



UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA
ESCOLA DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL NOS TRÓPICOS

Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas-verdes,
Chelonia mydas no litoral norte da Bahia

DANIELLE NASCIMENTO SILVA

Médica Veterinária

Salvador – BA

2020

DANIELLE NASCIMENTO SILVA

DETERMINAÇÃO DA CAUSA DE MORTE E PRINCIPAIS ACHADOS
PATOLÓGICOS EM TARTARUGAS-VERDES, *Chelonia mydas* NO LITORAL NORTE
DA BAHIA

Tese de doutorado apresentada ao Programa de pós-graduação em Ciência Animal nos Trópicos da Universidade Federal da Bahia, como requisito final para obtenção do título de Doutor em Ciência Animal nos Trópicos

Área de Concentração: Saúde Animal

Orientadora: Prof. Dra. Alessandra Estrela-Lima

Coorientadores: Prof. Dr. José Luiz Catão-Dias

Prof. Dr. Wendell Marcelo de Souza Perinotto

Salvador – BA

2020

Silva, Danielle Nascimento.

Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) no litoral norte da Bahia / Danielle Nascimento Silva. - 2020.

269 f.: il.

Orientadora: Profa. Dra. Alessandra Estrela da Silva Lima.

Coorientador: Prof. Dr. José Luiz Catão Dias.

Coorientador: Prof. Dr. Wendell Marcelo de Souza Perinotto.

Tese (doutorado) - Universidade Federal da Bahia, Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia, Salvador, 2020.

1. Patologia veterinária. 2. Histopatologia veterinária. 3. Tartaruga-marinha - Bahia. 4. Tartaruga-marinha - Conservação - Bahia. I. Lima, Alessandra Estrela da Silva. II. Universidade Federal da Bahia. Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia. III. Título.

CDD - 597.9209813

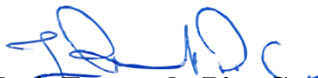
CDU - 591.2(813.8)

**Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas-
verdes (*Chelonias mydas*) no litoral norte da Bahia**


DANIELLE NASCIMENTO SILVA

**Tese defendida e aprovada para obtenção do grau de Doutora em Ciência Animal
nos Trópicos**

Salvador, 07 de dezembro de 2020


Dr. Luis Fernando Pita Gondim
Coordenador PPGCAT
EMEVZ / UFBA

Comissão examinadora:


Dr.ª Alessandra Estrela Lima
(Orientadora)
EMEVZ / UFBA

Dr.ª Eliana Reiko Matushima
USP

Dr.ª Rosângela Soares Uzêda
UFBA

Dr. David Driemeier
UFRGS

Dr.ª Daphne Wrobel Goldberg
Econservation/PMP-BS

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

DANIELLE NASCIMENTO SILVA – Nascida em 22 de agosto de 1984, na cidade de Salvador – Ba. Doutoranda em Ciência Animal nos Trópicos pela Universidade Federal da Bahia, com ênfase em patologia de animais selvagens, sob a orientação da professora Alessandra Estrela Lima e coorientação dos professores José Luiz Catão-Dias (USP) e Wendell Marcelo de Souza Perinotto (UFRB). Realizou estágio doutoral na Universidade de São Paulo, no Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens (LAPCOM), sob a orientação do Professor José Luiz Catão-Dias. Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal da Bahia - UFBA (2010). Desde 2012 é membro titular da Comissão de Saúde Pública Veterinária do Conselho Regional de Medicina Veterinária e Zootecnia da Bahia. Mestre em Ciência Animal nos Trópicos - UFBA (2015-2017). Residência em Patologia Veterinária - UFBA pelo Programa de Residência Profissional em Área de Saúde - MEC (2013-2015), nesse período fez estágio opcional da Residência no Setor de Patologia Veterinária da Universidade Federal do Rio Grande do Sul sob a orientação dos professores David Driemeier, Luciana Sonne e Saulo Pentinatti Pavarini (set/2014) e Prática Profissionalizante do VPT no Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens na Universidade de São Paulo orientada pelos professores José Luiz Catão Dias e Eliana Reiko Matushima (jan à fev/2015).

“A gratidão olha para a graça recebida no passado e se sente grata. A fé olha adiante para a graça prometida no futuro e sente-se esperançosa”.

John Piper

“A fé é a certeza das coisas que se esperam”.

Hebreus 11.1

“Ele sabe o plano”!

Jeremias 29.11

Dedico este trabalho à mainha, Beto, Lan e Juju. Vocês são as minhas preciosidades, a nossa história daria um livro se fosse contada! E como diz Juju: “Amo vocês do tamanho do céu”!

AGRADECIMENTOS

Minha gratidão ao Aba, meu amado Deus, a Trindade Santa: Pai, Filho e Espírito Santo! Por cuidar tão bem de mim, eu sei que tudo o que sou e ainda serei vem da sua infinita graça e benevolência, cada pessoa que já fez, faz e fará parte da minha vida foi um presente seu e sou grata por isso! Sempre estive comigo mesmo quando todos iam embora! Doce Jesus a minha vida tem dois momentos, antes e depois de você, não foi apenas a história da humanidade que foi transformada com a sua vinda, a minha própria vida tem sido transformada ao longo de toda a minha história, porque, o Senhor assumiu o controle dela! Tu és digno de toda honra e glória e que o melhor de mim seja para Ti!!

Agradeço a minha família, vocês são meu porto seguro, passamos por tantas coisas juntos, suportamos tantas situações e hoje estamos aqui celebrando este momento juntos! À mainha, minha preciosidade, meu maior exemplo de força, resiliência, dedicação, meu exemplo de amor aqui na Terra, eu vejo o amor de Deus por mim através da sua vida, agradeço pelas orações, madrugadas me acompanhando acordada, mesmo sem saber como ajudar, agradeço pelos conselhos, por ensinar a mim e aos meus irmãos valores inegociáveis. Eu honro à sua vida, mami e sou muito grata à Deus por lhe permitir viver esse momento, a senhora que se sente tão orgulhosa pelos filhos que têm (achamos sempre um exagero, mas mãe é mãe, né?! rrsrs), tantos outros como ser avó (o momento mais especial) e nos ver encaminhados na vida... Te amo!

Agradeço ao meu pai (*in memoria*), o responsável por eu ter escolhido a Medicina Veterinária, eu penso que se o senhor transbordava de alegria por causa da minha formatura imagine agora, como estaria o seu coração? A sua ausência nos fez reconhecer que “saudade é o amor que fica”, e quanta saudade (amor) o senhor deixou em nós. Se não lembrasse do senhor todos os dias, certamente nas conquistas traria a lembrança a sua memória.

Aos meus irmãos Humberto, William, Iure (*in memoria*) e a Victória que amo de maneira incondicional. Beto e Lan meus melhores amigos, meus grudinhos, muito obrigada por todo amor dedicado, por cuidarem de mim de maneira tão paterna, mesmo quando nosso pai era vivo. À Júlia (meu biscoitinho de chocolate), ah sobrinha amada, você não sabe o quanto é especial, agradeço por me ensinar a dar “pausas” e aproveitar mais e melhor à vida cotidiana, desde 2015, você foi o melhor presente que Deus poderia nos dar! À minha cunhada Daiane (Dai), por ser parte da nossa família e história! Muito obrigada!!

À minha avó Dulce (*in memoria*) que foi um grande exemplo para nós de manifestação de amor, mesmo sem usar as palavras. Aos meus tios e primos quão maravilhosos e especiais são para mim. Em especial meus tios Ediana e Lázaro sempre preocupados e atentos comigo e meus irmãos desde sempre! Minhas tias do coração Lúcia, Isabel, Sônia e Rosália (*in memoria*), a senhora fará muita falta para todos que tiveram o privilégio de conhecê-la.

Eu tive alegria de ter três orientadores, os professores: Alessandra Estrela (orientadora), José Catão e Wendell Perinotto (coorientadores), três pessoas fantásticas, profissionais incríveis e que admiro muito!! Professora Alessandra (minha Proinha) a senhora é uma pessoa que carrego em meu coração, pode ser até repetitivo, mas a admiração desde o primeiro dia de aula da graduação continua até os dias de hoje, amo a sua humanidade, sensibilidade,

inteligência e convicção, uma pesquisadora que dispensa comentários, a senhora é uma das minhas referências profissionais. Agradeço não apenas a orientação no doutorado, mas pelos conselhos ao longo dessa caminhada juntas, grata pela sua amizade, o encerramento deste ciclo tem um toque especial para nós duas que esperamos por este momento desde a época do TCC.

Professor Catão muito obrigada pelo acolhimento de sempre! Grata pelas contribuições desde a elaboração do projeto e durante toda a execução dele, nas correções da parte escrita, por ser tão presente. Muito obrigada ao senhor e professora Matushima, por disponibilizarem o LAPCOM – USP, para execução de parte do projeto. Agradeço pelos conselhos e orientações, o senhor é tão atencioso e trata tudo com tanto zelo e dedicação. Eu tenho uma admiração muito grande pelo senhor como pessoa e profissional.

Professor Wendell, agradeço por também estar presente ao longo da execução do projeto, pelas instruções, treinamento para realização das colheitas das amostras e realização dos exames (até na época da pandemia tivemos que inovar, rsrs). Grata pela sua disponibilidade, pelas correções e contribuições da parte escrita, por sempre dar um jeito para as amostras chegarem até o senhor. Agradeço também pela sua atenção e dedicação, por disponibilizar o LPDV-UFRB para execução de parte do projeto.

Ao Gustavo Rodamilans, uma pessoa incrível e importantíssima para este projeto, agradeço meu amigo, por trazer a ideia de trabalhar com tartarugas marinhas, por toda assistência e compartilhamento do seu conhecimento na área.

À Fundação Projeto Tamar pela parceria e suporte para o desenvolvimento da pesquisa. Que estes resultados contribuam ainda mais com o belo trabalho que vocês realizam na conservação destas espécies. Agradeço especialmente a médica veterinária Thaís Pires por toda atenção, dedicação e ensinamentos. Uma profissional competente, sempre solícita.

À família patológica (Laboratório de Patologia Veterinária):

Vocês são especiais!

Aos meus professores patológicos Eduardo e Tiago outros dois grandes exemplos e inspiração para mim na área da Patologia! Obrigada pelos ensinamentos e conselhos!

À professora Paula por toda contribuição nos exames necroscópicos e na parte escrita.

Aos técnicos Eva, Carlos Humberto, Altemar, Williane e Washington pela amizade e por toda a contribuição durante experimento.

Humbertinho, agradeço pelas vezes que saiu tarde do laboratório esperando a finalização das necropsias para dar carona ao pessoal, impossível esquecer este gesto.

Aos pós-graduandos, em especial Vanessa Bonfim (nossa querida Vanessinha), residentes e estagiários.

A equipe do projeto Tartarugas marinhas: Gustavo, Lorena Oliveira (Índia), Elaine, Ana Carolina, Marcela, Ícaro, Philipe, Thanielle, Marilaine, Vitor, Acácia, Rogério, Oberdan,

Emanuel, Amanda, Lorena Ribeiro, Vinícius Brito, Juliana, Philipe, Gabriela, Vitor, Larissa e Barbara.

A minha “gêmea” Soraia que mesmo distante continua a ser tão presente em minha vida com sua amizade e conselhos. Te amo mana - NEOQEAV! Lorena, Karine, Laís.

À toda equipe do LAPCOM-USP por toda a receptividade e parceria, em especial Jorge, técnico do laboratório, os pós-graduandos Pedro (sempre solícito em todos os momentos), Priscila e Roberta (por todas as contribuições e atenção).

À professora Caterina pela atenção constatnte. E a professora Arianne por me apresentar a equipe do Tamar na época da residência.

Aos meus amigos de sempre: Rebeca, Marli, Isac, Rose, Jerusa, Fabrício, Adriana, Josilene, Anderson, Jocelina, Jessé, Jônatas, Ianei, Marília, Leonardo, Madalena, Nayone, a vida se torna melhor quando temos com quem caminhar e contar. Obrigada!

Aos meus pastores que considero como pais: Carlos Leite, Soraia, Leila, Moacir, Augusto e Janice pelas orações, conselhos e exemplo de vida cristã.

A igreja Casa da Bênção, todos os meus irmãos em Cristo que oram por mim...

A ICB Jovem Revelação agradeço por contribuírem com o meu crescimento vocês me ensinam a cada dia a amadurecer na fé e a perseverar na oração.

À PROPG pelo suporte financeiro durante estágio doutoral.

A FAPESB, pelo suporte financeiro ao longo de todo o doutorado.

RESUMO

SILVA, D. N. **Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas-verdes, *Chelonia mydas* no litoral norte da Bahia.** Salvador, 2020. 268p. (Defesa de doutorado - Ciência Animal nos Trópicos) Escola de Medicina Veterinária – Universidade Federal da Bahia.

Objetivou-se a partir deste estudo, avaliar os achados anatomopatológicos em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) e o seu impacto na conservação, correlacionando-os com a pesca, infecções parasitárias pelos espirorquídeos, bem como a identificação das patologias oculares. Foram necropsiados 61 animais (46 fêmeas e 15 machos) e, amostras de órgãos com lesão identificada na macroscopia, foram colhidos para avaliação histopatológica. Os dados de animais confirmados ou sugestivos de interação com a pesca foram registrados. Do total de tartarugas avaliadas, foi possível determinar a *causa mortis* em 90,2% das tartarugas, sendo 77% de ameaças naturais, 16,7% dos casos estavam associadas a interação antrópica e 3,3% foram inconclusivos. Com relação a *causa mortis*, 44,3% morreram de insuficiência respiratória aguda; 26,2% de sepse, 16,4% por caquexia/desnutrição, 4,9% tiveram colapso circulatório por tromboembolismo e 1,6% compactação gástrica. Nos casos inconclusivos, 3,3% não foram observadas alterações na macroscopia determinantes à morte. 3,3% das tartarugas foram submetidas à eutanásia. Para identificar a ocorrência de trematódeos da Família Spirorchiidae e as lesões causadas por estes parasitos, foram coletadas amostras fecais de 41/61 (68,3%) animais necropsiados, e destas, 6,5% apresentavam parasitos adultos, que estavam localizados na luz de grandes vasos. A avaliação coproparasitológica, possibilitou a identificação de três tipos de ovos de espirorquídeos, pela técnica de sedimentação. As lesões provocadas por estes parasitos foram granulomas na serosa do TGI (24,6%), esplenite parasitária (19,4%) e formação de trombos nas artérias, com conseqüente obstrução parcial ou total (14,7%) de sua luz. As artérias acometidas foram aortas esquerda e direita, tronco braquiocefálico, aorta dorsal e as artérias celíaca e mesentérica cranial. Os granulomas parasitários nas paredes dos vasos também foram observados; em 8,2% dos vasos havia trombos e formação granulomatosa na parede. Outra alteração observada nos vasos foi a proliferação de tecido fibroso ou endarterite (9,3%). Os achados microscópicos mais frequentes foram pneumonia com vasculite granulomatosa parasitária (54,1%), esplenite e vasculite granulomatosa parasitária (37,7%), nefrite e vasculite granulomatosa (34,4%), hepatite granulomatosa heterofílica (26,2%), coroidite com vasculite granulomatosa parasitaria (26,2%), miocardite parasitária (21,3%), gastrite com vasculite granulomatosa (19,8%) e adrenalite com vasculite granulomatosa (4,9%). A avaliação anatomo-histopatológica do aparelho visual dos espécimes revelou, predominantemente, lesões de caráter neoplásico e inflamatório, sendo a fibropapilomatose (FP) a lesão mais frequente (58,9%), seguido da espirorquidíase (46,8%). Outras lesões oftálmicas incluíram a conjuntivite mucopurulenta, ceratite ulcerativa, perfuração de córneas, panofalmites, phthisis bulbi, tecido cicatricial bilateral nas pálpebras e litíases nas glândulas de sal. Este estudo ratifica a importância do conhecimento dos processos patológicos que acometem as tartarugas marinhas, como os causados por ação antropogênica, infecções parasitárias ou doenças oculares, pois são alterações que podem impactar diretamente o manejo e conservação destas espécies.

Palavras-chave: doenças; ação antrópica; parasitismo; patologias oculares, *Chelonia mydas*.

ABSTRACT

SILVA, D. N. **Determination of the cause of death and main pathological findings in green turtles (*Chelonia mydas*) in the north coast of Bahia.** Salvador, 2020. 268p. Thesis (Doctor in Animal Science on Tropics) – School of Veterinary Medicine and Zootechny – Federal University of Bahia.

The objective of this study was to evaluate the pathological findings in green turtles (*Chelonia mydas*) and their impact on conservation, correlating them with fishing, parasitic infections by spirorchids, as well as the identification of ocular pathologies. Sixty-one animals (46 females and 15 males) were necropsied and samples of organs with lesions identified by macroscopy were collected for histopathological evaluation. Data from animals confirmed or suggestive of interaction with fishing were recorded. Of the total number of turtles evaluated, it was possible to determine the cause of death in 90,2% of the turtles, 77% of which were natural threats, 16.7% of the cases were associated with human interaction and 6.6% were inconclusive. Regarding cause of death, 44.3% died of acute respiratory failure; 26.2% of sepsis, 16.4% due to cachexia/malnutrition, 4.9% had circulatory collapse due to thromboembolism and 1.6% had gastric compaction. In inconclusive cases, 3.3% were not observed macroscopic changes determining death. 3.3% of the animals were found to be euthanized. To identify the occurrence of trematodes of the family Spirorchidae and the lesions caused by these parasites, fecal samples were collected from 41/61 (68.3%) necropsied animals, and of these, 6.5% had adult parasites, which were located in the light of large vases. The coproparasitological evaluation allowed the identification of three types of spirorchid eggs, using the sedimentation technique. The lesions caused by these parasites were granulomas in the TGI serosa (24.6%), parasitic splenitis (19.4%) and thrombus formation in the arteries, with consequent partial or total obstruction (14.7%) of its lumen. The affected arteries were left and right aortas, brachiocephalic trunk, dorsal aorta and celiac and cranial mesenteric arteries. Parasitic granulomas in vessel walls were also observed; in 8.2% of the vessels there were thrombi and granulomatous formation in the wall. Another change observed in the vessels was the proliferation of fibrous tissue or endarteritis (9.3%). The most common microscopic findings were pneumonia with parasitic granulomatous vasculitis (54.1%), splenitis and parasitic granulomatous vasculitis (37.7%), nephritis and granulomatous vasculitis (34.4%), heterophilic granulomatous hepatitis (26.2%), choroiditis with parasitic granulomatous vasculitis (26.2%), parasitic myocarditis (21.3%), gastritis with granulomatous vasculitis (19.8%) and adrenalitis with granulomatous vasculitis (4.9%). The anatomo-histopathological evaluation of the specimens' visual apparatus revealed predominantly neoplastic and inflammatory lesions, with fibropapillomatosis (FP) being the most frequent lesion (58.9%), followed by spirorchidiasis (46.8%). Other ophthalmic lesions included mucopurulent conjunctivitis, ulcerative keratitis, corneal perforation, panophthalmitis, phthisis bulbi, bilateral scar tissue in the eyelids and lithiasis in the salt glands. This study confirms the importance of knowing the pathological processes that affect sea turtles, such as those caused by anthropogenic action, parasitic infections or eye diseases, as these are changes that can directly impact the management and conservation of these species.

Keywords: diseases; anthropic action; parasitism; ocular pathologies; *Chelonia mydas*.

LISTA DE FIGURAS

		Página
REVISÃO DE LITERATURA GERAL		
Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas- verdes, <i>Chelonia mydas</i> no litoral norte da Bahia		
Figura 1	Características morfológicas da <i>Chelonia mydas</i>	29
Figura 2	As áreas em verde representam o habitat e distribuição mundial da espécie <i>Chelonia mydas</i> (Linnaeus, 1758).....	29
Figura 3	Regiões com relatos de Espirorquidíase em tartarugas marinhas	43
Figura 4	Estruturas que compõem o olho e anexos das tartarugas da Família Cheloniidae.....	46
Figura 5	Glândula de sal em tartaruga marinha.....	47
 CAPÍTULO 1		
Identificação da <i>causa mortis</i> e lesões associadas em <i>Chelonia mydas</i> do litoral norte da Bahia		
Figura 1	Bases da Fundação Projeto Tamar, litoral norte da Bahia.....	58
Figura 2	Fluxograma de desenvolvimento do estudo.....	60
Figura 3	Distribuição de acordo com o sexo e a idade das <i>Chelonia mydas</i> encalhadas no litoral norte baiano entre fevereiro de 2018 a setembro de 2019. N. 61.....	62
Figura 4	Achados anatomopatológico do intestino de <i>Chelonia mydas</i>	65
Figura 5	Achados morfológicos em fígado de <i>Chelonia mydas</i>	66
Figura 6	Achados anatomopatológicos nos pulmões de <i>Chelonia mydas</i>	68
Figura 7	Achados macroscópicos do sistema cardiovascular de <i>Chelonia mydas</i>	69

.....		
Figura 8	Achados anatomopatológicos em rim de <i>Chelonia mydas</i>	71
Figura 9	Ocorrência (%) de fibropapilomas cutâneos em <i>Chelonia mydas</i> de acordo com a localização anatômica.....	73
Figura 10	Fibropapilomas cutâneos em <i>Chelonia mydas</i>	73
Figura 11	Resíduos antropogênicos e lesões associadas identificadas no intestino de <i>Chelonia mydas</i> do litoral norte baiano.....	75
Figura 12	Lesões externas sugestivas de interação com a pesca em <i>Chelonia. mydas</i> encalhadas no litoral norte baiano.....	77

CAPÍTULO 2

Espirorquidiose em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas.

Figura 1	Esquema de apresentação dos ovos de espirorquídeos.....	97
Figura 2	Espécime de espirorquídeo adulto identificado em <i>Chelonia mydas</i> encalhadas no litoral norte baiano.....	99
Figura 3	Identificação de ovos de espirorquídeos em amostras de fezes de <i>Chelonia mydas</i> encalhadas no litoral norte baiano.....	100
Figura 4	Lesões macroscópicas causadas por espirorquídeos em <i>Chelonia mydas</i>	102
Figura 5	Lesões macroscópicas causadas por espirorquídeos nos grandes vasos do coração em <i>Chelonia mydas</i>	103
Figura 6	Lesões macroscópicas causadas por espirorquídeos no coração e grandes vasos em <i>Chelonia mydas</i>	103
Figura 7	Lesões microscópicas causadas pelos espirorquídeos em diversos órgãos de <i>Chelonia mydas</i>	107

CAPÍTULO 3

Caracterização anatomopatológica das principais lesões oculares em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) oriundas do litoral norte da Bahia.

Figura 1	Lesões em pálpebras de <i>Chelonia mydas</i>	123
Figura 2	Fotomicrografias de pálpebras de <i>Chelonia mydas</i>	124
Figura 3	Fotomicrografias de pálpebra de <i>Chelonia mydas</i>	125
Figura 4	Achados morfológicos das doenças oculares em <i>Chelonia mydas</i>	126
Figura 5	Lesões oftálmicas macroscópicas de <i>Chelonia mydas</i>	126
Figura 6	Fotomicrografias de lesões oftálmicas olhos de <i>Chelonia mydas</i>	127
Figura 7	Fotomicrografias de lesões oftálmicas em <i>Chelonia mydas</i>	128
Figura 8	Fotomicrografias de lesões parasitárias em olhos de <i>Chelonia mydas</i>	129
Figura 9	Lesões observadas no aparelho visual das <i>Chelonia mydas</i>	130
Figura 10	Fotomicrografias da glândula de sal <i>Chelonia mydas</i> – lesões inflamatórias.....	131
Figura 11	Fotomicrografias da glândula de sal de <i>Chelonia mydas</i> - lesões parasitárias.....	132

LISTA DE TABELAS

		Página
CAPÍTULO 1		
Identificação da causa mortis e lesões associadas em <i>Chelonia mydas</i> do litoral norte da Bahia		
Tabela 1	<i>Causa mortis</i> de <i>Chelonia mydas</i> encalhadas no litoral norte baiano..	63
Tabela 2	Lesões em sistemas tegumentar e musculoesquelético em <i>Chelonia mydas</i> encalhadas no litoral norte da Bahia. N=18.....	76
CAPÍTULO 2		
Espirorquidiose em tartarugas-verdes (<i>Chelonia mydas</i>) do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas.		
Tabela 1	Tipos de ovos de espirorquídeos em <i>Chelonia mydas</i> do litoral norte baiano.....	100
Tabela 2	Achados macroscópicos de espirorquidiose em diferentes órgãos de <i>Chelonia mydas</i>	101
Tabela 3	Achados histopatológicos de lesões causadas pelos espirorquídeos em <i>Chelonia mydas</i>	104
CAPÍTULO 3		
Caracterização anatomopatológica das principais lesões oculares em tartarugas-verdes (<i>Chelonia mydas</i>) oriundas do litoral norte da Bahia, Brasil.		
Tabela 1	Doenças oculares de <i>Chelonia mydas</i> encalhadas do litoral norte baiano.....	133
Tabela 2	Resumo das alterações no aparelho visual de <i>Chelonia mydas</i>	134

LISTA DE QUADROS

CAPÍTULO 1

Página

CAPÍTULO 1

Identificação da causa mortis e lesões associadas em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia

Quadro 1	Classificação de cadáver de animais encalhados.....	59
-----------------	---	-----------

Página

CAPÍTULO 2

Espirorquidiose em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas.

Quadro 1	Categorias dos ovos de espirorquídeos de acordo com as características morfológicas descritas por Wolke et al. (1982) utilizadas para descrição dos gêneros.....	97
-----------------	--	-----------

APÊNDICE

Página

Apêndice	Procedimento Operacional Padrão – “Projeto Tartarugas Marinhas (Protocolos)”.....	169
-----------------	---	------------

LISTA DE ANEXOS

Página

Anexo 1	Protocolo do Comitê de Ética em Experimentação Animal.....	267
Anexo 2	Autorização para atividades com finalidade científica – SISBIO.....	268
Anexo 3	Certidão do Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (SISGEN).....	269

LISTA DE SIGLAS

IUCN	International Union for Conservation of Nature
km	Quilômetro
%	Por cento
CCC	Comprimento curvilíneo de carapaça
LETD	Lung-eye-trachea disease
GPD	Patch Gray disease
FP	Fibropapilomatose
SISBIO	Sistema de Autorização de Informação em Biodiversidade do Ministério do Meio Ambiente do Brasil
LPV	Laboratório de Patologia Veterinária
HOSPMEV	Hospital de Medicina Veterinária Professor Renato Rudenburg de Medeiros Neto
UFBA	Universidade Federal da Bahia
LAPCOM	Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens
USP	Universidade de São Paulo
LPDPV	Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias
UFRB	Universidade Federal do Recôncavo da Bahia
POP	Procedimento Operacional Padrão
TGI	Trato gastrointestinal
PAS	Ácido Periódico de Schiffer
PERLS	Azul da Prússia
CCN	Condição do cadáver à necropsia
µm	Micrometros
mL	Mililitros
ChAHV5	<i>Chelonid alphaherpesvirus 5</i>
cm	Centímetros
AFA	Álcool – formol – ácido acético
g	Gramas

CTAB	Brometo de cetiltrimetilamônio
µg	Microgramas

VOCABULÁRIO OCULAR

Blefarodema – edema de pálpebra

Blefarite - processo inflamatório da pálpebra

Buftalmia - aumento de volume do bulbo ocular

Ceratite - processo inflamatório da córnea.

Ceratoconjuntivite - inflamação da córnea e da conjuntiva.

Conjuntivite – inflamação da conjuntiva

Dacrioadenite / Adenite - processo inflamatório da glândula lacrimal.

Endoftalmite - inflamação de todos os componentes oculares internos.

Enoftalmia – redução do volume do bulbo ocular no interior da órbita.

Esclerite – processo inflamatório da esclera

Exoftalmia – bulbo ocular projetado para fora da órbita.

Hifema - sangue na câmara anterior.

Panoftalmite - inflamação de todos os componentes oculares.

Panuveíte - inflamação de toda a úvea (anterior e posterior).

Phthisis bulbi - estágio terminal do bulbo ocular (atrofia e desorganização das estruturas oculares).

Sinéquia anterior - aderência da íris à córnea.

Sinéquia posterior - aderência da íris a cápsula anterior do cristalino.

Uveíte anterior - inflamação da íris e do corpo ciliar.

Uveíte posterior - inflamação da coroide.

SUMÁRIO

DETERMINAÇÃO DA CAUSA DE MORTE E PRINCIPAIS ACHADOS PATOLÓGICOS EM TARTARUGAS-VERDES, *Chelonia mydas* NO LITORAL NORTE DA BAHIA.

	Página
1. INTRODUÇÃO GERAL.....	24
2. REVISÃO DE LITERATURA GERAL	25
CAPÍTULO 1 – Identificação da <i>causa mortis</i> e lesões associadas em <i>Chelonia mydas</i> do litoral norte da bahia	
2.1 TARTARUGAS MARINHAS.....	25
2.1.1 Tartaruga-verde (<i>Chelonia mydas</i>).....	28
2.1.1.1 Aspectos biológicos.....	28
2.2 PROCESSOS PATOLÓGICOS QUE ACOMETEM TARTARUGAS MARINHAS	31
2.2.1 Viroses.....	31
2.2.1.1 Herpesvirose.....	31
2.2.2 Micoses.....	33
2.2.3 Bacterioses.....	34
2.2.4 Parasitoses.....	35
2.2.5 Ação antrópica.....	36
2.2.5.1 Interação com a pesca.....	36
2.2.5.2 Resíduos antropogênicos.....	38
CAPÍTULO 2 – Espirorquidiose em tartarugas-verdes (<i>Chelonia mydas</i>) do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas.	
2.3 HELMINTOFAUNA DE TARTARUGAS MARINHAS.....	40
2.4 FAMÍLIA SPIRORCHIIDAE.....	41
2.4.1 Classificação taxonômica.....	41
2.4.2 Características gerais.....	42
2.4.2.1 Lesões associadas a infecções por Espirorquídeos.....	44

CAPÍTULO 3 – Caracterização anatomopatológica das principais lesões oculares em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) oriundas do litoral norte da Bahia, Brasil.

2.5	ANATOMIA DO APARELHO VISUAL DAS TARTARUGAS MARINHAS.....	44
2.6	PRINCIPAIS PATOLOGIA OCULARES EM TARTARUGAS MARINHAS.....	48
3.	OBJETIVOS.....	50
3.1	[Identificação da <i>causa mortis</i> , interação com a pesca e resíduos antropogênicos em tartarugas verdes (<i>Chelonia mydas</i>) do nordeste brasileiro]	50
3.2	[Espirorquidiose em tartarugas-verdes (<i>Chelonia mydas</i>) do nordeste brasileiro – Características morfológicas e lesões associadas].....	51
3.3	[Patologias oculares em tartarugas-verdes (<i>Chelonia mydas</i>): caracterização dos achados anatomopatológicos de animais encalhados no litoral norte baiano].....	52
4.	HIPÓTESES.....	53
5	CAPÍTULO 1 – IDENTIFICAÇÃO DA CAUSA MORTIS E LESÕES ASSOCIADAS EM <i>Chelonia mydas</i> DO LITORAL NORTE DA BAHIA	
5.1	RESUMO.....	54
5.2	ABSTRACT.....	55
5.3	INTRODUÇÃO.....	56
5.4	MATERIAL E MÉTODOS.....	57
5.4.1	Área de estudo.....	57
5.4.2	Considerações éticas.....	58
5.4.3	Etapas e locais de execução da pesquisa	59
5.4.4	Animais e obtenção de amostras.....	59
5.4.4.1	Documentação fotográfica.....	60
5.4.4.2	Determinação da <i>causa mortis</i>	61
5.4.4.3	Processamento e análise histopatológica.....	61

5.5	RESULTADOS.....	62
5.5.1	Achados anatomopatológicos.....	62
5.5.1.1	<i>Sistema digestório.....</i>	64
5.5.1.2	<i>Sistema respiratório.....</i>	67
5.5.1.3	<i>Sistema cardiovascular.....</i>	68
5.5.1.4	<i>Sistema urogenital.....</i>	69
5.5.1.5	<i>Sistemas hematopoiético, nervoso e endócrino.....</i>	71
5.5.1.6	<i>Sistema tegumentar.....</i>	72
5.5.1.7	<i>Sistema músculo esquelético.....</i>	74
5.5.1.8	<i>Aparelho visual.....</i>	74
5.5.2.9	Interação antropogênica.....	74
5.5.2.10	Identificação dos resíduos antropogênicos e lesões associadas.....	74
5.5.2.11	Identificação das lesões e outras alterações associadas a interação com a pesca.....	76
5.6	DISCUSSÃO.....	78
5.7	CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	84
5.8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICA.....	85
6	CAPÍTULO 2 – ESPIRORQUIDIOSE EM TARTARUGAS-VERDES (<i>Chelonia mydas</i>) DO LITORAL NORTE DA BAHIA – CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS E LESÕES ASSOCIADAS.	93
6.1	RESUMO.....	92
6.2	ABSTRACT.....	93
6.3	INTRODUÇÃO.....	94
6.4	MATERIAL E MÉTODOS.....	95
6.4.1	Considerações éticas.....	95
6.4.2	Etapas e locais de execução da pesquisa.....	95
6.4.3	Animais e obtenção de amostras.....	96

6.4.4	Identificação dos parasitos adultos.....	96
6.4.5	Análise coproparasitológica para identificação e classificação morfológica dos ovos de espirorquídeos	97
6.4.6	Processamento e análise histopatológica das amostras de órgãos e tecidos	98
6.4.6.1	<i>Análise histopatológica.....</i>	98
6.5	RESULTADOS.....	99
6.5.1	Identificação dos parasitos adultos.....	99
6.5.2	Identificação dos tipos de ovos de espirorquídeos a partir da análise de amostras de fezes.....	99
6.5.3	Lesões associadas a espirorquidiose.....	100
6.5.3.1	<i>Achados Macroscópicos.....</i>	100
6.5.3.2	<i>Achados histopatológicos.....</i>	104
6.6	DISCUSSÃO.....	108
6.7	CONCLUSÕES	111
6.8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	112
7	CAPÍTULO 3 – CARACTERIZAÇÃO ANATOMOPATOLÓGICA DAS PRINCIPAIS LESÕES OCULARES EM TARTARUGAS-VERDES (<i>Chelonia mydas</i>) ORIUNDAS DO LITORAL NORTE DA BAHIA, BRASIL.	
7.1	RESUMO.....	117
7.2	ABSTRACT.....	118
7.3	INTRODUÇÃO.....	119
7.4	MATERIAL E MÉTODOS.....	120
7.4.1	Considerações éticas.....	120
7.4.2	Etapas e locais de execução da pesquisa.....	120
7.4.3	Animais e obtenção de amostras.....	120
7.4.4	Processamento e análise histopatológica das amostras de órgãos e tecidos.....	121

7.4.4.1	<i>Análise histopatológica</i>	121
7.5	RESULTADOS.....	122
7.6	DISCUSSÃO.....	134
7.7	CONCLUSÕES	137
7.8	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	138
8	CONSIDERAÇÕES FINAIS	140
9	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	141
10	APÊNDICE	169
11	ANEXOS	266

1. INTRODUÇÃO GERAL

Existem sete espécies de tartarugas marinhas, destas, cinco ocorrem no Brasil (*Caretta caretta*, *Eretmochelys imbricata* e *Lepidochelys olivacea*, *Chelonia mydas* e *Dermochelys coriacea*) e todas as espécies estão na lista da União Internacional para a Conservação da Natureza - IUCN de animais ameaçados de extinção (IUCN, 2014). São indivíduos expostos a diversas fontes de perigo, tanto antropogênicos quanto naturais (WALLACE, et al., 2010).

