1,14 segundo e o intervalo R-R de 3,4 segundos.

Figura 3.4- Monitoração eletrocardiográfica em derivação II em *Chelonia mydas*.



Monitor mostra, de cima para baixo, a anatomia do traçado do ECG (verde), com a onda R mais conspícua, à direita a frequência cardíaca (HR-verde), abaixo, a curva pletismográfica (vermelha), ao lado, a saturação periférica (SpO<sub>2</sub>) e a frequência de pulso (Pulse- vermelha) orais, abaixo a capnografia (CO<sub>2</sub> azul claro), ao lado as frações inspirada e expirada de oxigênio (O<sub>2</sub>-magenta), abaixo, à esquerda, a temperatura cloacal (T1°C- azul), ao centro, as frações inspirada e expirada de sevofluorano (GAS-amarelo), ao lado, a capnometria, com as frações inspirada e expirada de gás carbônico e frequência respiratória (ETCO<sub>2</sub> e Resp- azul claro). Fonte: Autoria própria.

A capnografia tem sido rotineiramente utilizada na monitoração de tartarugas (BALKO et al., 2018; CHITTICK et al., 2002; GOE et al., 2016; GREUNZ et al., 2018; MOON;

STABENAU, 1996; WILLIAMS et al., 2019), pela praticidade e aplicabilidade clínica (BAYS, 2005; McARTHUR, 2004; MURRAY, 2006; SCHILLIGER; GIRLING, 2019; SCHUMACHER, 2007; VIGANI, 2014). A concentração de CO<sub>2</sub> expirado estima a tensão arterial de CO<sub>2</sub>; no entanto, os desvios D-E podem mascarar a interpretação do real valor de ETCO<sub>2</sub> em répteis. Para pequenos répteis com capnógrafos sidestream, as altas taxas de amostragem produzirão resultados imprecisos e diluídos. Capnógrafos mainstream portáteis apresentam baixas taxas de amostragem e são adequados até mesmo para pacientes pequenos (MANS; SLADKY; SCHUMACHER, 2019).

A oximetria de pulso é uma técnica não invasiva para calcular a saturação de oxihemoglobina arterial periférica (SpO<sub>2</sub>). A precisão da oximetria de pulso é influenciada pela perfusão do tecido e pigmentação da pele. Os oxímetros de pulso são calibrados com base na curva de dissociação da oxihemoglobina humana, e não na curva de dissociação da oxihemoglobina de répteis, o que pode resultar em leituras errôneas. Répteis podem ter altos níveis de metemoglobina e isso pode afetar as leituras de oximetria. As sondas de oxímetro de pulso de refletância (transdutores de transflectância) são úteis e podem ser colocadas na cavidade oral, até o esôfago ao nível da artéria carótida ou na cloaca (MANS; SLADKY; SCHUMACHER, 2019).

A monitoração da pressão arterial invasiva pode ser feita em tartarugas. Isso já foi descrito em *Lepidochelys kempii*, por Moon e Stabenau (1996), por meio de arteriopunção de carótida durante o transanestésico, obtendo pressão arterial sistólica de 31 mmHg e diastólica de 20 mmHg. Já em animais acordados, os valores foram de 46mmHg e 39 mmHg respectivamente. No entanto, a dificuldade na arteriopunção e a manutenção de um cateter patente em uma artéria de uma tartaruga marinha não é prático e, por vezes, até prejudicial ao animal. Desta forma, a monitoração de pressão arterial mais adequada em tartarugas é realizada de modo não invasivo, por doppler arterial (BAYS, 2005).



### 3.2 – OBJETIVOS

Avaliar o requerimento de sevoflurano em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) mantidas sob ventilação mecânica para exérese de fibropapilomas cutâneos.

Avaliar e padronizar um estímulo supramáximo em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) correlacionado ao estímulo cirúrgico para exérese de tumores cutâneos de fibropapilomas.

Avaliação paramétrica (eletrocardiografia, mensuração de CO<sub>2</sub> no final da expiração na capnografia e frequência respiratória) durante a anestesia inalatória de tartarugas verdes, portadoras de fibropapilomas.

### 3.3- MATERIAIS E MÉTODOS

Dezoito tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) juvenis, medindo de 35 até 80 cm de comprimento curvilíneo de carapaça, pesando entre 5 a 40 kg, em reabilitação no Aquário Municipal de Santos foram utilizadas neste estudo. O estudo teve autorização federal para atividades científicas pelo Instituto Chico Mendes de Biodiversidade - ICMBio, do Ministério do Meio Ambiente, através da Licença SISBIO n.º 63506 e aprovação pelo Comitê de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos- FZEA-Universidade de São Paulo sob número CEUA n.º 4264220518.

Os animais utilizados neste experimento foram provenientes de resgates e encaminhamentos pela Guarda Civil Municipal de Santos, Polícia Militar do Estado de São Paulo e munícipes da cidade de Santos e recebidos pela Unidade de Veterinária do Aquário de Santos (Autorização de Uso e Manejo da espécie pela Secretaria Estadual de Meio Ambiente n.º 3548.48632011-SP), mediante ficha de entrega voluntária ou boletim de ocorrência. Após o recebimento e medidas de tratamento, os animais ficaram isolados em quarentena de cerca de 25 m<sup>2</sup>, em tanques de fibra ou PVC individuais, recebendo água salgada diretamente. Todos os animais foram alimentados três vezes por semana, com uma dieta variada constituída por sardinha, manjuba, filé de merluza, lula, marisco e polvo. Duas vezes por semana foram oferecidas verduras *ad libitum*. O manejo sanitário dos tanques foi feito após a alimentação dos animais, esgotando completamente a água e suprimindo de água salgada nova.

Todas as tartarugas apresentavam algum escore clínico de fibropapilomatose (WORK; BALAZS, 1999) e estadiamento de lesões variadas, especialmente nos membros anteriores. Os animais só foram submetidos ao estudo quando atingiram condições fisiológicas adequadas, baseada no hemograma, especialmente com hematócrito acima de 30% e proteína plasmática

total acima de 3,5 g/dL, e já estavam há no mínimo seis meses albergados nas condições supracitadas.

Para o procedimento anestésico e, conseqüentemente, cirúrgico, os animais foram transferidos para uma sala isolada de 8 m<sup>2</sup>, climatizada à 29-30°C (HIGGINS, 2003), por um aquecedor de chão à óleo de 1500W de potência com controle de temperatura por termostato (A-06®, Mondial, Conceição do Jacuípe, BA, Brasil). Eles foram mantidos em uma caixa d'água de 500 L, abastecida por água salgada a cerca de 33ppm. Um sistema de drenagem externo foi montado para captar a água do fundo do tanque, transferir para um balde de 20 L, onde foi instalada no fundo uma bomba submersa de aquário cuja vazão foi de 1000 L/hora (Sarlo Better®, Grupo Sarlo, São Caetano, SP, Brasil) para transferir o conteúdo para um caníster externo (Fluval 304®, Hagen, Mansfield, MA, USA), dotado de filtração para particulados, carvão ativado e cerâmica para filtração. A saída do caníster abasteceu um outro balde de 15 L, instalado superior ao tanque aonde ficaram as tartarugas, com um ladrão de superfície consistido por um cano de PVC conectado a uma flange de diâmetro interno de 3 polegadas que drenou água da superfície do balde ininterruptamente. Foi instalado um termostato de aquário para 500 L (J-226®-Hopar, Zhongshann Citu, Guangdong, China), ajustado a temperatura a 30 °C imerso dentro deste balde superior. O dreno do meio do balde, jogou, desta forma, água à 30 °C para o tanque aonde ficaram os animais, durante toda a permanência dos animais. As tartarugas permaneceram nesta sala fechada por 24 horas para a aclimação térmica.

Figura 4.1- Sistema de aquecimento em circulação do tanque aonde as tartarugas aclimataram antes do procedimento.



Fonte: Autoria própria

No dia do procedimento, o aquecimento e o sistema de filtragem foram desligados e a água esgotada. Então, os animais foram retirados do tanque, pesados e posteriormente, procedeu-se a contenção física, segurando-se os dois membros anteriores. Em seguida, puncionou-se a região lateral à crista occipital do crânio, administrando-se 5 mg/kg de propofol (Propovan® 10mg/ml, Cristália Prod. Quím. Farm. Ltda, São Paulo, SP, Brasil), administrado na veia jugular. Após a indução, os animais foram intubados com sonda endotraqueal adequada para cada animal, posicionados em decúbito ventral, sobre um colchão térmico regulado a temperatura de 45°C, e conectados a um circuito circular valvular (Conquest Big®, HB Hospitalar, São Paulo, SP, Brasil). O fornecimento de sevofluorano foi estipulado inicialmente em 2,5% de fração expirada (FESevo) coletado junto à sonda endotraqueal (sidestream), sendo que a mesma amostra fornecia os valores de  $ETCO_2$ .

A esse circuito anestésico foi conectado um ventilador eletrônico (AirVet®, RZVet, São Paulo, SP, Brasil), substituindo-se o balão reservatório. As tartarugas foram mantidas em ventilação mandatória limitada à pressão. O ventilador foi ajustado a pressão positiva de 6 cmH<sub>2</sub>O, com frequência de 6 movimentos por minuto e relação inspiração:expiração 1:6. Foi ajustado o fluxo de oxigênio no rotâmetro do parêlo de anestesia em 2 L/min.

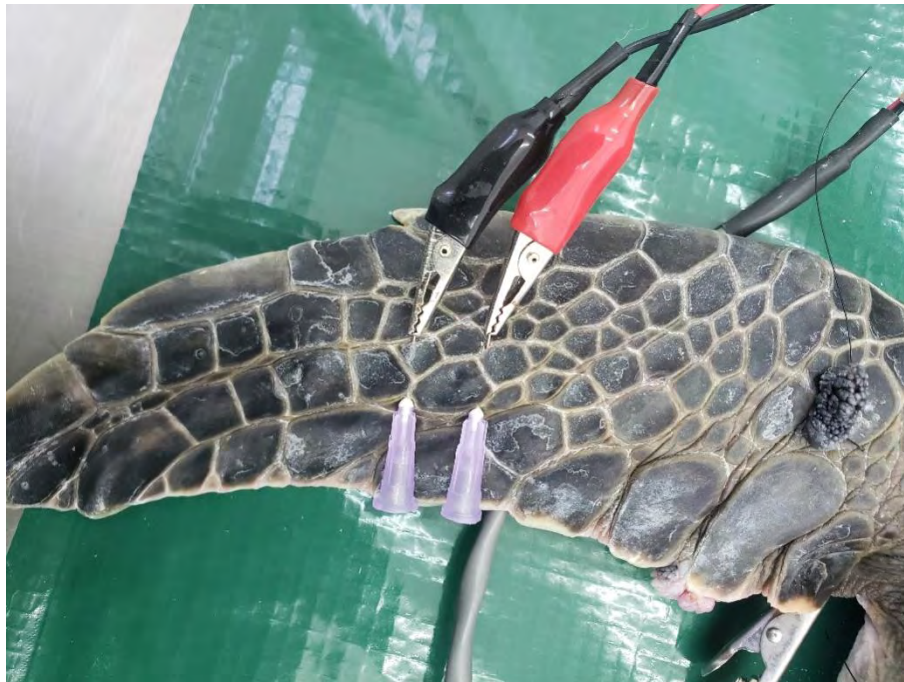
Foram instalados eletrodos com espuma adesivos descartáveis de eletrocardiograma (2223-BRQ® 3M) na face dorsal das nadadeiras anteriores da tartaruga e da nadadeira posterior esquerda, para obtenção de ECG em derivação II (LifeWindows 9X® Digicare Biomedical Technology Inc, Animal Health, Boynton Beach, FL 33426, USA). Foi ajustada amplitude da onda R entre -0,1 mV até + 0,2 mV de sensibilidade de detecção e a velocidade do traçado eletrocardiográfico em 25 mm/s (Figura 3.4). A oximetria foi obtida através do sensor de transflêtância (MLNCS®, Masimo, Irvine, CA, USA) na cavidade oral. A capnometria (ETCO<sub>2</sub>) foi avaliada no módulo de análises de gases do monitor multiparamétrico Life Windows 9X e a curva de capnografia foi ajustada na velocidade de 25 mm/s. O plano anestésico foi aferido a cada cinco minutos, avaliando-se os reflexos palpebral (tocando-se com a polpa do dedo indicador a pálpebra superior), corneal (tocando-se com a polpa do dedo indicador a córnea da esclera) e cloacal (friccionando-se levemente a rima da cloaca com o dedo) e registrados os escores de movimentação em 3 = reflexo presente e forte, 2 = reflexo presente e lento, 1 = reflexo presente, mas muito lento e 0 = ausência do reflexo.