As tartarugas marinhas desempenham um papel importante no ciclo dos nutrientes e na estrutura da comunidade de seus habitats de alimentação. No ambiente natural, sob condições favoráveis, a população de tartarugas em áreas de alimentação é alta, tornando-as importantes predadoras e pastadoras. Elas são exportadoras de nutrientes dos seus habitats de alimentação, trazendo saúde e um equilíbrio no ambiente marinho (BJORN DAL, 1997).

A *C. mydas* ocorre de forma frequente ao longo de toda a costa brasileira, entretanto, as colônias reprodutivas da região Nordeste se concentram nas ilhas oceânicas de Fernando de Noronha e Atol das Rocas e na região Sudeste, na ilha de Trindade (ALMEIDA, et al., 2011). É a espécie mais frequentemente encontrada encalhada no litoral de todos os estados, com a predominância variando entre 70% e 85% entre as áreas, mesmo padrão observado ao longo de toda a costa brasileira (ALMEIDA, et al., 2011).

Nos últimos anos, têm sido desenvolvidas pesquisas voltadas ao conhecimento das alterações/lesões que acometem tartarugas marinhas em diversas partes do mundo (WORK; BALAZS, 2002; ORÓS, et al., 2005, 2020; FLINT, et al., 2009; ROSSI et al., 2016; CRUZ-UCHOA, 2017; DÍAZ-DELGADO, et al., 2019). Contudo, mesmo diante dos dados já apresentados na literatura, o desenvolvimento de pesquisas direcionadas ao conhecimento do cenário regional, sua epidemiologia e peculiaridades são necessárias e pertinentes, pois, possibilitam uma visão panorâmica sobre as estratégias e medidas de intervenção cada vez mais direcionadas.

Diante do exposto objetivou-se, a partir da realização deste estudo, avaliar os achados anatomopatológicos e a possível causa de morte de tartarugas marinhas da espécie *C. mydas*, encontradas encalhadas no litoral norte baiano, e o seu impacto na conservação desses animais.

2. REVISÃO DE LITERATURA GERAL

CAPÍTULO 1 - Identificação da causa mortis e lesões associadas em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia.

2.1 TARTARUGAS MARINHAS

As tartarugas marinhas são espécies adaptadas ao ambiente marinho e utilizam o ambiente terrestre para nidificação. Estas adaptações trouxeram alguns resultados, como o desenvolvimento pulmonar, permitindo que as mesmas fiquem submersas por longos períodos; o achatamento da carapaça, que propicia pouca resistência durante o deslocamento na água; a modificação dos membros em nadadeiras (POUGH, et al., 2003); a redução do número de vértebras com fusão às costelas, que possibilitou a formação de uma carapaça óssea, de revestimento coriáceo ou córneo e surgimento de glândulas de sal, situadas atrás dos olhos (LUTZ; MUSICK, 1997).

Estes animais apresentam comportamento de filopatria, ou seja, as fêmeas voltam para se reproduzir na praia onde nasceram, (ALLARD, et al., 1994; BOWEN; AVISE, 1995, BOWEN 1997, BOWEN; KARL 1997), sendo desta forma pouco provável recolonização das praias por fêmeas oriundas de outras populações (MARCOVALDI, et al., 2016).

São seres com longa história natural, que surgiram pela primeira vez no período Jurássico Superior (JOYCE, 2007). Em 2008 um novo fóssil foi descoberto na China, *Odontochelys semitestacea*, datado do Triássico Superior (220 milhões de anos), tal descoberta trouxe novas discussões sobre a origem destes animais (LI, et al., 2008). Até o presente momento a *O. semitestacea* é a espécie de tartaruga mais primitiva registrada no mundo. Este fóssil estava localizado em meio a sedimentos marinhos, o que sugere que a evolução dessa espécie ocorreu em ambiente aquático e provavelmente habitava áreas próximas a mares ou deltas de rios (LI, et al., 2008).

Antes da descoberta da *O. semitestacea* (LI, et al., 2008), o registro fóssil mais antigo de tartaruga marinha no mundo datava do Cretáceo Inferior (aproximadamente 110 milhões de anos) e correspondia à espécie *Santanachelys gaffneyi* (família Protostegidae), encontrado no município de Santana do Cariri, na Chapada do Araripe, interior do Ceará (HIRAYAMA,

1998). A partir da análise deste fóssil foi possível observar que as tartarugas atuais sofreram poucas modificações no processo de evolução (SANTOS, et al., 2011).

O maior fóssil de tartaruga marinha já registrado é da espécie *Archelon ischyros*, também da família Protostegidae, que possuía 4,6 metros de comprimento de carapaça e pesava entre 1,5 e 2 toneladas. Ambas as espécies viveram no período Cretáceo, no qual havia quatro famílias de tartarugas marinhas (Toxochelyidae, Protostegidae, Cheloniidae e Dermochelyidae), entretanto somente as famílias Cheloniidae e Dermochelyidae permaneceram até a atualidade. Na escala de tempo geológico, todos os gêneros e espécies atualmente existentes surgiram no período Eocênico e Pleistocênico (SANTOS, et al., 2011).

As espécies atuais estão divididas em duas famílias: a Cheloniidae e a Dermochelyidae, sendo que existem sete espécies de tartarugas marinhas conhecidas no mundo. Destas, cinco ocorrem no território brasileiro: *Dermochelys coriacea* (tartaruga-de-couro), pertencente à família Dermochelyidae e *Chelonia mydas* (tartaruga-verde), *Eretmochelys imbricata* (tartaruga-de-pente), *Caretta caretta* (tartaruga-cabeçuda) e *Lepidochelys olivacea* (tartaruga-oliva), pertencentes à família Cheloniidae (PRITCHARD, 1997; MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999). As espécies desta família possuem como características, carapaças formadas por ossos recobertos com queratina, sendo conhecidas como tartarugas de casco duro (PRITCHARD, 1997).

A nível global, as cinco espécies que ocorrem na costa brasileira encontram-se na lista vermelha da União Internacional para Conservação da Natureza e Recursos Naturais (*International Union for Conservation of Nature – IUCN*) (IUCN, 2014), a qual analisa cada espécie sob cinco critérios quantitativos e qualitativos, para classificar qual a categoria de risco de extinção ela deve ser incluída. Diante do exposto a categorização e critérios das tartarugas marinhas são consideradas em perigo (EN), risco muito alto extinção, as tartarugas *C. caretta* (A2abcd), *L. olivacea* (A2abcde), vulnerável (VU), risco alto de extinção, *C. mydas* (A2ab); as criticamente ameaçadas (CR), isto é, risco extremamente alto de extinção em um curto período, a *D. coriacea* (A2ab) e *E. imbricata* (A2abcde) (IUCN, 2014; ICMBIO, 2018).

Também estão incluídas na lista oficial de Animais Brasileiros Ameaçados de Extinção (MMA, 2003). Diante do quadro de vulnerabilidade que todas as espécies estão expostas a Convenção Internacional sobre o Comércio da Fauna e Flora Ameaçadas de Extinção (CITES) as protege contra a comercialização (MÁRQUEZ, 1990).

No Brasil, até o final da década de 70, as informações sobre as características das tartarugas marinhas, suas populações e comportamentos eram escassos (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999; FUNDAÇÃO PRÓ-TAMAR, 2000; SANTOS, et al., 2011; REIS; GOLDBERG, 2017). Só a partir do início dos anos 80, após um levantamento foi possível identificar as áreas de reprodução no litoral, a confirmação da ocorrência de cinco espécies, as quais apresentavam grande risco de desaparecerem, pois estavam constantemente expostas a ameaças pelo abate das fêmeas para uso da carne, casco e derivados e coleta de ovos para consumo (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999; FUNDAÇÃO PRÓ-TAMAR, 2000; SANTOS, et al., 2011; REIS; GOLDBERG, 2017).

Nesse período não havia legislação específica para a proteção e conservação destas espécies (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999; FUNDAÇÃO PRÓ-TAMAR, 2000). A legislação federal vigente (LEI 5197/67) restringia-se em proibir o comércio de produtos e subprodutos da fauna silvestre. Nesse contexto, a Superintendência de Desenvolvimento da Pesca (SUDEPE), transferiu ao trabalho de proteção às tartarugas marinhas para o então Instituto Brasileiro de Desenvolvimento Florestal (IBDF), atual Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis (IBAMA), o qual instituiu em 1980, em parceria com a Fundação Brasileira para Conservação da Natureza (FBCN), o Programa Nacional para Conservação das Tartarugas Marinhas, criando assim o Projeto Tamar (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999; FUNDAÇÃO PRÓ-TAMAR, 2000). Desta forma ao longo de todos esses anos diversas leis, portarias, instruções, normativas, resoluções e decretos têm sido elaborados com a finalidade de assegurar a proteção às tartarugas marinhas em nível nacional (SANTOS, et al., 2011).

A Fundação Projeto Tamar, desenvolve atividades de conservação em áreas de alimentação e nidificação das tartarugas marinhas distribuídas por 1.100km de praias continentais, e áreas em três ilhas oceânicas, envolvendo, ao todo, nove estados com 26 bases (MARCOVALDI, et al., 2005). A Fundação Projeto Tamar no litoral norte da Bahia monitora 215 km de praias entre Salvador e a divisa com Sergipe, por meio de quatro bases: Arembepe, Praia do Forte, Costa do Sauípe e Sítio do Conde (MARCOVALDI, et al., 2016).

As áreas de nidificação são divididas em estudos integrais e proteção. As áreas de estudos integrais têm maior concentração de ninhos, monitorados durante toda a temporada de desova pela equipe técnica do Tamar, algo que gera um impacto direto na redução da perda de ovos. Nas áreas de alimentação, as tartarugas marinhas são encontradas com maior

frequência. Nestas áreas, há uma intensificação das ações de proteção destas espécies com o objetivo de evitar capturas incidentais (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999).

O litoral norte baiano é uma importante área de nidificação para três espécies de tartaruga marinha, especialmente para *C. caretta*, *E. imbricata* e *L. olivacea*. A *C. mydas* desova em menor proporção ao longo de toda área (MARCOVALDI; LAURENT, 1996; MARCOVALDI, et al., 2016). O norte da Bahia também é uma importante área de alimentação da tartaruga-verde (MARCOVALDI, et al., 2016).

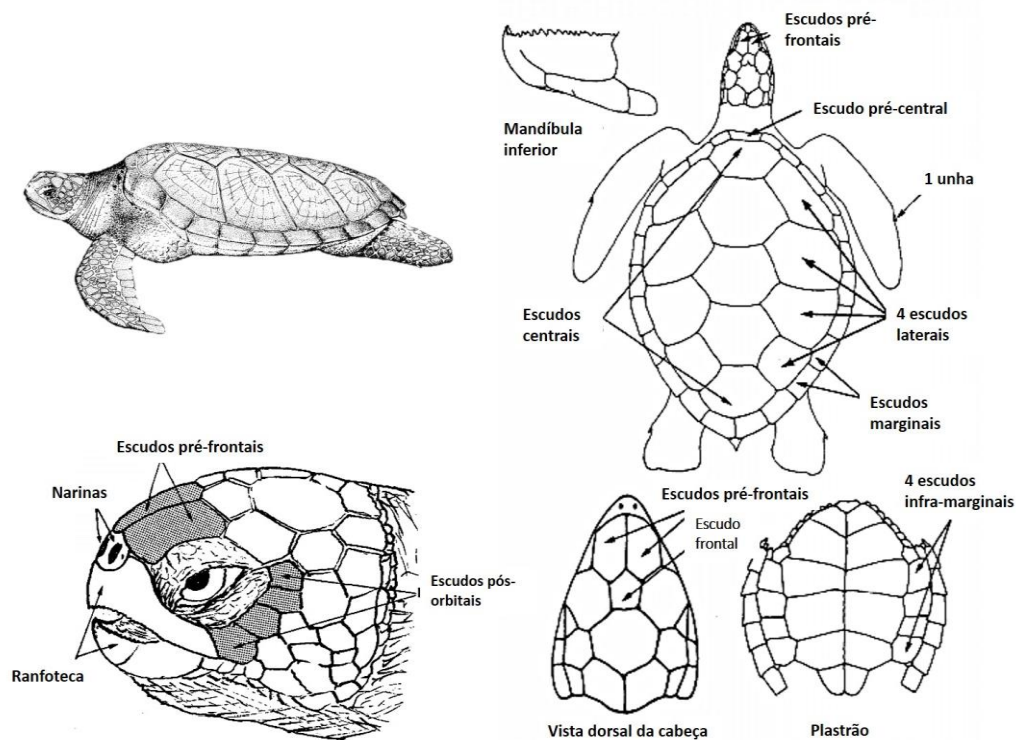
2.1.1. Tartaruga-verde (*Chelonia mydas*)

2.1.1.1 Aspectos biológicos

A espécie *Chelonia mydas* pertence ao Grupo: Répteis, Classe: Reptilia, Ordem: Testudines, Subordem: Cryptodira, Superfamília: Chelonioidea Família: Cheloniidae e Gênero: *Chelonia* (ALMEIDA, et al., 2011) e é conhecida como tartaruga-verde ou aruanã devido à coloração de sua gordura com depósitos de pigmentos de clorofila em função de sua alimentação preferencialmente herbívora (SPOTILA, 2004; SANTOS, et al., 2011).

Apresenta características singulares, a cabeça é anteriormente arredondada, e pequena em relação ao corpo, mede cerca de 15 cm de largura, um par de placas pré-frontais e quatro pares de placas pós-orbitais. Possui uma ranfoteca com a mandíbula serrilhada, característica anatômica que facilita sua alimentação (WYNEKEN, 2001); uma carapaça oval, que pode chegar até 120 cm de comprimento curvilíneo de carapaça (CCC) em indivíduos adultos, com quatro pares de placas laterais justapostas (PRITCHARD; MORTIMER, 2000; ALMEIDA, et al., 2011). Quando filhotes, apresentam o dorso com coloração enegrecida e o plastrão branco. Ao chegarem à fase adulta apresentam, colorações variadas do dorso verde-acinzentado a marrom-amarelado, com estrias radiais em cada placa córnea, sendo o ventre branco-amarelado (MÁRQUEZ, 1990; PRITCHARD; MORTIMER, 1999) e o plastrão amarelado ou branco. Possui uma unha em cada nadadeira anterior (Figura 1).

Figura 1 – Características morfológicas da *Chelonia mydas*.



Fonte: Adaptado de MÁRQUEZ (1990).

É encontrada em todos os oceanos tropicais e subtropicais, sendo a espécie de tartaruga marinha com maior ocorrência em todo o mundo (PRITCHARD; MORTIMER, 2000; ALMEIDA, et al., 2011) (Figura 2).

Figura 2 – As áreas em verde representam o habitat e distribuição mundial da espécie *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758)



Fonte: SANTOS, et al. (2011)

Os animais adultos podem pesar até 230kg no Oceano Atlântico e Pacífico Ocidental, entretanto, são frequentemente mais leves no Oceano Índico e Caribe. De forma geral, atingem a maturidade sexual entre 26 e 40 anos (BJORNDAL; ZUG, 1995; SEMINOFF, et al., 2002; CHALOUPKA, al., 2004; BELL, et al., 2005; WATSON, 2006; GOSHE, et al., 2010; ALMEIDA et al. 2011), porém, as populações do Atlântico Sul atingem a idade reprodutiva entre 22 e 34 anos (BARRETO, 2017). Dentre as tartarugas marinhas, *C. mydas*, é a espécie que amadurece sexualmente mais tardiamente, provavelmente por causa do tipo de alimentação na fase adulta (ALMEIDA et al. 2011).

Habitualmente migram entre as áreas de alimentação e de reprodução, que podem chegar a uma distância de 1500km (ALMEIDA et al., 2011). Durante a fase pelágica, nos primeiros anos de vida, sua dieta é onívora com tendência a carnivoría (BJORNDAL, 1997), alimentando-se de organismos planctônicos, incluindo crustáceos, celenterados e ctenóforos (ARTHUR et al., 2008). Ao migrarem para áreas de alimentação mais costeiras, na fase nerítica, tornam-se herbívoras, alimentando-se basicamente de macroalgas e fanerógamas (BJORNDAL; BOLTEN, 1988; BRAND-GARDNER et al., 1999; ARTHUR et al., 2008). Contudo, também podem se alimentar de matéria animal, os cnidários (BARROS et al., 2007; NAGAOKA et al., 2012; MORAIS et al. 2012; REISSER et al. 2013).

São tartarugas marinhas que apresentam hábitos mais costeiros podendo utilizar estuários de rios e lagos (HIRTH, 1997). Estão presentes em toda a costa brasileira para alimentarem-se e realizarem a desova (MOREIRA et al., 1995; MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999; GROSSMAN et al., 2003). O estudo realizado por Macedo e colaboradores em 2011, sugeriram que a praia de Arembepe, Bahia, é uma área de alimentação, devido a variedade de alimentos que fazem parte da dieta destes animais, associada à frequente ocorrência de juvenis de *C. mydas* e *E. imbricata* no local.

No território brasileiro, elas desovam em áreas consideradas prioritárias, que são as ilhas oceânicas de Trindade no Espírito Santo (MOREIRA et al., 1995; MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999), Atol das Rocas no Rio Grande do Norte (GROSSMAN et al., 2003; MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999), e Fernando de Noronha em Pernambuco (BELLINI; SANCHES 1996; MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999), áreas secundárias, como no litoral norte do estado da Bahia, e, são registrados ninhos esporádicos no continente, nos estados do Espírito Santo, Sergipe e Rio Grande do Norte (ALMEIDA et al., 2011).

Almeida e colaboradores (2011) demonstraram que *C. mydas* sofreu menos impacto com a predação e crescimento urbano desordenado, por terem área prioritária para nidificação nas ilhas oceânicas brasileiras isoladas, entretanto, apresentam o maior número de espécimes juvenis encontradas mortas ao longo da costa brasileira, por causa da interação com a pesca costeira de emalhe. No Brasil está classificada como vulnerável (MARTINS; MOLINA, 2008), segundo o critério A2ab, ou seja, ameaçado, de acordo com informações sobre redução da população (PERES et al., 2011).

2.2. PROCESSOS PATOLÓGICOS QUE ACOMETEM TARTARUGAS MARINHAS

As tartarugas marinhas são acometidas por diversas doenças com etiologias distintas, (viral, bacteriana, fúngica e parasitária) (ORÓS et al., 2005). Algumas destas condições são processos naturais observados em tartarugas de vida livre e em cativeiro (GEORGE, 1997). Fatores como doenças crônicas, endoparasitos e fibropapilomatoses são cada vez mais diagnosticados e são caracterizadas como causas importantes de mortalidade e morbidade nestes animais. A poluição ambiental em consequência da ação antrópica constitui-se uma ameaça indireta à condição de saúde, podendo desencadear imunossupressão e consequentemente maior susceptibilidade a doenças oportunistas (HERBST, 1994; BUGONI et al., 2001; SALES et al. 2008).

No território brasileiro as tartarugas marinhas estão expostas a muitas ameaças antrópicas, principalmente a ameaças como a ocupação irregular do litoral, o abate de fêmeas e a coleta de ovos para alimentação, o trânsito, a iluminação artificial e a criação de animais domésticos nas áreas de desova, a captura acidental em artes de pesca, a poluição dos mares, o trânsito de embarcações e a extração mineral em praias (SANTOS et al., 2011; JARDIM, 2012).

2.2.1 Víroses

2.2.1.1. Herpesvírose

As infecções por herpesvírus têm sido associadas a três síndromes distintas em tartarugas marinhas: lesões cutâneas papulares circulares (*Gray-patch disease* – GPD); lesões

ulcerativas em pulmão, olho e traqueia (*Lung-eye-trachea disease* – LETD); e fibropapilomas externos e internos. O vírus GPD (*Chelonid herpesvirus 1* – ChHV-1) já foi relatado como causa de mortalidade em 5-20% de *C. mydas* em cativeiro (REBELL, et al. 1975, DOMICIANO et al., 2017, TROIANO, 2018).

A GPD inicialmente apresenta-se como lesões de pele papulares, circulares e evoluem para lesões acinzentadas difusas com necrose epidérmica superficial e podem afetar 90-100% de todos os animais. Microscopicamente são caracterizadas por hiperqueratose e hiperplasia com acantose. As células epidérmicas apresentam inclusões intranucleares basofílicas e cromatina marginada (HAINES et al. 1974, DOMICIANO et al., 2017).

Mudanças súbitas na temperatura da água pode ser um fator predisponente para manifestação dos sinais clínicos da GPD em tartarugas criadas em tanques (HAINES et al. 1974, JACOBSON et al. 1986). Altas temperaturas desencadeiam um processo agudo da doença, enquanto temperaturas baixas, levam a um processo crônico. (HAINES; KLEESE 1977, AGUIRRE; LUTZ, 2004, MARSCHANG; DIVERS, 2014).

A LETD (*Chelonid herpesvirus 6* - ChHV-6) é uma epizootia caracterizada por pneumonia e secreção caseosa cobrindo os olhos, cavidade oral, glote e traqueia. Acomete tartarugas com idade superior a um ano, os animais frequentemente são vistos com a boca aberta na superfície da água e apresentando sons respiratórios severos, é uma doença de curso agudo de duas a três semanas (JACOBSON et al., 1986, GLAZEBROOK; CAMPBELL, 1990a, MARSCHANG; DIVERS, 2014, DOMICIANO et al., 2017).

Histologicamente, a LETD apresenta-se como áreas difusas de necrose adjacentes à glote estendendo-se para a traqueia. Em algumas áreas, há degeneração e necrose das células epiteliais da mucosa traqueal, com inclusões anfófilas intranucleares. Nos pulmões podem ser visibilizados broncopneumonia intersticial, com detritos necróticos e células inflamatórias, em algumas áreas, as células epiteliais descamadas possuem inclusões intranucleares eosinofílicas (JACOBSON et al., 1986, DOMICIANO et al., 2017).

A fibropapilomatose (FP) cutânea foi descrita a primeira vez em *C. mydas* na década de 30, por Smith e Coates, em 1938 (GEORGE, 1997) e no Brasil em 1986, o primeiro registro foi no Espírito Santo (BAPTISTOTTE, 2007), e hoje é considerada uma pandemia, com taxas de infecção acima de 70% em algumas regiões (AGUIRRE; LUTZ, 2004). Há algumas décadas, a FP surgiu como uma doença epizoótica significativa em todo o mundo, com prevalência atingindo 92% em algumas populações de tartarugas (BALAZS 1991,

HERBST 1994, YETSKO et al., 2020). É uma doença neoplásica benigna, mas debilitante, que pode causar a morte de tartarugas marinhas. Podem ocorrer tumores nas nadadeiras, regiões axilar e inguinal, pescoço, boca, olhos e cabeça, afetando o movimento, alimentação, visão e fluutuabilidade (ROSSI et al., 2016).

Os tumores também foram diagnosticados como fibromas viscerais que podem levar a falência de órgãos e morte dos animais acometidos (NORTON et al., 1990, WORK et al., 2004). Os animais podem apresentar múltiplos papilomas cutâneos, fibromas e fibropapilomas. Embora a etiologia da FP não tenha sido estabelecida com precisão, estudos mostram a associação entre FP e a presença de ectoparasitas (GREENBLATT et al., 2004), poluição (SANTOS et al., 2010, TOREZANI et al., 2010), ingestão de microalgas (VAN HOUTAN et al., 2010), e temperatura da água (HAINES; KLEESE, 1977).

Estudos moleculares revelaram que um herpesvírus está intimamente associado à presença da doença, ou seja, há forte correlação entre o vírus e a fibropapilomatose (LACKOVICH et al., 1999, LU et al., 2000, QUACKENBUSH et al. 2001, RODENBUSCH et al., 2011, WORK et al., 2015; YETSKO et al., 2020). A *C. mydas* é a espécie que tem sido mais estudada em relação à FP associada à infecção concomitante por herpesvírus (LACKOVICH et al., 1999, MATUSHIMA et al., 2001, JACOBSON, 2007, de DEUS SANTOS et al., 2015, WORK et al., 2015, MASHKOUR et al., 2020).

2.2.2. Micoses

As lesões dermatomycóticas ocorrem mais frequentemente nas tartarugas marinhas e nas tartarugas de água doce comparativamente aos quelônios terrestres (JACOBSON, 2007; BAPTISTOTTE, 2014). Duguy e colaboradores (1998) realizaram um estudo retrospectivo de observações e necropsias em 230 tartarugas marinhas (*D. coriacea*, *C. caretta*, *Lepidochelys kempii* e *C. mydas*) capturadas acidentalmente no Golfo da Biscaia, observaram lesões dermatomycóticas em plastrão e carapaça em cerca de 50% das 85 *C. caretta* e em quatro das 12 *L. kempii*, as lesões eram brancacentas com bordas enegrecidas, por vezes ulceradas em regiões ósseas.

Os fungos comumente envolvidos nas dermatites são *Mucor* sp. (JACOBSON, 1980) e *Paecilomyces lilacinus* (LAFORTUNE et al., 2005; GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990).

As micoses profundas ou sistêmicas em quelônios afetam principalmente os pulmões e em geral disseminam-se para outros órgãos. Os agentes causais são fungos esporulantes cujos conídios são geralmente inalados no ar, como as espécies de *Aspergillus*, *Paecilomyces* e *Penicillium*. As micoses em quelônios são relatadas com maior frequência em grupos de tartarugas filhotes ou juvenis, especialmente em espécies aquáticas (JACOBSON et al., 1979; LAPPIN; DUNSTAN, 1992; JACOBSON et al., 2000; LAFORTUNE et al., 2005), o que pode estar relacionado a imaturidade do sistema imunológico, junto com a qualidade da água (baixas temperaturas) e outras falhas no manejo, no caso dos animais criados em cativeiro, como prováveis fatores subjacentes (JACOBSON et al., 2000; LAFORTUNE et al., 2005).

2.2.3. Bacterioses

As dermatites de origem traumática são lesões comuns e estão associadas a infecções por bactérias oportunistas como a *Aeromonas hydrophila*, *Vibrio alginolyticus* e *Staphylococcus* spp (ORÓS et al., 2005, RODRIGUES et al., 2001, PEIXOTO et al., 2012). Essas lesões são as fontes pelas quais bactérias patogênicas entram nos tecidos e na corrente sanguínea, resultando em septicemia fatal. Em uma pesquisa sobre as doenças das tartarugas marinhas no norte da Austrália, a dermatite ulcerativa causada por trauma foi observada em 66/102 tartarugas (63,5%), associada à infecção por bactérias oportunistas, *V. alginolyticus*, *A. hydrophila*, *Pseudomonas* spp., e *Chryseobacterium* spp. (GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a). *Vibrio alginolyticus* é considerado um habitante normal da água do mar (ROBERTS 1978), enquanto *A. hydrophila* foi identificada há muito tempo como agente patológico oportunista de répteis (REICHENBACH-KLINKE; ELKAN 1965; ROSENTHAL; MADER, 1996, VEGA-MANRIQUEZ et al., 2018).

Orós e colaboradores (2005), observaram que as lesões pulmonares consideradas causas importantes de mortalidade entre tartarugas marinhas encalhadas nas Ilhas Canárias, incluíam várias bactérias, *A. hydrophila*, *Bacillus* spp., *Burkholderia cepacia*, *Citrobacter* sp., *Pasteurella* spp., *Proteus* spp., *Pseudomonas* spp., *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp. e *V. alginolyticus* e que foram associadas a broncopneumonia exsudativa e / ou pneumonia granulomatosa. Bactérias semelhantes foram isoladas de lesões broncopneumonais de tartarugas na Austrália (GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a, b; VEGA-MANRIQUEZ et al., 2018). *V. alginolyticus*, *A. hydrophila* e *Chryseobacterium* spp. foram repetidamente isolados de casos de ulcerative stomatitis-obstructive rhinitis-pneumonia disease complex em

filhotes e juvenis de tartarugas-cabeçudas e tartarugas-verdes (GLAZEBROOK et al., 1993, VEGA-MANRIQUEZ et al., 2018). Infecções bacterianas por *Citrobacter* spp. foram descritas no Brasil, causando quadros de celomite e septicemia em exemplares de *C. mydas* juvenis (GOLDBERG et al., 2016).

2.2.4. Parasitoses

Os animais debilitados, geralmente, são encontrados após encalhe de praia ou, ainda, com pouca mobilidade ou ausência de reflexo de fuga, podem estar flutuando e na maioria das vezes com grande quantidade de ectoparasitas e/ou epibiontes, o que caracteriza sinais menos específicos como atrofia muscular, fragilidade óssea e anemia. Estes animais podem apresentar elevados níveis de endoparasitos, cujas infecções secundárias também podem estar associadas a estes casos (WERNECK et al., 2006, BINOTI et al., 2016).

São descritos na literatura muitos casos de trematódeos e nematódeos em tartarugas marinhas, sendo a maioria encontrada no trato gastrointestinal (TGI) (GEORGE, 1997; BINOTI et al., 2016; GOMES et al., 2017; WERNECK, 2011), também descritos nas tartarugas da costa brasileira. Entre os nematódeos, três espécies foram encontradas em *C. mydas*: *Kathlania leptura* Rud., 1819 Travassos, 1918; *Sulcascaaris sulcata* Rudolphi, 1819 Hartwich, 1957; e *Tonaudia freitasi* Vicente & Santos, 1968 (VICENTE et al., 1993). Além disso, Werneck e colaboradores (2008) relataram a ocorrência de *S. sulcata* e *K. leptura* em indivíduos juvenis de *C. caretta*. Quanto aos trematódeos, existe maior diversidade de parasitos descritos e o hospedeiro mais estudado é a *C. mydas*, todavia, há relatos destes parasitos também em *C. caretta* (TRAVASSOS et al., 1969; JOHNSON et al., 1998; WERNECK; GREINER, 2018; CHAPMAN et al., 2019; SANTORO et al., 2020).

Um estudo realizado por Werneck (2007) relativo à helmintofauna de tartarugas marinhas da região de Ubatuba, São Paulo, identificou trematódeos de três famílias: Pronocephalidae (*Cricocephalus albus*, *C. megastomum*, *Pleurogonius longiusculus*, *Pronocephalus obliquus*), Angiodictyidae (*Deuterobaris proteus*, *Microscaphidium reticulare*, *Neoctangium travassosi*, *Polyangium linguatula*) e Metacetabulidae (*Metacetabulum invaginatum*).

Os parasitos da família Spirorchiidae são trematódeos que causam lesões em todos os órgãos do animal, mas acometem especialmente os sistemas cardiovascular, linfático, nervoso central e TGI (FLINT et al., 2010; STACY et al., 2010; GOLDBERG et al., 2013;

WERNECK et al., 2016; RIBEIRO et al., 2017; WERNECK e GREINER, 2018; JERDY et al., 2020). Há descrições de 14 espécies de parasitos desta família (FLINT et al., 2009, 2010), no Brasil há relatos de *Laereditus laeredi*, *Neospirichis* sp. e *Amphiorchis indicus* em *C. mydas* (WERNECK et al., 2006, 2011, 2015, 2016).

2.2.5. Ação antrópica

2.2.5.1. Interação com a pesca

A principal causa de redução da população das tartarugas marinhas tem sido atribuída a captura incidental na pesca tanto industrial quanto artesanal; a poluição; a interação humana e a destruição de habitats (GUEBERT et al., 2005; GANDRA et al., 2005; RÚBIO et al., 2011; DUARTE et al., 2011, BASÍLIO et al., 2020). Os principais artefatos de pesca são: a pesca de arrasto, espinhel pelágico e de fundo, redes de emalhe ou espera, redes de cerco, armadilhas e anzóis e redes com anzóis artesanais e comerciais (ORAVETZ, 1999).

Neste contexto, as redes de pesca são potencialmente fatais, porque impedem os movimentos, e até estrangulam os membros dos animais por restos de material de pescaria e consequentemente impede o seu retorno à superfície para respirar (GUEBERT et al, 2005; MACEDO et al, 2011). A captura incidental pela pesca é reconhecida como causadora de ferimentos e mortes em tartarugas, sendo um importante fator para o declínio populacional destas espécies ao redor do mundo (ORAVETZ, 1999; WALLACE et al, 2010; UZAI et al, 2016). Em um estudo realizado em 2010 por Wallace e colaboradores foi estimado que pelo menos 85.000 tartarugas marinhas em todo o mundo foram capturadas acidentalmente em redes de emalhar, palangres e arrasto de 1990 a 2008.

O afogamento devido à captura incidental de pesca está entre as causas potenciais de morte (READ; MURRAY 2000; SCHLATTER et al., 2009; MANNOCCI et al., 2012; GARCÍA-PÁRRAGA et al., 2014; PARGA et al., 2020). Sendo importante ameaça para a conservação da megafauna marinha e causando lesões e alterações hemodinâmicas importantes em diversas espécies marinhas que sofrem afogamento *post-mortem* (BROTHERS et al., 1999; LEWISON et al., 2004; SOYKAN et al., 2008; GARCÍA-PÁRRAGA et al., 2014; PARGA et al., 2020).

Torna-se um desafio para a medicina forense a identificação do afogamento no que tange a diferenciação entre o afogamento e a submersão post-mortem, além disso há muitos aspectos da fisiopatologia do afogamento que não estão bem elucidados (SALOMEZ; VINCENT 2004; PIETTE; LETTER 2006; CASALE et al., 2010; COLFERAI et. al., 2017). Firmar este diagnóstico em animais marinhos pode ser mais complicado devido à sua adaptação anatômica e fisiológica para o mergulho (DIERAUF; GULLAND, 2001).

Neste contexto estudos recentes têm apontado outras consequências nos animais que se relacionam a captura incidental, a embolia gasosa (GE) e a doença descompressiva (DD) em tartarugas marinhas (GARCÍA-PÁRRAGA et al., 2014; FAHLMAN et al, 2017; PARGA et al., 2020). A GE refere-se à formação de bolhas de gás dentro dos vasos sanguíneos e tecidos supersaturados após a descompressão, enquanto a DD é consistente com o diagnóstico clínico que compreende uma ampla gama de manifestações clínicas da formação de bolhas de nitrogênio em diferentes tecidos (BARRAT et al, 2002; FRANCIS; MITCHELL, 2003). A DD é uma condição debilitante e potencialmente fatal que foi relatada em tartarugas marinhas após alterações em seu mergulho fisiológico quando retidas à força em profundidade e então trazidas à superfície, foi relatada e primeira vez em *C. caretta* capturadas incidentalmente em redes de arrasto e de emalhe, no Mar Mediterrâneo (GARCIA-PÁRRAGA et al, 2014). No Brasil as primeiras evidências da doença descompressiva foram descritas em *C. mydas*, duas em Ubatuba – SP e sete em Florianópolis – SC (GOLDBERG et al, 2018).

As duas condições já foram descritas em quatro espécies de tartarugas marinhas *C. caretta* (GARCIA-PÁRRAGA et al, 2014; CRESPO-PICAZO et al, 2020), *D. coriacea* (FAHLMAN et al. 2017; PARGA et al., 2020; CRESPO-PICAZO et al, 2020), *C. mydas* (FAHLMAN et al. 2017; GOLDBERG et al, 2018; PARGA et al., 2020; CRESPO-PICAZO et al, 2020) e *L. olivacea* (PARGA et al., 2020; CRESPO-PICAZO et al, 2020).

O conhecimento da ocorrência e severidade de GE e DD é de suma importância para informar com precisão as estimativas de mortalidade de tartarugas marinhas resultantes de capturas acessórias em pescarias, para que desta forma melhore a compreensão do papel desta interação com a pesca juntamente com os fatores ambientais que influenciam no desenvolvimento e progressão da DD, pois a partir deste entendimento será possível fomentar medidas de mitigação (FAHLMAN et al, 2017).

2.2.5.2 Resíduos antropogênicos

No Brasil, a ocorrência de resíduos sólidos no conteúdo gástrico de tartarugas marinhas foi reportada em diversas regiões do país, Rio Grande do Sul (BUGONI et al., 2001; TOURINHO et al, 2008; AWABDI et al, 2013), Paraíba (MASCARENHAS et al., 2004), norte-central do Rio de Janeiro (REIS et al., 2010), Rio Grande do Norte (FARIAS et al, 2014; MORAIS, 2018; LIMA, 2020) e Ceará (MORAIS, 2018). Cerca de 60% das tartarugas encontradas mortas no litoral do Rio Grande do Sul, apresentavam resíduos, principalmente plásticos e outros materiais sintéticos (BALBÃO; CASTRO, 2001; BUGONI et al., 2001).

Define-se como resíduos sólidos qualquer material sólido manufaturado ou processado (tipicamente inerte), sendo subdivididos em categorias como plásticos, vidros, borrachas, metais, tecidos, isopor, matéria orgânica e madeira antropogênica (IOC/FAO/UNEP, 1989). O lixo marinho é qualquer resíduo sólido introduzido no ambiente marinho por qualquer fonte (COE; ROGERS, 1997). O acúmulo de detritos antropogênicos sólidos em ambientes marinhos foi identificado como importante problema de conservação ou preservação das espécies animais e seu número tem aumentado nas últimas décadas (BENTON, 1995; DERRAIK, 2002; ACHA et al., 2003; CORCORAN et al., 2009; SCHUYLER et al., 2016).

Os danos causados no ambiente marinho pela contaminação por plásticos e outros resíduos sólidos marinhos passou a ser identificado na década de 1970. Nesse período foram registradas informações sobre a existência de a existência de plásticos flutuantes no mar de Sargasso (CARPENTER; SMITH, 1972) e comprovada a presença de partículas plásticas na costa do Rio Grande do Sul (GOMES, 1973).

Em 1995 Goldberg realizou um estudo definindo as principais características que potencializam os efeitos de poluentes no ambiente marinho: tempo de residência; taxa de acumulação; aumento do fluxo com o tempo; e, dispersão para outras áreas. Com a definição destas características, foi possível identificar os grupos de poluentes de maior interesse ambiental: nutrientes, pesticidas, biotoxinas, água de lastro e plásticos.

Os resíduos de origem antrópica afetam de maneira negativa os oceanos que possuem uma capacidade limitada de absorção destes resíduos. As zonas costeiras sofrem os maiores impactos das ações humanas. Esses compostos podem ser de origem terrestre, os que são deixados pelos frequentadores das praias, da drenagem de rios e lançamento de esgotos e os que são gerados nas cidades costeiras, ou de fontes marinhas (navios e barcos de pesca e

pelas plataformas oceânicas), que atingem as áreas costeiras e oceânicas (IVAR DO SUL et al., 2011; ANDRADES et al., 2020).

A ausência de estratégias ou poucas ações na gestão dos resíduos nas áreas costeiras geraram um grande impacto global para a vida marinha e meio ambiente (SMITH; MARKIC, 2013; GONZALEZ CARMAN et al., 2015; NELMS et al., 2017; PHAM et al., 2017; BASÍLIO et al., 2020). Alguns estudos mostram que os fragmentos de plástico duro e macio são os detritos antropogênicos mais comuns no oceano, devido à sua alta persistência no meio ambiente, pois apresentam uma baixa taxa de desintegração (BARNES et al., 2009; MORÉTFERGUSON et al., 2010; REISSER et al., 2014; GALL; THOMPSON, 2015).

As tartarugas marinhas ingerem uma grande variedade de detritos antropogênicos (TOMÁS et al., 2002). Em suas fases oceânicas, esses animais exibem hábitos de alimentação epipelágica e, sendo propensos a interagir com objetos flutuantes (GUEBERT et al, 2005; MACEDO et al, 2011).

A maioria das espécies de tartarugas marinhas já foram encontradas enredadas ou com resíduos em seu conteúdo gástrico (LAIST, 1997; IVAR DO SUL et al., 2011; TAGLIOLATTO et al., 2020; LOPES et al., 2020). Acredita-se que as tartarugas ingerem os resíduos flutuantes por confundirem com seu alimento natural (LAIST, 1997; LOPES et al., 2020). Esta ingestão compromete a sobrevivência das tartarugas, pois causa diminuição da absorção de nutrientes e consequente redução nas taxas de crescimento, menor procura de alimento e fuga de predadores (MCCAULEY; BJORNDAL, 1999). Diversos estudos mostram que um número elevado de tartarugas encalhadas mortas estavam contaminadas por resíduos, especialmente plásticos e outros materiais sintéticos (BALBÃO; CASTRO, 2001; BUGONI et al., 2001, MACHOVSKY-CAPUSKA et al., 2020).

CAPÍTULO 2 – Espirorquidiose em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas.

2.3 HELMINTOFAUNA DE TARTARUGAS MARINHAS

A literatura mundial descreve diversas espécies de parasitos em tartarugas marinhas, especialmente no TGI, que são helmintos nematódeos, Filo Nematoda e trematódeos, Classe Trematoda (Filo Platyhelminthes) (GEORGE, 1997). O primeiro relato de parasito em tartarugas marinhas na costa brasileira foi em 1901, em *C. mydas*, a espécie descrita foi *Monostoma trionocephalum* Rudolphi, 1809, um trematódeo da Família Pronocephalidae (RUIZ, 1946).

Em 1934, Travassos publicou “Synopse dos Paramphistomoidea”, através de uma revisão bibliográfica, relatou a diversidade de espécies desta superfamília (*Schizamphistomum scleroporum*, *Schizamphistomoides spinulosum*, *Microscaphidium reticulare*, *Microscaphidium aberrans*, *Polyangium linguatula*, *Polyangium miyajimai*, *Angiodictyum parallelum*, *Octangium sagitta*, *Octangium hasta*, *Octangium proteus* e *Deuterobaris proteus*), entretanto até o momento desta publicação não havia relatos destes parasitos em *C. mydas* na costa brasileira.

Após quatro anos da publicação deste estudo, Freitas e Lent (1938) durante o exame necroscópico de uma *C. mydas* juvenil, no Rio de Janeiro, descreveram uma nova espécie de trematódeo, *Metacetabulum invaginatulum*, que deu origem a família Metacebulidae. Além de descrever outras duas espécies *Orchidasma amphiorchis* e *P. linguatula*, a partir de amostras depositadas na Coleção Helmintológica do Instituto Oswaldo Cruz. Uma nova espécie de trematódeo foi identificada, *Neoctangium travassosi*, encontrada em uma tartaruga do litoral sul paulista (RUIZ, 1943), entretanto não foi descrita a espécie de tartaruga marinha que o parasito foi coletado, porém Muniz-Pereira e colaboradores (2009) acreditam que provavelmente era uma *C. mydas*.

A partir de uma revisão bibliográfica e análise de material depositado em Coleções Helmintológicas do Instituto Butantã e do Instituto Oswaldo Cruz sobre o Pronocephalidae foi realizada uma nova reorganização dessa família, desta formaram-se 28 gêneros agrupados em sete subfamílias, destes cinco gêneros: *Pronocephalus*, incluindo *Pr. trionocephalus* e *Pr. Minutus*; *Cricocephalus*, com *C. albus*; *Pyelosomum*, com *P. crassum*; *Pleurogonius*,

incluindo *P. longiusculus*, *P. trigonocephalus*, *P. linearis* e *P. lobatus*; e *Metacetabulum*, com *M. invaginatium* são descritos em *C. mydas* na costa brasileira (RUIZ 1946).

Nos anos subsequentes foram realizadas revisões sobre ocorrência de trematódeos no Brasil em *C. mydas*: *P. lobatus* (sinonímia de *Glyphicephalus lobatus*), *P. linearis*, *P. trigonocephalus*, *Rhytidodes gelatinosus*, (TRAVASSOS et al., 1969). *N. travassosi*, *P. linguatula*, *M. invaginatium*, *O. amphiorchis*, *Pronocephalus obliquus* (sinonímia de *Pr. trigonocephalus*), *C. albus*, *P. crassum*, e *Ruicephalus minutus* (nova denominação para *Pr. minutus*), *P. longiusculus* (TRAVASSOS et al., 1969, THATCHER 1997). A ocorrência de *Cricocephalus* sp. e *Deuterobaris* sp. foi relatada em *C. mydas* juvenis, oriundas do litoral norte do estado de São Paulo (MATTEAZZI et al. 2002).

Em 2006, Werneck e colaboradores relataram a ocorrência de trematódeos em *C. mydas*, o primeiro foi um exemplar de *Schizamphistomum scleroporum* encontrado em intestino de uma *C. mydas* juvenil (WERNECK et al., 2006), litoral norte de São Paulo e o segundo foi a partir da análise de 11 animais na fase juvenil da região de Ubatuba, e em seis destes foram identificados exemplares adultos de *Learedius learedi* (WERNECK et al., 2006).

Werneck (2007) identificou as espécies *C. albus*, *Cricocephalus megastomum*, *P. longiusculus*, *P. obliquus* (Pronocephalidae), *D. proteus*, *N. travassosi*, *P. linguatula*, *Microscaphidium reticulare* (Angiodictyidae) e *M. invaginatium* (Metacetabulidae) em uma análise parasitológica de 33 indivíduos juvenis de *C. mydas* positivos para helmintos, sendo a maior prevalência de *N. travassosi*, *D. proteus* e *M. invaginatium*.

A ocorrência de trematódeos da família Spirorchidae foi relatada com a identificação das espécies: *L. learedi*, *Neospororchis schistosomatoides* e *M. indicum* (WERNECK et al., 2009); *Amphiorchis indicus*, acometendo fígado e intestino delgado (WERNECK et al., 2010a), sendo este o primeiro relato de *A. indicus* em *C. mydas*. Outro relato foi do *Amphiorchis solus* em uma fêmea juvenil no Ceará; esta foi a terceira ocorrência deste helminto no mundo e a primeira na costa brasileira (WERNECK et al., 2011).

2.4. FAMÍLIA SPIRORCHIIDAE

2.4.1. Classificação taxonômica

Reino: Animalia

Filo: Platyhelminthes

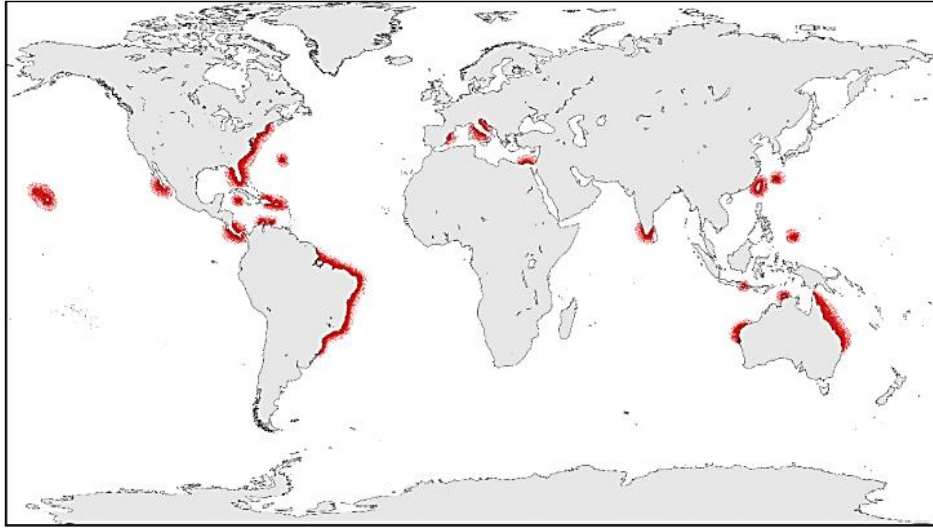
Subfilo: Rhabditophora
Superclasse: Neodermata
Classe: Trematoda
Subclasse: Digenea
Ordem: Diplostomida
Subordem: Diplostomata
Superfamília: Schistosomatoidea
Família: Spirorchiidae

2.4.2. Características gerais

A família Spirorchiidae Stunkard 1921 inclui um grupo de trematódeos que parasitam o sistema cardiovascular de tartarugas marinhas. Esta família possui 100 espécies agrupadas em 19 gêneros (SMITH 1997; PLATT 2002, WERNECK et al., 2013), dez destes gêneros são descritos em tartarugas marinhas (PLATT 2002). São gêneros encontrados em regiões dos oceanos Atlântico e Pacífico Norte (WOLKE et al., 1982; AGUIRRE et al., 1998), Caribe (DYER; CARR, 1990), América Central (INOHUYE-RIVERA et al., 2004) e Austrália (GLAZEBROOK et al., 1989) (Figura 3). No Brasil foram relatadas as espécies *Learedius learedi*, *Monticellius indicum*, *Carettacola stunkardi*, *Amphiorchis caborojoensis* (WERNECK et al., 2011), *Hapalotrema postorchis* (WERNECK et al., 2014; 2015a), *Neosporichis* sp. (WERNECK et al., 2015b).

Diversas espécies de tartarugas marinhas já foram diagnosticadas com estes trematódeos, *C. caretta* (RIBEIRO et al. 2017; SANTORO et al. 2017); *L. olivacea* (JERDY et al. 2016); *E. imbricata* (WERNECK et al. 2015b) e *C. mydas* (WORK et al. 2015). Há relatos de espirorquídeos em tartarugas marinhas em diversos estados brasileiros como Bahia, Sergipe e Rio Grande do Norte, que são áreas de desovas, (MARCOVALDI et al., 2006) e no litoral norte de São Paulo e Ceará, áreas de alimentação das tartarugas (GALLO et al., 2006). As diversas espécies de espirorquídeos podem acometer espécies de mamíferos, aves, peixes, tartarugas e outros animais. São parasitos isomorfos aos esquistossomas das aves e mamíferos e sua biologia tem sido revisada (WERNECK et al., 2008; FLINT et al., 2009).

Figura 3 – Regiões com relatos de Espirorquidíase em tartarugas marinhas.



Nota: As áreas estão marcadas de vermelho.
 Fonte: CHAPMAN et al. (2019)

Embora o ciclo de vida dos espirorquídeos não esteja bem elucidado em tartarugas marinhas (WOLKE et al., 1982; DUTRA et al., 2012; CHAPMAN et al., 2019), já foi descrito em quelônios de água doce (HOLLIMAN; FISHER, 1968; HOLLIMAN et al., 1971). A forma adulta parasita as arteríolas da camada muscular da região pilórica gástrica e do intestino delgado (HOLLIMAN; FISHER, 1968; HOLLIMAN et al., 1971; OLSEN, 1974). Os ovos são geralmente mais abundantes que os vermes adultos, portanto, são mais facilmente estudados, entretanto, a análise microscópica dos ovos é dificultada por causa das semelhanças na morfologia dos mesmos entre os diferentes gêneros o que gera complexidade na identificação entre espécies devido a alta frequência de infecções mistas (STACY et al. 2010, 2017, CHAPMAN et al. 2017).

Os parasitos adultos depositam seus ovos embrionados que migram da parede intestinal para o lúmen, estes são eliminados pelas fezes na água, tornam-se miracídios ativos e penetram nos caracóis jovens (*Helisoma trivolvis* e *H. campanulata*), evoluem para esporocistos “mãe” com esporocistos “filhos” que migram através dos espaços linfáticos e das glândulas digestivas e se desenvolvem em cercárias. Ao saírem dos caracóis vão para superfície da água (fototropismo positivo), e penetram pela pele e mucosas (cloacal, oral e conjuntival) das tartarugas, especialmente juvenis (HOLLIMAN; FISHER, 1968; HOLLIMAN et al., 1971; OLSEN, 1974). Os vermes imaturos migram para os vasos sanguíneos, e seguem para o coração direito, pulmões, coração esquerdo e circulação

sistêmica. Após atingir a maturidade sexual, depositam seus ovos nas arteríolas do estômago e intestino e reiniciam o ciclo (HOLLIMAN; FISHER, 1968; HOLLIMAN et al., 1971; OLSEN, 1974).

2.4.2.1. Lesões associadas a infecções por Espirorquídeos

Os espirorquídeos adultos e seus ovos podem causar reações inflamatórias exacerbadas no sistema vascular do hospedeiro, sendo frequentemente implicados no encalhamento e morte de tartarugas marinhas em todo o mundo (GORDON et al., 1998; JERDY et al., 2020). Achados incidentais de infecção com ou sem doenças associadas já foram descritos (WORK et al., 2015; JERDY et al., 2016).

Os achados anatomopatológicos descritos são decorrentes da localização do adulto nos vasos sanguíneos e na migração dos ovos para os órgãos. A reação granulomatosa ligada ao acúmulo de ovos pode produzir lesões visíveis macroscopicamente e desencadear alterações na anatomia e função dos órgãos (GORDON et al., 1998; WERNECK, et al., 2015a). O diagnóstico post mortem é geralmente a partir da observação de lesões macroscópicas típicas durante os exames necroscópico e histopatológico (JACOBSON et al., 2006). Podem ser observados casos de endocardite mural, hepatite, cistite, miosite, esofagite, enterite, esplenite, nefrite, conjuntivite, trombose, proliferações papilares, da íntima dos vasos sanguíneos, edema perivascular, infartos e calcificação distrófica (GLAZEBROOK; CAMPBELL, 1990; FLINT et al., 2009; STACY et al., 2010; GOLDBERG et al., 2013; MEDINA, 2013; JERDY et al., 2020).

CAPÍTULO 3 – Caracterização anatomopatológica das principais afecções ou lesões oculares em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) oriundas do litoral norte da Bahia

2.5. ANATOMIA DO APARELHO VISUAL DAS TARTARUGAS MARINHAS

As tartarugas marinhas possuem olhos arredondados localizados no interior das órbitas ósseas, também protegidos pelas pálpebras dorsal e ventral; esta última é contínua com a conjuntiva formando a superfície interna, ambas são móveis e queratinizadas (ASHLEY,

1955; WYNEKEN, 2001; O'MALLEY, 2005). A terceira pálpebra formada pela membrana nictitante está localizada no canto anterior e ventral do olho, contínua com a conjuntiva (WYNEKEN, 2001; BRUDENALL et al., 2008). Tartarugas da família Cheloniidae apresentam na margem da pálpebra ventral, escamas palpebrais, estruturas ausentes na família Dermochelyidae (Figura 4 A-B) (WYNEKEN, 2001).

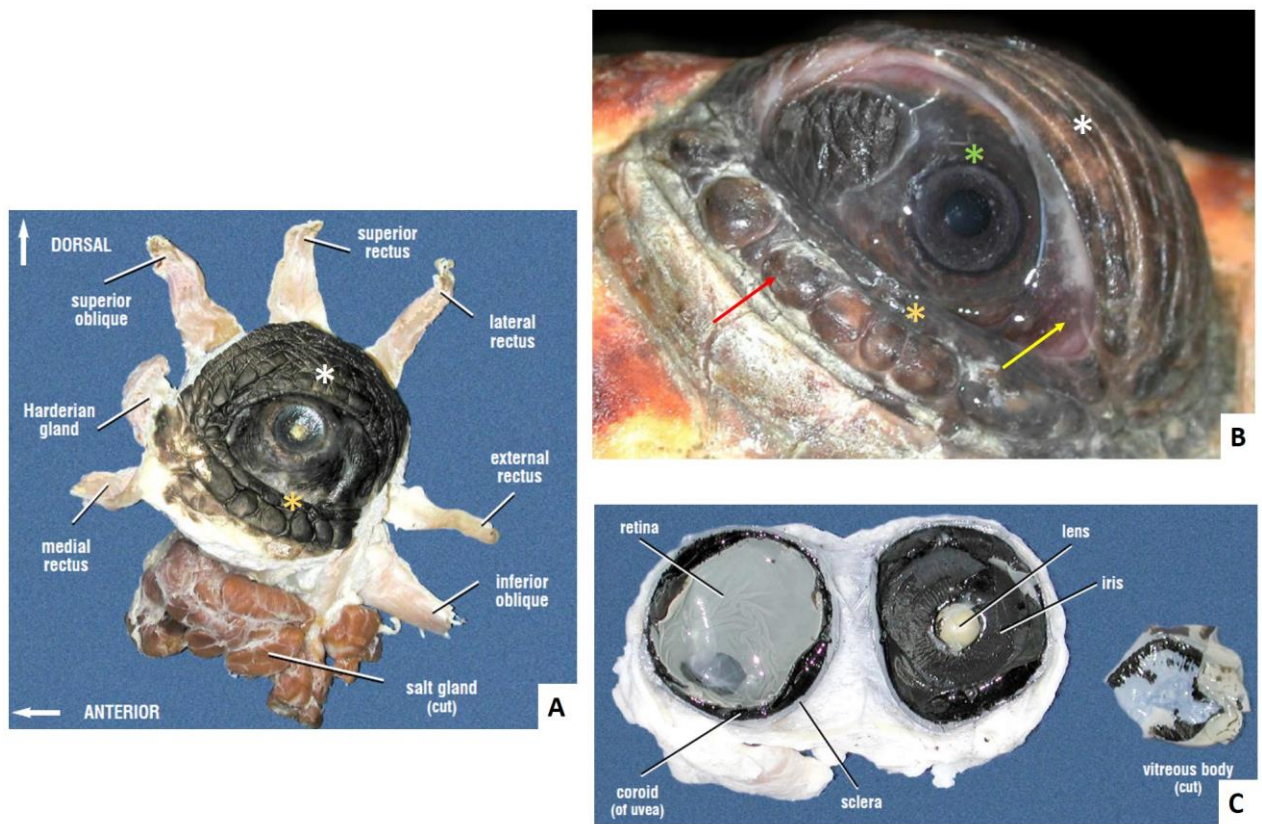
O bulbo ocular é constituído de três principais camadas: a esclera (mais externa), úvea (intermediária) e retina (mais interna); e dois compartimentos, o anterior, que contém as câmaras anterior e posterior, preenchidos pelo humor aquoso, e o posterior, também chamado de espaço vítreo, preenchido pelo corpo vítreo (ASHLEY, 1955; WYNEKEN, 2001; O'MALLEY, 2005).

A esclera é parcialmente pigmentada na maioria das tartarugas marinhas e divide-se em porção anterior, composta pelos ossículos esclerais, e porção posterior, composta por cartilagem escleral. A córnea está localizada na porção anterior do olho. O limbo é o tecido entre a córnea e a esclera e representa uma zona de transição (WYNEKEN, 2001; BRUDENALL et al., 2008).

A úvea, também denominada de túnica vascular, é composta por três estruturas intensamente vascularizadas e pigmentadas, a coroide, o corpo ciliar e a íris. O cristalino está localizado posteriormente a íris e suspenso pelos ligamentos zonulares que unem os processos ciliares do corpo ciliar ao cristalino. A borda livre da íris forma a borda da pupila. A coroide é a porção posterior da úvea; o corpo ciliar altera a forma do cristalino durante a acomodação visual; e a íris altera o diâmetro da pupila. Anteriormente a coroide e posteriormente a retina há o tapetum lucidum, material reflexivo (responsável pelo “brilho dos olhos”) que aumenta a sensibilidade dos olhos em condições de pouca luz (ASHLEY, 1955; WYNEKEN, 2001) (Figura 4C).

A retina é a camada sensorial do olho que detecta cores e brilho. Ela é composta por diversas camadas celulares e inclui vários tipos de bastonetes e cones, cada um contendo fotopigmentos (WYNEKEN, 2001; BRUDENALL et al., 2008).

Figura 4 – Estruturas que compõem o olho e anexos das tartarugas da Família Chelonidae.

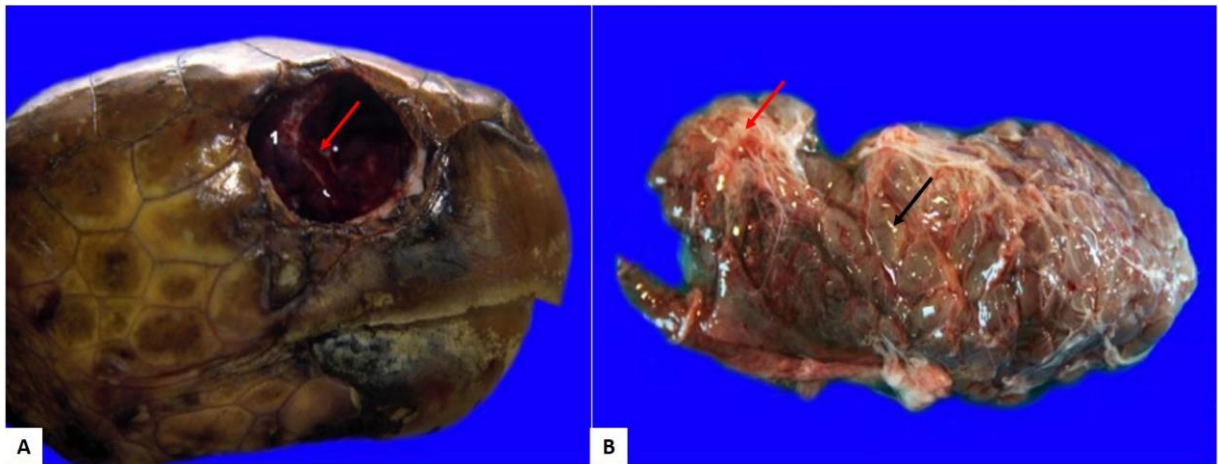


A. Aparelho visual da tartaruga marinha. Pálpebras dorsal (asterisco branco) e ventral (asterisco amarelo). **B.** Pálpebras, observar escamas palpebrais (seta vermelha); membrana nictitante (seta amarela) e olho (visão externa – asterisco verde). **C.** Secção sagital de bulbo ocular mostrando as estruturas internas que o compõe.

Fonte: WYNEKEN (2001)

A glândula de sal é uma glândula lacrimal modificada caracterizada por ser um órgão bilobado de aspecto lobulado, marrom-avermelhado, desenvolvido e localizado dorsal, medial e posterior ao olho, os lóbulos são separados por vasos sanguíneos, tecidos conectivos e um ducto curto e largo com abertura na borda posterior do olho (WYNEKEN, 2001; SCHMIDT-NIELSEN; FÃNGE, 1958; DIAS, 2018; MELO et al., 2020). Apresenta um formato côncavo na região apical e triangular na região basal (MELO et al., 2020). Sua porção basal está intimamente relacionado com o sulco da rima da pálpebra inferior, e está ligado à órbita do olho. São glândulas grandes em todas as espécies de tartarugas marinhas (Figuras 4A e 5) (SCHMIDT-NIELSEN; FÃNGE, 1958).

Figura 5 – Glândula de sal em tartaruga marinha.



A. Órbita de tartaruga marinha mostrando a glândula de sal *in situ*, a seta indica a sua localização, posterior ao olho. **B.** Visão macroscópica da glândula de sal. Coloração acastanhada de aspecto multilobulado (seta preta) com feixes de tecido conjuntivo (seta vermelha).

Fonte: ORÓS, J. (S.f.).

A drenagem da glândula de sal ocorre por um ducto no canto posterior do olho dos répteis marinhos, o qual converge com as pálpebras superiores e inferiores, originando uma estrutura saculiforme. No interior da glândula é subdividido em ducto principal, ductos secundários e canais centrais (ELLIS; ABEL, 1964; ABEL; ELLIS, 1966; MARSHAL; SADDIER, 1989).

Histologicamente é multilobulada e cada lóbulo forma unidades excretoras que estão distribuídas por toda a extensão dos lóbulos (DIAS, 2018). É constituída por epitélio cilíndrico simples de um tecido tubular glandular formando ramificações a partir de um ducto central ou dos canais lobulares (SCHMIDT-NIELSEN; FÃNGE, 1958; ABEL; ELLIS, 1966; DIAS, 2018; MELO et al., 2020). Este epitélio apresenta seus núcleos em posição excêntrica e centrífuga ao canalículo intraluminal (MELO et al., 2020). O tecido conjuntivo frouxo intra e perilobular, e as fibras colágenas fazem a individualização dos lóbulos, nestes espaços ocorre a vascularização do órgão a partir das vênulas e arteríolas interlobulares e os vasos linfáticos (SCHMIDT-NIELSEN; FÃNGE, 1958; ABEL; ELLIS, 1966; DIAS 2018; MELO et al., 2020).