Os reflexos nociceptivos superficial e profundo foram avaliados a cada 10 minutos e registrados de acordo com os escores definidos pelos pinçamentos com pinça dente de rato. Foram estipulados os reflexos superficial (pinçamento interdigital) e profundo (pinçamento de falange) e estabelecidos escores de resposta para como: 0 = nenhuma resposta após estimulação, 1 = contração da musculatura envolvida, 2 = tração do membro estimulado de forma lenta, 3 = tração do membro de forma rápida e 4 = tração do membro e movimentação de cabeça.

O modelo adotado para a avaliação da estimulação dolorosa foi de elevações sucessivas da FESevo, na taxa de 20%, após cada resposta positiva aos pinçamentos serem registradas, até que estas respostas ficassem negativas e registradas. Após obtenção de respostas de pinçamentos negativas, os animais foram submetidos ao estímulo elétrico supramáximo, de acordo com Barter et al (2006) e Bertelsen et al. (2005), mimetizando um estímulo incisional. Para isso, foram introduzidas duas agulhas 20x5,5 na altura da falange média da nadadeira esquerda e separadas entre si por dois centímetros. As agulhas transfixaram a musculatura extensora e flexora da falange medial, e ao corpo exteriorizado das agulhas, foram conectados

dois eletrodos, um ânodo e um cátodo para permitir a passagem e fluxo de corrente elétrica (Figura 4.2). Os eletrodos foram conectados a um neuroestimulador (S48 Square Pulse Stimulator GRASS®, Artisan Technology Group, Champaign, IL, USA), ajustado a 50 Hz de frequência, 6,5 milissegundos de duração com 6,5 milissegundos de intervalo e 10 Voltz de tensão) e 20V de potencial elétrico como estímulo supramáximo (Figura 4.3). Em caso de resposta positiva, caracterizada por movimentação consistente de membros, a FESevo era elevada em 20% e aguardava-se 15 minutos para novamente testar o estímulo supramáximo (Figura 4.4). Após a resposta negativa pelo GRASS, a FESevo era registrada e, então, iniciava-se a remoção dos tumores. Após isso, finalizava-se o fornecimento de anestésico e aguardava-se a recuperação do animal.

Figura 4.2- Inserção das agulhas 20x 5,5 e a elas os eletrodos para conexão ao neuroestimulador em *Chelonia mydas* submetida a avaliação do estímulo supramáximo para exérese tumoral



Fonte: Autoria própria



Figura 4.3- Neuroestimulador S48 GRASS usado para estabelecer o estímulo supramáximo em *Chelonia mydas*.



Padronização do estímulo em 50Hz, 6,5ms de intervalo, 6,5ms de duração de estímulo e 20 V de potência. Fonte: Autoria própria

Figura 4.4 – Avaliação da resposta ao estímulo supramáximo pelo neuroestimulador GRASS aplicado no membro anterior esquerdo em *Chelonia mydas*.



Fonte: Autoria própria

### 3.2.1-Análise estatística

Para todos os dados de cada parâmetro avaliado ao longo do procedimento até atingir a resposta negativa ao estímulo do Grass, foram aplicados dois testes de normalidade, Shapiro-Wilk e Kolmogorov-Smirnov, para avaliar o tipo de distribuição. Foram consideradas distribuições normais dados com valores de  $p > 0,05$ . Foi realizada uma análise descritiva baseada no teste de normalidade para os dados de cada parâmetro. Ademais, foram considerados dados paramétricos os que apresentavam coeficiente de variação  $< 0,3$ .



Foi feita uma Correlação de Pearson entre todos os dados obtidos de fração expirada de sevofluorano e entre todos os dados de pulso, capnometria, oximetria, temperatura, escores de dor superficial e profunda, escores de reflexos palpebral, corneal e cloacal para avaliar o impacto do aumento da fração expirada do sevofluorano sobre cada um dos parâmetros analisados.

A análise estatística foi realizada pelo software IBM SPSS Statistics versão 28.0.0.0. Foi adotado um nível de significância estatística de 5% ( $p < 0,05$ ).

### 3.3-RESULTADOS

O sistema de manutenção e aquecimento dos animais dentro da água por 24 horas anteriores ao procedimento permitiu que os animais chegassem a sala de cirurgia com temperatura entre 28,5 a 30°C, proporcionando a estabilização térmica dos animais durante todo o período transanestésico, mesmo nos dias mais frios. Os animais foram mantidos acima de um colchão térmico, ligado a temperatura de 45°C quando a temperatura diminuía abaixo de 28,5°C.

A contenção física das tartarugas para a indução anestésica foi desafiadora, para que se conseguisse acessar a veia jugular, com a cabeça inclinada ao mesmo tempo com os dois membros anteriores sendo contidos, de modo que foi executada sempre por duas pessoas, uma para fazer a contenção dos membros anteriores da tartaruga e a outra abaixando gentilmente a cabeça com uma mão e puncionar a veia jugular com a outra. A dose de 5 mg/kg de propofol utilizada na indução permitiu o relaxamento mandibular para que fosse possível realizar intubação. O tempo entre a indução com o propofol e a intubação teve uma mediana de 7 minutos (1;20). O tempo total entre a intubação e extubação das tartarugas teve uma mediana de 193 minutos (90;323). O tempo até chegar a resposta negativa ao estimulador teve uma mediana foi de 95 minutos, o valor mínimo foi de 30 minutos e máximo de 215 minutos, com amplitude interquartil de 71 minutos. Os resultados totais estão elencados na tabela 5.1.

A média dos valores de fração inspirada de sevofluorano para se atingir a FESevo de 2,5% foi de 3,8%; a média dos valores de fração inspirada de sevofluorano para se atingir a resposta negativa ao GRASS foi de  $4,6 \pm 0,31\%$ .

Para a FESevo no momento da resposta negativa ao estimulador GRASS, os valores obedeceram a uma distribuição normal, no teste de Kolmogorov-Smirnov (18 graus de liberdade e  $p=0,112$ ) e Shapiro-Wilk (18 graus de liberdade e  $p=0,292$ ). O valor médio do ETSEVO foi de  $4,0 \pm 0,31\%$  (Média  $\pm$  desvio padrão).

Para a FC no momento da resposta negativa ao estimulador, os valores obedeceram a uma distribuição normal, no teste de Kolmogorov-Smirnov (18 graus de liberdade e  $p=0,2$ ) e Shapiro-Wilk (18 graus de liberdade e  $p=0,24$ ). A FC no momento da resposta negativa ao estimulador foi  $33 \pm 5,8$  batimentos por minuto (bpm) (média  $\pm$  desvio padrão). Para a  $SPO_2$ , os valores obedeceram a uma distribuição normal, no teste de Kolmogorov-Smirnov (18 graus de liberdade e  $p=0,2$ ) e Shapiro-Wilk (18 graus de liberdade e  $p=0,898$ ). A  $SPO_2$  média, no momento da resposta negativa ao GRASS foi de  $95,6 \pm 2,6\%$  (média  $\pm$  desvio padrão). A mediana de  $ETCO_2$  no momento da resposta negativa ao estimulador foi de 21 mmHg (6,35).

Para temperatura cloacal, os valores obedeceram a uma distribuição normal, no teste de Kolmogorov-Smirnov (18 graus de liberdade e  $p=0,102$ ) e Shapiro-Wilk (18 graus de liberdade e  $p=0,107$ ). A temperatura cloacal média foi de  $29,5 \pm 0,58^\circ\text{C}$  (média  $\pm$  desvio padrão).

Tabela 5.1- Valores de tempo, FC, SPO<sub>2</sub>, Temperatura, ETCO<sub>2</sub> escores de dor superficial e profunda e reflexos palpebral, corneal e cloacal em função do FESevo obtido no momento da resposta negativa ao estimulador GRASS.

Animal	FESevo	minuto	FC	SPO <sub>2</sub>	TEMP	ETCO <sub>2</sub>	DS	DP	RP	RCO	RLO
1	3,8	105	30	92	30,1	7	0	0	0	0	0
2	4,5	215	23	97	29,7	21	0	0	0	0	1
3	3,9	105	34	95	30	28	0	0	0	1	1
4	4,1	100	34	90	29,1	21	0	0	0	1	1
5	3,8	30	36	93	30,4	35	0	0	0	1	1
6	3,7	155	27	98	29,3	20	0	0	0	1	1
7	3,8	130	27	97	29,1	21	0	0	0	1	1
8	4,2	170	40	94	30,2	15	0	0	0	1	1
9	3,7	85	38	100	28,9	13	0	0	0	0	0
10	4,4	50	25	96	30,3	12	0	0	0	0	0
11	3,8	85	30	93	29	6	0	0	0	1	1
12	4,6	120	23	99	28,5	14	0	0	0	0	1
13	3,5	90	40	96	29	30	0	0	0	1	1
14	4,3	125	36	95	29	21	0	0	0	1	1
15	4,2	55	36	98	29,4	14	0	0	0	0	1
16	3,9	40	41	95	30,1	26	0	0	0	1	1
17	3,7	55	33	98	29,2	30	0	0	0	1	1
18	4,1	55	35	95	30	35	0	0	0	1	1
X	4	98,3	32,7	95,6	29,5	20,5	0	0	0	0	0
SD	0,31	48,9	5,80	2,59	0,58	8,82	0	0	0	0,48	0,38
Md	3,9	95	34	95,5	29,3	21	0	0	0	1	1
Min	3,5	30	23	90	28,5	6	0	0	0	0	0
Max	4,6	215	41	100	30,4	35	0	0	0	1	1

FC-frequência cardíaca em bpm; FESevo- fração expirada de sevofluorano em %; minuto- tempo em minutos até atingir a resposta negativa ao estimulador; SPO<sub>2</sub>- oximetria em %; DS- escore de dor superficial; DP- escore de dor profunda; RP- escore de reflexo palpebral; RCO- escore de reflexo corneal; RLO- escore de reflexo cloacal; X- média; SD- desvio padrão; Md- mediana; Min- valor mínimo; Max- valor máximo

Para todos os momentos, desde a intubação e início da monitoração até a resposta negativa ao estimulador, propôs-se correlacionar a FESevo com as variações obtidas nos principais parâmetros analisados, quais sejam FC, ETCO<sub>2</sub>, SPO<sub>2</sub>, temperatura cloacal, escores de dor superficial e profunda, escores de reflexos palpebral, corneal e cloacal.

Para frequência cardíaca (FC), o índice de correlação de Pearson entre FESevo e FC foi de  $r = -0,597$ , ou seja, a correlação é significativa ( $p < 0,01$ ) e negativa entre a fração expirada

de sevofluorano e frequência cardíaca. Isso indica que, quando se aumenta o FESevo, diminui a FC (Figura 5.1).

Figura 5.1- Gráfico de dispersão da correlação entre a frequência cardíaca (FC) e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

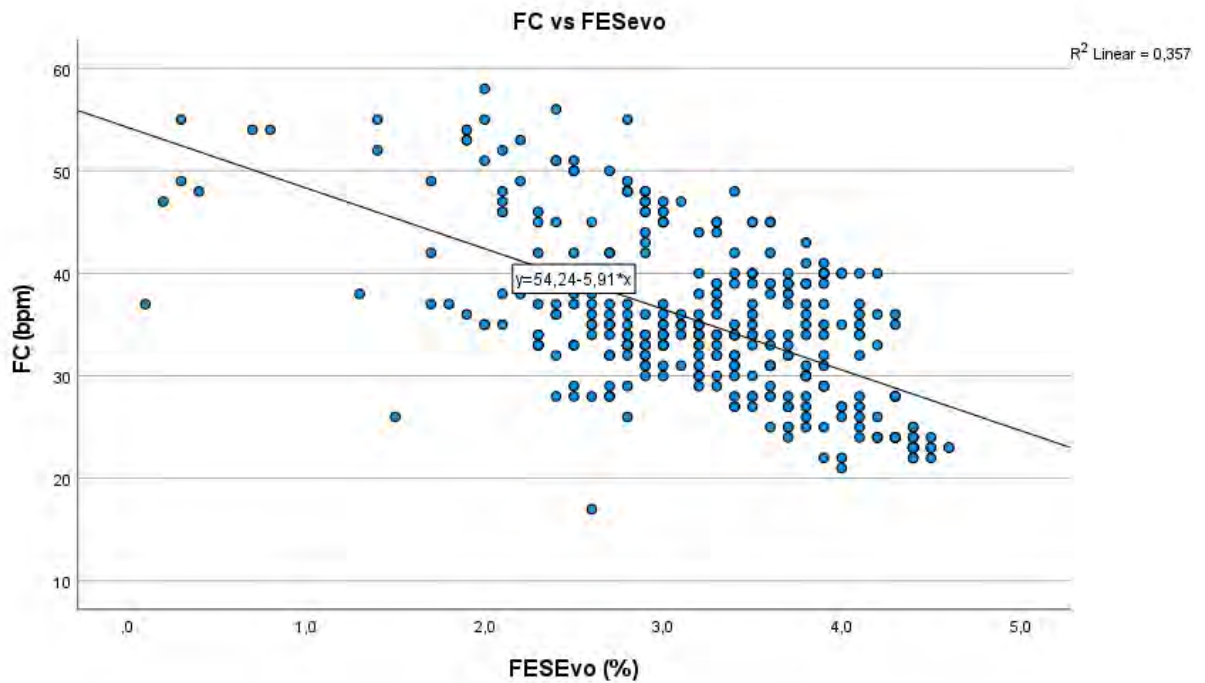


Diagrama de dispersão dos valores de FC em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa média (pelo valor de r)

Para o  $\text{ETCO}_2$ , o índice de correlação de Pearson com o FESevo foi de  $r = -0,629$ , ou seja, a correlação é significativa ( $p < 0,01$ ) e negativa entre a fração expirada de sevofluorano e  $\text{ETCO}_2$ . Isso indica que quando se aumenta o FESevo, diminui a capnometria (Figura 5.2).

Figura 5.2- Gráfico de dispersão da correlação entre a capnometria (ETCO<sub>2</sub>) e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

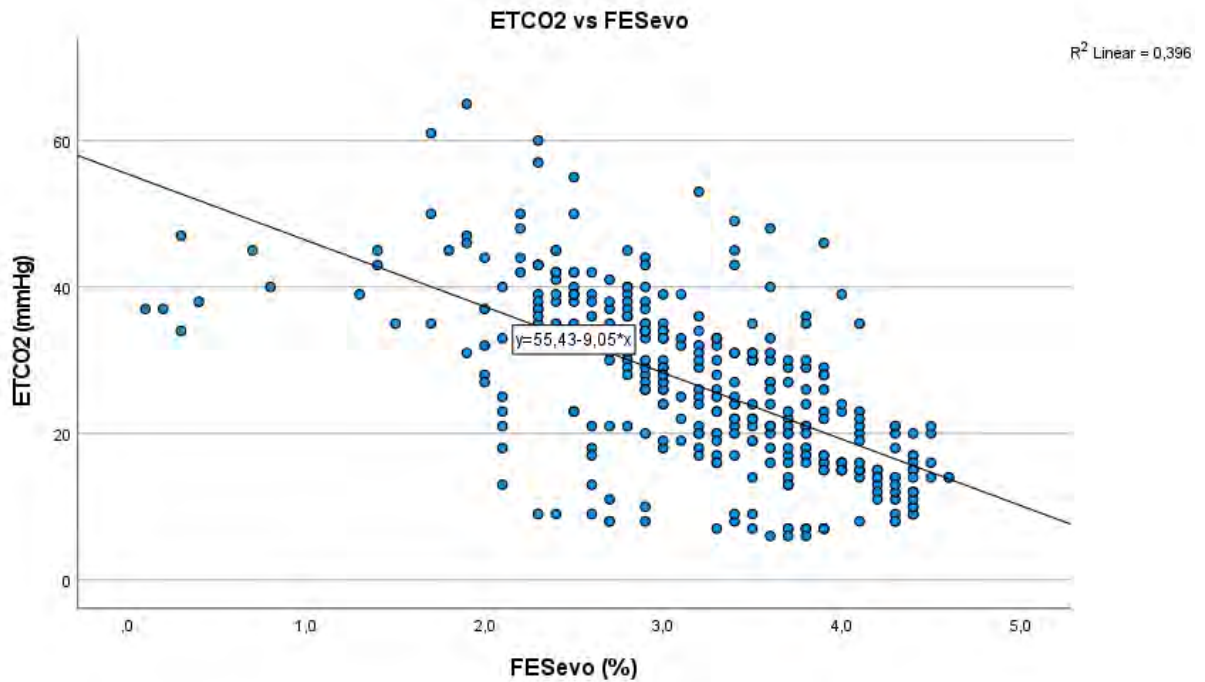


Diagrama de dispersão dos valores de ETCO<sub>2</sub> em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa média (pelo valor de r)

Para a oximetria, o índice de correlação de Pearson entre FESevo foi de  $r = 0,018$ , ou seja, a correlação é fracamente positiva entre a fração expirada de sevofluorano e oximetria. Isso indica que a FESevo não interfere na SPO<sub>2</sub> (Figura 5.3).

Figura 5.3- Gráfico de dispersão da correlação entre a oximetria (SPO<sub>2</sub>) e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

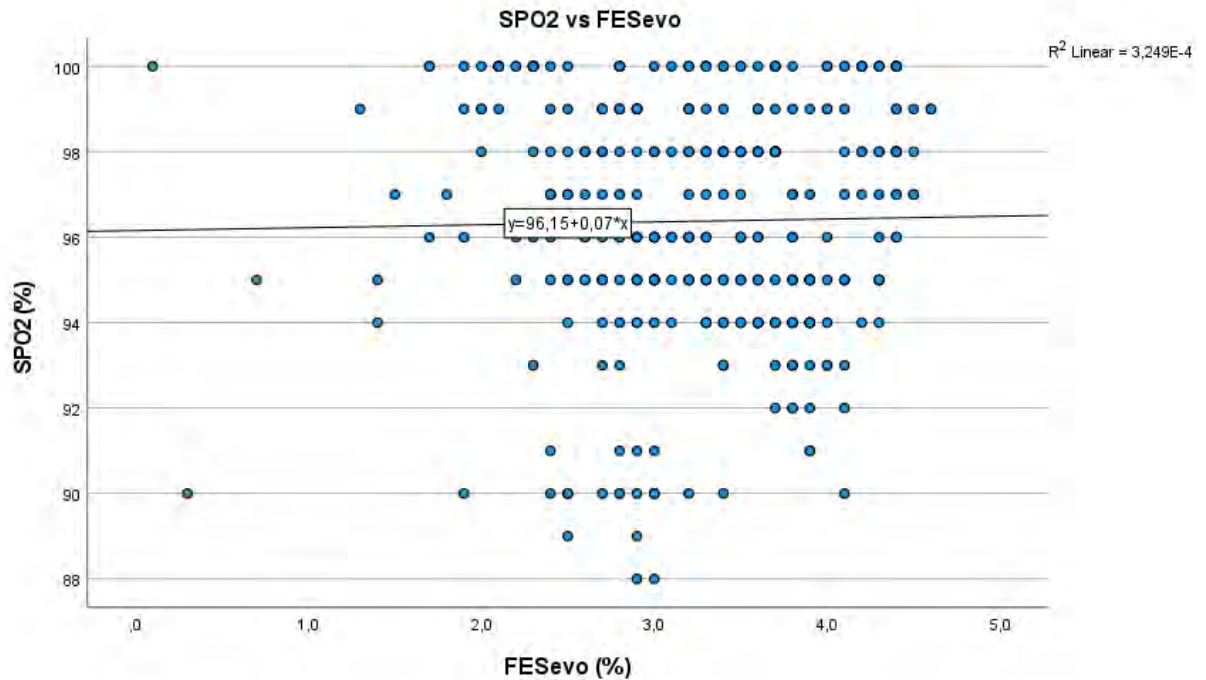


Diagrama de dispersão dos valores de SPO<sub>2</sub> em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação direta fraca (pelo valor de r)

Para a temperatura, o índice de correlação de Pearson com a FESevo foi de  $r = 0,119$ , ou seja, a correlação é fracamente positiva entre a fração expirada de sevofluorano e temperatura. Isso indica que a FESevo não interfere na temperatura (Figura 5.4).



Figura 5.4- Gráfico de dispersão da correlação entre a temperatura e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

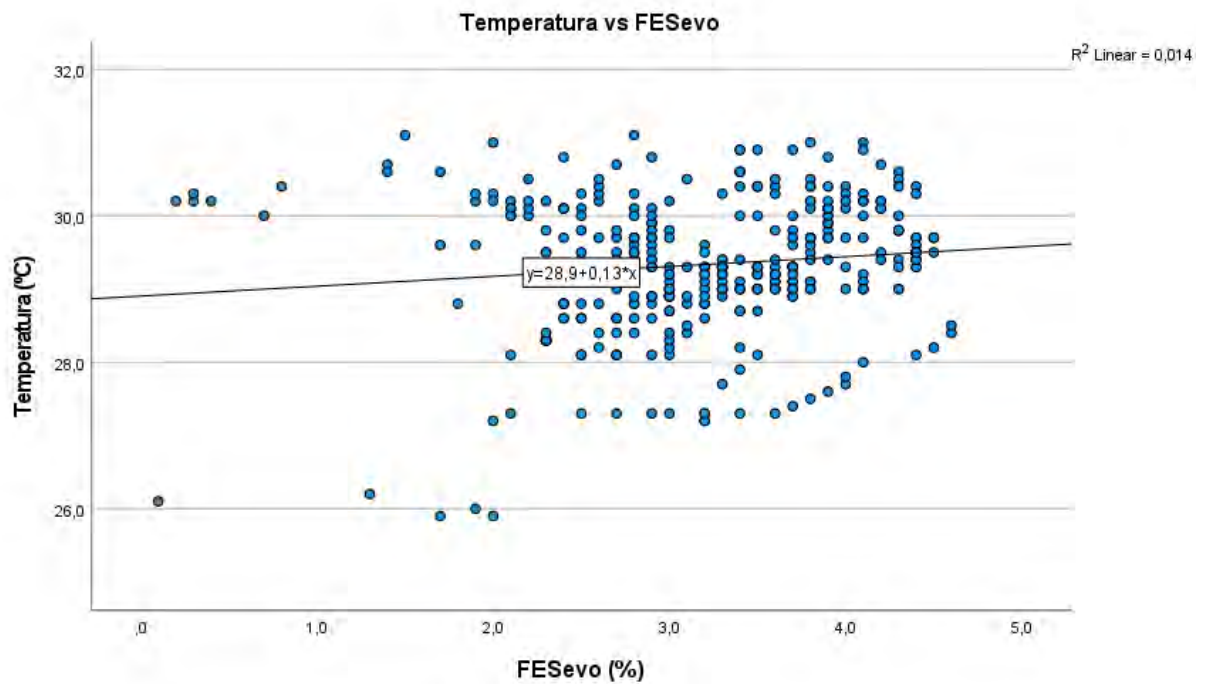


Diagrama de dispersão dos valores de temperatura em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação direta fraca (pelo valor de r)

Para resposta a dor superficial, o índice de correlação de Pearson com a FESevo foi de  $r = -0,702$ , ou seja, a correlação é significativa ( $p < 0,01$ ) e negativa entre a fração expirada de sevofluorano e resposta a dor superficial (Figura 5.5). Isso indica que quando se aumenta o FESevo, percebe-se diminuição da resposta a dor superficial. O mesmo ocorreu para a correlação com a dor profunda, em que o índice foi de  $r = -0,710$  (Figura 5.6).

Figura 5.5- Gráfico de dispersão da correlação entre o escore de dor superficial e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

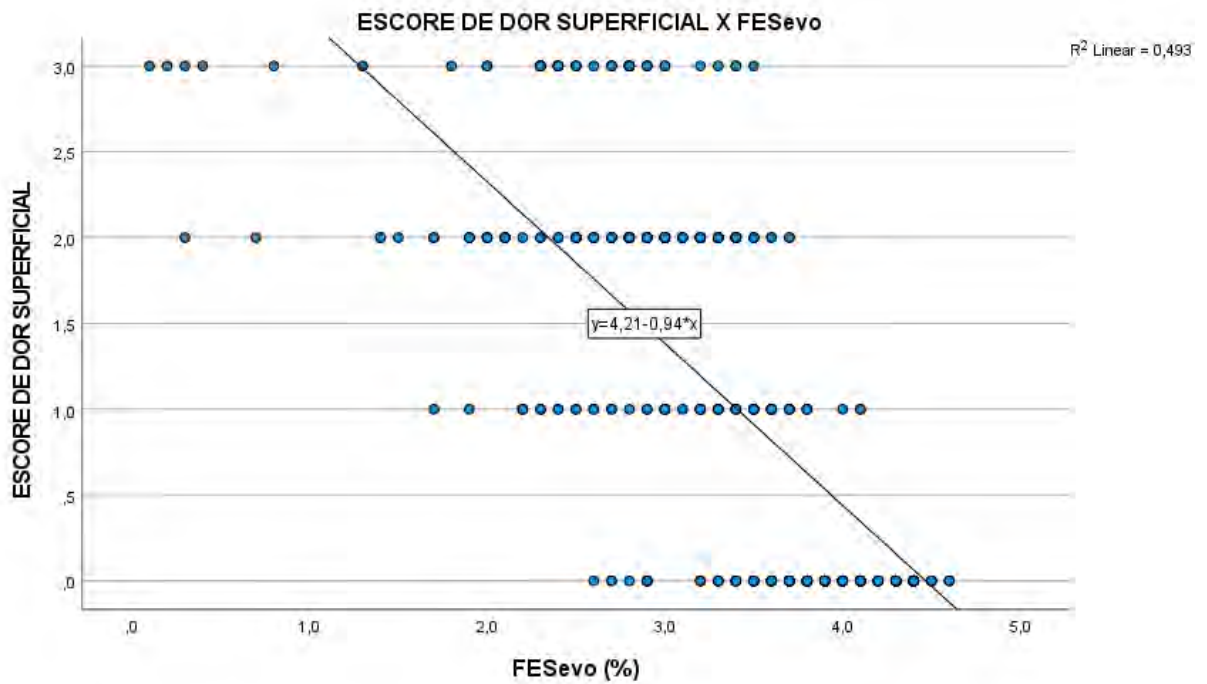


Diagrama de dispersão dos valores de escores de dor superficial em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa forte (pelo valor de r)