Desempenha a função de osmorregulação de espécies marinhas que não possuem a capacidade de concentrar a urina (BRIAN; COWAN, 1971). Esta osmorregulação sanguínea, auxilia na função renal, que por meio do transporte ativo excreta o excesso de sais, promovendo a dessalinização da água ingerida e do alimento consumido pelos animais

(PARRILHA-BEL, et al., 2016; MELO et al., 2020). O fluido glandular é composto basicamente por cloreto de sódio, com concentração análoga a água do mar, e mantém sua composição fixa independente da concentração salina do meio em que a tartaruga marinha é submetida (ABEL; ELLIS, 1966; MARSHAL; COOPER, 1988; NICOLSON; LUTZ, 1989; REINA et al., 2002).

2.6. PRINCIPAIS AFECÇÕES OCULARES EM TARTARUGAS MARINHAS

A manutenção de uma visão de qualidade em tartarugas marinhas é de suma importância, pois são animais, especialmente os de vida livre, que dependem da visão para migração e alimentação. O conhecimento da patologia do aparelho ocular é fundamental para o diagnóstico e tratamento adequados para o rápido estabelecimento da saúde destes animais (AVENS, et al., 2003; INNIS et al., 2017). As alterações em olhos e anexos podem ser causadas por distúrbios do desenvolvimento, agentes infecciosos (viral, bacteriano, fúngico e parasitológico), bem como, processos neoplásicos, desequilíbrios nutricionais, lesões traumáticas, ou ainda lesões que acompanham doenças sistêmicas (REAVILL et al., 2012).

Doenças não infecciosas, como a hipovitaminose A, pode ser importante causa de quadros de blefaroedema e conjuntivite. O edema de pálpebras está associado às condições de metaplasia escamosa das glândulas orbitais causada pela deficiência de vitamina A e consequente obstrução do ducto orbital (KELLY et al., 2005; REAVILL et al., 2012; ISLER et al., 2014).

Embora sejam poucos os relatos de afecções ou lesões oculares em tartarugas marinhas há descrições de quadros de conjuntivites catarral e purulenta, ceratites, blefarites, perfuração de córnea, quemose em *Caretta caretta* (ISLER et al., 2014); necrose palpebral, ceratite ulcerativa, uveíte anterior e hifema em *Chelonia mydas*, *Lepidochelys kempii* e *Caretta caretta* causadas por baixas temperaturas ambientais (LIVELY et al., 2019).

As infecções sistêmicas causadas por herpesvírus podem causar a LETD caracterizada por lesões ulcerativas em olhos, traqueia e pulmões (REBELL, et al. 1975). Outras lesões associadas a este vírus são as fibropapilomatoses que podem desenvolver-se em região palpebral (BENNET et al., 2000; WORK et. al, 2004) e corneal (WORK et. al, 2004; FLINT et al., 2009; SANTOS et al., 2015; WORK et al., 2015; RESÉNDIZ et al., 2016; ROSSI et al., 2016; CAZABON-MANNETTE; 2017; RESÉNDIZ et al., 2019), e acomete

especialmente *C. mydas*, mas há relato de ocorrência em *L. olivacea* (RESÉNDIZ et al., 2019), e também em outras espécies, como *C. caretta* (ROSSI et al., 2015; ORIÁ et al., 2020) e *D. coriácea* (DÍAZ-DELGADO et al., 2019).

Há poucas descrições na literatura de doenças das glândulas de sal em tartarugas marinhas de vida livre. Já houve relatos de formação de cálculos em tartarugas severamente desidratadas (FLINT et al. 2009). Adenites granulomatosas associadas a ovos de espiroquídeos, de gravidade variável, também são comuns no estroma que circunda os canais centrais dos lóbulos (FLINT et al. 2009). As adenites heterofílicas associadas a lesões sistêmicas e como lesões únicas responsáveis pelo encalhe de tartarugas marinhas, causadas por agentes infecciosos como *Vibrio* spp., *Citrobacter* spp., *Pseudomonas* spp., *Aeromonas hydrophila*, *Staphylococcus* sp., *Aerococcus viridans* (REICHENBACH-KLINKE; ELKAN 1965; GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a; WORK et al. 2003; ORÓS et al. 2005; PARÉ et al. 2006; JACOBSON, 2007; ORÓS et al. 2011).

3. OBJETIVOS

3.1 [Identificação da causa mortis e lesões associadas em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia]

3.1.1. Objetivo Geral

Determinar a *causa mortis* e a possível interação desta com a pesca e resíduos antropogênicos em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia.

3.1.1.1. Objetivos específicos

- a) Determinar sempre que possível a *causa mortis* do animal;
- b) Identificar lesões macroscópicas associadas a *causa mortis* e sugestivas de afogamento pela interação com a pesca.
- c) Identificar lesões microscópicas associadas a *causa mortis* e sugestivas de afogamento pela interação com a pesca.
- d) Identificar as interações antrópicas e afecções que afetam a sobrevivência das *C. mydas* encalhadas no litoral norte da Bahia

3.2[Espirorquidiose em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas]

3.2.1. Objetivo Geral

Identificar a ocorrência de trematódeos da Família Spirorchiidae e as lesões causadas por estes parasitos em tartarugas marinhas da espécie *C. mydas* encalhadas no litoral norte da Bahia.

3.2.1.1. Objetivos Específicos

- a) Identificar os parasitos da Família Spirorchiidae encontrados nas tartarugas marinhas da espécie *C. mydas* encalhadas nas praias do litoral norte da Bahia;
- b) Determinar as principais lesões causadas pelos espirorquídeos nos animais necropsiados.

3.3 [Caracterização anatomopatológica das principais afecções ou lesões oculares em *Chelonia mydas* oriundas do litoral norte da Bahia]

3.3.1. Objetivo Geral

Relatar as enfermidades oculares de *C. mydas* encalhadas nas praias do litoral norte da Bahia.

3.3.1.1. Objetivos Específicos

- a) Identificar as enfermidades oculares dos animais encalhados;
- b) Analisar os achados macro e microscópicos dos animais com lesões em olhos e anexos;
- c) Analisar microscopicamente os olhos dos animais que não apresentam lesões macroscópicas.

4. HIPÓTESE

4.1 [Identificação da causa mortis e lesões associadas em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia]

O conhecimento da *causa mortis* das tartarugas marinhas, bem como dos achados necroscópicos resultantes da interação antrópica, são importantes subsídios para intervenções visando a conservação destas espécies marinhas.

4.2. [Espirorquidiose em *Chelonia mydas* do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas]

A alta prevalência de trematódeos espirorquídeos em tartarugas-verdes no litoral norte da Bahia pode resultar no encalhe e óbito destes animais.

4.3 [Caracterização anatomopatológica das principais afecções ou lesões oculares em *Chelonia mydas* oriundas do litoral norte da Bahia]

As doenças oculares de caráter inflamatório são as lesões mais prevalentes nos olhos das tartarugas-verdes do litoral norte da Bahia e podem causar um impacto relevante no estado de saúde dos animais que encalham nesta região.

CAPÍTULO 1 – Identificação da *causa mortis*, interação com a pesca e resíduos antropogênicos em *Chelonia mydas* do litoral norte Bahia

5.1. RESUMO

Este estudo descreve as causas de mortalidade e os principais achados patológicos de 61 tartarugas marinhas da espécie *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte da Bahia. Lesões macro e microscópicas foram compiladas para descrever os achados patológicos em tartarugas que foram encontradas mortas na praia ou que morreram durante tratamento no centro de reabilitação da Fundação Projeto Tamar. Do total de tartarugas avaliadas, foi possível determinar a *causa mortis* em 90,2% das tartarugas, sendo 77% de ameaças naturais, 16,7% dos casos estavam associadas a interação antrópica e 3,3% foram inconclusivos. Destas, 24 (44,3%) morreram de insuficiência respiratória aguda, 10 (26,2%) de sepse, 12 (16,4%) por caquexia/ desnutrição e 2 (4,9%) por colapso circulatório por tromboembolismo e 1,6% por compactação gástrica. Nos casos inconclusivos, 3,3% não foram observadas alterações na macroscopia determinantes à morte. 3,3% dos animais foram submetidos à eutanásia. As lesões foram mais frequentemente identificadas nos sistemas digestório [58/61 (95,1%)], respiratório [55/61 (90,2%)], tegumentar [46/61 (75,4%)], aparelho visual [39/61 (63,9%)], musculoesquelético [36/61 (59%)], cardiovascular [30/61 (49,2%)], urinário [27/61 (44,3%)], hematopoiético [14/61 (22,9%)], e em menor frequência nos sistemas nervoso [6/61 (9,8%)] e endócrino [4/61 (6,6%)]. A caquexia, diagnosticada com base na observação de atrofia muscular, enoftalmia e concavidade do plastrão, foi observada em 28 tartarugas (45,9%). Os resultados deste estudo fornecem informações sobre condições patológicas que podem ser de relevância clínica para a reabilitação de animais e reintrodução dos mesmos ao seu habitat natural, reduzindo os impactos destes fatores na conservação destas espécies.

Palavras-chave: exame *post mortem*, patologia, tartaruga marinha.

CHAPTER 1 - Identification of the cause of death, interaction with fishing and anthropogenic residues in *Chelonia mydas* from the northern coast of Bahia.

5.2. ABSTRACT

This study describes the causes of mortality and the main pathological findings of 61 sea turtles of the species *Chelonia mydas* stranded on the northern coast of Bahia. Macro and microscopic lesions were compiled to describe pathological findings in turtles that were found dead on the beach or that died during treatment at the Projeto Tamar Foundation's rehabilitation center. Of the total number of turtles evaluated, it was possible to determine the cause of death in 90,2% of the turtles, 77% of which were natural threats, 16.7% of the cases were associated with human interaction and 6.6% were inconclusive. Of these, 24 (44.3%) died from acute respiratory failure, 10 (26.2%) from sepsis, 12 (16.4%) from cachexia/malnutrition and 2 (4.9%) from circulatory collapse due to thromboembolism and 1.6% due to gastric compression. In inconclusive cases, 3.3% were not observed macroscopic changes determining death. 3.3% 3.3% of the animals were found to be euthanized. Lesions were most frequently identified in the digestive systems [58/61 (95.1%)], respiratory [55/61 (90.2%)], integumentary [46/61 (75.4%)], visual system [39/61 (63.9%)], musculoskeletal [36/61 (59%)], cardiovascular [30/61 (49.2%)], urinary [27/61 (44.3%)], hematopoietic [14/61 (22.9%)], and less frequently in the nervous [6/61 (9.8%)] and endocrine [4/61 (6.6%)] systems. Cachexia, diagnosed based on the observation of muscle atrophy, enophthalmos and plastron concavity, was observed in 28 turtles (45.9%). The results of this study provide information about pathological conditions that may be of clinical relevance for the rehabilitation of animals and their reintroduction to their natural habitat, reducing the impacts of these factors on the conservation of these species.

Keywords: *post mortem* examination, pathology, sea turtle.

5.3. INTRODUÇÃO

Todas as espécies de tartarugas marinhas que ocorrem no Brasil (*Caretta caretta*, *Chelonia mydas*, *Eretmochelys imbricata*, *Lepidochelys olivacea* e *Dermochelys coriacea*) são consideradas, nacional e internacionalmente, em algum grau de ameaça de extinção (MARTINS; MOLINA, 2008; SANTOS et al., 2011; IUCN, 2014). Os registros de encalhes de tartarugas marinhas mortas nas praias brasileiras são expressivos, com ocorrência em diversas áreas de nidificação, alimentação ou migração (MARCOVALDI et al., 2016).

Um levantamento de dados sobre encalhes de tartarugas marinhas nas áreas de atuação da Fundação Projeto Tamar na região nordeste, no período de 2010 a 2012, revelou 5.726 eventos, com maior frequência de indivíduos da espécie *C. mydas* [4.036 (70,5%)], seguida de 1.181 (20,62%) *L. olivacea*, 276 (4,82%) *E. imbricata*, 88 (1,53%) *C. caretta*, e em menor número *D. coriacea* [4 (0,07%)], sendo que 141 (2,46%) exemplares não foram identificados. Das espécies identificadas, 3.653 (65,40%) eram *C. mydas* juvenis, indicando o litoral nordestino como possível área de alimentação para indivíduos jovens desta espécie (MARCOVALDI et al., 2016).

Do total de tartarugas encontradas ao longo de três anos de levantamento de dados, 5.055 estavam mortas e apenas 669 foram encontradas vivas, sendo que a maioria dos registros foi de encalhe nas praias monitoradas. Ainda, foram observados 660 (11,52%) casos de fibropapilomatose, com predomínio em *C. mydas* (649 - 16,08%). Evidências de interação com a pesca foram observadas em 4 (0,07%) *D. coriacea* e nos 141 (2,46%) exemplares não identificados (MARCOVALDI et al., 2016).

No entanto as informações sobre o que acontece com os cadáveres de tartarugas no ambiente marinho ainda são pouco representativas, sendo que dificilmente consegue-se definir o tempo de morte do animal. Estima-se que os encalhes representam somente 10 a 20% da mortalidade total de animais que morrem em alto mar, isto devido à probabilidade variável de uma carcaça chegar à costa (HART et al., 2006). Portanto o monitoramento sistemático de encalhes de tartarugas marinhas, fornecerá informações biológicas importantes para o manejo e conservação destes animais, além de permitir a análise de séries históricas de dados, sobre a mortalidade das diferentes espécies (HART et al., 2006).

Fatores como a direção do vento, as correntes marinhas, a ação dos predadores, dentre outros, podem impedir que os cadáveres cheguem às praias. E quando isto acontece, o primeiro passo é identificar a causa da morte, especialmente se tiver alguma relação antrópica envolvida (MANCINI et al., 2011). A definição da *causa mortis* de encalhe torna-se desafiante pela possibilidade de envolvimento de dois ou mais fatores nesta causa, ou pelo grau de decomposição do cadáver. Os casos sugestivos de afogamento representam um desafio adicional, pois os achados necroscópicos são instáveis e desaparecem rapidamente (GOLDBERG et al., 2013). Situações em que o animal encalhado apresenta bom escore corporal ou encontra-se em fase reprodutiva ativa sugere uma morte ou lesão aguda, uma vez que afecções crônicas levariam este indivíduo a um estado de inapetência, magreza ou caquexia, e o mesmo, possivelmente, estaria inapto à reprodução (GOLDBERG et al., 2013).

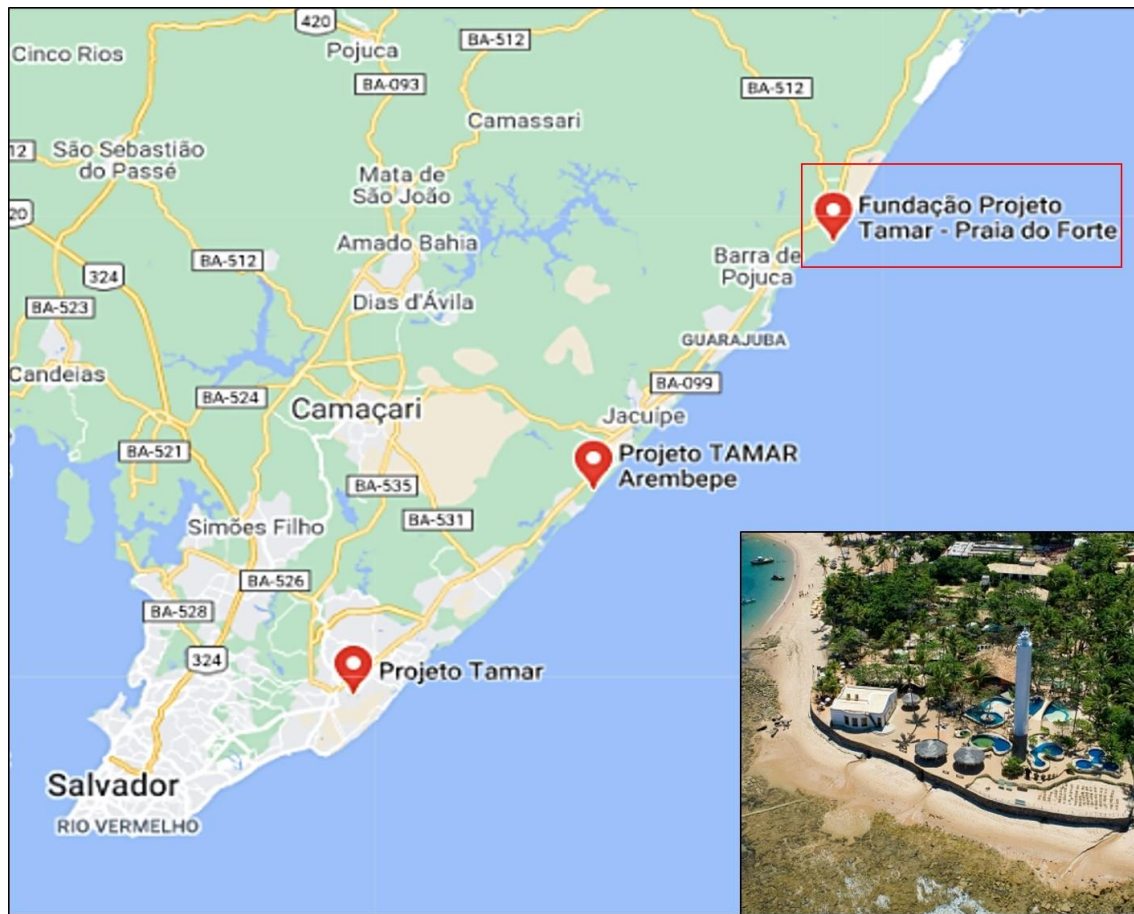
Além das doenças infecciosas (HERBST, 1994), a atividade pesqueira, o descarte impróprio dos resíduos, o uso indiscriminado de poluentes, a alteração de habitats e a ocupação desordenada do litoral, são algumas das principais causas de encalhes de tartarugas marinhas no litoral brasileiro (BALAZS et al., 1995; MARCOVALDI et al., 2002). Desta forma, objetivou-se com a realização deste estudo identificar a *causa mortis* em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) do litoral norte baiano.

5.4. MATERIAL E MÉTODOS

5.4.1. Área de estudo:

A Praia do Forte (PF) é uma localidade situada no município de Mata de São João, no estado da Bahia, Brasil. Dista cerca de 80 quilômetros da capital do estado, Salvador. Localiza-se na Costa dos Coqueiros, na qual se insere a região litorânea do município que começa em PF, ao sul, e vai até Costa do Sauipe, ao norte, possuindo 28 quilômetros de litoral e reservas naturais, sendo que destes 12 quilômetros são referentes à orla de PF, com latitude: 12.574743 e longitude: 38.0044715, onde está localizada a base da Fundação Projeto Tamar (Figura 1).

Figura 1 – Bases da Fundação Projeto Tamar, litoral norte da Bahia.



Base Praia do Forte (quadro), a imagem no detalhe mostra visão panorâmica da base. Adaptado de Google Maps e Site da Fundação Projeto Tamar.

Fonte: Google Maps; e https://tamar.org.br/centros_visitantes.php?cod=1

5.4.2. Considerações éticas

Os protocolos da presente pesquisa foram aprovados pela Comissão de Ética e Bem-Estar Animal da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal da Bahia (protocolo nº90/2018 – Anexo 1), estão de acordo com o Sistema de Autorização de Informação em Biodiversidade do Ministério do Meio Ambiente do Brasil – SISBIO (processo nº64518-1 – Anexo 2) e certificados pelo Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado – SISGEN (cadastro nº A0F349F) (Anexo 3).

5.4.3. Etapas e locais de execução da pesquisa

A pesquisa foi desenvolvida em duas etapas: a) exame necroscópico dos animais, enviados pela Fundação Projeto Tamar - Base Praia do Forte, no Laboratório de Patologia Veterinária (LPV) do Hospital de Medicina Veterinária Professor Renato Rodenburg de Medeiros Neto da Universidade Federal da Bahia (LPV/HOSPMEV/UFBA); b) processamento das amostras colhidas para exames histopatológico no LPV e histoquímico no Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens da Universidade de São Paulo (LAPCOM-USP).

5.4.4. Animais e obtenção de amostras

No período entre fevereiro de 2018 a setembro de 2019, os espécimes de *Chelonia mydas*, animais de vida livre que encalharam nas praias do litoral norte do estado da Bahia, na área de monitoramento da Fundação Projeto Tamar indicada no item 5.4.1, encontrados mortos, ou que evoluíram para o óbito durante tratamento e reabilitação na Fundação Projeto Tamar, foram necropsiados para este estudo.

A classificação da condição dos cadáveres à necropsia (CCN) foi realizada a partir de uma adaptação do “Protocolo de Conduta para Encalhes de Mamíferos Aquáticos da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste (REMANE)” (2005), que por sua vez, teve como base a classificação estabelecida por Geraci e Lounsbury (1993) (Quadro 1). Desta forma, com relação ao estado de conservação, os grupos foram classificados em: condição boa (Classe 2) e média (Classe 3).

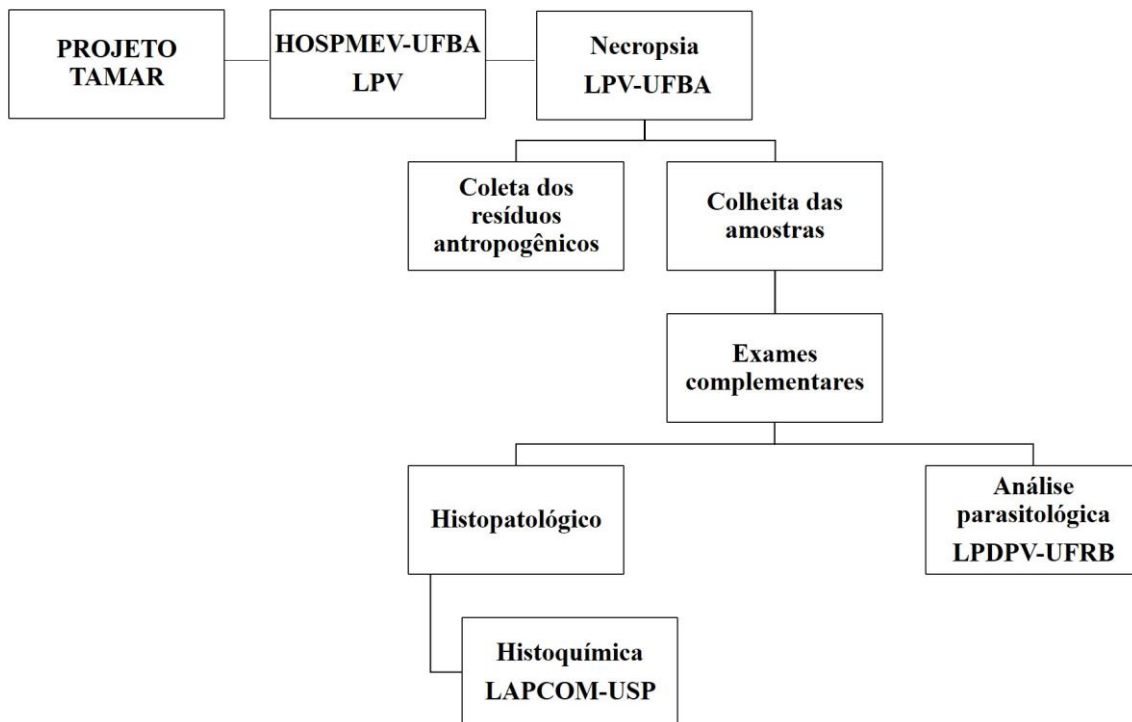
Quadro 1. Classificação de cadáver de animais encalhados.

Classificação de espécimes encalhadas	
Classe 1	Animal vivo
Classe 2	Cadáver fresco (morte recente)
Classe 3	Cadáver com órgãos internos identificáveis e intactos
Classe 4	Cadáver em decomposição avançada (órgãos internos não identificáveis)
Classe 5	Cadáver mumificado ou esqueleto

Fonte: Adaptação do protocolo de conduta para encalhe de mamíferos aquáticos da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste (REMANE).

Para execução da primeira etapa foi elaborada uma ficha de necropsia específica para tartarugas marinhas (Anexo 4) com base nos dados coletados da ficha utilizada na Fundação Projeto Tamar e localização anatômica segundo “The Anatomy of Sea Turtles” - Wyneken (2001) e treinamento da equipe de colaboradores. Ainda visando otimizar a comunicação e o entendimento em relação a todas as etapas de desenvolvimento do estudo, foi criado um Procedimento Operacional Padrão (POP) do projeto (APÊNDICE). A figura 2, mostra de forma esquemática o fluxograma do estudo:

Figura 2 – Fluxograma de desenvolvimento do estudo



Fonte: POP do Projeto Tartarugas marinhas – elaborado pelo autor

5.4.4.1. Documentação fotográfica

Todas as tartarugas estudadas foram documentadas fotograficamente durante o exame necroscópico, com destaque às alterações macroscópicas encontradas.

5.4.4.2. Determinação da causa mortis

As causas de encalhe foram classificadas em ameaças naturais - AN (processos patológicos de diversas origens como parasitária, bacteriana, fúngica, metabólica), interação antrópicas - IA (qualquer ação humana, independente do tipo de interação com a pesca ou resíduos sólidos) ou inconclusivo - IC (quando não foi possível identificar a causa da morte).

5.4.4.3. Processamento e análise histopatológica

As amostras de órgãos colhidas durante o exame necroscópico foram fixadas em solução formol a 10% tamponado com fosfato. Todas as etapas para a confecção dos blocos parafinados de todas as amostras foram executadas no LPV-UFBA. Após clivagem das estruturas, os fragmentos separados foram agrupados e colocados em cassetes histológicos, todos devidamente identificados com número de registro gerado no momento de entrada do cadáver no laboratório, foram acondicionados em um novo recipiente com solução formol a 10% tamponado com fosfato por um período não inferior a 24 horas. Os tecidos, após a adequada fixação, foram processados pela técnica rotineira de inclusão em parafina (PROPHET et al., 1992).

As etapas de microtomia e coloração foram realizadas parte no LPV-UFBA e parte no LAPCOM-USP. Secções histológicas de aproximadamente 4µm foram coradas pela técnica rotineira de Hematoxilina-Eosina (HE) e, quando necessário, foram realizadas colorações especiais de Gram, Ziehl Neelsen (ZN), Ácido Periódico de Schiffer (PAS), Giemsa e Tricrômico de Masson para detecção de agentes infecciosos ou diferenciação de fibrose (PROPHET et al., 1992).

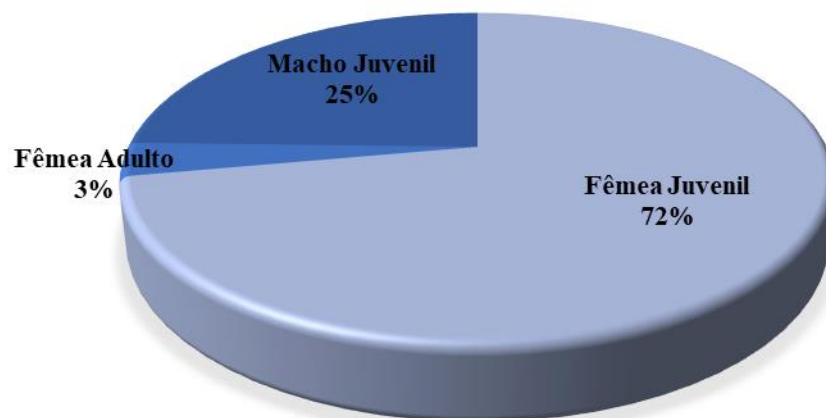
A análise histopatológica foi realizada em microscópio óptico Leica® com sistema de captura de imagem, utilizando-se objetivas de 4x, 10x, 20x, 40x e 100x. Para leitura histopatológica, os casos foram divididos e categorizados em três grupos de acordo com a CCN. Para proceder a esta classificação, todas as fichas de necropsia e registros fotográficos disponíveis dos animais foram revistas e os dados compilados em planilhas Excel®. Todas as fotomicrografias capturadas foram padronizadas no software *ImageJ*.

5.5. RESULTADOS

5.5.1. Achados anatomopatológicos

Foram necropsiados 61 animais (dois animais adultos frescos e 59 animais juvenis – um fresco e 58 congelados) da espécie *C. mydas*. Sendo 75,4% (46/61) fêmeas, incluindo os dois animais adultos, e 25,6% (15/61) machos (Figura 3). Em relação à condição do cadáver à necropsia, 22,9% (14/61) dos animais foram considerados classe 2, sendo que destes 21,4% (3/14) eram animais frescos e 78,6% (11/14) congelados; 77% (47/61) foram considerados com classe 3. Epibiontes (cracas, sanguessugas e algas) foram observados em 67,2% (41/61) dos animais e as cracas estavam majoritariamente distribuídas em nadadeiras, carapaça, plastrão, região cervical e cabeça.

Figura 3 – Distribuição de acordo com o sexo e a idade das *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte da Bahia entre fevereiro de 2018 a setembro de 2019. N. 61



Em relação a *causa mortis* das tartarugas, de acordo com a categorização foi possível determinar a causa em 90,2% (55/61) das tartarugas, sendo 77,7% (45/61) de ameaças naturais, 16,7% (12/61) dos casos por interação antrópica e 6,5% (2/61) foram inconclusivos, pois em 3,3% (2/61) não foram observadas alterações na macroscopia determinantes à morte. 3,3% (2/61) dos animais foram submetidos à eutanásia. (Tabela 1).

Nos casos identificados como ameaças naturais e inconclusivas não foi possível confirmar se antes do encalhe o animal teve algum tipo de interação antrópica que ocasionou ou contribuiu para que ocorresse o encalhe.

Tabela 1 – *Causa mortis* de *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte baiano.

<i>Causa mortis</i>	Número de animais				
	<i>AN</i>	<i>IA</i>	<i>IC</i>	<i>Total</i>	(%)
Insuficiência respiratória aguda	23	4	-	27	44,3
Sepse	11	5	-	16	26,2
Caquexia / Desnutrição	8	2	-	10	16,4
Colapso circulatório por tromboembolismo	3	-	-	3	4,9
Compactação gástrica	-	1	-	1	1,6
Eutanásia / outros	-	-	4	4	6,6
Total	45	12	4	61	100

As lesões foram mais frequentemente identificadas nos sistemas digestório [58/61 (95,1%)], respiratório [55/61 (90,2%)], tegumentar [46/61 (75,4%)], musculoesquelético [36/61 (59%)], cardiovascular [30/61 (49,2%)], aparelho visual [39/61 (63,9%)], urinário [27/61 (44,3%)] e hematopoiético [14/61 (22,9%)]. Os demais sistemas examinados apresentaram menor frequência em lesões, incluindo os sistemas nervoso [6/61 (9,8%)] e endócrino [4/61 (6,6%)].

A caquexia foi diagnosticada em 28 tartarugas (45,9%), tendo como base a associação das seguintes características: atrofia muscular e das gorduras de reservas, enoftalmia e concavidade do plastrão. Dos animais necropsiados, 21,3% (13/61) foram submetidos ao tratamento em vida, e destes 14,7% (9/61) apresentaram líquido livre na cavidade celomática

em quantidades variadas, em seis o hidroceloma era escasso a moderado (100mL – 2L) e em três era abundante (3, 8 e 25 litros), sendo o maior volume igual a 25 litros em um animal adulto.

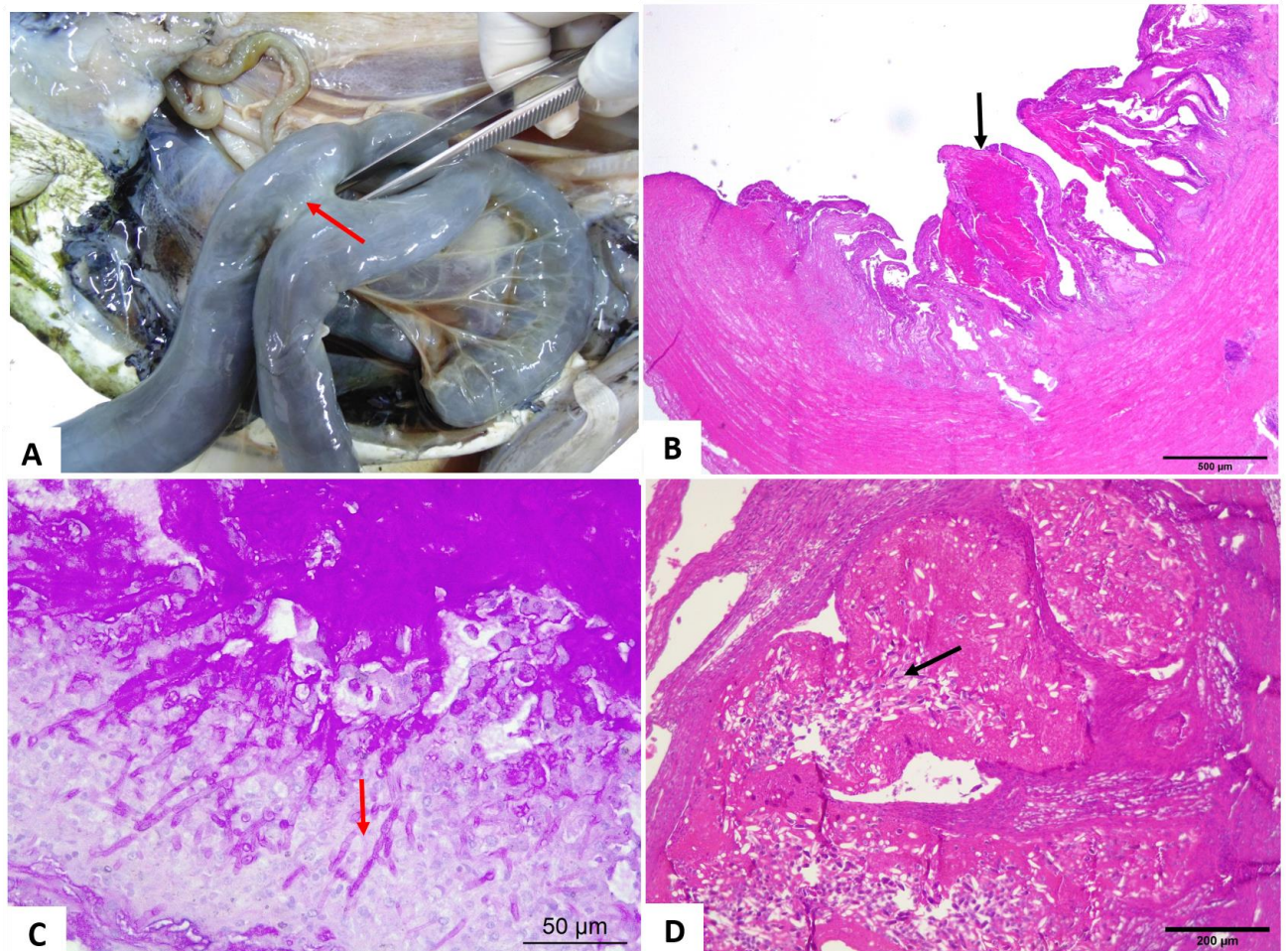
5.5.1.1. Sistema Digestório

Os processos patológicos do trato digestório foram recorrentes no exame necroscópico dos espécimes de *C. mydas*. Foi observado um animal juvenil, fêmea com megacólon (Figura 4). Neste caso, a dilatação intestinal com compactação não estava associada à presença de resíduos antropogênicos e tampouco à infecção parasitária.