Figura 5.6- Gráfico de dispersão da correlação entre o escore de dor profunda e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

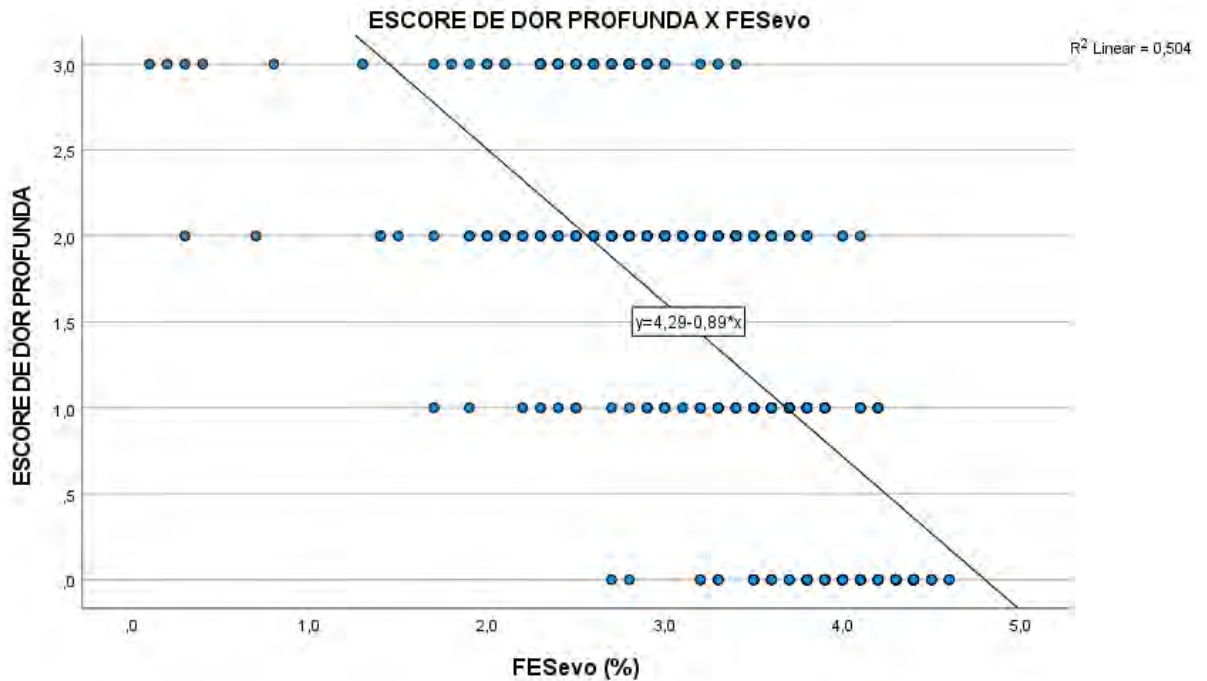


Diagrama de dispersão dos valores de escores de dor profunda em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa forte (pelo valor de r)

Para reflexo palpebral, o índice de correlação de Pearson com a FESevo foi de  $r = -0,633$ , ou seja, a correlação é significativa ( $p < 0,01$ ) e negativa entre a fração expirada de sevofluorano e reflexo palpebral. Isso indica que quando se aumenta o FESevo, há inibição do reflexo palpebral (Figura 5.7). O mesmo ocorreu na correlação com os reflexos corneal ( $r = -0,514$ ) (Figura 5.8) e cloacal ( $r = -0,366$ ) (Figura 5.9). Todavia, essa correlação negativa (inversa) foi considerada moderada em ambos os reflexos.

Figura 5.7- Gráfico de dispersão da correlação entre o escore de reflexo palpebral e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

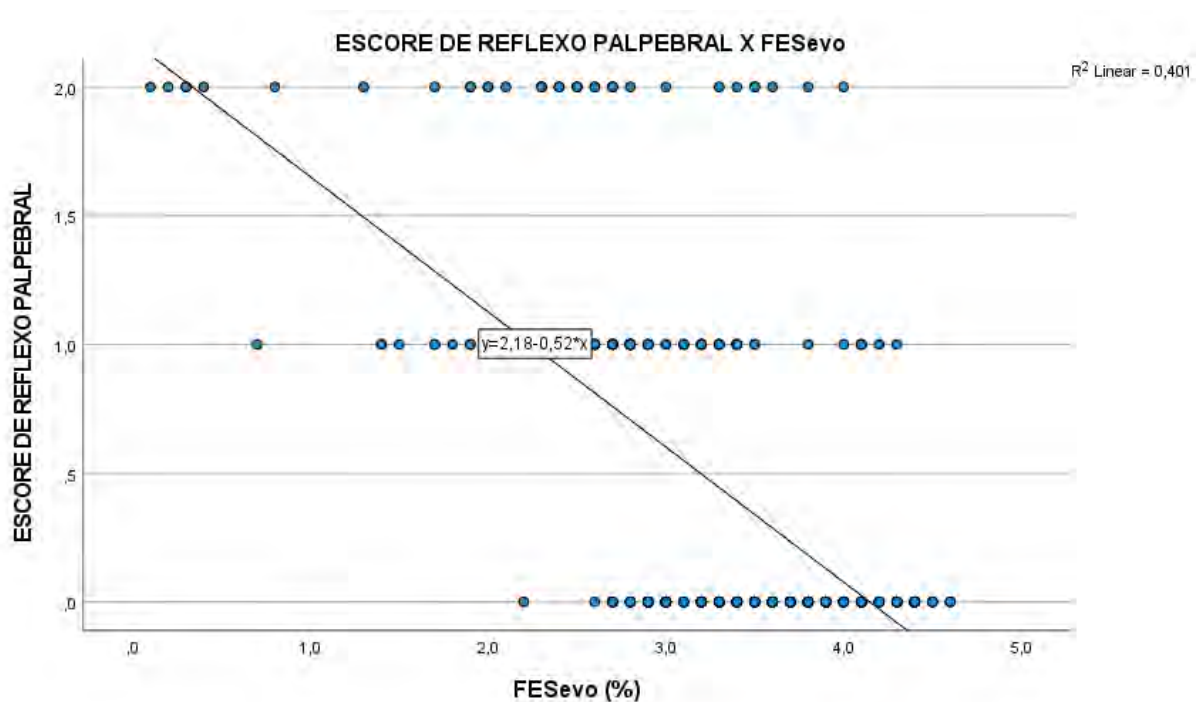


Diagrama de dispersão dos valores de escores de reflexo palpebral em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa média (pelo valor de  $r$ )

Figura 5.8- Gráfico de dispersão da correlação entre o escore de reflexo corneal e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

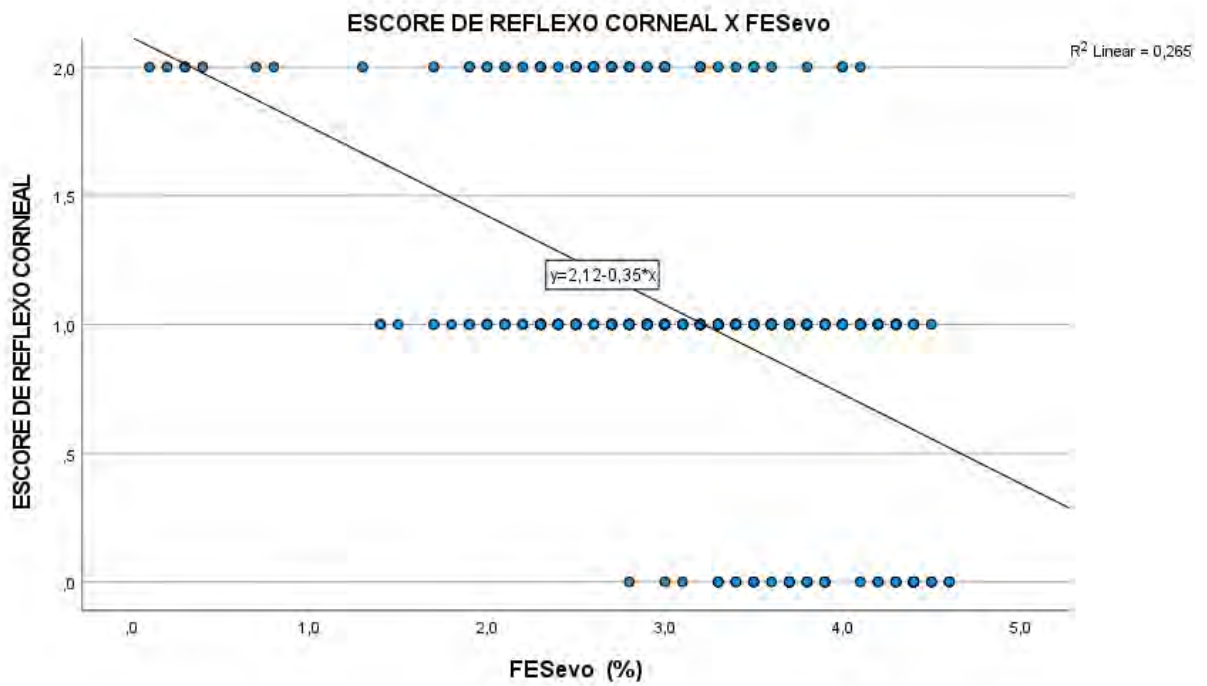


Diagrama de dispersão dos valores de escores de reflexo corneal em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa média (pelo valor de r)

Figura 5.9- Gráfico de dispersão da correlação entre o escore de reflexo cloacal e a fração expirada de sevofluorano (FESevo)

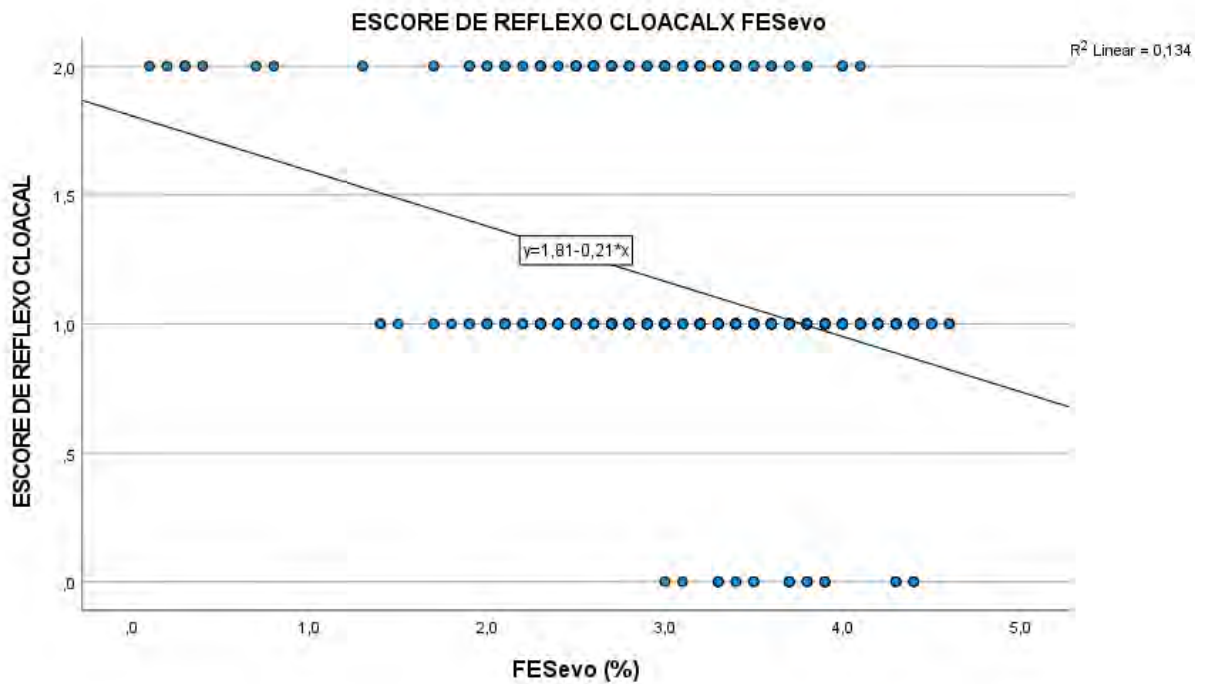


Diagrama de dispersão dos valores de escores de reflexo cloacal em função da FESevo. A equação de regressão linear ilustra a correlação inversa média (pelo valor de r)

### 3.4-DISCUSSÃO

Devido à sua natureza ectotérmica, as tartarugas devem ser mantidas em temperaturas apropriadas para suas espécies, chamada de Zona de Temperatura Ótima Preferida (ZTOP). Mudanças na temperatura corporal afetam a taxa metabólica e outros processos fisiológicos. Propriedades farmacocinéticas, absorção, distribuição, metabolismo e excreção de drogas podem ser influenciadas pela temperatura corporal de uma tartaruga (MANS; SLADKY; SCHUMACHER, 2019). A manutenção da ZTOP é crucial para a segurança do paciente, confiabilidade e previsão de efeitos fisiológicos do protocolo anestésico como início, duração e intensidade de efeitos. Extremos térmicos têm efeitos significativos na metabolização e excreção, estado ácido-base, desvio intracardíaco, alterando trocas gasosas respiratórias, captação e eliminação do anestésico inalatório. Portanto, a normotermia na anestesia desses animais é uma prioridade (VIGANI, 2007).