As lesões observadas em esôfago [3/61 (4,9%)] foram esofagite ulcerativa e, microscopicamente, foi observado ovos de parasito. Foram identificadas lesões em estômago caracterizadas como [11/61 (18%)] gastroesofagite, gastrite ou gastroenterite mucosa [1/61 (1,6%)], hemorrágica [2/61 (3,3%)], parasitária [1/61 (1,6%)], granulomatosa [1/61 (1,6%)], erosiva [1/61 (1,6%)] e ulcerativa [5/61 (8,2%)]. Na avaliação histopatológica a lesão mais frequente foi gastrite com vasculite granulomatosa parasitária, associada à presença de ovos de parasito [13/61 (21,3%)]. As demais alterações incluíram gastrite erosiva/ulcerativa e um caso de fibroma visceral.

As enterites foram as lesões mais frequentes [39/61 (63,9%)], sendo em sua maioria parasitárias [26/61 (42,6%)]. Outros tipos observados foram enterites catarral, hemorrágica, ulcerativa e necrotizante. Foram observados 8/61 (13,1%) casos de compactação intestinal, sendo sete deles associados à presença de resíduos sólidos. Microscopicamente, os achados relevantes observados foram enterite e vasculite granulomatosa parasitária, enterite fibrinonecrótica segmentar [3/61 (4,9%)], enterite necrótica segmentar [2/61 (3,3%)], enterite fibrinonecrótica hemorrágica segmentar severa com linfangiectasia [1/61 (1,6%)], associada à infecção por coccídeo *Caryospora* sp. (Léger, 1904) (Apicomplexa: Eimeriidae), com resultado positivo no PAS. Um dos casos acima foi positivo na coloração de Gram para bactéria Gram -; dos três casos de enterite fibrinonecrótica, um foi positivo no PAS, com visualização de hifas (Figura 4).

Figura 4 – Achados anatomopatológico do intestino de *Chelonia mydas*.



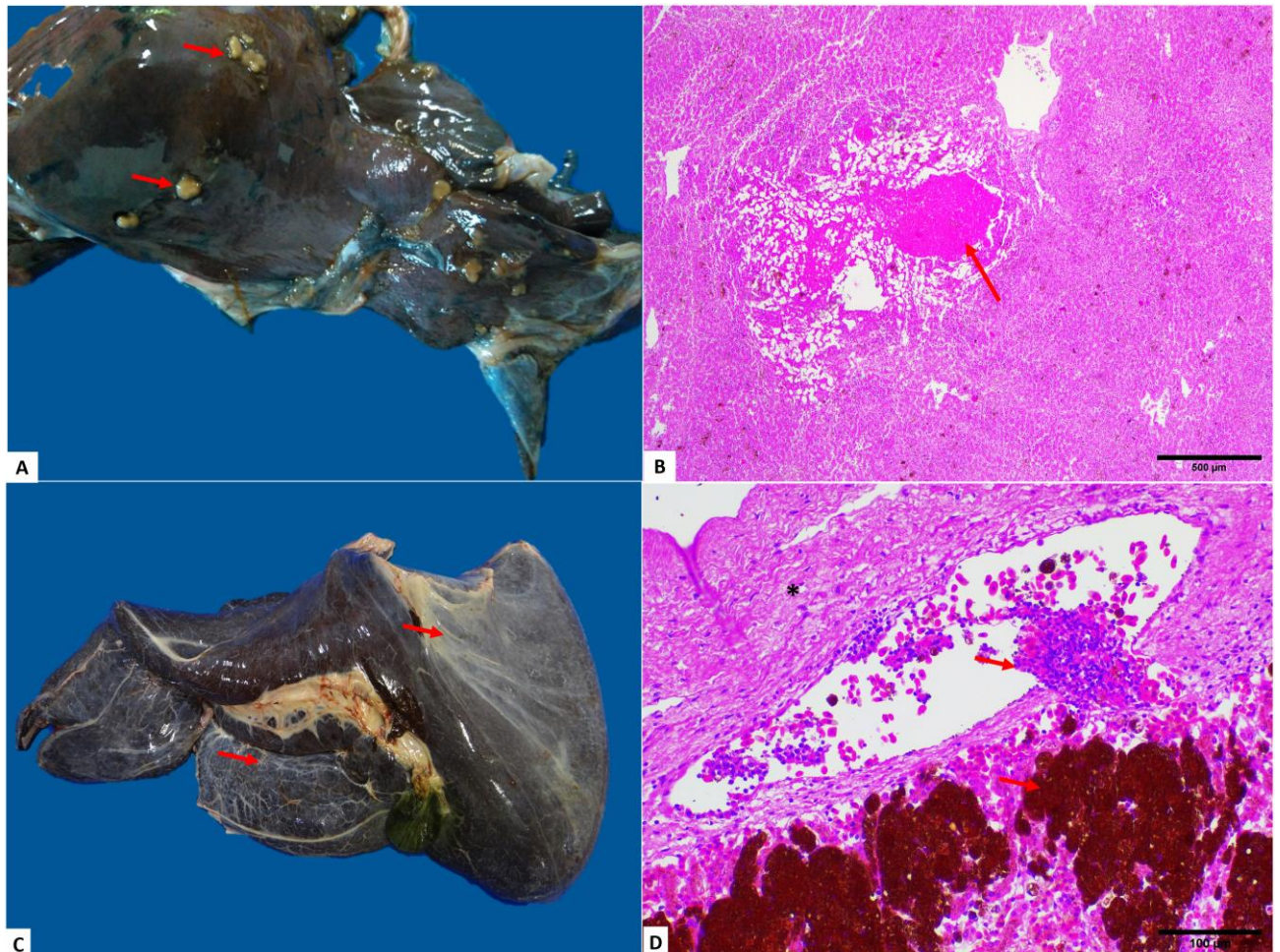
A. Sinéquia em segmento intestinal (seta). **B - D.** Fotomicrografia do intestino de *C. mydas*. **B.** Enterite ulcerativa. Notar área de ulceração nas vilosidades intestinais (seta). **C.** Enterite fúngica. Observar hifas fúngicas no material necrótico (seta). **D.** Enterite fibrinonecrotica por *Caryospora* spp. Presença de inúmeros cocídios no material necrótico (seta). Coloração B e D – HE; C – PAS. Obj. 4x; 40x; 10x.

Dos achados macroscópicos identificados no fígado, 21,3% (13/61) dos animais apresentaram quadro de congestão hepática, destes, dois estavam associados a hepatomegalia congestiva. A evidenciação do padrão lobular foi observada em 9,8% (6/61) dos animais e a esteatose hepática foi visibilizada em 8,2% (5/61) dos casos. As hepatites variaram de granulomatosa, observada em 4,9% (3/61), a abscedante [1/61 (1,6%)], caracterizada por pequenos abscessos amarelado-esbranquiçados, distribuídos aleatoriamente por todo o fígado (Figura 5A). Um dos animais apresentou icterícia, associada à fibrose hepática (Figura 5C).

O principal diagnóstico histopatológico hepático foi o de hepatite granulomatosa heterofílica [20/61 (32,7%)] (Figura 5B). Ressalta-se que 9,8% (6/61) destes casos tinham a

presença de ovos de parasitos e 6,5% (4/61) destes estavam associados a outras causas, enquanto 3,3% (2/61) estavam associados à infecção fúngica, positivas no PAS; 1,6% (1/61) dos casos resultou positivo para bactérias álcool-ácido resistentes (BAAR) no ZN e 1,6% (1/61) apresentava coccídeos. Foram observados 4,9% (3/61) casos de hepatite e vasculite granulomatosa parasitária. Os granulomas foram caracterizados por centros necróticos cercados por macrófagos e células gigantes multinucleadas. Outras alterações observadas foram hemorragia [5/61 (8,2%)], fibrose [1/61 (1,6%)], com positividade ao Tricrômico de Masson, e melanomacrófagos (Figuras 5D).

Figura 5 – Achados morfológicos em fígado de *Chelonia mydas*.



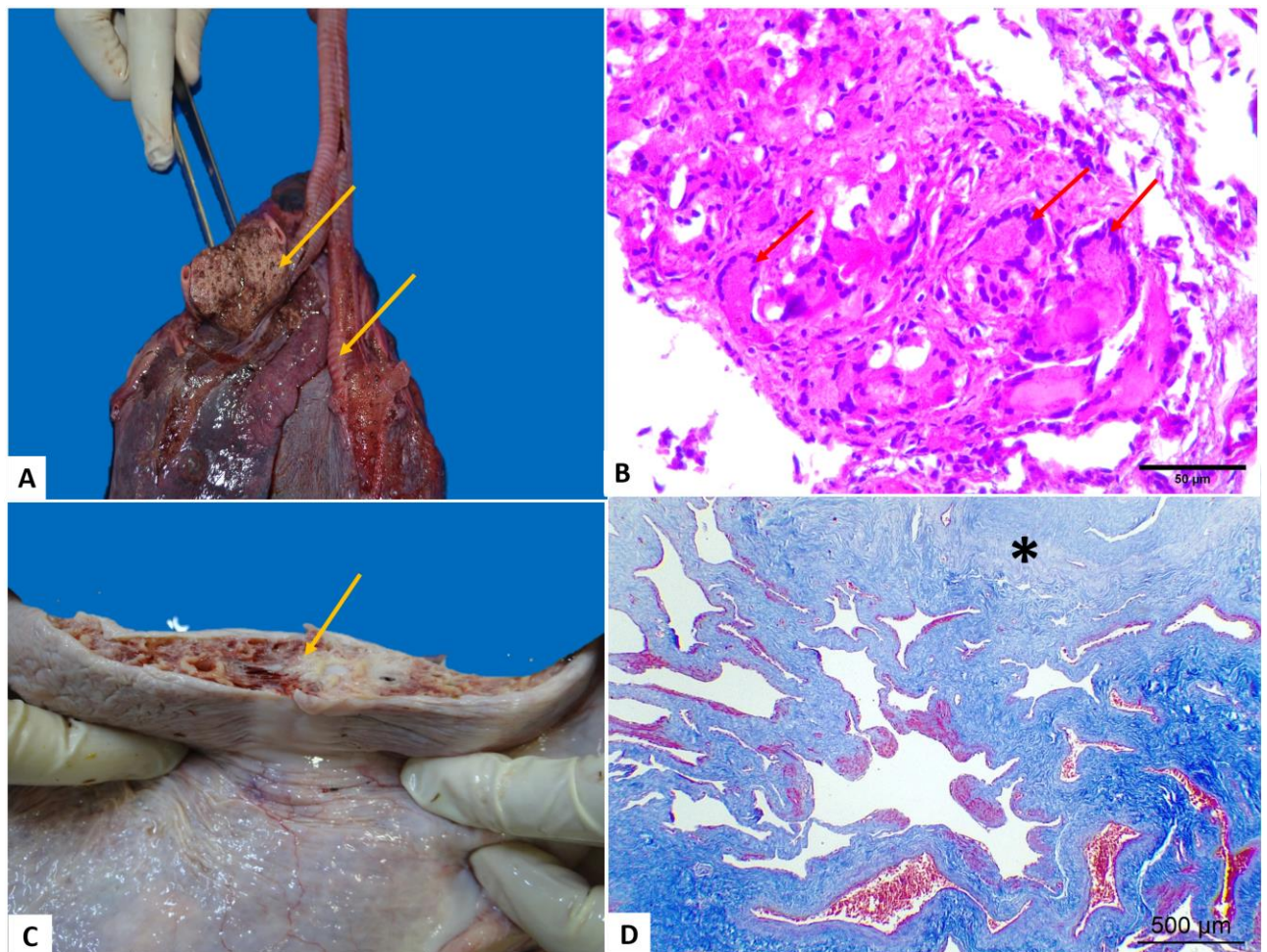
A. Granulomas hepáticos multifocais (setas). **B.** Hepatite granulomatosa (notar centro necrótico - seta). Obj. 4x. **C.** Fibrose hepática (setas). **D.** Reação inflamatória em parênquima hepático (setas). Notar aglomerados de melanomacrófagos no parênquima hepático, fibrose da cápsula (asterístico) Obj 20x. Coloração HE.

5.5.1.2. Sistema Respiratório

A presença de líquido nos pulmões foi a alteração mais frequentemente observada no sistema respiratório [50/61 (82%)] e em 14,7% (9/61) dos casos, além dessa alteração foi observado congestão pulmonar e hemorragia; em dois casos (3,3%) foram identificadas áreas de atelectasia e em seis casos (9,8%) enfisema, também associados a presença do líquido.

A pneumonia granulomatosa [36/61 (59%)] foi caracterizada pela presença de granulomas bem definidos contendo áreas centrais de detritos necróticos (Figura 6 A e B) eosinofílicos associados a heterófilos e macrófagos. Células gigantes multinucleadas ao redor dos detritos necróticos foram observadas em alguns granulomas, em sua maioria associados a ovos parasitários, além de fibrose (Figura 6 C e B). Todos os granulomas foram negativos para BAAR na reação de ZN e para fungos na técnica de PAS. A broncopneumonia exsudativa [12/61 (19,7%)] foi caracterizada pela presença de numerosos heterófilos no lúmen central dos brônquios, associados ou não a colônias bacterianas. Na maioria dos casos, as lesões pneumônicas eram bilaterais.

Figura 6 – Achados anatomopatológicos nos pulmões de *Chelonia mydas*.



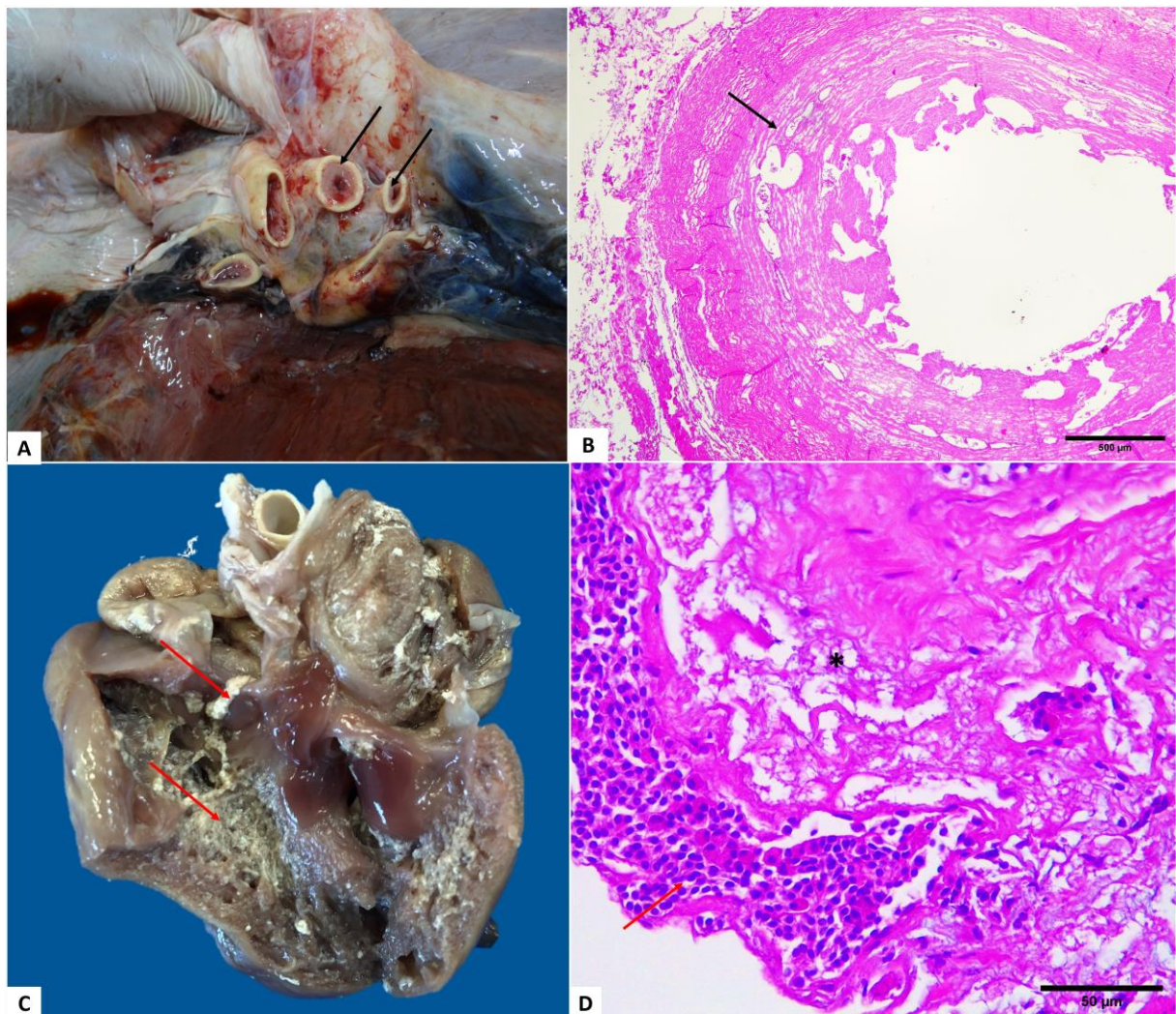
Lesões morfológica em pulmão. **A.** Granuloma em região cranial do parênquima pulmonar (seta). **B.** Reação granulomatosa em parênquima pulmonar; notar células gigantes, multinucleadas (setas). **C.** Fibrose em parênquima pulmonar (seta). Notar a superfície de corte da lesão (seta). **D.** Fibrose pulmonar; notar as extensas áreas de tecido conjuntivo marcado de azul pelo Tricrômico de Masson. Obj. 4x.

5.5.1.3. Sistema Cardiovascular

A alteração macroscópica mais comumente identificada foi hidropericárdio, com 32,8% (20/61), seguido de endarterite associada ou não à trombose em 3,3 e 9,8% dos casos, (2/61 e 6/61), respectivamente; arterite granulomatosa [3/61 (4,9%)], miocardite granulomatosa, pericardite fibrinosa [2/61 (3,3%)], epicardite fibrinosa [2/61 (3,3%)] e hipertrofia concêntrica [1/61 (1,6%)]. Na análise histopatológica as principais alterações observadas foram miocardite heterofílica [7/61 (11,5%)], arterite granulomatosa parasitária e endarterite proliferante [6/61 (9,8%)], miocardite fibrinoparasitária [5/61 (8,2%)], miocardite

e vasculite granulomatosa parasitária [3/61 (4,9%)], além de um caso de hipertrofia cardíaca [1/61 (1,6%)] (Figura 7).

Figura 7 – Achados macroscópicos em sistema cardiovascular de *Chelonia mydas*.



Lesões morfológicas em sistema cardiovascular. **A.** Endarterite nos grandes vasos do coração (setas). **B.** Endarterite proliferativa em artéria aorta; proliferação das camadas média e íntima (seta) do vaso diminuindo a luz arterial. **C.** Miocardite fibrinosa (setas mostram os filamentos de fibrina). **D.** Miocardite fibrinosa; filamentos de fibrina (asterisco associada a infiltrado inflamatório misto (seta). Obj. 40x. B. Obj 4x. Coloração HE.

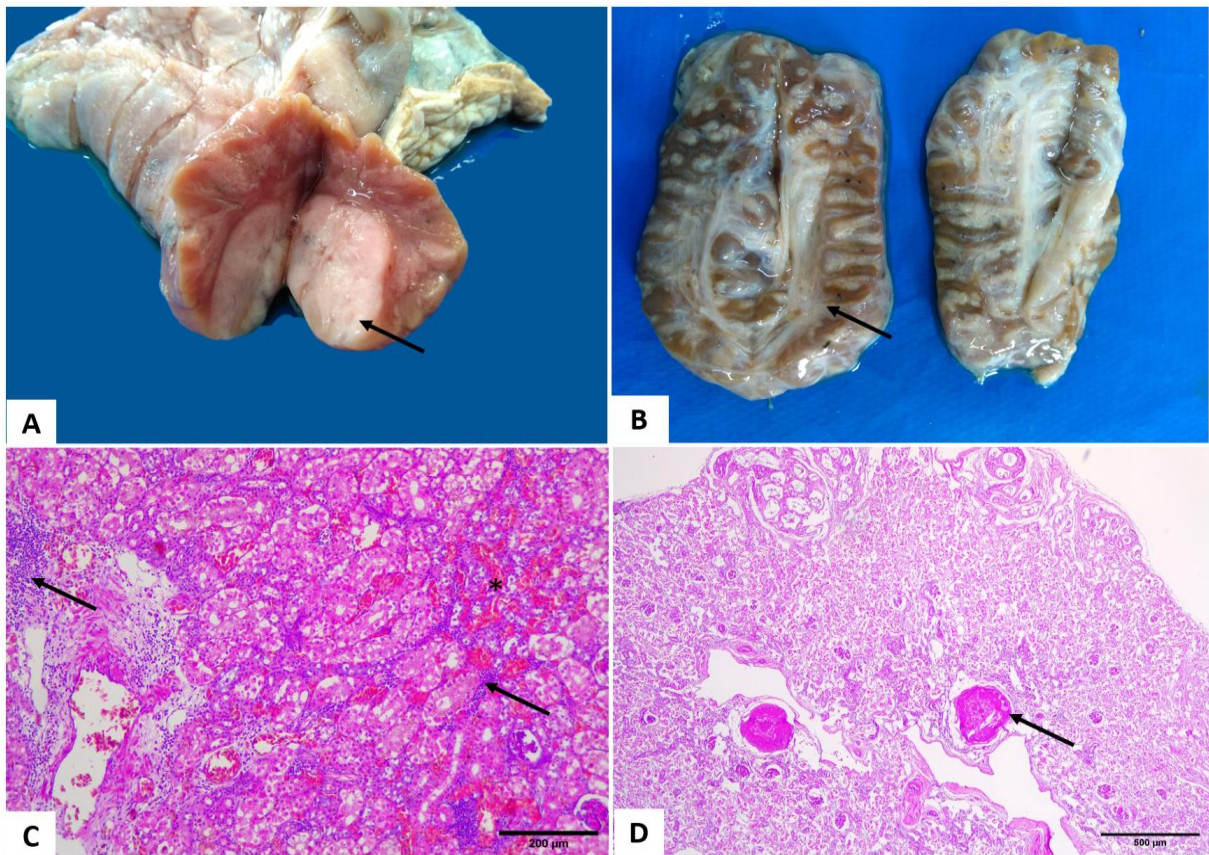
5.5.1.4. Sistema Urogenital

As alterações no sistema urogenital foram urolitíase vesical, em um animal juvenil, fêmea, e a presença de parasito na bexiga, sendo o espécime identificado posteriormente

como *Plesiochorus* sp. (Looss, 1901) (Trematoda: Gorgoderidae). A congestão renal foi identificada em 19,7% (12/61) dos animais que apresentaram alguma lesão neste sistema. Em alguns casos, havia pontos ou áreas enegrecidas nas superfícies capsular e de corte, que na avaliação histopatológica foram caracterizados como nefrite associada à vasculite granulomatosa parasitária. Os fibromas viscerais foram observados em duas tartarugas. Fibrose renal e edema subcapsular também foram observados [2/61 (3,2%)]. Na bexiga foram diagnosticados hematúria [1/61 (1,6%)] e cistite hemorrágica [1/61 (1,6%)].

A nefrite com vasculite granulomatosa parasitária associada a ovos de parasitos foi a alteração mais identificada [22/61 (36,1%)] no exame histopatológico, seguida de outras lesões, como nefrite heterofílica e necrose tubular [1/61 (1,6%)], nefrite linfocítica [2/61 (3,3%)] e fibrose renal [2/61 (3,3%)]. Esta última lesão foi confirmada na reação de Tricrômico de Masson. Um dos casos de nefrite granulomatosa resultou positiva no PAS para lesão fúngica. Foi observada também congestão e hemorragia. No exame histopatológico da bexiga havia cistite [3/61 (4,9%)] e serosite com vasculite granulomatosa [2/61 (3,3%)] (Figura 8).

Figura 8 – Achados anatomopatológico em rim de *Chelonia mydas*.



A. Fibroma visceral em polo caudal do rim, superfície de corte - notar coloração brancacenta, compacta, delimitada e de crescimento expansivo (seta). **B.** Fibrose renal. Observar feixes de tecido conjuntivo comprimindo o parênquima renal. **C.** Nefrite intersticial. Notar aglomerado de células inflamatórias (setas) e congestão (asteriscos). **D.** Nefrite granulomatosa. Granulomas eosinofílicos (seta) Obj. 10x; 4x. Coloração HE.

5.5.1.5. Sistemas Hematopoiético, Nervoso e Endócrino

A esplenite com vasculite granulomatosa parasitária [23/61 (37,7%)], hemorragia esplênica [5/61 (8,2%)], necrose fibrinoide das arteríolas esplênicas e fibrose [1/61 (1,6%)] foram as lesões observadas no sistema hematopoiético. Em alguns casos havia melanomacrófagos difusamente distribuídos. O caso de fibrose esplênica foi confirmado pela coloração de Tricrômico de Masson.

No sistema nervoso central, os achados histopatológicos de meningoencefalite [6/61 (9,8%)], meningite [1/61 (1,6%)] e encefalite [2/61 (3,3%)], estavam associados à vasculite granulomatosa e parasitária. Em um dos casos foi visto edema vasogênico.

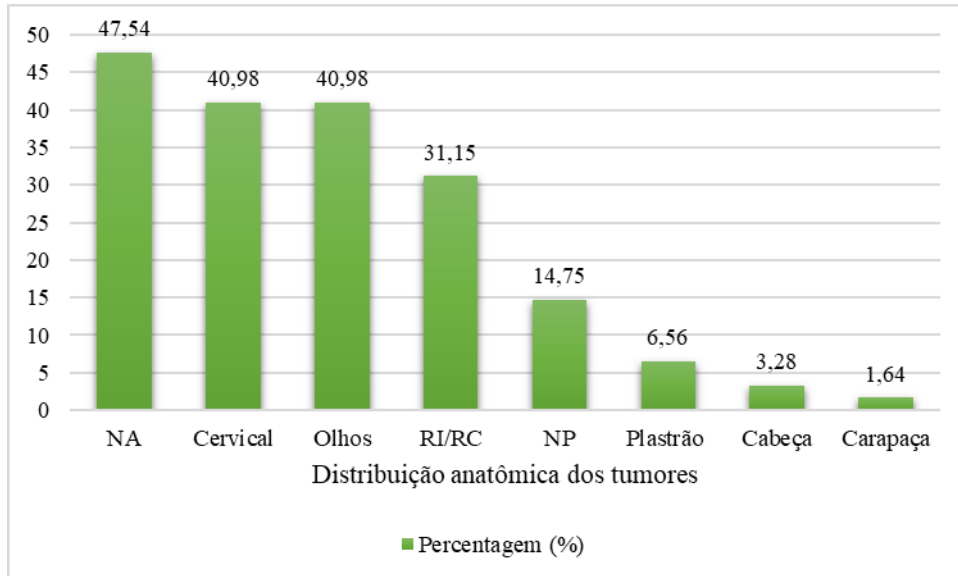
No sistema endócrino, as lesões identificadas foram adenite da glândula de sal [34/61 (55,7%)], hipertrofia e hiperplasia de ductos pancreáticos, fibrose capsular e vasculite granulomatosa parasitária [3/61 (4,9%)], um caso de tireoidite cística necrotizante e tireoidite com vasculite granulomatosa parasitária [3/61 (4,9%)]. Adrenalite [3/61 (4,9%)] também foi observada.

5.5.1.6. Sistema Tegumentar

As lesões de origem traumática correlacionada à interação com a pesca estão descritas no tópico 5.5.2.11 deste capítulo. Trinta e quatro tartarugas apresentaram lesões não traumáticas, dermatites ulcerativas [3/61 (4,9%)] e proliferativas resultantes da fibropapilomatose (FP) [34/61 (55,7%)]. As dermatites ulcerativas foram caracterizadas pela ulceração da epiderme com necrose da epiderme e derme e presença de granulócitos e bactérias infiltrantes, associadas à camada subjacente de células gigantes multinucleadas. Dos animais avaliados, 44,3% (27/61) não apresentavam lesão cutânea.

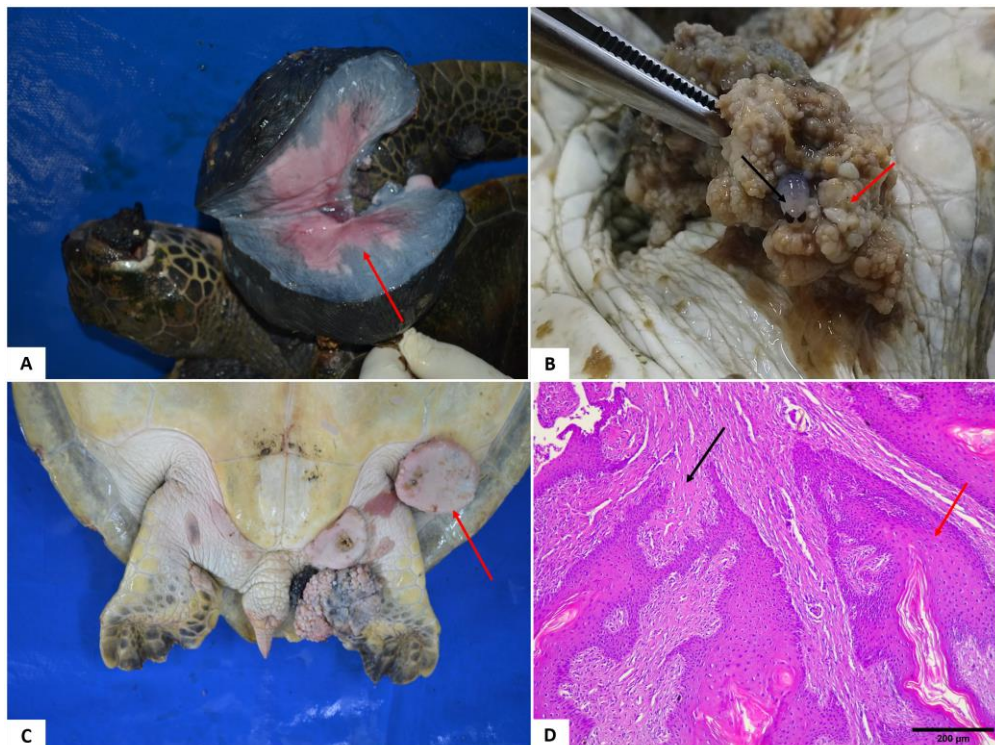
Na figura 9 pode-se observar a distribuição da FP de acordo com a região anatômica. O número de tumores nas diferentes regiões anatômicas, não significa várias tartarugas acometidas, em alguns casos um único indivíduo apresentou tumores em todas essas localizações (Figura 10). Em dois animais juvenis, ambas fêmeas, alguns tumores apresentavam sanguessugas e em uma tartaruga juvenil, fêmea, havia um exemplar de Isopoda no interior do tumor (Figura 10B). Microscopicamente, em 13,1% (8/61) dos casos havia ovos de parasitos nos tumores.

Figura 9 - Ocorrência (%) de fibropapilomas cutâneos em *Chelonia mydas* de acordo com a localização anatômica.



Legenda: NA – nadadeiras anteriores; RI/RC – região inguinal / caudal; NP – nadadeiras posteriores.

Figura 10 – Fibropapilomas cutâneos em *Chelonia mydas*.



A – C. Distribuição dos fibropapilomas cutâneos. **A.** Nadadeira anterior e olho - superfície de corte do tumor. **B.** Um exemplar de *Euridice affinis* (seta preta) no interior do tumor (seta vermelha). **C.** Fibropapilomas em região inguinal (seta). **D.** Fotomicrografia de fibropapilomas. Proliferação de células epiteliais da camada espinhosa associada a reatividade e proliferação de fibroblastos (seta preta), de aspecto papiliforme (setas vermelhas). Notar hiperqueratose. Obj 10x. Coloração HE.

5.5.1.7. Sistema Musculoesquelético

As alterações observadas no sistema musculoesquelético estão detalhadas no tópico 5.5.2.11, no qual são apresentadas as alterações sugestivas associadas a interação com a pesca.

5.5.1.8. Aparelho visual

As alterações necroscópicas observadas neste sistema estão descritas no capítulo 3 sobre doenças oculares em *C. mydas*.

5.5.2.9. Interação antrópica

Com relações às interações antrópicas, as maiores frequências foram relacionadas aos resíduos sólidos [9/61 (14,7%)] e alterações sugestivas de interações com a pesca [3/61 (4,9%)]. Das tartarugas marinhas com resíduos antropogênicos no TGI, sete (58,3%) apresentavam algum tipo de lesão sugestiva de interação com a pesca e dois (16,6%) tinham lesões sugestivas em pele de marcas de redes de pesca.

5.5.2.10. Identificação dos resíduos antropogênicos e lesões associadas

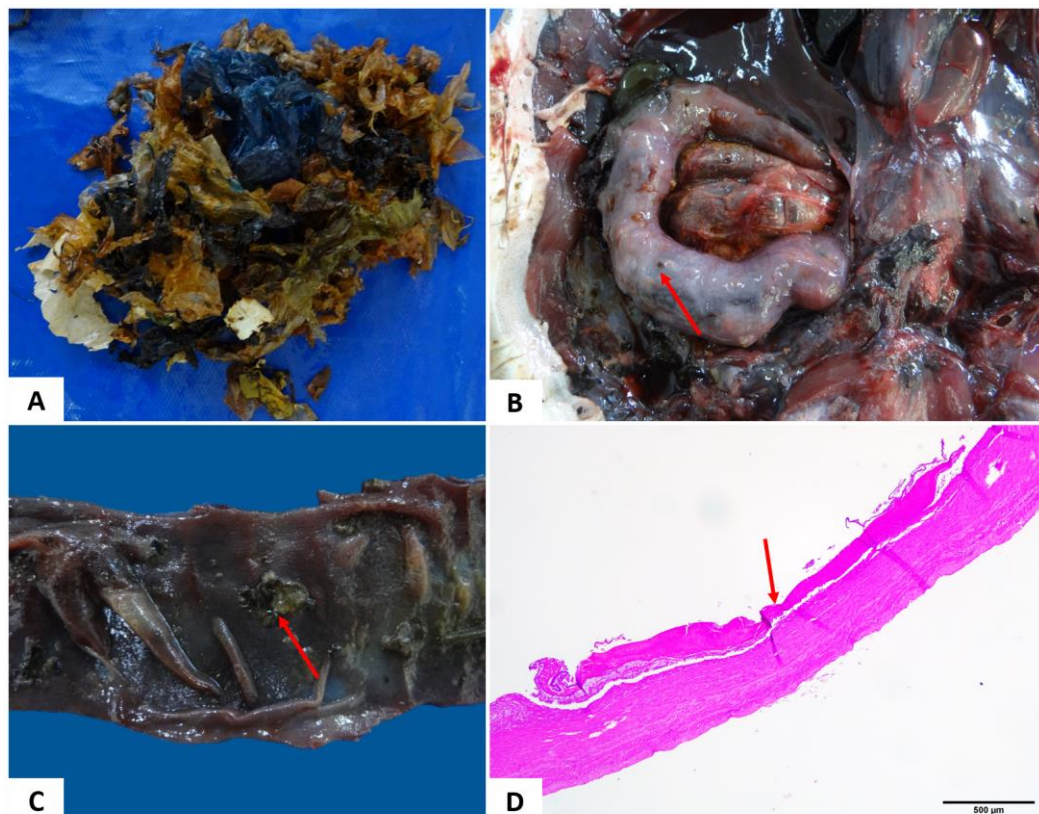
No geral os resíduos antropogênicos foram observados em 15 tartarugas marinhas sendo que em oito tartarugas estes materiais estavam diretamente relacionados à *causa mortis* destes animais. A categoria com maior identificação de tipos foi o plástico, tanto o industrial quanto o doméstico (Figura 11A). Os plásticos finos [14/15 (93,3%)], seguido do tipo linha (linha de pesca e fio de nylon), ambos visibilizados em 80% (12/15) das tartarugas, identificados como resíduos sólidos. Outros tipos de resíduos foram observados em 66,6% (10/15) das tartarugas acometidas. Quanto à localização, em pelo menos um dos 15 animais foi observado algum resíduo no esôfago, estômago ou intestino, porém os segmentos das alças intestinais foram a região de maior frequência.

Das 15 tartarugas marinhas identificadas, 66,6% (10/15) apresentaram alguma lesão no TGI associada à presença dos resíduos, 26,6% (4/15) tinham alterações relacionadas a distúrbios hemodinâmicos como edema de parede do estômago e/ou intestino, por vezes com

infecção parasitária. Apenas 6,6% (1/15) não apresentou nenhuma lesão no TGI. Lesões como gastrite hemorrágica [1/10 (10%)], gastrite erosiva [1/10 (10%)], gastroenterite ulcerativa [3/10 (30%)], compactação intestinal [6/10 (60%)], enterite ulcerativa fibrinosa [1/10 (10%)], enterite ulcerativa perforante [1/10 (10%)], enterite necrotizante [2/10 (20%)] e sinéquias de alças intestinais [2/10 (20%)] foram observadas. Na cavidade celomática de 50% (5/10) dos animais havia um quadro de celomite, destes 20% (2/10) eram do tipo fibrinosa; 30% (3/10) dos animais apresentaram hidroceloma e em 20% (2/10) tartarugas não havia alteração em cavidade (Figura 11 B-D).

O estado geral de todos os animais incluía caquexia, anemia [14/15 (93,3%)] e palidez de vísceras [11/15 (73,3%)]; 80% (12/15) tartarugas eram fêmeas e 20% (3/15) eram machos.

Figura 11 – Resíduos antropogênicos e lesões associadas identificadas no intestino de *Chelonia mydas* do litoral norte baiano.



A. Plásticos finos. **B.** Compactação intestinal. **C.** Segmento intestinal com lesões ulcerativas (seta). Fotomicrografia de enterite ulcerativa (seta). Coloração HE, 4x.

5.5.2.11. Identificação das lesões sugestivas associadas a interação com a pesca

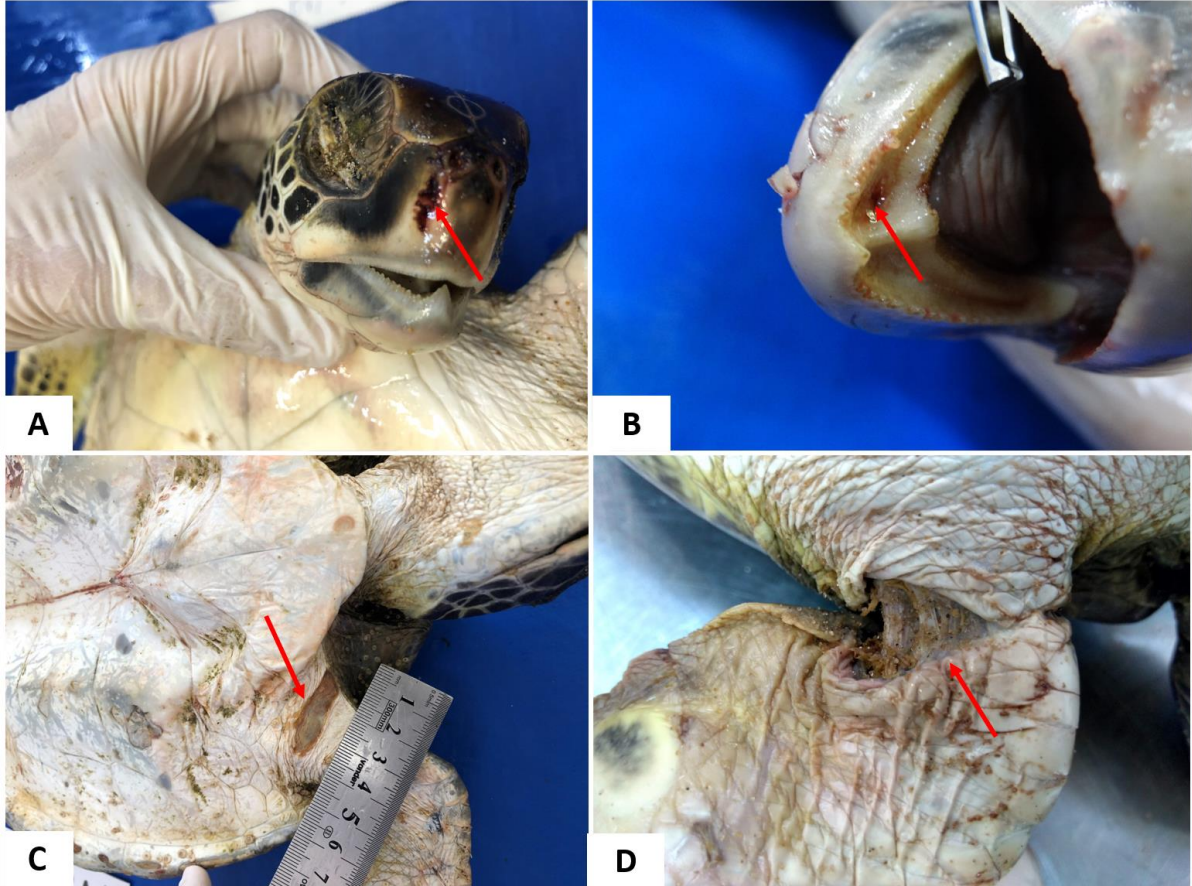
Um total de 18 tartarugas marinhas apresentaram lesões sugestivas de interação com a pesca (Figura 12), entretanto, apenas três destes animais apresentaram alterações desta origem que estavam relacionadas ao óbito. Estas tartarugas marinhas tiveram um quadro de insuficiência respiratória aguda, sugestivos de afogamento em decorrência da presença de colapso circulatório caracterizado por hemorragia, congestão e edema pulmonares, hidropericárdio, hemorragia cardíaca e congestão renal; entretanto, por serem animais submetidos ao congelamento, a confirmação dos achados ficou prejudicada.

Todas a tartarugas eram juvenis, sendo 50% (9/18) fêmeas e 50% (9/18) machos. Os indivíduos apresentavam condição corporal variável, sendo 33,3% (6/18) em boa, 22,2% (4/18) média e 44,4% (8/18) ruim. As lesões em sistemas tegumentar e músculo esquelético estão na tabela 2.

Tabela 2 – Lesões em sistemas tegumentar e músculoesquelético em *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte da Bahia N = 18.

Região	Lesão	N.	%
Cabeça	Fratura de ranfoteca	2	11,1%
	Fratura em escudos marginais	3	16,6%
Carapaça	Fratura de escudos laterais	3	16,6%
	Hemorragia óssea	1	5,5%
	Fratura de escudos centrais	1	5,5%
	Fraturas	2	11,1%
Plastrão	Fraturas	2	11,1%
Membros anteriores	Laceração de pele	2	11,1%
	Fraturas	5	27,7%
	Hematoma	2	11,1%

Figura 12 – Lesões externas sugestivas de interação com a pesca em *Chelonia. mydas* encalhadas no litoral norte baiano



A. Fratura e hemorragia em ranfoteca região, próxima a narina direita (seta). **B.** Lesão perfurante em cavidade oral. **C-D.** Lesões em nadadeiras anteriores.

5.6. DISCUSSÃO

Este estudo foi realizado com 61 tartarugas da espécie *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte do estado da Bahia, com as bases de captura destes animais, localizadas em sua maioria na Praia do Forte, seguido de Arembepe e Sauípe. Todos estes animais foram direcionados para a base da Fundação Projeto Tamar localizada na Praia do Forte. Semelhantemente a outros estudos, a maioria dos animais era composta por fêmeas na faixa etária juvenil (WORK; BALAZS, 2002; ORÓS et al. 2005; CRUZ-UCHOA, 2017).

O maior número de fêmeas observado em estudos anteriores possivelmente está associado à temperatura ambiental, que é fator determinante para definição do sexo de répteis na fase de incubação dos ovos. Em tartarugas marinhas, temperaturas elevadas ($>29^{\circ}\text{C}$) resulta em maior proporção de nascimento de fêmeas, enquanto temperaturas baixas ($<29^{\circ}\text{C}$) induz elevada taxa de natalidade de machos (MOROSOVSKY; PIEAU, 1991; HIRTH, 1997; GODLEY et al., 2001).

Exames post mortem em tartarugas marinhas possuem limitações, principalmente em relação à avaliação histopatológica devido ao processo de autólise (GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a, b; GORDON et al. 1993). Entretanto, em um estudo realizado com 93 tartarugas, em apenas sete indivíduos, não foi possível a realização do exame histopatológico (ORÓS et al., 2005). No presente estudo, houve limitação para a realização do diagnóstico em virtude da decomposição dos cadáveres, nestes casos embora as condições não fossem ideais, elas não impossibilitaram o diagnóstico histopatológico destes animais (FLINT et al., 2015).

O número de animais com grande quantidade de líquido livre em cavidade celomática foi inferior ao observado no estudo realizado por Cruz-Uchoa (2017), que relatou essa alteração em 59,18% (29/49) dos animais estudados. A presença de líquido livre pode estar associada à administração da solução de ringer, via intracelomática, procedimento clínico para hidratação do paciente quando admitido no centro de reabilitação (NORTON, 2005).

Os casos de hidroceloma observados no presente estudo não estão relacionados a fluidoterapia intracelomática, pois a via comumente utilizada na rotina do centro de reabilitação da Fundação Projeto Tamar, base Praia do Forte é a endovenosa e com menor frequência a subcutânea. O edema cavitário nestes animais pode estar relacionado a distúrbios hemodinâmicos e nutricionais que eles apresentavam, como os quadros de desnutrição,

caquexia e inanição causadas por doenças crônicas, parasitárias e infecciosas, pela ingestão de resíduos antropogênicos, condições que levam o paciente a quadros de anemia, hipoproteinemia, que são resultantes do aumento da permeabilidade, vascular, pressão hidrostática intravascular e diminuição da pressão osmótica intravascular (COELHO, 2004; MCGAVIN; ZACHARY, 2013).

As lesões pulmonares, observadas como as mais prevalentes entre os sistemas, também foram reportadas em outros estudos (ORÓS et al., 2005; CRUZ-OCHOA, 2017; ORÓS et al., 2020). Silva e colaboradores (2016) analisaram os pulmões de 29 indivíduos da espécie *Eretmochelys imbricata* que haviam encalhado em praias do Espírito Santo; todos os animais apresentaram lesão pulmonar e estavam associadas a espécimes com escore corporal ruim. No presente estudo, dos 55 animais que apresentaram alteração no sistema respiratório 50,8% (31/61) apresentaram condição corporal ruim. No caso destes animais, as lesões pulmonares podem ser primárias e predispõem à perda de peso, ou estas lesões podem ser secundárias à outras doenças que cursam com a perda de peso.

Lesões em sistema hepato-biliar são frequentemente observadas em tartarugas marinhas (WORK; BALAZS, 2002). Diversos fatores podem desencadear processos inflamatórios no fígado, que podem ser de origem infecciosa, causados por bactérias, vírus ou protozoários (KELLY, 1993; DOMICIANO et al., 2017). A hepatite granulomatosa caracterizou-se macroscopicamente pela presença de granulomas de variados tamanhos distribuídos aleatoriamente por todo parênquima. Na microscopia se observa uma lesão delimitada por células inflamatórias, especialmente macrófagos multinucleados circundando área necrótica eosinofílica (ORÓS et al., 2005).

No presente estudo foi observada hepatite granulomatosa heterofílica, em alguns animais, e embora não tenham sido realizados exames para isolamento de fungos e bactérias, algumas amostras resultaram positivas na coloração de Gram, tanto para as bactérias Gram-positiva quanto Gram-negativa. Sabe-se que estas bactérias estão associadas ao desenvolvimento de granulomas em diversos órgãos, dentre eles o fígado (ORÓS et al., 2005). Um dos animais que apresentava hepatite granulomatosa resultou positivo para BAAR. A atrofia muscular observada frequentemente nos animais do presente estudo está provavelmente relacionada aos distúrbios gastrointestinais e concomitante imunossupressão causadas pela fibropapilomatose, ou ainda pela debilidade resultante de lesões traumáticas, consequentes da ação antrópica. A palidez, muitas vezes observada, relaciona-se aos quadros

de anemia e caquexia também identificados nesta pesquisa e corroborada por outros autores (GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a).

A fibropapilomatose é uma enfermidade que acomete tartarugas-verdes em nível global. É caracterizada pela presença de neoplasias benignas com tipos histológicos variáveis, como papiloma, fibropapilomas, fibromas, mas já foram observados também fibrossarcomas e mixossarcomas. Acredita-se que possua origem multifatorial e tem como principal agente etiológico um alphaherpesvírus (HERBST 1994; ENE et al., 2005; PAGE-KARJIAN et al., 2012; JONES et al., 2016). Mais de 50% das tartarugas avaliadas no presente estudo apresentaram fibropapilomatose cutânea, algumas inclusive apresentaram também a forma visceral, com tamanhos e localizações anatômicas variadas.

Em geral, os tumores cutâneos observados nesta pesquisa eram sésseis, pedunculados, não lobulado a multilobulado, liso a irregular. De acordo com a coloração as formações eram róseas a enegrecidas, alguns apresentavam-se ulcerados, o que corrobora os dados de outros autores (WORK et al. 2004; ZWARG et al., 2014; CRUZ-UCHOA, 2017). Os tumores internos eram firmes, brancacentos e localizavam-se nos rins e pulmão, histologicamente caracterizados como fibromas (HERBST, 1994). Apesar de não ter sido encontrado no presente estudo, sabe-se que outros órgãos internos também podem ser acometidos, como coração, intestinos (HERBST, 1994; WORK et al. 2004), músculo, baço e fígado (WORK et al., 2004). Um estudo realizado por Dutra e colaboradores (2012) em tartarugas da região de São Paulo – Brasil, demonstrou a presença de fibropapilomatose visceral em animais com fibropapiloma cutâneo.

A região anatômica com maior incidência destes tumores foram as nadadeiras, especialmente as anteriores, seguida da região cervical, olhos e região inguinal. A maior distribuição anatômica foi na região frontal (olhos, nadadeira e pescoço), dados que corroboram demais autores de estudos no Brasil (BALAZS et al., 1997; BAPTISTOTTE, 2007. SANTOS et al., 2010; PAGE-KARJIAN, et al., 2014; ROSSI et al., 2016; SILVA-JÚNIOR et al., 2019). Apesar dos estudos anteriores indicarem e corroborarem com sítios de maior incidência de fibropapilomas em tartarugas, não foi observado na literatura disponível explicação ou hipótese para tal predileção.

Seis animais apresentaram tumores entre 4 e 10 centímetros e maiores que 10 centímetros na região dos olhos, mostrando a gravidade e grau de comprometimento e impedimento das funções destes animais, como por exemplo, a adequada alimentação.

Tumores com estas dimensões foram observados especialmente nas nadadeiras anteriores e pescoço, situação que também podem comprometer a hidrodinâmica e alimentação destes animais e favorecer a debilidade dos mesmos, em concordância com ROSSI et al., 2016.

Lesões cutâneas traumáticas associadas à infecção bacteriana secundária podem ser responsáveis por casos de sepse com evolução para o óbito, e que poderiam estar associados a agentes como *Aeromonas hydrophila*, *Vibrio alginolyticus* e *Staphylococcus* sp. (GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a; ORÓS et al., 2005). Alguns quadros sugestivos de sepse observados em nosso estudo estavam relacionados a lesões em pele e carapaça por causa de trauma, além de casos de dermatite ulcerativa em região cervical.

O conhecimento sobre a ingestão de resíduos antropogênicos em animais marinhos é de fundamental importância, principalmente em espécies ameaçadas de extinção como as tartarugas marinhas. Santos e colaboradores (2015) consideram as tartarugas marinhas como um grupo icônico de animais ameaçados pela ingestão de detritos. Estes autores identificaram o plástico como o tipo mais comum, seguido do tipo linha, achado semelhante ao presente estudo, em que 93,3 % e 80%, destes tipos de detritos, respectivamente, foram identificados. O plástico é o tipo de detrito mais observado em tartarugas que ingerem resíduos (BJORNDAL et al., 1994; BUGONI et al., 2001; TOMÁS et al., 2002; ORÓS et al., 2005; SCHUYLER et al., 2014), sendo este dado também reportado para outras espécies, tais como peixes, aves marinhas e cachalote (BOERGER et al., 2010; CODINA-GARCÍA et al., 2013; RYAN, 1987; STEPHANIS et al., 2013).

Este é o segundo estudo sobre a ingestão de resíduos antropogênicos em *C. mydas* realizado no litoral norte do estado da Bahia. Em estudo anterior Macedo e colaboradores (2011) detectaram uma maior ingestão de resíduos de origem pesqueira, como fios e cordas de nylon. Além disso, estes autores sugerem que os resíduos observados no TGI destes animais foram ingeridos na própria região de realização da pesquisa, diante das características dos resíduos encontrados, pois nesta região são desenvolvidas atividades pesqueira e turística.

Pequenas quantidades de resíduos são suficientes para causar obstrução intestinal e desencadear a morte de um animal (BJORNDAL et al. 1994; SANTOS et al. 2015). No presente estudo foi observada significativa compactação intestinal em um dos animais, que apresentava apenas dois fios de nylon localizados no esôfago, corroborando a literatura citada. A obstrução intestinal causada pela presença dos resíduos sólidos em animais marinhos pode causar erosão, úlceras ou necrose e indiretamente afetar o metabolismo de lipídios, prolongar

o tempo do trânsito intestinal, piorar o acúmulo de gás e dificultar a flutuação (LUTZ; MUSICK, 1997). Casos de enterites necrotizantes em decorrência de intussuscepção intestinal por ingestão de linha de pesca foram observados em estudo realizado por Orós e colaboradores (2005). Entretanto, nesta pesquisa as enterites necrotizantes estavam relacionadas a compactação intestinal pela ingestão de resíduos antropogênicos.

Quadros sugestivos de sepse representaram a causa de morte mais frequentemente observada nestes animais. Os quadros de celomite estavam associados à gastrite ulcerativa, enterites ulcerativas perfuradas, enterites necrotizantes. É factível supor que a lesão causada na parede do TGI permitiu a translocação de bactérias para a corrente sanguínea e cavidade celomática. Na literatura revisada, quatro estudos caracterizam as lesões do TGI em detalhes (BJORNDAL et al. 1994; ORÓS et al. 2004; 2005; JERDY et al. 2017).

Jerdy e colaboradores (2017) reportaram as alterações do sistema digestivo causados por detritos marinhos em 777 *C. mydas* e relataram ainda um caso de compactação gástrica, achado que também foi observado em nosso estudo em um animal que apresentava obstrução desde o segmento esofágico até o intestino delgado. Segundo os autores supracitados, este tipo de ocorrência é pouco frequente, devido o maior acometimento ser nos segmentos intestinais.

A destinação inadequada por falta de um gerenciamento eficaz do descarte destes resíduos no país é um fator que contribui para que estes detritos sejam liberados em ampla escala no ambiente marinho (COZAR et al., 2014; DERRAIK; 2002; PLASTIC EUROPE, 2012; COSTA; BARLETTA, 2016; BARLETTA et al., 2019). Tal informação corrobora os achados de nosso estudo em que a maioria dos plásticos de uso doméstico identificados foi categorizado como plástico fino, que engloba sacolas plásticas, os tipos “fragmentos, outras e papel” em que foram identificados tampas e garrafas pets, plásticos rígidos, elásticos, borrachas e embalagens laminadas de doces.

Andrades e colaboradores (2020) realizaram uma pesquisa ampla sobre o lixo antropogênico encontrados em 44 praias da costa brasileira, e observaram que plásticos, pontas de cigarro e papel constituíram mais de 85% dos itens coletados nas praias. Estes dados reforçam a importância dos estudos sobre a ingestão de resíduos pelos animais desta região, especialmente por ser uma área de nidificação e alimentação das tartarugas (MARCOVALDI; MARCOVALDI, 1999).

Afecções do sistema esquelético estão comumente associadas a traumas em decorrência de interação com a pesca, sendo lesões em nadadeiras, erosões e fraturas em carapaça e /ou plastrão as mais frequentes (ORÓS et al., 2005). Neste estudo a maior frequência das fraturas estava localizada nas nadadeiras anteriores (33,3%) em 15 animais afetados. Lesões microscópicas pouco relevantes podem ser observadas em animais que tiveram interação com a pesca (WORK; BALAZS, 2002).

Já com relação ao sistema respiratório, as lesões pulmonares bilaterais observadas no presente estudo diferem da literatura. Há estudos que relatam um maior número de casos de pneumonia unilateral, resultante de provável aspiração ou trauma perfurante na carapaça (ORÓS et al., 2005). Lesão pulmonar grave foi observada em um dos animais que apresentou pulmões assimétricos, onde se observou no pulmão direito acentuado enfisema e edema pulmonar e o pulmão esquerdo diminuído, atelectásico e intensamente hemorrágico, outrossim; nesta região a cavidade celomática estava edemaciada e quando da retirada do peritônio, havia um extenso hematoma e hemorragia no periósteo. Provavelmente estas alterações são resultado de interação com a pesca, conforme relatado no histórico clínico, ou ainda sofreu ação de algum predador.

Os impactos negativos da ação antrópica na manutenção da saúde e conservação dessas tartarugas marinhas foram importantes causas de óbito (BERRÊDO et al., 2013; ORÓS et al., 2005). Ressalta-se que sete dos animais necropsiados tinham informações no relatório clínico de interação com a pesca de diversas formas, como fratura de carapaça em decorrência de batida com embarcação. Casos de miosite necrotizante estavam associados a animais em tratamento e outros que tinham marcas semelhantes a rede nas nadadeiras. Nestes animais foi observado à necropsia resíduos sólidos no TGI, em sua maioria, caracterizado por monofilamentos de nylon e linhas de pesca.

Um total de 18 animais teve algum tipo de interação com a pesca; estas lesões variaram desde dermatite ulcerativa por marca de rede, fraturas em nadadeiras, ranfoteca e casco, além de marcas de inserção de anzol na cavidade oral. Tais dados estão em sincronia com aqueles descritos por Orós e colaboradores (2005).

Um estudo realizado por Tagliolato e colaboradores (2020) no sudeste brasileiro sobre a distribuição espaço-temporal dos encalhes das tartarugas marinhas e fatores que contribuem para a mortalidade mostrou que as principais causas naturais dos encalhes foram doenças crônicas, endoparasitas e fibropapilomatose. Contudo, neste mesmo estudo, os

autores relatam que as ameaças antropogênicas como interação destes animais com a pesca e detritos marinhos estão presentes na região e contribuem como fatores para a mortalidade deles.

As altas incidências de fibropapilomatose, parasitismo e ação antropogênica corroboram os estudos de Glazebrook e Campbell (1990a); Gordon e colaboradores (1993); Orós e colaboradores (2004, 2005); Foley e colaboradores (2005); Jacobson e colaboradores (2006) em relação as causas de encalhes de tartarugas. Entretanto, outros autores não relataram predominância ou presença dessas causas (INNIS et al., 2009).

Os resultados aqui apresentados corroboram com as causas naturais de encalhe, dados que refletem os impactos destas causas na conservação desta e das demais espécies de tartarugas marinhas. Reitera-se a importância dos efeitos negativos que a ação antropogênica repercute direta e indiretamente à manutenção da vida no ambiente marinho.

5.7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Diante dos resultados considera-se que:

Na maioria das situações de encalhe das tartarugas marinhas da espécie *C. mydas* é possível se determinar a causa de morte dos animais, mesmo em condições consideradas por alguns autores como não ideais para conservação, por exemplo em cadáveres congelados, e realizar análise histopatológica dos tecidos.

A alta incidência de fibropapilomatose, parasitismo e ação antropogênica são os principais fatores envolvidos na *causa mortis* dos animais do litoral norte baiano.

No conhecimento dos autores, este é o primeiro estudo do litoral norte da Bahia que aborda processos patológicos comuns que acometem tartarugas marinhas desta região, que é uma importante área de alimentação e nidificação destes animais.

5.8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANDRADES, R.; PEGADO, T.; GODOY, B.S.; REIS-FILHO, J.A.; NUNES, J.L.S.; GRILLO, A.C.; MACHADO, R.C.; SANTOS, R.G.; DALCIN, R.H.; FREITAS, M.O.; KUHNEN, V.V.; BARBOSA, N.D.; ALVES, J.A.; ALBUQUERQUE T.; BENTES, B.; GIARRIZZ, T. Anthropogenic litter on Brazilian beaches: Baseline, trends and recommendations for future approaches. **Marine Pollution Bulletin**, v.151, 2020. 110842. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.110842>.

BALAZS, G. H.; S. G. POOLEY; S. K. K. MURAKAWA. Guidelines for handling marine turtles hooked or entangled in the Hawaii longline fishery: results of na expert workshop held in Honolulu, Hawaii, March 15–17, 1995. **U.S. Department Commerce, NOAA Technical Memorandum-NMFSSWFSC-222**, 41p., 1995.

BALAZS, G.H.; AGUIRRE, A.A.; MURAKAWA, S.K.K. Occurrence of oral fibropapillomas in the Hawaiian green turtle: differential disease expression. **Marine Turtle Newsletter**, v.76, p.1–2, 1997.

BAPTISTOTTE C. Caracterização espacial e temporal da fibropapilomatose em tartarugas marinhas da costa brasileira. PhD Thesis. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz–Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo. 2007.

BARLETTA, M.; LIMA, A.R.A.; COSTA, M.F. Distribution, sources and consequences of nutrients, persistent organic pollutants, metals and microplastics in South American estuaries. **Science of the Total Environment**. V.651, p.1199–1218, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.09.276>.

BERRÊDO, R.; ROSA, M.; GIFFONI, B.; SALES, G.; BRITTO, M.; THOMÉ, J.; LEITE JR, N. Encalhes e interação da pesca costeira com tartarugas marinhas em Anchieta – Espírito Santo, Brasil. In: JORNADA, 6. REUNIÓN DE CONSERVACIÓN E INVESTIGACIÓN DE TORTUGAS MARINAS EN EL ATLÁNTICO SUR OCCIDENTAL, 7., Piriápolis. Livro de Resumos... [S.l.:s.n], p. 59-64, 2013.

BJORNDAL, K. A.; BOLTEN, A. B.; LAGUEUX, C. J. Ingestion of marine debris by juvenile sea turtles in coastal Florida habitats. **Marine Pollution Bulletin**, v.28, p.154-158, 1994.

BOERGER, C.M.; LATTIN, G.L.; MOORE, S.L.; MOORE, C.J. Plastic ingestion by planktivorous fishes in the North Pacific Central Gyre. **Marine Pollution Bulletin**, v.60, p.2275–2278, 2010. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2010.08.007>.

BUGONI, L.; KRAUSE, L.; PETRY, M.V. Marine debris and human impacts on sea turtles in southern Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, v.42, p.1330-1334, 2001.

CODINA-GARCÍA, M.; MILITÃO, T.; MORENO, J.; GONZÁLEZ-SOLÍS, J. Plastic debris in Mediterranean seabirds. **Marine Pollution Bulletin**, v.77, p.220–226, 2013
<http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.10.002>.

COELHO, E. B. Mecanismos de formação de edemas. **Medicina**, Ribeirão Preto, 37: 189-198, jul./dez. 2004.

COSTA, M. F.; BARLETTA, M. Special challenges in the conservation of fishes and aquatic environments of South America. **Journal of Fish Biology** v.89, p.4–11, 2016.

COZAR, A.; ECHEVARRÍA, F.; GONZALEZ-GORDILLO, J. I.; IRIGOIEN, X.; ÚBEDA, B.; HERNANDEZ LEON, S.; PALMA, A. T.; NAVARRO, S.; GARCÍA-DE-LOMAS, J.; RUIZ, A.; FERNANDEZ-DEPUELLES, M.L.; DUARTE, C.M. Plastic debris in the open ocean. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.111, 2014 10239 - 10244.
<https://doi.org/10.1073/pnas.1314705111>.

CRUZ-UCHOA, P. F. **Achados anátomo e histopatológicos de tartarugas verdes juvenis (*Chelonia mydas*) provenientes do litoral sudeste brasileiro**. 2017. 119p. Dissertação (Mestrado em Ciências). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo, 2017.

DERRAIK, J.G.B. The pollution of the marine environment by plastic debris: a review. **Marine Pollution Bulletin**. v.44, p.842–852, 2002.

DOMICIANO, I. G.; DOMIT, C.; RODRIGUES, A.P. F. R.; BRACARENSE, L. The green turtle *Chelonia mydas* as a marine and coastal environmental sentinels: anthropogenic activities and diseases. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 38, n. 5, p. 3417-3434, set./out. 2017. DOI: 10.5433/1679-0359.2017v38n5p3417

DUTRA, G. H.; NASCIMENTO, C. L.; FUTEMA, F. Fibromas viscerais associados ao fibropapiloma cutâneo em *Chelonia mydas* em reabilitação. **Natural Resources**, Aquidabã, 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.489-497, 2005. doi:10.7589/0090-3558-41.3.489.