O sistema de manutenção e aquecimento dos animais foi eficiente para a estabilização térmica dos animais durante todo o período transanestésico, possivelmente pela alta capacidade térmica das tartarugas marinhas. A maioria das tartarugas anestesiadas tinham peso entre 10-15 kg, uma única tartaruga tinha peso de 5,0 kg, e preparar termicamente as tartarugas, durante 24 horas, diminuiu a possibilidade de perda de calor. Um réptil de menor porte, por apresentar menor massa e conseqüentemente menor capacidade térmica, ficará muito mais sujeito às variações de temperatura por perdas externas. Um réptil de maior porte, quando aquecido previamente por um longo período, demorará mais para perder calor ao meio externo.

A temperatura cloacal pouco variou durante o período anestésico, mesmo para altas frações expiradas de sevoflurano. A manutenção de ZOPT neste trabalho foi importante para tentar estabelecer o tempo de equilíbrio e principalmente com relação às propriedades físico-químicas do sevoflurano, como o coeficiente de solubilidade, que aumenta com a temperatura mais baixa e com a pressão de vapor do sevoflurano a temperaturas mais baixas (WILLIAMS et al., 2020). Quanto maior for a pressão de vapor do halogenado, maior é a capacidade de vaporização deste, e, conseqüentemente, maior a concentração anestésica que poderá ser atingida em relação ao fluxo diluente. Isso reforça a importância de se manter uma temperatura ótima corporal para diminuir o tempo de equilíbrio entre os compartimentos (WILLIAMS et al., 2020)

A indução com propofol permitiu o relaxamento mandibular para que fosse possível realizar intubação, sem o qual seria impossível a indução. Induzir um testudino na máscara é



tarefa hercúlea, mais ainda em se tratando de tartarugas marinhas que fazem apneia muito facilmente. A apneia na indução vai causar vasoconstrição hipóxica pulmonar e aumentar a pressão resistiva na artéria pulmonar (CROSSLEY; ALTMIRAS; WANG, 1998; HERMAN; WANG; SMITHS, 1997), indisponibilizando o fluxo sanguíneo pulmonar para a captação anestésica.

O decúbito adotado neste trabalho foi o decúbito ventral ou esternal. Desta forma, as possíveis alterações cardiovasculares de aumento de pressão resistiva sobre a artéria pulmonar, causando desvio D-E, descritas na anestesia por isoflurano em *Lepidochelys kempii* (MOON; STABENAU, 1996) e por sevoflurano em *Gopherus agassizi* (ROONEY et al., 1999) foram evitadas. O decúbito dorsal causa compressão visceral sobre o pulmão e sobre a artéria pulmonar, diminui o volume corrente, diminuirá a fração expirada final de gás carbônico, por incompatibilidade da relação ventilação/ perfusão, diminuindo sua eliminação (MONTICELLI; HADLEY; PINELAS, 2017; WILLIAMS et al., 2021)

Foi adotada a ventilação mecânica para as tartarugas pois no plano cirúrgico é comum os animais entrarem em apneia (MANS, SLADKY; SCHUMACHER, 2019), além da necessidade de pressão positiva de insuflação para tartarugas marinhas, que apresentam uma pressão intracelomática de  $-4\text{cmH}_2\text{O}$  (GRIMM; MADER, 2001). A ventilação mecânica serve para compensar a redução ou ausência do impulso respiratório central, em combinação com a perda do tônus do músculo esquelético nas tartarugas anestesiadas (WILLIAMS et al., 2020). A ventilação por pressão fornece fluxo de ar sem gasto de energia pelo paciente e permite monitorar e corrigir a  $\text{pCO}_2$  e a  $\text{pO}_2$  arterial usando taxas respiratórias variadas, volumes correntes, pressões inspiratórias e concentrações de oxigênio inspirado (SPIELVOGEL et al., 2014). Neste trabalho, foi adotada pressão de pico de  $6\text{ cmH}_2\text{O}$ , ou seja, dentro da faixa proposta estabelecida para tartarugas marinhas, entre  $5$  e  $10\text{ cmH}_2\text{O}$  (LUTZ; BENTLEY, 1985; SPIELVOGEL et al., 2014), e frequência respiratória de 6 movimentos por minuto, a mesma utilizada em *Gopherus agassizi* anestesiadas com sevoflurano, mas submetidas à pressão de pico de  $12\text{ cmH}_2\text{O}$ , visando vencer a ação compressiva das vísceras sobre os pulmões (ROONEY et al., 1999). O decúbito dorsal reduz a eficácia pulmonar durante a ventilação com pressão positiva e tende a diminuir o volume pulmonar, esta é a razão pela qual animais em decúbito dorsal necessitam terem um pico de pressão inspiratória maior do que no decúbito ventral, como ocorreu neste estudo com as tartarugas verdes.

Foi adotada a descrição de Mans, Sladky e Schumacher (2019) para os planos anestésicos das tartarugas verdes, devido o detalhamento com relação não somente aos reflexos, mas aspectos clínicos, como frequência cardíaca. Os escores de dor (KAMINISHI, 2013) bem como os reflexos palpebral, corneal e cloacal demonstraram semelhança clínica na avaliação dos planos e estágios. O uso de um estímulo inicial mecânico-pressórico para avaliação de dor superficial (interdigital) e dor profunda (falangeana) foi considerado adequado para avaliação do plano anestésico, visto que os mecanorreceptores parecem ter mais importância filogenética nos estudos de dor em répteis do que os termorreceptores (MADER, 1998; KAMINISHI, 2013). O estímulo por pinçamento interdigital também foi utilizado como estímulo nociceptivo para avaliar a concentração anestésica mínima de *Chelonoides carbonarius* (GREUNZ et al., 2018), semelhante ao que utilizamos inicialmente. No entanto, Goe et al. (2016) mencionaram que os reflexos apresentaram grande variabilidade na avaliação da profundidade anestésica para *Chelydra serpentina*.

Após os pinçamentos, a avaliação do estímulo supramáximo foi realizada com o uso do estimulador elétrico ajustado a 50 Hz de frequência, duração de 6,5 milissegundos, intervalo de 6,5 milissegundos entre os pulsos e 20 Voltz de potência, de maneira semelhante ao trabalho de Barter et al. (2006) com iguanas. Bertelsen et al. (2005) igualmente utilizaram um estimulador elétrico para definir o estímulo supramáximo, porém, com 50V em *Varanus dumerili*. O uso do estimulador elétrico permitiu a padronização e a quantificação do estímulo supramáximo, comparável a incisão cirúrgica por uma lâmina de bisturi (QUASHA; EGER; TINKER, 1980; MONTEIRO, 2007) , cuja resposta a ele foi abolida na fração expirada média de 4% de sevofluorano .

A existência do desvio intracardíaco D-E não foi comprovada neste estudo, cujo entendimento é preponderante para a anestesia de testudinos marinhos, como um mecanismo adaptativo que influencia substancialmente os achados paramétricos. Porém, pode ser notado aumento no tempo de equilíbrio entre as frações inspiradas e expiradas de anestésico, o que é fortemente influenciado por esse desvio. A anestesia geral inalatória é causadora do desvio D-E, reduzindo respostas cardiovasculares, vagalmente mediadas (CROSSLEY, ALTIMIRAS; WANG, 1996; McARTHUR; MEYER; INNIS, 2004; WHITH, 1976; WOOD; LENFANT, 1976). A elevada fração de anestésico inalatório induz resposta colinérgica de bradicardia vagal (GOE et al., 2016; GREUNZ et al., 2018; MOON; STABENAU, 1996; WILLIAM et al., 2019).

O desvio D-E está sob influência colinérgica, através da constrição do esfíncter da artéria pulmonar (GARCIA-PÁRRAGA et al., 2018), causando bradicardia (GARCIA-PÁRRAGA, et al., 2017; HERMAN et al., 1997; HICKS, 1998; SAPSFORD, 1978; WHITH, 1976; WOOD; LENFANT, 1976). Esse parâmetro foi bastante influenciado pela FESevo, em que foi observada importante redução até atingir a FESevo necessária para obter resposta negativa ao estimulador. Moon e Stabenau (1996) relataram decréscimo de 56% na frequência cardíaca em *Lepidochelys kempii* anestesiada com isofluorano. Entretanto, essa relação de depressão diretamente proporcional ao aumento da FESevo não foi verificada em *Gopherus agassizi* (ROONEY et al., 1999). Destaca-se que as tartarugas terrestres desenvolvem comportamento de desvio intracardíaco em menor intensidade que as tartarugas marinhas, pois não sofrem impacto de aumento de pressão intrapulmonar como no mergulho; possivelmente reside aí a diferença de comportamento cardíaco entre as duas famílias.

Com relação a oximetria, o desvio D-E diminui a saturação arterial, por desviar sangue venoso novamente na circulação sistêmica (BURGGREN, 1987; HICKS, 1998), e perfundir os arcos aórticos com sangue proveniente do átrio direito e *cavum pulmonale*, diminuindo a saturação de oxihemoglobina nas artérias periféricas que sensibilizam o transdutor de oximetria, mas isso não ocorreu neste trabalho. Neste estudo com tartarugas verdes, a fração inspirada de oxigênio foi acima de 88 %, pela mistura do fluxo oxigênio pelo rotâmetro do aparelho para vaporizar o sevofluorano misturado com o ar em pressão proveniente do ventilador instalado no bocal do balão ventilatório. Isso certamente saturou mais facilmente a hemoglobina dos eritrócitos das tartarugas (WILLIAMS et al., 2020). Hernandez-Divers et al. (2005), ao anestesiarem iguanas com isofluorano e sevofluorano também não detectaram alterações na oximetria dos animais em função de tempo anestésico.

Foi observada correlação inversa entre a capnometria e a FESevo. Como as tartarugas foram mantidas em decúbito ventral, essa diminuição não se deveu à ação compressiva das vísceras sobre os pulmões, elevando a pressão na artéria pulmonar (MOON; STABENAU, 1996; ROONEY et al., 1999). Provavelmente os níveis de  $ETCO_2$  decaíram em virtude da ventilação mecânica constante ao longo de todo o procedimento ou devido ao próprio desvio D-E. Hernandez-Divers et al. (2005), anestesiaram iguanas e também perceberam diminuição da capnometria devido a ventilação mecânica, impactando no pH. O desvio D-E é responsável pela diminuição dos níveis de  $ETCO_2$ , pela incompatibilização da relação ventilação-perfusão pulmonar, sob controle colinérgico. Nesse caso, talvez o uso de adrenérgicos aumentaria o fluxo pulmonar e, conseqüentemente, a eliminação de  $CO_2$  (BALKO et al., 2018; GOE et al., 2016).

A dinâmica de diminuição dos reflexos aferidos neste trabalho (palpebral, corneal e cloacal) obedeceram ao preceituado por Mans, Sladky e Schumacher (2019) de acordo com o aumento da FESevo, porém, não são suficientes para determinar a similaridade da perda dos reflexos dolorosos com o momento para se fazer incisão cirúrgica e talvez essa tenha sido a importância da padronização do estímulo supramáximo através da estimulação elétrica pelo estimulador GRASS. Os modelos de estímulo nociceptivo aceitos para a determinação da CAM são o *bracketing study model* e *up and down* (QUASHA, EGER; TINKER, 1980; SONNER, 2002), todavia, o mais usado é o *bracketing*. Neste método, inicialmente o animal é exposto a uma concentração do anestésico e, caso ocorra resposta positiva, a concentração é elevada de maneira gradual, intercalando com novo estímulo, até ocorrer uma resposta negativa. Se a resposta for negativa, a concentração é diminuída até ocorrer uma resposta positiva. A CAM é considerada a média aritmética entre a concentração mais elevada que permite a resposta motora e a concentração mais baixa que inibe essa resposta (QUASHA; EGER; TINKER, 1980; SONNER, 2002). Evidentemente, para que isso seja viável, o equilíbrio entre o compartimento vascular e o compartimento pulmonar deve ser atingido rapidamente, o que é verificado em mamíferos, mas não em testudinos. Isso, certamente inviabilizou a utilização deste modelo neste estudo. O método “*up and down*” é realizado em uma população, em que cada indivíduo é exposto a uma concentração fixa de anestésico e apenas um ciclo de estímulo nociceptivo é aplicado, registrando-se presença ou ausência de resposta. O resultado (tudo ou nada) é adequado à uma equação logarítmica dentro da população, definindo a probabilidade de uma ausência de movimento em função da dose.