FLINT, M.; EDEN, P.A.; LIMPUS, C.J.; OWEN, H.; GAUS, C., PAUL, C. MILLS. Clinical and Pathological Findings in Green Turtles (*Chelonia mydas*) from Gladstone, Queensland: Investigations of a Stranding Epidemic. **EcoHealth**, v.12, p.298–309, 2015. Doi: 10.1007/s10393-014-0972-5

FOLEY, A. M.; B. A. SCHRODER, A. E.; REDLOW, K. J.; FICK-CHILD, W. G. TEAS. 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.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V.J. **Marine Mammals Ashore. A Field Guide for Strandings**. Texas A&M. Sea Grant University, Texas, 1993.

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia I. Farmed turtles. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.9, p.83–95, 1990a.

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia. II. Oceanarium-reared and wild turtles. **Diseases of Aquatic Organisms** v.9, p.97–104, 1990b.

GODLEY, B. J.; BRODERICK, A. C.; HAYS, G. C. Metabolic heating and the prediction of sex ratios for green turtles (*Chelonia mydas*). **Physiological and Biochemical Zoology**, v.74, n. 2, p.161–170, 2001. Disponível em:
http://www.seaturtle.org/PDF/BroderickAC_2001_PhysiolBiochemZool.pdf
<http://www.sciencedirect.com/science/article/B6V5X-41MJ18J3/2/e54569b9fdffcf7e6a0c3fcec5f140f1>
http://www.sciencedirect.com.virtual.anu.edu.au/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6V5X-41M

GOLDBERG, D. W.; PIRES, T.; CASTILHOS, J. C.; MARCOVALDI, M. A.; LOPEZ, G. G.; LIMA, E. P.; GIFFONI, B.; BAPTISTOTTE, C. Avaliação dos encalhes de tartarugas marinhas: um indicador estratégico para a conservação. **VI Jornada de Conservación e Investigación de Tortugas Marinas en el Atlántico Sur Occidental (ASO)**, Piriápolis, Uruguay, 2013. 238 p.

GORDON, A.N.; KELLY, W.R.; LESTER, J.G. Epizootic mortality of free-living green turtles, *Chelonia mydas*, due to coccidiosis. **Journal Wildlife Disease**, v.29, p.490–494, 1993.

HART, K.; MOORESIDE, P.; CROWDER, L. Interpreting the spatio-temporal patterns of sea turtle strandings: going with the flow. **Biological Conservation**, v.129, p.283–290, 2006.

HERBST, L.H. Fibropapillomatosis of marine turtles. **Annual Review of Fish Diseases**, v.4, p.389–425, 1994.

HIRTH, H.F. Synopsis of the biological data on Green Turtle *Chelonia mydas* (Linnaeus 1758). U.S. **Fish and Wildlife Service**. 1997.

INNIS, C.; NYAOKE, A.C.; WILLIAMS, C.R.; DUNNIGAN, B.; MERIGO, C.; WOODWARD, D.L.; WEBER, E.S.; FRASCA JÚNIOR, S. Pathologic And Parasitologic Findings of Cold-Stunned Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys kempii*) Stranded On Cape Cod, Massachusetts, 2001–2006. **Journal of Wildlife Diseases**, v.45, n.3, p. 594–610, 2009.

IUCN. **The IUCN Red List of Threatened Species**, 2014. Version 2014.2. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org/search>>. Acesso em 12 Ago 2014.

JACOBSON, E. R.; HOMER, B. L.; STACY, B. A.; GREINER, E. C.; SZABO, N. J.; CHRISMAN, C. L.; ORIGGI, F.; COBERLEY, S.; FOLEY, A. M.; LANDSBERG, J. H.; FLEWELLING, L.; EWING, R. Y.; MORETTI, R.; SCHAF, S.; ROSE, C.; MADER, D. R.; HARMAN, G. R.; MANIRE, C. A.; METTEE, N. S.; MIZISIN, A. P.; SHELTON, G. D. Neurological disease in wild loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.70, p. 139–154, 2006.

JERDY, H.; WERNECK, M.R.; SILVA, M.A.; RIBEIRO, R.B.; BIANCHI, M.; SHIMODA, E.; CARVALHO, E.C.Q. Pathologies of the digestive system caused by marine debris in *Chelonia mydas*. **Marine Pollution Bulletin**, v. 116, p.192–195, 2017. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.01.009>.

JONES, K.; ARIEL, E.; BURGESS, G.; READ, M. A review of fibropapillomatosis in Green turtles (*Chelonia mydas*). **The Veterinary Journal**, v.212, p. 48–57, 2016.

KELLY, W. R. The liver and biliary system. In:____. **Pathology of Domestic Animals**. Jubb, K. F. V.; Kennedy, P. C.; Palmer, N. (eds.). Academic Press, Inc., San Diego, CA, 1993. p. 319–406.

LUTZ, P.; MUSICK, J.A. **The Biology of Sea Turtles**. CRC Press, Boca Raton, FL. 96. Mader DR, Calculi, 1997.

MACEDO, G.R.; PIRES, T.T.; ROSTAN.G.; GOLDBERG, D.W.; LEAL, D.C.; GARCEZ NETO, A.F.; FRANKE, C.R. Ingestão de resíduos antropogênicos por tartarugas marinhas no litoral norte do estado da Bahia, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria v.41 n.1, p.1938-1943, 2011.

MANCINI, A.; KOCH, V.; SEMINOFF, J. A.; MADON, B. Small-scale gill-net fisheries cause massive green turtle *Chelonia mydas* mortality in Baja California Sur, Mexico. **Oryx**, Cambridge, v. 46, n. 1, p. 69-77, 2011. DOI: 10.1017/S0030605310001833

MARCOVALDI, M. A.; MARCOVALDI, G. G.; Marine turtles of Brazil: the history and structure of Projeto TAMAR-IBAMA. **Biological Conservation**, v. 93, p. 35-41, 1999.

MARCOVALDI, M.A; THOMÉ, J.C.; SALES, G.; COELHO, A.C.; GALLO, B.; BELLINI, E C. Brazilian plan for reduction of incidental sea turtle capture in fisheries. **Marine Turtle Newsletter**, v.96, p.24-25, 2002.

MARCOVALDI, M. A.; THOMÉ, J. C. A.; BELLINI, C.; SILVA, A. C. D.; SANTOS, A. J. B.; LIMA, E. H. S. M.; FEITOSA, R. S. C.; GOLDBERG, D. W.; LOPEZ, G. MARCOVALDI, G. A. Conservação e Pesquisa das Tartarugas Marinhas no Nordeste Brasileiro pelo Projeto Tamar. In: __ **Conservação de Tartarugas Marinhas no Nordeste do Brasil: Pesquisas, Desafios e Perspectivas**. Pernambuco: Recife; EDUFRPE, p. 15-50, 2016.

MARTINS, M.; MOLINA, F. Panorama geral dos répteis ameaçados do Brasil. In: ____.**Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção**. Brasília. DF; Ministério do Meio Ambiente, p. 327-334, 2008.

MCGAVIN, M. D.; ZACHARY, J. F. **Bases da Patologia Veterinária**. 5ed., Rio de Janeiro: Elsevier. 2013, 1324p.

MOROSOVSKY, N.; PIEAU, C. Transitional range of temperature, pivotal temperatures and thermosensitive stages for sex determination in reptiles. **Amphibia-Reptilia**, v.12, p.169–179, 1991.

NORTON, T. M. Chelonian emergency and critical care. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine** v. 14, n2, p.106–130, 2005.

ORÓS J.; DELGADO C.; FERNANDEZ L.; JENSEN H.E. Pulmonary halohyphomycosis caused by *Fusarium* spp in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempi*): an immunohistochemical study. **New Zealand Veterinary Journal** v.52, p.150–152, 2004.

ORÓS, J.; TORRENT, A.; CALABUIG, P.; DÉNIZ, S. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998–2001). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 63: 13–24, 2005.

ORÓS, J.; SUAREZ-SAAVEDRA, A.; LIRIA-LOZA, A.; ARENCIBIA, A. Lesions observed *post mortem* in post-hatchling loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) from a head start programme. **Journal Comparative Pathology**. v. 174, p.73-80, 2020.

PAGE-KARJIAN, A.; TORRES, F.; ZHANG, J.; RIVERA, S.; DIEZ, C.; MOORE, P.A.; MOORE, D.; BROWN, C. Presence of Chelonid fibropapilloma-associated herpesvirus in tumored and non-tumored green turtles, as detected by polymerase chain reaction, in endemic and non-endemic aggregations, Puerto Rico. **Springerplus** v.1, n.35, 2012. [/https://doi.org/10.1186/2193-1801-1-35](https://doi.org/10.1186/2193-1801-1-35).

PAGE-KARJIAN, A.; NORTON, T. M.; KRIMER, P.; GRONER. M.; NELSON, S. E.; GOTTDENKER, N. L. Factors influencing survivorship of rehabilitating green sea turtles (*Chelonia mydas*) with fibropapillomatosis. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**. 2014; v. 45, n.3: 507–519. doi: 10.1638/2013-0132R1.1 PMID: 25314817

Plastics Europe. Plastics – the facts 2012: an analysis of European plastics production, demand and waste data for 2011. **PlasticEurope**, Brussels, 2012.

PROPHET, E. B. MILLS, B.; ARRINGTON, J. B.; SOBIN, L. H. Laboratory Methods in Histotechnology. Washington, D.C.: **Armed Forces Institute of Pathology**, 1992, 279p.

Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos / Rede de encalhe de mamíferos aquáticos do Nordeste (REMANE) – Recife: Ibama, 2005. 298p. ISBN 85-73-183-6.

ROSSI, S.; SARMIENTO, A.M.S.; THIJ, R.E.; SANTOS, R.G.; 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.9, 2016. doi:10.1371/journal.pone.0167632.

RYAN, P.G. The incidence and characteristics of plastic particles ingested by seabirds. **Marine Environmental Research**, v.23, 1987. 175e206. [https://doi.org/10.1016/0141-1136\(87\)90028-6](https://doi.org/10.1016/0141-1136(87)90028-6).

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

SANTOS, A.S.; ALMEIDA, A.P.; SANTOS, A.J.B.; GALLO, B. GIFFONI, B. BAPTISTOTTE, C.; COELHO, C.A.; LIMA, E.H.S.M.; LOPEZ, G.S.G.G.; BECKER, G.S.H.; CASTILHOS, J.C.; THOMÉ, J.C.A.; WANDERLINE, J.; MARCOVALDI, M.A.A.G.D.; MANDILAHARSU, M.L.M.L.; DAMASCENO, M.T.; BARATA, P.C.R.; SFORZA, R. **Plano de ação nacional para a conservação das Tartarugas Marinhas** / Alessandro Santana dos Santos, Antônio de Pádua Almeida, Armando José Barsante Santos, Berenice Gallo, Bruno Giffoni, Cecília Baptistotte, Cesar Augusto Coelho, Eduardo H.S.M. Lima, Gilberto Sales Gustavo Gilles Lopez, Gustavo Stahelin, Henrique Becker, Jaqueline Comin de Castilhos, João Carlos Alciati Thomé, Juçara Wanderlinde, Maria Ângela Azevedo Guagni Dei Marcovaldi, Maria de Los Milagros Lopez Mendilaharsu, Maria Thereza Damasceno, Paulo César Rosito Barata, Roberto Sforza organizadores: Maria Ângela Azevedo Guagni Dei Marcovaldi, Alessandro Santana dos Santos. – Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Icmbio, 120p. 2011.

SANTOS, R.G.; ANDRADES, R.; BOLDRINI, M.A.; MARTINS, A.S. Debris ingestion by juvenile marine turtles: an underestimated problem. **Marine Pollution Bulletin**, v. 93, Issues 1–2, 15, p, 37-43, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.02.022>

SCHUYLER, Q.; WILCOX, C.; TOWNSEND, K.; HARDESTY, B.; MARSHALL, N. Mistaken identity? Visual similarities of marine debris to natural prey items of sea turtles. **BMC Ecology**, v.14, n.14, 2014. <https://doi.org/10.1186/1472-6785-14-14>.

SILVA, C. C.; KLEIN, R. D.; BARCAROLLI, I. F.; BIANCHINI, A. Metal contamination as a possible etiology of fibropapillomatosis in juvenile female green turtles *Chelonia mydas* from the southern Atlantic Ocean. **Aquatic Toxicology**, Amsterdam, v. 170, n. 1, p. 42-51, 2016.

SILVA-JÚNIOR, E. S.; DE FARIAS, D. S. D.; DA COSTA BOMFIM, A.; DA BOAVIAGEM FREIRE, A. C.; REVORÊDO, R. Â.; ROSSI, S.; MATUSHIMA, E. R.; HILDEBRAND GRISI-FILHO, J. H.; DE LIMA SILVA, F. J.; GAVILAN, S. A. Stranded Marine Turtles in Northeastern Brazil: Incidence and Spatial-Temporal Distribution of Fibropapillomatosis. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 18, p. 249-258, 2019.

- STEPHANIS, R.; GIMENEZ, J.; CARPINELLI, E.; GUTIERREZ-EXPOSITO, C.; CANADAS, A. As main meal for sperm whales : plastics debris. **Marine Pollution Bulletin**. v.69, p.206 – 214, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.01.033>
- TAGLIOLATTO, A.B.; GOLDBERG, D.W.; GODFREY, M.H.; MONTEIRO-NETO, C. Spatio-temporal distribution of sea turtle strandings and factors contributing to their mortality in south-eastern Brazil. Revised: **Aquatic Conservation: Mar Freshw Ecosyst**, v.30, p. 331–350, 2020. DOI: 10.1002/aqc.3244.
- TOMÁS, J.; GUITART, R.; MATEO, R.; RAGA, J.A. Marine debris ingestion in loggerhead sea turtles, *Caretta caretta*, from the western Mediterranean. **Marine Pollution Bulletin**, v.44, n.3, p.211–216, 2002. DOI: 10.1016/s0025-326x(01)00236-3
- WORK, T. M.; BALAZS, G. H. Necropsy findings in sea turtles taken as bycatch in the North Pacific longline fishery. **Fishery Bulletin**. v.100, p.876–880, 2002.
- 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 of Aquatic Organisms**, v.62, p.163–176, 2004.
- WYNEKEN, J. **The Anatomy of Sea Turtles**. Washington, D.C., US Department of Commerce, NOAA. Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 172p., 2001.
- ZWARG, T.; ROSSI, S.; SANCHES, T.C.; CESAR, M.O.; WERNECK, M.R. Matushima ER. Hematological and histopathological evaluation of wildlife green turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapilloma from the north coast of São Paulo State, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.34, n.7, p.682–688, 2014.

CAPÍTULO 2 – Espirorquidiose em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) do litoral norte da Bahia – Características morfológicas e lesões associadas.

6.1. RESUMO

O objetivo do presente estudo foi identificar a ocorrência de trematódeos da família Spirorchiidae e as lesões causadas por estes parasitos nas tartarugas marinhas *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte da Bahia. Foram coletadas amostras fecais de 41/61 (68,3%) tartarugas necropsiadas e destas 4/61 (6,5%) apresentavam parasitos adultos, os quais foram conservados em álcool formol acético e formol 5%. As fezes foram processadas por meio das técnicas de sedimentação e flutuação, e os parasitos adultos foram identificados em microscópio óptico. As lesões observadas nos diversos órgãos foram colhidas, conservadas em formol neutro tamponado 10% e processadas pela técnica de inclusão em parafina. Em 59% (36/61) das tartarugas foram realizados exames coproparasitológicos, os quais revelaram a presença de ovos de espirorquídeos em 34,4% (21/61) das amostras. Foram observados ovos dos três tipos sendo o tipo 1 o mais frequente [26,2% (16/61)]. Em 14,7% (9/61) das tartarugas foram encontrados ovos de dois tipos, caracterizando infecções concomitantes. Apenas uma tartaruga continha os três tipos de ovos. Os parasitos adultos foram compatíveis com espirorquídeo do gênero *Hapalotrema* sp. As lesões causadas pelos espirorquídeos foram granulomas na serosa do trato gastrointestinal [15/61 (24,6%)], esplenite parasitária [10/61 (19,4%)] e formação de trombos nas artérias causando obstrução parcial ou total [9/61 (14,7%)]. As artérias acometidas foram aortas esquerda e direita, tronco braquicefálico, aorta dorsal e as artérias celíaca e mesentérica cranial. Os granulomas parasitários nas paredes dos vasos também foram observados, em 5/61 (8,2%) dos vasos havia trombos e formação granulomatosa na parede, outra alteração observada nos vasos foi endarterite [6/61 (9,3%)]. Os achados microscópicos mais comumente observados foram pneumonia com vasculite granulomatosa parasitária (54,1%), esplenite e vasculite granulomatosa parasitária (37,7%), nefrite e vasculite granulomatosa (34,4%), hepatite granulomatosa heterofílica (26,2%), coroidite com vasculite granulomatosa parasitaria (26,2%), miocardite parasitária (21,3%), gastrite com vasculite granulomatosa (19,8%) e adrenalite com vasculite granulomatosa (4,9%). A partir dos resultados conclui-se que as tartarugas marinhas encontradas na região do litoral norte baiano são acometidas por helmintos da família Spirorchiidae. Ressalta-se ainda que os espirorquídeos podem estar presentes em indivíduos sem alteração macroscópica, entretanto, podem causar lesões microscópicas importantes.

Palavras-chave: exame *post mortem*, helmintos, tartaruga marinha, trematoda, Spirorchiidae.

CHAPTER 2 - Spirorchidiosis in green turtles (*Chelonia mydas*) from the north coast of Bahia – Morphological characteristics and associated lesions.

6.2. ABSTRACT

The aim of the present study was to identify the occurrence of trematodes of the Spirorchiidae family and the lesions caused by these parasites in sea turtles *Chelonia mydas* stranded on the northern coast of Bahia. Fecal samples were collected from 41/61 (68.3%) necropsied turtles and from these 4/61 (6.5%) had adult parasites, which were preserved in acetic alcohol and 5% formaldehyde. Feces were processed using sedimentation and flotation techniques, and adult parasites were identified under an optical microscope. The lesions observed in the various organs were collected, preserved in 10% neutral buffered formalin and processed using the paraffin embedding technique. In 59% (36/61) of the turtles, coproparasitological examinations were performed, which revealed the presence of spirorchid eggs in 34.4% (21/61) of the samples. Eggs of all three types were observed, with type 1 being the most frequent [26.2% (16/61)]. In 14.7% (9/61) of the turtles eggs of two types were found, characterizing concomitant infections. Only one turtle contained the three types of eggs. The adult parasites were compatible with spirorchids of the genus *Hapalotrema* sp. The lesions caused by spirorchids were granulomas in the serosa of the gastrointestinal tract [15/61 (24.6%)], parasitic splenitis [10/61 (19.4%)] and thrombus formation in the arteries causing partial or total obstruction [9 /61 (14.7%)]. The affected arteries were left and right aortas, brachiocephalic trunk, dorsal aorta and celiac and cranial mesenteric arteries. Parasitic granulomas in the vessel walls were also observed, in 5/61 (8.2%) of the vessels there were thrombi and granulomatous formation in the wall, another change observed in the vessels was endarteritis [6/61 (9.3%)]. The most commonly observed microscopic findings were pneumonia with parasitic granulomatous vasculitis (54.1%), splenitis and parasitic granulomatous vasculitis (37.7%), nephritis and granulomatous vasculitis (34.4%), heterophilic granulomatous hepatitis (26.2%), choroiditis with parasitic granulomatous vasculitis (26.2%), parasitic myocarditis (21.3%), gastritis with granulomatous vasculitis (19.8%) and adrenalitis with granulomatous vasculitis (4.9%). From the results, it can be concluded that sea turtles found in the northern coast of Bahia are affected by helminths of the Spirorchiidae family. It is noteworthy that spirorchids can be present in individuals without macroscopic changes, however, they can cause important microscopic lesions.

Keywords: *Post mortem* examination, Helminths, Sea turtle, Trematoda, Spirorchiidae.

6.3. INTRODUÇÃO

O estudo da helmintofauna pode prover dados importantes sobre a ecologia de seus hospedeiros e auxiliar na avaliação populacional, nos padrões de migração e alimentação. Nos últimos anos ocorreu aumento no número de estudos com relatos de parasitos de tartarugas marinhas no Brasil, e conseqüentemente aumentou a lista de espécies parasitárias da tartaruga-verde, sendo descritas aproximadamente, 31 espécies de trematódeos digenéticos de sete famílias e quatro espécies de nematóides de duas famílias (MEIRA-FILHO et al., 2017).

Spirorchiidae (Stunkard, 1921) é uma família de trematódeos parasitos do sistema cardiovascular de tartarugas, possui em torno de 100 espécies agrupadas em 19 gêneros (SMITH, 1997; PLATT, 2002), dos quais, 10 são descritos em tartarugas marinhas (PLATT, 2002). Atualmente, são reconhecidas 29 espécies marinhas, entretanto, a persistência em problemas taxonômicos aumenta a probabilidade na descoberta de outras espécies (CHAPMAN et al., 2019). Os ovos dos espirorquídeos podem causar reações inflamatórias no sistema vascular dos hospedeiros, e têm sido associados com encalhe e morte de tartarugas marinhas em todo o mundo (CHAPMAN et al., 2019; SANTORO et al., 2020).

Estudos sobre estes trematódeos têm sido realizados em diferentes regiões geográficas, a exemplo da Austrália, Flórida e Havaí – USA, (FLINT et al., 2009; STACY et al., 2010; CHAPMAN et al., 2015). No Brasil, há relatos sobre espirorquídeos em diversas espécies de tartarugas marinhas que ocorrem no litoral, como: *Lepidochelys olivacea*, (JERDY et al., 2016, 2020); *Eretmochelys imbricata* (WERNECK et al. 2008b, 2014, 2015b, c); *Chelonia mydas* (WERNECK; SILVA 2015a; WERNECK, et al. 2006, 2008a, 2011, 2013, 2015a,d; WERNECK; MEDEIROS, 2016; JERDY et al., 2020) e *Caretta caretta* (WERNECK et al. 2013, 2017; WERNECK; MEDEIROS, 2016, WERNECK; SILVA, 2013, RIBEIRO et al., 2017; JERDY et al., 2020).

Chapman e colaboradores (2019) realizaram estudo sobre a situação atual do conhecimento da espirorquidíase em tartarugas marinhas. Uma das abordagens do estudo incluiu o levantamento de casos estudados com a combinação dos exames necroscópicos e histopatológicos, e concluíram sobre a importância na adequada identificação do patógeno, a partir do uso de ferramentas diagnósticas apropriadas para progresso significativo no conhecimento, tratamento e controle da espirorquidíase.

Entretanto, apesar do crescente número de pesquisas sobre helmintofauna em tartarugas marinhas no Brasil, ainda permanecem escassas as informações na região Nordeste do país. Nesta perspectiva, buscou-se com a realização do presente estudo, identificar a ocorrência de trematódeos Spirorchiidae e as lesões causadas por estes parasitos.

6.4 MATERIAL E MÉTODOS

6.4.1. Considerações éticas

Os protocolos da presente pesquisa foram aprovados pela Comissão de Ética e Bem-Estar Animal da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal da Bahia (protocolo nº90/2018 – Anexo 1), estão de acordo com o Sistema de Autorização de Informação em Biodiversidade do Ministério do Meio Ambiente do Brasil – SISBIO (processo nº64518-1 – Anexo 2) e certificados pelo Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado – SISGEN (cadastro nº A0F349F) (Anexo 3).

6.4.2. Etapas e locais de execução da pesquisa

A pesquisa foi desenvolvida em três etapas: a) exame necroscópico das tartarugas, enviadas pela Fundação Projeto Tamar - Base Praia do Forte, no Laboratório de Patologia Veterinária (LPV) do Hospital de Medicina Veterinária Professor Renato Rodenburg de Medeiros Neto da Universidade Federal da Bahia (LPV/HOSPMEV/UFBA); b) processamento e análise das amostras colhidas para exames histopatológico e histoquímico, respectivamente no LPV e Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens da Universidade de São Paulo (LAPCOM-USP); c) análise dos parasitos adultos e amostras de fezes para identificação de ovos no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Recôncavo da Bahia (LPDPV-UFRB).

6.4.3. Animais e obtenção de amostras

No período de fevereiro de 2018 a setembro de 2019, os espécimes de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*), animais de vida livre que encalharam nas praias do litoral norte do estado da Bahia, na área de monitoramento da Fundação Projeto Tamar (Praia do Forte, latitude: - 12.574743 e longitude: - 38.0044715), encontrados mortos, ou que evoluíram para o óbito durante o tratamento e reabilitação no Projeto Tamar, foram necropsiados para este estudo.

6.4.4. Identificação dos parasitos adultos

Durante o exame necroscópico, os parasitos encontrados nos órgãos foram cuidadosamente colhidos, sendo parte acondicionada em microtubos de centrifugação tipo eppendorf de 2mL envoltos com papel alumínio (para proteção da luz) contendo solução AFA (álcool 70% – formol 37% – ácido acético glacial puro) e parte em eppendorf contendo formol 5%. Além disso, alguns exemplares foram prensados entre lâminas de microscopia, amarradas com barbante de algodão e permaneceram em solução AFA por 48 horas para posterior preparação das lâminas permanentes.

O preparo das lâminas permanentes seguiu a metodologia utilizada por Aires e colaboradores (2010), na qual os parasitos adultos foram corados com solução corante Carma Lúmen de Mayer na seguinte sequência: I) Os espécimes foram colocados em álcool 70% (15 minutos) para retirada do fixador; II) Posteriormente mergulhados no corante e mantidos até que estivessem totalmente corados (40 minutos aproximadamente); III) Retirada do excesso de corante em álcool 70% (banho rápido); IV) Diferenciação – os parasitos foram mergulhados em álcool clorídrico 0,5% (15 minutos – em observação); V) Após a coloração, estes foram desidratados em série crescente de álcool etílico (70%, 80%, 90% por 10 minutos cada, e duas séries no álcool 100% por 15 minutos em cada); VI) Clarificação com creosoto de faia (uma gota em cada lâmina); e finalmente; VII) Montagem das lâminas com bálsamo do Canadá sintético e lamínula.

Após a secagem das lâminas, as mesmas foram analisadas em microscópio óptico para identificação morfológica dos parasitos, de acordo com Gibson e colaboradores (2002), Greiner (2013) e Fernandes e Kohn (2014).

6.4.5. Análise coproparasitológica para identificação e classificação morfológica dos ovos de espirorquídeos

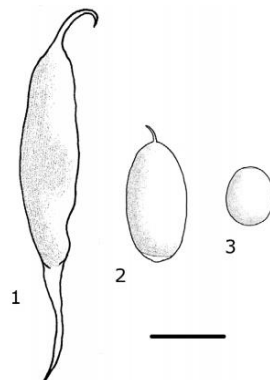
Amostras de fezes foram coletadas em duplicata de todas as tartarugas, ou seja, as que apresentavam quadro de parasitismo ou não, e acondicionadas em tubos tipo Falcon de 15 mL, contendo solução AFA na proporção 2:1 (solução: fezes). Para o exame coproparasitológico foram utilizadas as técnicas de Willis-Mollay (WILLIS, 1921) e Hoffmann (HOFFMANN et al., 1934) modificadas de acordo com Monteiro (2017). Todos os recipientes e requisições foram devidamente identificados com informações do animal, órgão que foi encontrado o espécime, os quais foram encaminhados para o LPDPV-UFRB.

Os ovos destes parasitos foram classificados em três categorias, segundo Wolke e colaboradores (1982), especificadas no quadro 1 e figura 1 abaixo:

Quadro 1. Categorias dos ovos de espirorquídeos de acordo com as características morfológicas descritas por Wolke et al. (1982) utilizadas para descrição dos gêneros.

Categorias	Características Morfológicas/Gêneros
Tipo 1	Ovos alongados com dois processos terminais, sendo um semelhante a um gancho, possui coloração amarelo amarronzada e um miracídio na porção oval, estes pertencem aos gêneros <i>Laeredius</i> sp., <i>Monticellius</i> sp. e <i>Hapalotrema</i> sp.
Tipo 2	Ovos ovoides com um processo terminal afiado e curto, caracterizando os gêneros <i>Carettacola</i> sp. e <i>Haemoxenicon</i> sp.
Tipo 3	Ovos menores que os outros dois tipos, de morfologia arredondada e sem processo terminal, referem-se ao gênero <i>Neospororchis</i> sp.

Figura 1. Esquema de apresentação dos ovos de espirorquídeos.



Legenda: Tipo 1: *Hapalotrema*, *Laeredius*, *Monticellius*, *Amphiorchis*. Tipo 2: *Carettacola*. Tipo 3: *Neospororchis*. Barra de escala = 50 μ m. **Fonte:** Adaptado de Wolke et al. (1982) e Greiner (2013).

6.4.6. Processamento e análise histopatológica das amostras de órgãos e tecidos.

Todas as etapas para a confecção dos blocos parafinados de todas as amostras, fixadas em solução formol a 10% tamponado com fosfato antes do processamento, foram executadas no LPV-UFBA. Após clivagem das estruturas, os fragmentos separados foram agrupados e colocados em cassetes histológicos, todos devidamente identificados com número de registro gerado no momento de entrada do cadáver no laboratório, foram acondicionados em um novo recipiente com solução formol a 10% tamponado com fosfato por um período não inferior a 24 horas. Os tecidos, após a adequada fixação, foram processados pela técnica rotineira de inclusão em parafina (PROPHET et al., 1992).

As etapas de microtomia e coloração foram realizadas parte no LPV-UFBA e parte no LAPCOM-USP. Secções histológicas de aproximadamente 4µm foram coradas pela técnica rotineira de Hematoxilina-Eosina (PROPHET et al., 1992).

6.4.6.1. Análise histopatológica

A análise histopatológica foi realizada em microscópio óptico Leica® com sistema de captura de imagem, utilizando-se objetivas de 4x, 10x, 20x, 40x e 100x. Para leitura histopatológica, os casos foram divididos e categorizados em três grupos de acordo com a condição do cadáver à necropsia (CCN), a partir de uma adaptação do “Protocolo de Conduta para Encalhes de Mamíferos Aquáticos da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste (REMANE)” (2005), que por sua vez, teve como base a classificação estabelecida por Geraci e Lounsbury (1993). Desta forma, com relação ao estado de conservação, os grupos foram classificados em: condição boa, média e ruim. Para proceder a esta classificação, todas as fichas de necropsia e registros fotográficos disponíveis das tartarugas foram revistas e os dados compilados em planilhas Excel®. Todas as fotomicrografias capturadas foram padronizadas no software *ImageJ*.

6.5. RESULTADOS

6.5.1. Identificação dos parasitos adultos

Das 61 tartarugas necropsiadas foram coletadas amostras para análise parasitológica de 41 *C. mydas*. Em quatro tartarugas havia espécimes adultos da família Spirorchiidae, compatíveis com os espirorquídeos do gênero *Hapalotrema* spp. (Looss, 1899), (Figura 2), localizados na luz dos grandes vasos, incluindo aorta esquerda, aorta dorsal, troncos braquicefálico e pulmonar e artéria mesentérica superior.

Figura 2 - Espécime de espirorquídeo adulto identificado em *Chelonia. mydas* encalhadas no litoral norte baiano.



Fotomicrografias de espécime sugestivo de *Hapalotrema* sp. A. imagens utilizadas para reconstrução da imagem B. Coloração Carma Lúmen de Mayer. Obj. 4x.

6.5.2. Identificação dos tipos de ovos de espirorquídeos a partir da análise de amostras de fezes

Em 59% (36/61) das tartarugas foram realizados exames coproparasitológicos, os quais revelaram a presença de ovos de espirorquídeos em 34,4% (21/61) das amostras (Tabela 1). Foram observados ovos dos três tipos (Figura 3) sendo o tipo 1 o mais frequente [26,2% (16/61)]. Em 14,7% (9/61) dos animais foram encontrados ovos de dois tipos, caracterizando infecções concomitantes. Apenas um animal apresentou os três tipos de ovos.

Tabela 1. Tipos de ovos de espirorquídeos em *Chelonia mydas* do litoral norte baiano.

Ovos - tipo	N(61)	%	Infecção concomitante (dois tipos de ovos)
1	16	26,2%	7
2	6	9,8%	6
3	8	13,1%	6

Figura 3 - Identificação de ovos de espirorquídeos em amostras de fezes de *Chelonia mydas* encalhadas no litoral norte baiano



Fotomicrografia dos tipos de ovos de espirorquídeos. **A. Ovo tipo 1** - alongado com dois processos terminais, sendo um semelhante a um gancho (seta). **B. Ovo tipo 2** - ovoide com um processo terminal afiado e curto (seta). **C. Ovo tipo 3** - ovos menores que os outros dois tipos, de morfologia arredondada e sem processo terminal. Obj. 40x.

Em 11,5% (7/61) das *C. mydas* não foram visibilizados parasitos adultos e nem granulomas parasitários nos órgãos e tecidos avaliados, entretanto, dois destes animais resultaram positivos para presença de ovos de espirorquídeos no exame coproparasitológico. Os demais achados parasitológicos decorrentes desta investigação e que não correspondiam ao grupo dos espirorquídeos serão incorporados em outro estudo do grupo, já em andamento.