Neste trabalho com as tartarugas verdes não foi determinada a CAM por impossibilidade de algumas premissas para esta determinação: 1) ausência de uma concentração anestésica arbitrada prévia numa população para avaliar individualmente cada animal em função de um tempo determinado para desenvolver o modelo experimental “*up and down*” com um único estímulo, não importando a resposta negativa ou positiva; 2) tempo de equilíbrio muito longo e indefinido entre as frações inspirada e expirada de sevofluorano, em virtude das características morfo-funcionais cardíacas dos testudinos, impossibilitando o modelo experimental do “*bracketing*” de média aritmética entre as frações.

Com o supraexposto, o modelo adotado neste estudo com as tartarugas verdes foi de elevação de frações expiradas até obtenção de resposta negativa ao estímulo supramáximo. Isso clinicamente coincidiu com a permissividade de incisão da pele dos animais pelo bisturi, para

a exérese do fibropapiloma. Desta forma, não foi determinada a concentração anestésica mínima do sevofluorano neste estudo, mas sim de requerimento do mesmo para a exérese.

A ação anestésica do sevofluorano nas tartarugas verdes aqui estudadas, ficou sujeita fisiologicamente à elevada fração de ejeção cardíaca sistólica e ao desvio D-E. A alta fração de ejeção cardíaca prolonga a indução porque ela rapidamente esgota o agente anestésico do pulmão e, portanto, retarda a fração do anestésico no SNC dos testudinos (WILLIAMS et al., 2020). O desvio intracardíaco D-E indisponibiliza o pulmão para a troca gasosa e consequente indução, criando essa incompatibilidade da relação ventilação/perfusão (WILLIAMS et al., 2020). Não se provou a existência do desvio intracardíaco neste trabalho com tartarugas verdes, mas a consequência da demora do equilíbrio entre os compartimentos (uma grande diferença entre as frações inspirada e expirada de anestésico) especialmente no início da monitoração anestésica, levantam a suspeita de ocorrência do desvio D-E.

Uma assunção da determinação da CAM para mamíferos é que frações expiradas reflitam as frações arteriais (e também no SNC), o que não ocorre nos testudinos que fazem desvio D-E (GREUNZ et al., 2018, WILLIAMS et al., 2020). Répteis que não fazem desvio D-E rotineiros como as pítons e os lagartos varanídeos, a CAM pode ser mais fácil de determinar (BERTELSEN et al., 2005); ao contrário das tartarugas marinhas como a verde neste estudo.

Para acelerar o tempo de equilíbrio para anestesia inalatória em répteis pode-se: 1) usar ventilação mecânica com uma frequência maior (MOON; STABENAU, 1996; ROONEY et al., 1999); 2) submeter as tartarugas marinhas após a intubação a uma elevada fração inspirada do halogenado para aumentar a concentração de absorção do anestésico e diminuir o tempo necessário para atingir uma determinada concentração necessária para abolir os estímulos dolorosos (WILLIAMS et al., 2020); 3) usar um parassimpatolítico (GREUNZ et al., 2018; MOON; STABENAU, 1996; WILLIAMS et al., 2020) para abolir os efeitos vagais e alterações cardíacas em virtude deles.

### **3.5-CONCLUSÃO**

Para a exérese de fibropapilomas cutâneos, é necessária a manutenção anestésica de 4% de sevofluorano, o qual promove cronotropismo cardíaco negativo nas tartarugas.

Por fim, os resultados obtidos neste estudo reforçam o uso de anestesia multimodal balanceada para tartarugas verdes, reduzindo a dependência do halogenado para manutenção de plano. Desta forma, os testudinos estarão menos sujeitos ao efeito cardiodepressor e de prolongamento no tempo de equilíbrio do requerimento dos anestésicos inalatórios.



## REFERÊNCIAS

- ASHLEY, L.M. **Laboratory anatomy of the turtle**. WM. C. Brown Company Publishers. 1<sup>st</sup> ed. Dubuque, 48 p, 1968.
- 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
- BARTER, L.S.; HAWKINS, M.G.; BROSNAN, R.J.; ANTOGNINI, J.F. MD; PYPENDOP, B.H. Median effective dose of isoflurane, sevoflurane, and desflurane in green iguanas. **American Journal of Veterinary Research**, v.67, n.3, p.392–397, 2006
- BAYS, T.A.B. Equipping the Reptile Practice. **Veterinary Clinics of Exotic Animal Practice**. v. 8, p.437-461, 2005
- BERTELSEN, M.F.; MOSLEY, C.A.E.; CRAWSHAW, G.J.; DYSON, D.; SMITH, D.A. Minimum alveolar concentration of isoflurane in mechanically ventilated Dumeril monitors. **Journal of American Veterinary Medical Association**, v.226, n.7, 1098–1101, 2005
- BURGGREN, W.W. Form and function in reptilian circulations. **American Zoologic**, v.27, p.5-19, 1987
- 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 and Physiologic Biology**, v.154, p.167 174, 1984
- 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 American Veterinary Medical Association**. v. 221, n.7, p.1019-1025, 2002
- CROSSLEY, D.; ALTIMIRAS, J.; WANG, T. Hypoxia elicits an increase in pulmonary vasculature resistance in anaesthetised turtles (*Trachemys scripta*). **The Journal of Experimental Biology**. v.201, p.3367-3375, 1998
- FARREL, A.P.; GAMPERL, A.K.; FRANCIS, E.T.B. Comparative aspects of heart morphology. In: GANS, C.; GAUNT, A.S. **Biology of the Reptilia**, vol. 19 (Morphology G). Society for the study of amphibians and reptiles, Ithaca, New York, Contr. Herpetol. 1998. v14, p. 375-424.
- GARCÍA-PÁRRAGA, D.; VALENTE, ALS; STACY, BA; WYNEKEN, J. Cardiovascular system. In: MANIRE, CA; NORTON, TM; STACY, BA; HARMS, CA; INNIS, CJ. **Sea Turtle Health and Rehabilitation**. Plantation , FL, J Ross Publishing, 2017, p.292-314.

- GARCIA-PÁRRAGA, D.; LORENZO, T.; WANG, T.; ORTIZ, J.L.; ORTEGA, J.; CRESPO-PICAZO, J.J.; CORTIJO, J.; FAHLMAN, A. Deciphering function of the pulmonary arterial sphincters in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*). **Journal of Experimental Biology**. v.221, 2018. jeb179820. doi:10.1242/jeb.179820.
- GOE, A.; SHMALBERG, 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, Article number: 17124, p.1-6, 2018. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-35588-w>
- GRIMM, K.; MADER, D.R. Measuring Intracoelomic Pressure in Green Sea Turtles, *Chelonia mydas*. 2001 **Proceedings of Association of Reptilian and Amphibian Veterinarian**. p 59, 2001.
- HARMS, C.A.; ECKERT, S.A.; KUBIS, S.A.; CAMPBELL, M., LEVENSON, D.H.; CROGNALE, M.A. Field anaesthesia of leatherback sea turtles (*Dermochelys coriacea*) **Veterinary Record**, v.161, p.15-21, 2007.
- HARMS, C.A.; PINIAK, W.E.D.; ECKERT, A.S.; STRINGER, E.M. Sedation and anesthesia of hatchling leatherback sea turtle (*Dermochelys coriacea*) for auditory evoked potential measurement in air and in water **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.45, n.1, p 86–92, 2014.
- HERMAN, J.; WANG, T.; SMITS, A.W.; HICKS, J.W. The effects of artificial lung inflation on pulmonary blood flow and heart rate in the turtle *Trachemys scripta*. **The Journal of Experimental Biology**. v.200, p.2539–2545, 1997.
- HERMAN, J.K.; SMATRESK, N.J. Cardiorespiratory response to progressive hypoxia and hypercapnia in the turtle *Trachemys scripta*. **The Journal of Experimental Biology**, v.202, p.3205-3213, 1999.
- HERNANDEZ-DIVERS, S.M.; SCHUMACHER, J.; STAHL, S.; HERNANDEZ-DIVERS, S.J.B. Comparison of isofluorane and sevofluorane anesthesia after premedication with butorfanol in the green iguana (*Iguana iguana*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.36, n.2, p.169-175, 2005.
- HICKS, J. W.; COMEAU, S.C. Vagal regulation of intracardiac shunting in turtles. **Journal of Experimental Biology**, v.186, p.109-112, 1994.
- HICKS, J.W. Cardiac Shunting in Reptiles: Mechanisms, Regulation, and Physiological Functions. In: GANS, C.; GAUNT, A.S.B. **Biology of the reptilia**. v19. Morphology G. Visceral Organs. Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Ithaca, New York. *Contrib. Herpetol.* 1998; v.14: 425-483.
- HICKS, J.W. The physiological and evolutionary significance of cardiovascular shunting patterns in reptiles. **News physiological science**, v.17, p241-245, 2002.

HIGGINS, B.M. Sea turtle husbandry. In: LUTZ, P.L; MUSICK, J. **The biology of sea turtles**. Boca Raton, CRC Press, 2003, p.411-440.

HOLZ, R.M.; HOLZ, P. Electrocardiography in anaesthetised red-eared sliders (*Trachemys scripta elegans*). **Research of veterinary science**. v.58, n.1. p.67-69, 1995.

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

LACKOVICH, J.K.; BROWN, D.R.; HOMER, B.L.; GARBER, R.L.; MADER, D.R.; MORETTI, R.H.; PATTERSON, A.D.; HERBST, L.A.; OROS, J.; JACOBSON, E.R.; CURRY, S.S.; KLEIN, P.A. Association of herpesvirus with fibropapillomatosis of the green turtle *Chelonia mydas* and the loggerhead turtle *Caretta caretta* in Florida. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.37, p.889–897, 1999.

LUTZ, P.L.; BENTLEY, T.B. Respiratory physiology of diving in the sea turtle. **Copeia**, v.3, p.671-679, 1985.

MACLEAN, R.A.; HARMS, C.A.; BRAUN-MCNEIL, J. Propofol anesthesia in loggerhead (*Caretta caretta*) sea turtles. **Journal of Wildlife Diseases**, v.44, n.1, p. 143–150, 2008

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

MANS, C.; LAHNER, L.L.; BAKER, B.B; JOHNSON, S.M.; SLADKY, K.K. Antinociceptive efficacy of buprenorphine and hydromorphone in red eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.43, n.3, p. 662-665, 2012.

MANS, C. Reptile Sedation, Anesthesia and Analgesia. INTERNATIONAL CONFERENCE ON AVIAN, HERPETOLOGICAL AND EXOTIC MAMMAL MEDICINE, 2<sup>ND</sup>. Paris, France. April 18-23. 2015 **Proceedings [...]**, p.163-166, 2015.

MANS, C.; SLADKY, K.K; SCHUMACHER, J. General Anesthesia. In: DIVERS, S.J.; STAHL, S. J. **Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery**. Saint Louis, Missouri, Elsevier, 2019, p.447- 464.

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

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

MONTEIRO, E.R.; TEIXEIRA-NETO, F.J.; CAMPAGNOL, D.; ALVAIDES, R.K.; GAROFALO, N.A.; MATSUBARA, L.M. Effects of remifentanil on the minimum alveolar concentration of isoflurane in dogs. **American Journal of Veterinary Research**, v. 71, n.2, p.150-156, 2010.

MONTICELLI, P.; HEDLEY, J.; PINELAS, R. Haemodynamic changes occurring in a loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*) during mechanical ventilation under general anaesthesia. **Veterinary Anesthesia and Analgesia**, v.44, p.973-980, 2017.

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

MOSLEY, C.A.E. Anesthesia and Analgesia in Reptiles. **Journal of Exotic Pet Medicine**, v.14, n. 4, p.243–262, 2005.

MURRAY, M.J. Cardiopulmonary Anatomy and Physiology. In: MADER, D.R. **Reptile Medicine and Surgery**. St. Louis, Saunders Elsevier, 2006, p. 124-134.

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

NORTON, T.M.; MOSLEY, C.J.; SLADKY, K.K.; ROUSSELET, E.; WALSH, M.T.; MANIRE, C.A.; ZACHARIAH, T.T. Analgesia and Anesthesia. In: MANIRE, C.A.; NORTON, T.M.; STACY, B.A.; INNIS, C.J.; HARMS, C.A. **Sea turtle health & rehabilitation**. Plantation, FL: J. Ross Publishing, 2017. p.527-550.

OKUYAMA, J.; SHIOZAWA, M.; SHIODE, D. Heart rate and cardiac response to exercise during voluntary dives in captive sea turtles (Cheloniidae). **Biology Open**, v.9, p.1-11, 2020. bio049247. doi:10.1242/bio.049247 .

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 American Veterinary Medical Association**, v.250, n.8, p.909-917, 2017

QUASHA, A.L.; EGER, E.I.; TINKER, J.H. Determination and applications of MAC. **Anesthesiology**, v.53, p.315-334, 1980

ROONEY, M.B.; LEVINE, G.; GAYNOR, J.; MACDONALD, E.; WIMSATT, J. Sevoflurane anesthesia in desert tortoises (*Gopherus agassizii*). **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.30, n.1, p.64-69, 1999

SAPSFORD, C.W. Anatomical evidence for intracardiac blood shunting in marine turtles. **Zoologica Africana**, v.13, n.1, p.57-62, 1978.

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

SCHUMACHER, J. Chelonians (Turtles, Tortoises, and Terrapins) In: WEST, G; HEARD, D.J.; CAULKETT, N. **Zoo animal and wildlife immobilization and anesthesia**—1st Ed 2007 Blackwell Publishing Ames, Iowa, 2007, p 259-266.

SCHUMACHER, J.; YELEN, T. Anesthesia and analgesia In: MADER, D.R. **Reptile Medicine and Surgery**. St. Louis, Saunders Elsevier, 2006, p.442-452.

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

SLADKY, K.K.; KINNEY, M.E.; JOHNSON, S.M.: Effects of opioid receptor activation on thermal antinociception in red eared slider turtles (*Trachemys scripta*). **American Journal of Veterinary Research**, v.70, p.1072-1078, 2009.

SLADKY, K.K.; MILETIC, V.; PAUL-MURPHY, J., KINNEY, M.E.; DALLWIG, R.K.; JOHNSON, S.M.: Analgesic efficacy and respiratory effects of butorphanol and morphine in turtles. **Journal of American Veterinary Medical Association**, v.230, p.1356-1362, 2007.

SOONER, J.M. Issues in the design and interpretation of minimum alveolar anesthetic concentration (MAC) studies. **Anesthesia and Analgesia**, v.95, p 609-614, 2002.

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: 26 cases (2008-2014). **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v.27, n.1-2, p.48-57, 2007 <https://doi.org/10.5818/1529-9651-27.1-2.48>

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

WANG, T.; HICKS, J.W. Cardiorespiratory synchrony in turtles. **The Journal of Experimental Biology**. v. 199, p.1791-1800, 1996.

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, n.2, p. 287-310, 1992

WHITH, F.N. Circulation. In: GANS, C. **Biology of reptilia** volume Physiology, 1976, p.275-334.

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

WILLIAMS, C.J.A.; MALTE, C.L.; MALTE, H.; BERTELSEN, M.F.; WANG, T. Ectothermy and cardiac shunts profoundly slow the equilibration of inhaled anaesthetics in a multi-compartment model. **Scientific Reports**. v.10, 17157, p.1-11, 2020 <https://doi.org/10.1038/s41598-020-74014-y>

WOOD, S.C; LENFANT, C.J.M. Respiration: Mechanics control and gas exchange. In: GANS, C. **Biology of reptilia** volume Physiology, 1976, p.225- 274.

WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; RAMEYER, R.A.; MORRIS, R.A. Retrospective pathology survey of green turtles *Chelonia mydas* with fibropapillomatosis in the Hawaiian islands 1993-2003. **Diseases Aquatic Organisms**, v.62, p.163- 176, 2004.

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



WYNEKEN, J; MADER, D.R.; WEBER, E.S.; MERIGO, C. Medical care of sea turtles.  
In: MADER, D.R. **Reptile medicine and surgery**. St. Louis, Saunders Elsevier, 2006,  
p.972-1007.

## APÊNDICE 1- AUTORIZAÇÃO SISBIO FINALIDADE CIENTÍFICA



Ministério do Meio Ambiente - MMA  
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio  
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

### Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 63506-4	Data da Emissão: 01/09/2020 20:17:19	Data da Revalidação*: 01/07/2020
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

#### Dados do titular

Nome: GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA	CPF: 273.007.978-57
Título do Projeto: Impacto do bloqueio de plexo braquial em tartarugas verdes ( <i>Chelonia mydas</i> ) anestesiadas com sevoflurano para exérese de fibropapiloma	
Nome da Instituição: Prefeitura Municipal de Santos - SP	CNPJ: 58.200.015/0001-83

#### Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	CIRURGIAS/ANESTESIAS/CAPTURAS	08/2020	12/2021
2	CIRURGIAS	07/2018	08/2019
3	CIRURGIAS /ANESTESIAS	07/2019	07/2020

#### Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	Adriano Bonfim Carregaro	ORIENTADOR	195.077.148-20	Brasileira
2	André Augusto Justo	Ultrassonografia, hemogasometria dos animais	440.366.928-01	Brasileira
3	SILVIA RENATA GAIDO CORTOPASSI	Orientadora do André Justo	179.464.048-75	Brasileira
4	Fábio Futema	CO-ORIENTADOR GUSTAVO DUTRA	821.380.019-20	Brasileira
5	DEMÉTRIO MARTINHO RAMOS DE CARVALHO	BIÓLOGO CHEFE AQUÁRIO DE SANTOS	130.557.968-29	Brasileira
6	alex sandro luiz dos santos ribeiro	COORDENADOR DO AQUÁRIO	289.297.698-70	Brasileira

#### Observações e ressalvas

1	O pesquisador somente poderá realizar atividade de campo após o término do estado de emergência devido à COVID-19, assim declarado por ato da autoridade competente.
2	Em caso de pesquisa em UNIDADE DE CONSERVAÇÃO, o pesquisador titular desta autorização deverá contactar a administração da unidade a fim de CONFIRMAR AS DATAS das expedições, as condições para realização das coletas e de uso da infraestrutura da unidade.
3	O titular de autorização ou de licença permanente, assim como os membros de sua equipe, quando da violação da legislação vigente, ou quando da inadequação, omissão ou falsa descrição de informações relevantes que subsidiaram a expedição do ato, poderá, mediante decisão motivada, ter a autorização ou licença suspensa ou revogada pelo ICMBio, nos termos da legislação brasileira em vigor.
4	Este documento somente poderá ser utilizado para os fins previstos na Instrução Normativa ICMBio nº 03/2014 ou na Instrução Normativa ICMBio nº 10/2010, no que especifica esta Autorização, não podendo ser utilizado para fins comerciais, industriais ou esportivos. O material biológico coletado deverá ser utilizado para atividades científicas ou didáticas no âmbito do ensino superior.
5	As atividades de campo exercidas por pessoa natural ou jurídica estrangeira, em todo o território nacional, que impliquem o deslocamento de recursos humanos e materiais, tendo por objeto coletar dados, materiais, espécimes biológicos e minerais, peças integrantes da cultura nativa e cultura popular, presente e passada, obtidos por meio de recursos e técnicas que se destinem ao estudo, à difusão ou à pesquisa, estão sujeitas a autorização do Ministério de Ciência e Tecnologia.
6	O titular de licença ou autorização e os membros da sua equipe deverão optar por métodos de coleta e instrumentos de captura direcionados, sempre que possível, ao grupo taxonômico de interesse, evitando a morte ou dano significativo a outros grupos, e empregar esforço de coleta ou captura que não comprometa a viabilidade de populações do grupo taxonômico de interesse em condição in situ.

Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet ([www.icmbio.gov.br/sisbio](http://www.icmbio.gov.br/sisbio)).

Código de autenticação: 0635060420200901

Página 1/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA  
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio  
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

### Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 63506-4	Data da Emissão: 01/09/2020 20:17:19	Data da Revalidação*: 01/07/2020
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

#### Dados do titular

Nome: GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA	CPF: 273.007.978-57
Título do Projeto: Impacto do bloqueio de plexo braquial em tartarugas verdes (Chelonia mydas) anestesiadas com sevoflurano para exérese de fibropapiloma	
Nome da Instituição: Prefeitura Municipal de Santos - SP	CNPJ: 58.200.015/0001-83

#### Observações e ressalvas

7	Esta autorização NÃO exige o pesquisador titular e os membros de sua equipe da necessidade de obter as anuências previstas em outros instrumentos legais, bem como do consentimento do responsável pela área, pública ou privada, onde será realizada a atividade, inclusive do órgão gestor de terra indígena (FUNAI), da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, ou do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador de área dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso.
8	Este documento não dispensa o cumprimento da legislação que dispõe sobre acesso a componente do patrimônio genético existente no território nacional, na plataforma continental e na zona econômica exclusiva, ou ao conhecimento tradicional associado ao patrimônio genético, para fins de pesquisa científica, bioprospeção e desenvolvimento tecnológico. Veja maiores informações em <a href="http://www.mma.gov.br/cgen">www.mma.gov.br/cgen</a> .

#### Outras ressalvas

1	A realização da pesquisa no projeto TAMAR em Ubatuba depende de acordo a ser firmado entre o pesquisador e a Fundação Pro TAMAR que é a instituição executora das ações de conservação e reabilitação nesta região	TAMAR Vitória/ES
---	--	------------------

#### Locais onde as atividades de campo serão executadas

#	Descrição do local	Município-UF	Bioma	Caverna?	Tipo
1	PROJETO TAMAR UBATUBA- CENTRO DE REABILITAÇÃO	SP	Marinho	Não	Fora de UC Federal
2	Aquário Municipal de Santos	SP	Marinho	Não	Fora de UC Federal

#### Atividades

#	Atividade	Grupo de Atividade
1	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Fora de UC Federal
2	Captura de animais silvestres in situ	Fora de UC Federal
3	Manutenção temporária (até 24 meses) de vertebrados silvestres em cativeiro	Atividades ex-situ (fora da natureza)

#### Atividades X Táxons

#	Atividade	Táxon	Qtde.
1	Manutenção temporária (até 24 meses) de vertebrados silvestres em cativeiro	Chelonia mydas	-
2	Captura de animais silvestres in situ	Chelonia mydas	-
3	Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ	Chelonia mydas	20

A quantidade prevista só é obrigatória para atividades do tipo "Coleta/transporte de espécimes da fauna silvestre in situ". Essa quantidade abrange uma porção territorial mínima, que pode ser uma Unidade de Conservação Federal ou um Município. Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet ([www.icmbio.gov.br/sisbio](http://www.icmbio.gov.br/sisbio)).

Código de autenticação: 0635060420200901

Página 2/4



Ministério do Meio Ambiente - MMA  
 Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade - ICMBio  
 Sistema de Autorização e Informação em Biodiversidade - SISBIO

### Autorização para atividades com finalidade científica

Número: 63506-4	Data da Emissão: 01/09/2020 20:17:19	Data da Revalidação*: 01/07/2020
De acordo com o art. 28 da IN 03/2014, esta autorização tem prazo de validade equivalente ao previsto no cronograma de atividades do projeto, mas deverá ser revalidada anualmente mediante a apresentação do relatório de atividades a ser enviado por meio do Sisbio no prazo de até 30 dias a contar da data do aniversário de sua emissão.		

#### Dados do titular

Nome: GUSTAVO HENRIQUE PEREIRA DUTRA	CPF: 273.007.978-57
Título do Projeto: Impacto do bloqueio de plexo braquial em tartarugas verdes (Chelonia mydas) anestesiadas com sevoflurano para exérese de fibropapiloma	
Nome da Instituição: Prefeitura Municipal de Santos - SP	CNPJ: 58.200.015/0001-83

#### Materiais e Métodos

#	Tipo de Método (Grupo taxonômico)	Materiais
1	Amostras biológicas (Tartarugas marinhas)	Outras amostras biológicas(Fibropapiloma)
2	Método de captura/coleta (Tartarugas marinhas)	Captura manual
3	Método de marcação (Tartarugas marinhas)	Anilha

#### Destino do material biológico coletado

#	Nome local destino	Tipo destino
1	Prefeitura Municipal de Santos - SP	Outro

*Este documento foi expedido com base na Instrução Normativa nº 03/2014. Através do código de autenticação abaixo, qualquer cidadão poderá verificar a autenticidade ou regularidade deste documento, por meio da página do Sisbio/ICMBio na Internet ([www.icmbio.gov.br/sisbio](http://www.icmbio.gov.br/sisbio)).*

Código de autenticação: 0635060420200901

Página 3/4







## APÊNDICE 2- CERTIFICADO COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS



UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos  
Comitê de Ética em Pesquisa da FZEA

### CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada "Impacto do bloqueio de plexo braquial em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) anestesiadas com sevoflurano para exérese de fibropapiloma", protocolada sob o CEUA nº 4264220518, sob a responsabilidade de **Gustavo Henrique Pereira Dutra** - 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 Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo - FZEA/USP (CEUA/FZEA) na reunião de 11/09/2018.

We certify that the proposal "Impact of the brachial plexus block for green turtles (*Chelonia mydas*) anesthetized with sevoflurane for removal of fibropapiloma", utilizing 15 Reptiles (males and females), protocol number CEUA 4264220518, under the responsibility of **Gustavo Henrique Pereira Dutra** - 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 Animal Science and Food Engineering - (São Paulo University) (CEUA/FZEA) in the meeting of 09/11/2018.

Finalidade da Proposta: **Pesquisa (Acadêmica)**

Vigência da Proposta: de **07/2018 a 07/2019**

Área: **Biociência Animal**

Origem: **Não aplicável biotério**

Espécie: **Répteis**

sexo: **Machos e Fêmeas**

idade: **3 a 10 anos**

N: **15**

Linhagem: ***Chelonia mydas***

Peso: **5 a 30 kg**

Resumo: Fibropapilomatose é uma enfermidade panzoótica tumoral de tartarugas verdes (*Chelonia mydas*), cujas lesões são vistas como massas papilares na pele do corpo. O protocolo de tratamento é a exérese cirúrgica. O objetivo do estudo é adaptar a técnica do bloqueio de plexo braquial em tartarugas verdes para exérese de fibropapilomas, diminuindo o requerimento de anestésico inalatório. Assim, numa primeira etapa, serão utilizadas três carcaças de tartarugas verdes para identificar os principais nervos do plexo braquial num estudo anátomo-topográfico. Na segunda etapa, doze animais com fibropapilomatose serão sedados, induzidos com propofol e intubados. Os animais serão mantidos sob anestesia geral inalatória e ventilação artificial. Inicialmente, receberão uma fração expirada de 2,5V% de sevoflurano, serão monitorados por traçado eletrocardiográfico a fim de detectar a frequência cardíaca (FC) e ritmo cardíaco; concentração de CO<sub>2</sub> no final da expiração (ETCO<sub>2</sub>); fração inspirada e expirada de sevoflurano (FI□Sevo e FE□Sevo), pressão arterial não invasiva, reflexos palpebral, corneal, cloacal e reflexos de pinçamento digital e tônus muscular. Após estabilização (FE□Sevo entre 2,0 e 2,5V%), animais do grupo controle, receberão apenas anestesia inalatória (n = 6) e animais do grupo bloqueio receberão a associação das técnicas locorreional e inalatória (n = 6). Os nervos do plexo braquial serão localizados com o uso de um neurolocalizador e bloqueados com lidocaína 2%. Os animais serão monitorados a cada cinco minutos (5 min) em relação à FC, ritmo cardíaco, ETCO<sub>2</sub>, FI□Sevo, FE□Sevo, PAS, PAM, PAD bem como quanto à profundidade anestésica (determinada de acordo com os reflexos palpebral, corneal, cloacal, pinçamento e tônus muscular). Caso o animal apresente reflexo palpebral ou relaxamento muscular inadequado, a FI□Sevo será elevada em 10% e será aguardado 5 min para o retorno da exérese. Caso o reflexo corneal ou cloacal, ou mesmo ambos, estejam ausentes a FE□Sevo será diminuída em 10%. As variáveis aferidas entre os dois grupos serão comparadas para verificar se haverá diminuição de FI Sevo ou FE Sevo após uso do bloqueio de plexo braquial.

Local do experimento: Aquário Municipal de Santos- Sala de Cirurgia

Pirassununga, 11 de setembro de 2018



UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos  
Comitê de Ética em Pesquisa da FZEA

Profa. Dra. Daniele dos Santos Martins  
Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP

Profa. Dra. Cristiane Gonçalves Titto  
Vice-Coodenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP



UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos  
Comitê de Ética em Pesquisa da FZEA

Pirassununga, 16 de novembro de 2021  
CEUA N 4264220518

Ilmo(a). Sr(a).  
Responsável: Gustavo Henrique Pereira Dutra  
Área: Biociência Animal

Título da proposta: "Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)".

**Parecer Consubstanciado da Comissão de Ética no Uso de Animais FZEA (ID 001648)**

A Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo - FZEA/USP, no cumprimento das suas atribuições, analisou e **APROVOU** a Emenda (versão de 26/outubro/2021) da proposta acima referenciada.

Resumo apresentado pelo pesquisador: "Não executamos o bloqueio de plexo braquial pois a técnica demonstrou demorar muito para ser executada em alguns animais, e para diminuir o tempo anestésico, mantivemos o projeto somente com a técnica desenvolvida no grupo controle, apenas anestesia inalatória com sevoflurano. Desta forma, todo o experimento foi executado versando avaliar o requerimento anestésico de sevoflurano nas tartarugas verdes. Cumpre informar que a tese foi defendida no dia 17 de setembro de 2021, tendo sido aprovada, com o título "Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)".".

Comentário da CEUA: "Está CEUA/FZEA aprova a exclusão do procedimento de bloqueio de plexo branquial do projeto, sem prejuízo aos animais.".

Profa. Dra. Cristiane Gonçalves Titto  
Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP

Profa. Dra. Daniele dos Santos Martins  
Vice-Coodenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP



UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos  
Comitê de Ética em Pesquisa da FZEA

Pirassununga, 16 de novembro de 2021  
CEUA N 4264220518

Ilmo(a). Sr(a).  
Responsável: Gustavo Henrique Pereira Dutra  
Área: Biociência Animal

Título da proposta: "Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)".

**Parecer Consubstanciado da Comissão de Ética no Uso de Animais FZEA (ID 001649)**

A Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo - FZEA/USP, no cumprimento das suas atribuições, analisou e **APROVOU** a Alteração do cadastro (versão de 26/outubro/2021) da proposta acima referenciada.

Resumo apresentado pelo pesquisador: "Mudamos o projeto inicial envolvendo bloqueio de plexo braquial pois a técnica demonstrou ser demorada para ser executada em alguns animais, e, visando diminuir o tempo anestésico e o impacto no sistema cardiovascular, mantivemos como experimento somente a anestesia executada igualmente do grupo controle. Não utilizamos o bloqueio de plexo braquial. Cumpre informar que a tese com o título novo foi defendida em 17 de setembro de 2021 e foi aprovada. A idéia da mudança foi apenas diminuir o tempo anestésico, minimizando o risco aos animais."

Comentário da CEUA: "".

Prof. Dra. Cristiane Gonçalves Titto  
Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP

Prof. Dra. Daniele dos Santos Martins  
Vice-Cordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP





UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos  
Comitê de Ética em Pesquisa da FZEA

Pirassununga, 16 de novembro de 2021  
CEUA N 4264220518

Ilmo(a). Sr(a).  
Responsável: Gustavo Henrique Pereira Dutra  
Área: Biociência Animal

Título da proposta: "Aspectos anatomotopográficos e anestesia com sevoflurano para exérese de fibropapilomas em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*)".

**Parecer Consubstanciado da Comissão de Ética no Uso de Animais FZEA** (ID 001647)

A Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da Universidade de São Paulo - FZEA/USP, no cumprimento das suas atribuições, analisou e **APROVOU** a Emenda (versão de 16/novembro/2021) da proposta acima referenciada.

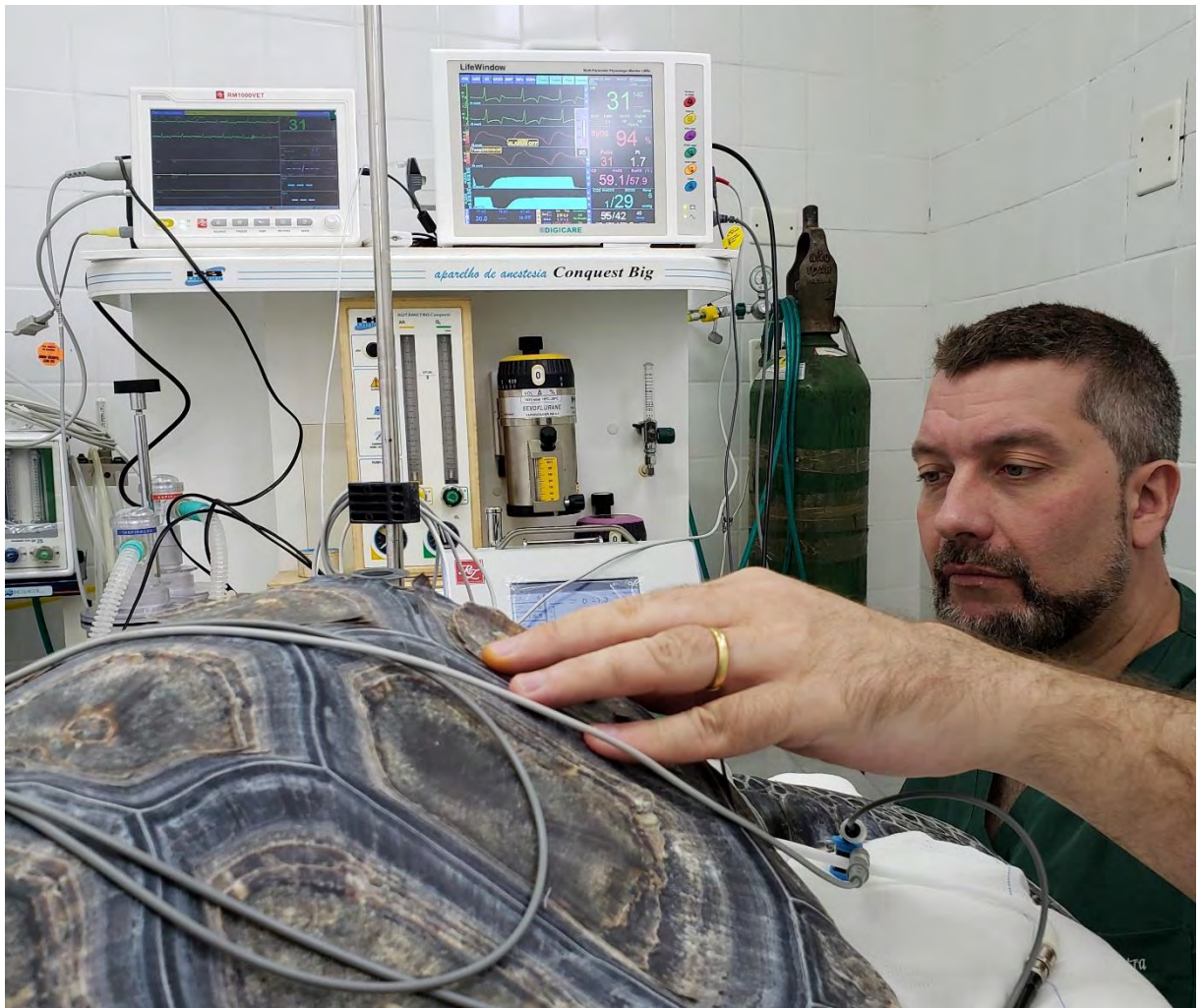
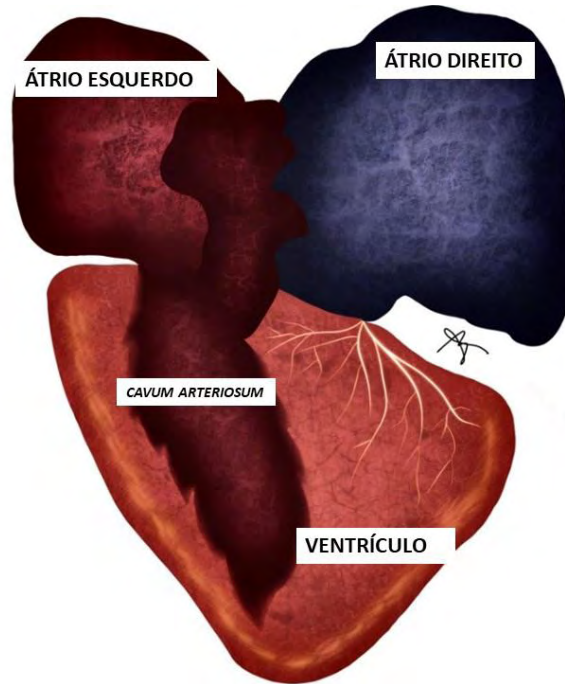
Resumo apresentado pelo pesquisador: "POR GENTILEZA, PRECISO INCLUIR MAIS TRÊS ANIMAIS, MAIS TRÊS TARTARUGAS VERDES (*Chelonia mydas*) ao PROJETO".

Comentário da CEUA: "Está CEUA/FZEA aprova a inclusão de mais 3 animais no projeto.".

Prof. Dra. Cristiane Gonçalves Titto  
Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP

Prof. Dra. Daniele dos Santos Martins  
Vice-Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais  
Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos da  
Universidade de São Paulo - FZEA/USP





### A anestesia como ferramenta de conservação