6.5.3. Lesões associadas a espirorquidiose

6.5.3.1. Achados Macroscópicos

Das 61 *C. mydas* necropsiadas 29 (47,5%) apresentaram lesões macroscópicas causadas pela infecção por espirorquídeos adultos e pelos ovos. A maioria das tartarugas era fêmea [93,1% (27/29)]. A lesão primária observada foi caracterizada pela formação de granulomas parasitários enegrecidos e milimétricos, com tamanho variando de 1 a 4mm, seguido de microgranulomas enegrecidos em diversos órgãos. As artérias acometidas foram

aortas esquerda e direita, tronco braquicefálico, aorta dorsal e celíaca e mesentérica cranial. A tabela 2 mostra os achados macroscópicos de acordo com os órgãos afetados e número de animais acometidos, enquanto as figuras 4 e 5 ilustram estes achados.

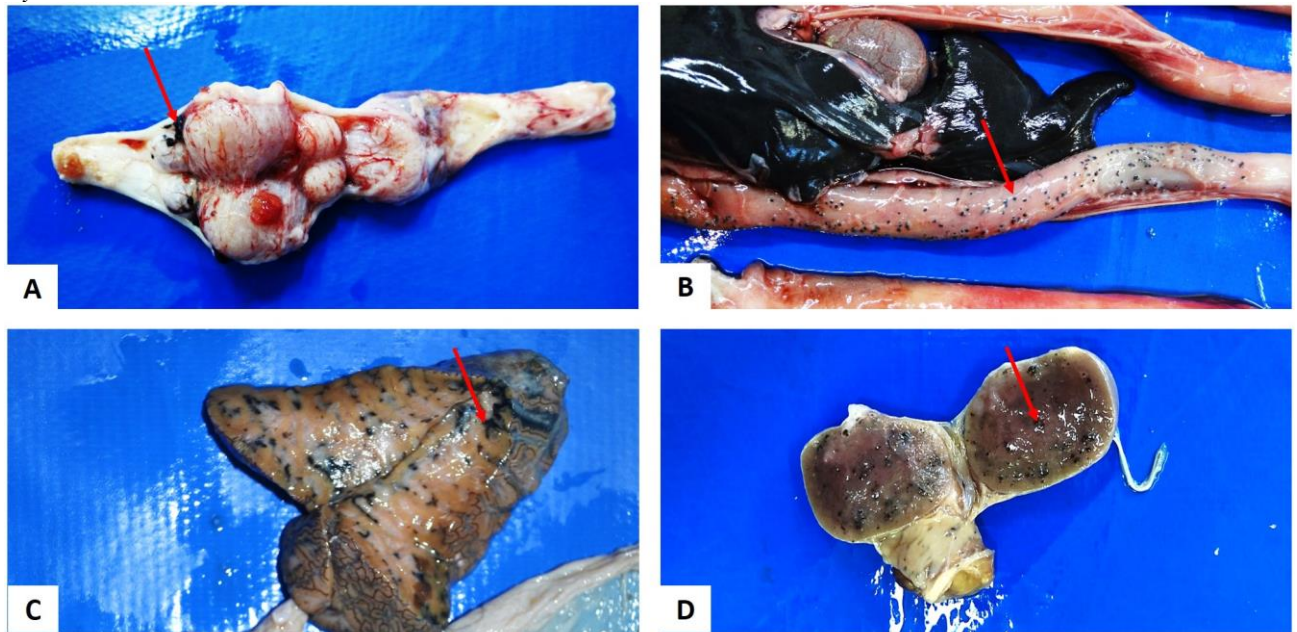
O estado de saúde geral das 29 tartarugas foi classificado como ruim, sendo que 36,1% (22/61) apresentavam um quadro de caquexia, 39,3% (24/61), exibiam líquido livre em cavidade celomática (hidroceloma) e 3,3% (2/61) apresentaram celomite fibrinosa. Em relação à condição de conservação do cadáver à necropsia 16,4% (10/61) estavam em boa condição, 18% (11/61) com condição intermediária e 13,1% (8/61) condição ruim, neste grupo todas as amostras estavam viáveis.

Tabela 2. Achados macroscópicos de espiroquidiose em diferentes órgãos de *Chelonia mydas*

Órgãos acometidos	Lesões	N.	%
TGI	Granulomas parasitários na serosa	15	24,6%
Baço	Pontos enegrecidos no parênquima	10	16,4%
Grandes vasos	Formação de trombos causando obstrução parcial ou total da luz vascular;	9	14,7%
	Granuloma parasitário na parede do vaso;		
	Endarterite proliferativa		
	Endarterite proliferativa obliterante		
SNC	Granulomas parasitários	6	9,8%
Rim	Microgranulomas parasitários no parênquima	5	8,2%
Coração	Epicardite granulomatosa;	2	3,3%
	Hipertrofia cardíaca concêntrica		
Pulmão	Microgranulomas parasitários no parênquima	1	1,6%
Glândula de sal	Microgranulomas parasitários no parênquima	1	1,6%

Legenda: N - número de animais; % - frequência das lesões. **TGI** – trato gastrointestinal; **SNC** – sistema nervoso central.

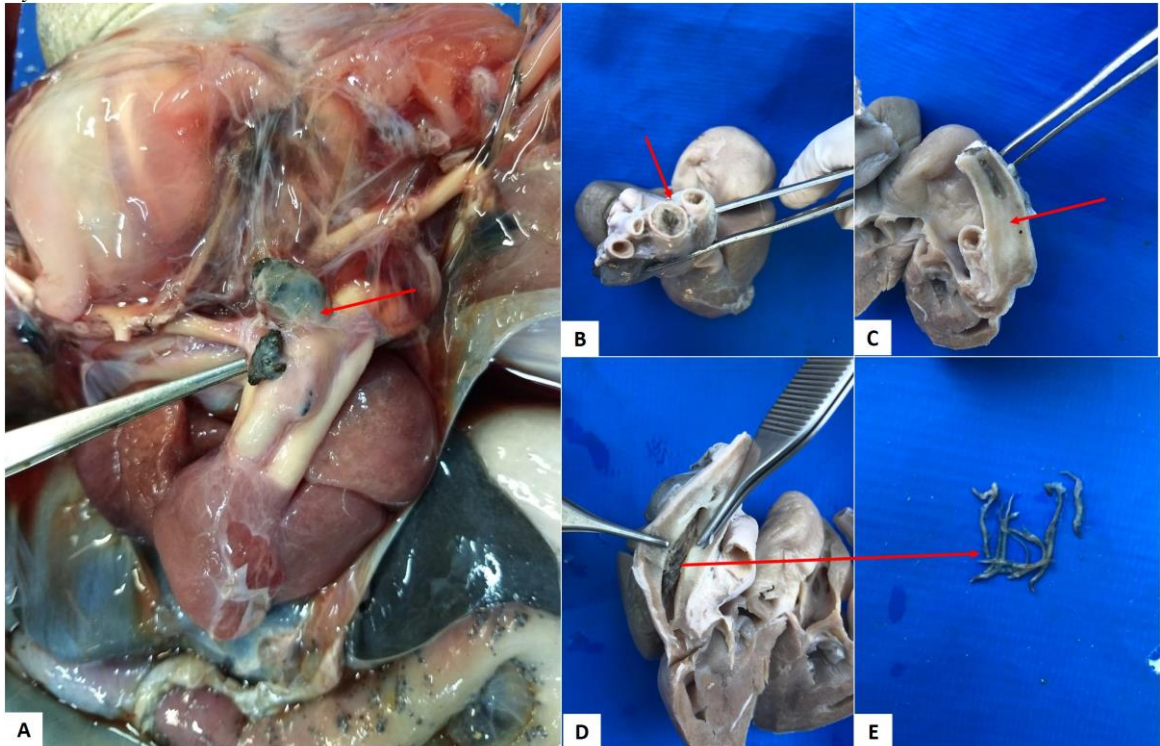
Figura 4 – Lesões macroscópicas causadas por espiroquídeos em *Chelonia mydas*.



A e B. Granulomas parasitários em serosa intestinal e SNC (setas). Lesões sugestivas de microgranulomas parasitários no rim (**C**) e baço (**D**) (setas).

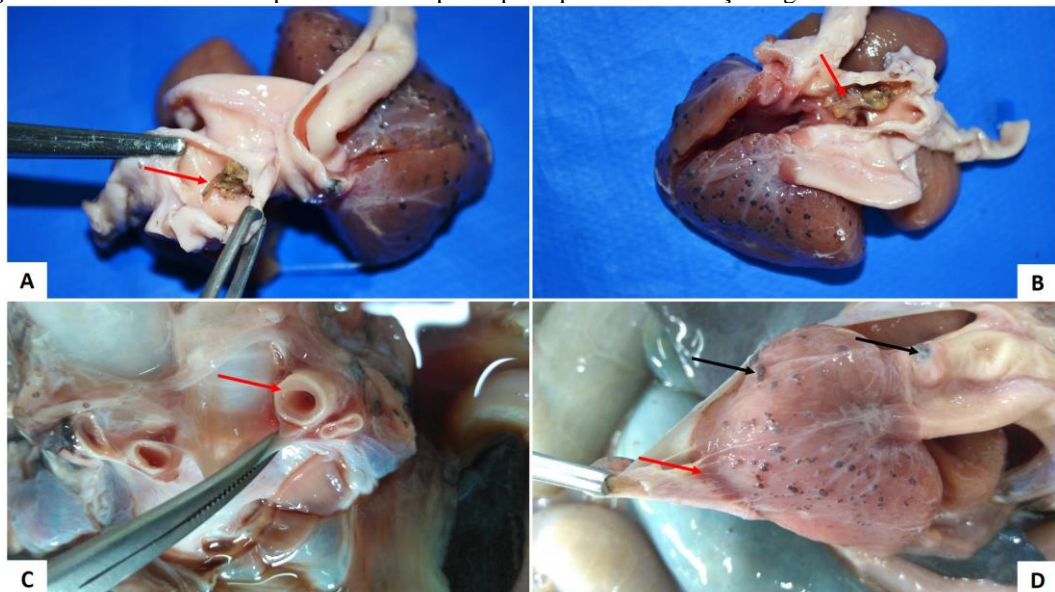
Das alterações observadas nos grandes vasos, como a formação de trombos, 9,8% (6/61) dos animais apresentaram endarterite e os granulomas parasitários nas paredes dos vasos foram observados em 8,2% (5/61) dos casos. Um caso de trombose na aorta esquerda com presença dos parasitos adultos, associado à endarterite proliferativa obliterante e granulomas parasitários tanto na aorta quanto no tronco braquicefálico resultou em hipertrofia cardíaca concêntrica (Figuras 5 e 6).

Figura 5 – Lesões macroscópicas causadas por espirotríqudeos nos grandes vasos do coração em *Chelonia mydas*



A. Coração *in situ*. Granulomas parasitários na parede dos grandes vasos (tronco encefálico, aorta esquerda). **B – D.** Endarterite parasitária obstrutiva (seta vermelha). Notar parasito adulto retirado da luz arterial em **E**.

Figura 6 – Lesões macroscópicas causadas por espirotríqudeos no coração e grandes vasos em *Chelonia mydas*.



A. Parasitos adultos no interior do vaso (seta). **B.** Trombo parasitário na luz do vaso (seta). **C.** Endarterite moderada (seta). **D.** Pericardite fibrinosa parasitária (seta vermelha). Epicardite granulomatosa parasitária e granuloma parasitário na parede da aorta na base do coração (setas pretas).

6.5.3.2. Achados histopatológicos

Os achados microscópicos das 61 tartarugas revelaram lesões associadas aos espirorquídeos em 45 *C. mydas*. Interessante ressaltar que destas 26,2% (16/61) não apresentavam qualquer tipo de lesão nos exames necroscópicos. A tabela 3 e a figura 7 mostram os achados histopatológicos observados nos órgãos desses animais. Foram verificados distúrbios hemodinâmicos como hemorragia, congestão, edema e hemossiderose; além de reação inflamatória caracterizada por heterófilos, linfócitos e melanomacrófagos que estavam presentes em todos os órgãos.

Tabela 3. Achados histopatológicos de lesões causadas pelos espirorquídeos em *Chelonia mydas*.

Órgão	Lesão	Continua	
		N (61)	%
Pulmão	Pneumonia com vasculite granulomatosa parasitária	33	54,1
	Fibrose		
	Enfisema pulmonar		
	Endarterite		
	Hipertrofia	2	3,3
Intestino	Enterite granulomatosa com vasculite parasitária	26	42,6
	Hipertrofia da camada muscular		
Baço	Esplenite e vasculite granulomatosa parasitária	23	37,7
	Necrose fibrinoide das arteríolas esplênicas		
	Hiperplasia de polpa branca		
Rim	Nefrite e vasculite granulomatosa	21	34,4
	Necrose tubular		
Fígado	Hepatite granulomatosa heterofílica	16	26,2
	Hepatite e vasculite granulomatosa parasitária	3	4,9

Tabela 3. Achados histopatológicos de lesões causadas pelos espirotríqudeos em *Chelonia mydas*.

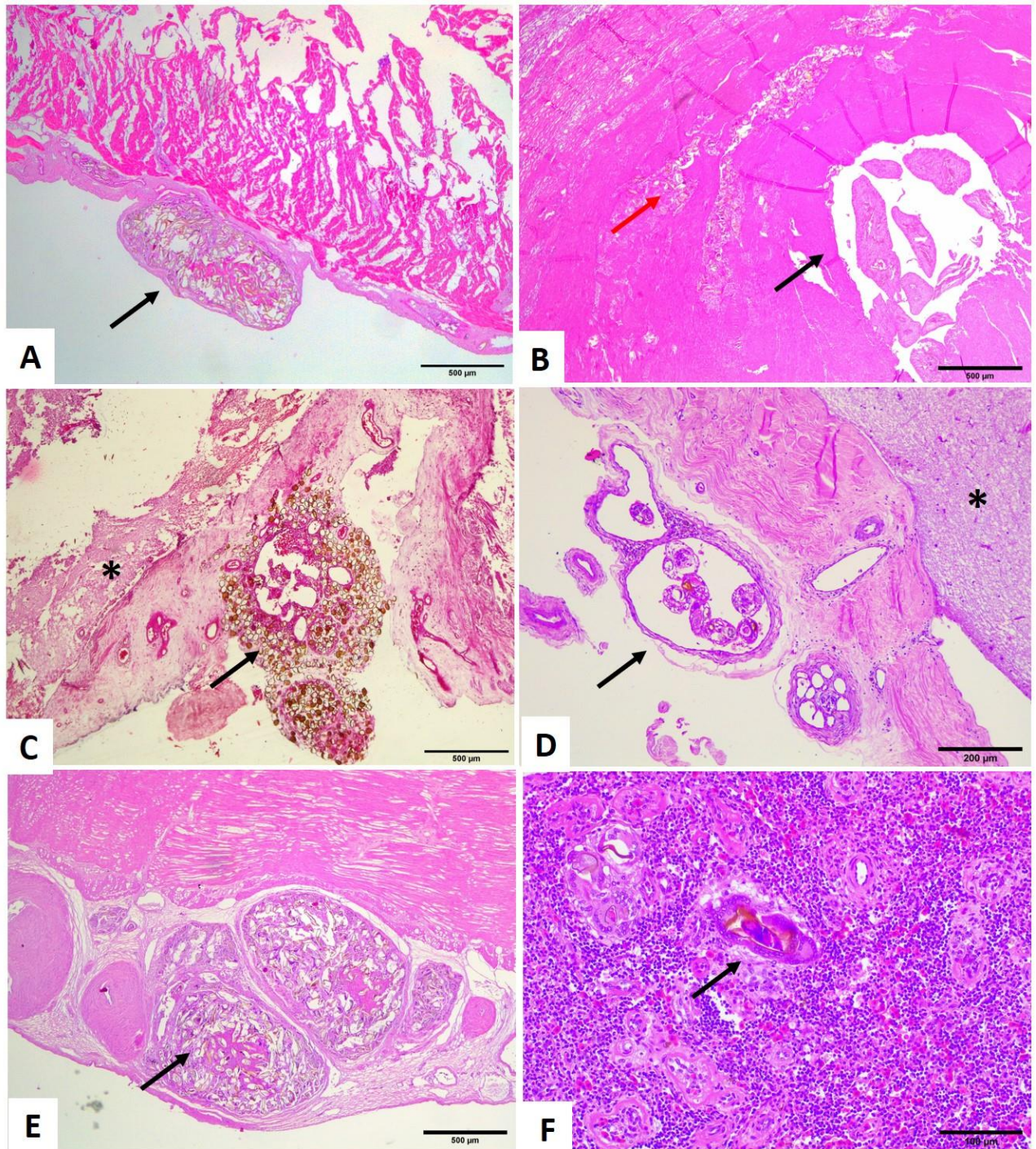
Órgão	Lesão	Continua	
		N (61)	%
Coração	Miocardite parasitária	13	21,3
	Miocardite fibrinoparasitária	1	1,6
	Miocardite com vasculite granulomatosa	2	3,3
	Miocardite e epicardite com vasculite granulomatosa	1	1,6
Glândula de sal	Adenite com vasculite granulomatosa	17	27,9
Estômago	Gastrite com vasculite granulomatosa	12	19,8
	Meningoencefalite com vasculite granulomatosa e parasitária	7	11,5
SNC	parasitas	2	3,3
	Encefalite com vasculite granulomatosa e parasitária		
	Edema vasogênico		
	Hipertrofia arterial	1	3,3
	Meningite com vasculite granulomatosa e parasitária		
Olhos	Conjuntivite com vasculite granulomatosa parasitária	7	1,5
	Esclerite com vasculite granulomatosa parasitária		
	Coroidite com vasculite granulomatosa parasitária	16	26,2
Pele	Dermatite parasitária	1	1,6
Vasos	Arterite granulomatosa	6	9,8
	Endarterite proliferante***		
Adrenal	Adrenalite e vasculite granulomatosa parasitária	3	4,9
Pâncreas	Pancreatite granulomatosa parasitária		
	Hiperplasia de ductos pancreáticos	3	4,9
Tireoide	Fibrose capsular		
	Tireoidite parasitária		

Tabela 3. Achados histopatológicos de lesões causadas pelos espiroquídeos em *Chelonia mydas*.

Órgão	Lesão	Conclusão	
		N (61)	%
Sistema muscular	Miosite necrotizante e parasitária	2	3,3
	Miosite parasitária	1	1,6
Esôfago	Esófagite parasitária	2	3,3
Bexiga	Serosite com vasculite granulomatosa	2	3,3

Legenda: *** 4 animais com parasitos adultos na luz vascular

Figura 7 – Lesões microscópicas causadas pelos espiroquídeos em diversos órgãos de *Chelonia mydas*.



Fotomicrografias de órgãos parasitados por espiroquídeos. **A.** Granuloma parasitário em epicárdio (seta). Obj. 4x **B.** Endarterite proliferativa. Notar ovos de parasitos na parede arterial (seta vermelha) e parasitos adultos na luz do vaso (seta preta). Obj. 4x. **C e D.** Meningite parasitária, em **C** ovos de trematódeos espiroquídeos causando reação granulomatosa (seta) e **D.** Há formas adultas no interior dos vasos (seta). Tecido nervoso (asteriscos) adjacente às meninges. Obj. 4x e 20x, respectivamente. **E.** Ovos de trematódeos em serosa de intestino (seta). **F.** Ovos de trematódeos em bço. Granuloma parasitário (seta). Obj. 10x. Coloração HE.

6.6. DISCUSSÃO

As lesões causadas pelos trematódeos da família Spirorchiidae foram observadas em diversos órgãos avaliados; muitos animais apresentaram lesões macroscópicas significativas, especialmente no sistema cardiovascular sendo observados parasitos adultos obstruindo o interior dos grandes vasos. Estudos prévios demonstraram que estes parasitos já foram relatados em *C. mydas* no Brasil (WERNECK et al., 2006; WERNECK; SILVA, 2015a).

Diante das características morfológicas e sítio de localização observados, sugere-se que os parasitos adultos identificados no presente estudo sejam do gênero *Hapalotrema* sp. A aorta e as câmaras do coração são locais de predileção comumente relatados para a ocorrência desses parasitos adultos (GORDON et al. 1998, SANTORO et al. 2007, STACY et al. 2010, CHEN et al. 2012, WERNECK et al. 2015d, CHAPMAN et al. 2017). Os adultos de espécies maiores como *Hapalotrema* e *Learedius*, bem como *Neosporichis* spp. são regularmente relatados nesses sítios e estão frequentemente associados a endocardite, arterite, trombose e inflamação granulomatosa (GLAZEBROOK et al. 1989, GORDON et al. 1998, SANTORO et al. 2007, FLINT et al. 2010b, STACY et al. 2010, WERNECK et al. 2015d, CHAPMAN et al. 2017). Tais lesões também foram evidenciadas nos animais necropsiados no estudo corrente.

Os achados em sistema nervoso central do presente estudo sugerem infecção por espiroquídeos do gênero *Neosporichis* sp. Estes parasitos estavam concomitantemente em um surto de doença neurológica e consequente mortalidade em massa de tartarugas *Caretta caretta* na Flórida que foram expostas a uma toxina, que embora não tenha sido identificada os autores sugeriram tratar-se de uma neurotoxina (CTX) de microalga (*Gambierdiscus toxicus*) (JACOBSON et al. 2006). Tanto os parasitos adultos quanto os ovos presentes estavam associados a resposta inflamatória destes animais.

Há estudos que reportam que a resposta inflamatória ao *Neosporichis* spp., é mais expressiva e variada no SNC na presença dos ovos (GORDON et al. 1998, STACY et al. 2010a) do que do parasito adulto (GLAZEBROOK et al. 1989, GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a, GORDON et al. 1998, SANTORO et al. 2007, FLINT et al. 2010b, STACY et al. 2010, CHAPMAN et al. 2017).

Os ovos identificados no exame coproparasitológico enquadram-se nas três categorias descritas por Wolke e colaboradores (1982), o tipo 1 foi predominante, porém havia animais

com mais de um tipo de ovo nos exames. Vale ressaltar que, ainda que estivesse presente um único tipo de ovo, não seria possível descartar infecção concomitante, já que eles representam um grupo de gêneros.

A espiroquidíase multissistêmica é uma doença infecciosa considerada como importante causa de encalhe e mortalidade em tartarugas (GLAZEBROOK; CAMPBELL, 1990a, 1990b; GORDON et al., 1998; STACY et al., 2010). Alguns autores reportam a presença desses parasitos na maioria dos animais necropsiados e caracterizam a frequência dos espiroquídeos como infecção acidental relacionada a causa de mortalidade das tartarugas marinhas (GLAZEBROOK; CAMPBELL 1990a, 1990b; GORDON et al. 1998; FLINT et al. 2010b).

O exame histopatológico revelou que um total de 45 *C. mydas* apresentavam lesões associadas à presença dos ovos destes parasitos nos diversos órgãos, embora as lesões macroscópicas tenham sido evidenciadas em 29 tartarugas marinhas. Corroborando os achados aqui relatados, Orós e colaboradores (2005) observaram formações granulomatosas de origem parasitária no TGI em camadas serosa, muscular, submucosa e mucosa de segmentos como estômago e intestino mesmo que o animal não apresentasse lesões macroscópicas. Sabe-se que a presença de granulomas enegrecidos de tamanhos e quantidades variáveis na serosa intestinal está associada aos ovos destes trematódeos (CRUZ-OCHOA, 2017; GORDON et al., 1998; FLINT et al., 2009; WERNECK et al. 2012).

As doenças cardiovasculares apresentaram alta frequência, diferentemente do que foi observado por Orós e colaboradores (2005). A maioria destas alterações estava relacionada à infecção parasitária, entretanto, especificamente no coração observou-se casos de miocardite heterofílica. Ressalta-se que a infecção por estes parasitos pode favorecer o desenvolvimento de doenças bacterianas secundárias (WOLKE et al., 1982; GORDON et al., 1998; RAIDAL et al., 1998). Diferentemente do observado no presente estudo, lesões em sistema cardiovascular podem estar ausentes ou serem pouco representativas em animais com alto índice de infecção vascular parasitária, sendo mais expressivas em outros órgãos (MEDINA, 2017).

Infecções parasitárias no sistema cardiovascular estão comumente associadas à espiroquídeos que disseminam seus ovos na corrente sanguínea, estes por sua vez, induzem vasculites e microgranulomas em diversos órgãos (GORDON et al. 1998), como coração, pulmões, rins, estômago, intestino delgado, colón, fígado, baço, bexiga urinária, sistema nervoso central ou a forma adulta que parasita capilares ou grandes vasos sanguíneos (RAND;

WILES, 1985; WERNECK et al. 2008b; STACY et al., 2010). Estas infecções parasitárias são bastante observadas em animais adultos (GORDON et al., 1998).

A hiperplasia e hipertrofia de melanomacrófagos em lesões hepáticas e esplênicas observadas no presente estudo, está relacionada à presença dos ovos de espiroquídeos e ao processo inflamatório que acontece em resposta a esta migração. Os melanomacrófagos em condições normais estão visivelmente presentes, especialmente no fígado, organizados na forma de agregados (AGIUS; ROBERTS, 2003; GYIMESI; HOWERTH, 2004). As tartarugas podem apresentar este tipo de reação em situações de estresse, debilidade, emaciação, inflamação crônica, dentre outras (CHRISTIANSEN et al., 1996; AGIUS; ROBERTS, 2003). Outros estudos reportaram hemossiderose no fígado e baço de tartarugas com infecções causadas pelos parasitos trematódeos da família Spirorchiidae (WOLKE et al., 1982; GORDON et al., 1998).

A condição corporal desfavorável dos animais necropsiados nesta pesquisa, já foi igualmente relatada por alguns autores em seus estudos a cerca das infecções por parasitos da família Spirorchiidae. Foram relatadas emaciação e caquexia, diminuição da musculatura do pescoço, regiões axilares e inguinais, além de regiões do plastrão com aspecto aprofundado (GLAZEBROOK et al. 1989, GORDON et al. 1998; DUTRA et al. 2010).

6.7. CONCLUSÕES

A partir dos resultados deste estudo comprova-se que as tartarugas marinhas encontradas no litoral norte baiano são acometidas por helmintos da família Spirorchiidae.

A espirorquidíase multissistêmica presente nestes animais causou lesões importantes e potencialmente fatais, como nos casos de tromboembolismo.

Embora alguns animais não tenham apresentado lesões macroscópicas sugestivas de infecção por estes parasitos, microscopicamente foram observadas, em vários órgãos, significativas lesões granulomatosas resultantes da presença dos ovos destes agentes. Os dados mostram que algumas destas infecções ocorreram de forma mista, ou seja, com a presença de mais de um gênero ou espécie de espirorquídeos.

6.8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AGIUS, C.; ROBERTS, R. J. Melanomacrophage centers and their role in fish pathology. **Journal of Fish Diseases**, v. 26, n. 9, p. 499–509, 2003.
- CHAPMAN, P.A.; CRIBB, T.H.; BLAIR, D.; TRAUB, R.J.; KYAW-TANNER, M.T.; FLINT, M.; MILLS, P.C. Molecular analysis of the genera *Haplotrema* Looss, 1899 and *Learedius* Price, 1934 (Digenea: Spirorchiidae) reveals potential cryptic species, with comments on the validity of the genus *Learedius*. **Systematic Parasitology**, v.90, p.67-79, 2015.
- CHAPMAN, P. A.; OWEN, H.; FLINT, M.; SOARES MAGALHÃES, R. J.; TRAUB, R. J.; CRIBB, T. H.; KYAW-TANNER, M. T.; MILLS, P. C. Molecular epidemiology and pathology of spirorchiid infection in green sea turtles (*Chelonia mydas*). **International Journal Parasitology Parasites Wildlife**, v.6, p.39–47, 2017.
- CHAPMAN, P.A.; CRIBB, T.H.; FLINT, M.; TRAUB, R.J.; BLAIR, D.; KYAW-TANNER M.T.; MILLS, P.C. Spirorchiidiasis in marine turtles: the current state of knowledge. **Diseases of Aquatic Organisms**. v.133, p.217–45, 2019.
- CHEN, H.; KUO, R. J.; CHANG, T. C.; HUS, C. K.; BRAY, R. A.; CHENG, I. J. Fluke (Spirorchiidae) infections in sea turtles stranded on Taiwan: prevalence and pathology. **The Journal of Parasitology**, v. 98, p.437–439, 2012.
- CHRISTIANSEN, J. L.; GRZYBOWSKI, J. M.; KODAMA, R. M. Melanomacrophage aggregations and their age relationships in the yellow mud turtle, *Kinosternon flavescens* (Kinosternidae). *Pigment Cell Research*, v. 9, n. 4, p. 185–190, 1996.
- CRUZ-UCHOA, P. F. Achados anátomo e histopatológicos de tartarugas verdes juvenis (*Chelonia mydas*) provenientes do litoral sudeste brasileiro. 2017. 119p. Dissertação (Mestrado em Ciências). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo, 2017.
- DUTRA, G. H. P.; WERNECK, M. R.; SILVA, A. N. E.; NASCIMENTO, C. L. Lesões histopatológicas da infecção por *Amphiorchis caborojoensis* (Fischthal & Acholonu 1976) em *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus 1758). Anais do XIII Congresso Abravas. Aquário Municipal de Santos. Avenida Bartolomeu de Gusmão s/nº Ponta da Praia, Santos, SP, Brasil, 2010.
- FERNANDES, B. M. M.; KOHN, A. South american trematodes parasites of amphibians and reptiles. Rio de Janeiro: Oficina de Livros, 2014, 228p.
- FLINT, M.; PATTERSON-KANE, J. C.; LIMPUS, C. J.; WORK, T. M.; BLAIR, D.; MILLS, P. C. *Post mortem* diagnostic investigation of disease in free-ranging marine turtle populations: a review of common pathologic findings and protocols. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, Georgia, v.21, n.6, p.733-759, 2009.
- FLINT, M.; PATTERSON-KANE, J. C.; LIMPUS, C. J.; MILLS, P. C. Health Surveillance of Stranded Green Turtles in Southern Queensland, Australia (2006–2009): An Epidemiological Analysis of Causes of Disease and Mortality. **Eco Health** 7, 135–145, 2010b. DOI: 10.1007/s10393-010-0300-7.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V.J. **Marine Mammals Ashore. A Field Guide for Strandings.** Texas A&M. Sea Grant University, Texas, 1993

GIBSON, D.I., JONES, A., BRAY, R.A. 2002. Keys to Trematoda. CABI Publishing and the Natural History Museum, Wallingford, Olso. 1, 544 p.

GLAZEBROOK, J. S.; CAMPBELL, R. S. F.; BLAIR, D. Studies on cardiovascular fluke (Digenea:Spirorchiidae) infections in sea turtles from the Great Barrier Reef, Queensland, Australia. **Journal of Comparative Pathology**, v.101, p.231–250, 1989.

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia. II. Oceanarium-reared and wild turtles. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 9, p.97–104, 1990a.

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia I. Farmed turtles. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.9, p.83–95, 1990b.

GREINER, E. C. Parasites of marine turtle. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. **The Biology of Sea Turtles.** Flórida: CRC Press, v. 3, p.425-444. 2013.

GREINER, E. C. Parasites of marine turtles. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. (ed) **The biology of sea turtles**, Vol 3. CRC Press, Boca Raton, FL, p 427–446, 2013.

GYIMESI, Z. S.; HOWERTH, E. W. Severe melanomacrophage hyperplasia in a crocodile lizard, *Shinisaurus crocodilurus*: a review of melanomacrophages in ectotherms. **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 14, p. 19, 2004.

GORDON, A.N.; KELLY, W.R.; CRIBB, T.H. Lesions caused by cardiovascular flukes (Digenea: Spirorchidae) in stranded green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Pathology**, v.35, p.21–30, 1998.

HOFFMANN, H. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. The sedimentation-concentration method in schistosomiasis *mansoni*. **Puerto Rico Journal of Public Health**. v.9, p.281-298, 1934.

JACOBSON, E. R.; HOMER, B. L.; STACY, B. A.; GREINER, E. C.; SZABO, N. J.; CHRISMAN, C. L.; ORIGGI, F.; COBERLEY, S.; FOLEY, A. M.; LANDSBERG, J. H.; FLEWELLING, L.; EWING, R. Y.; MORETTI, R.; SCHAF, S.; ROSE, C.; MADER, D. R.; HARMAN, G. R.; MANIRE, C. A.; METTEE, N. S.; MIZISIN, A. P.; SHELTON, G. D. Neurological disease in wild loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.70, p. 139–154, 2006.

JERDY, H.; RIBEIRO, R.B.; SILVA, M.A.; MEDINA, R.M.; WERNECK, M.R.; CARVALHO, E.C.Q. Spirorchiid infection in the olive ridley turtle, *Lepidochelys olivacea* (Eschscholtz, 1829) (Testudines: Cheloniidae) from Brazil. **Journal of Parasitology**, v.102, p.290–2, 2016.

JERDY, H.; WERNECK, M.; GOLDBERG, D.; BALDASSIN, P.; FERIOLLI, R.; MARANHO, A.; RIBEIRO, R.; BIANCHI, M.; RIBEIRO1, L.; SHIMODA, E.; CARVALHO, E. Ocular spirorchiidiosis in sea turtles from Brazil. **Journal of Helminthology**, v.94, n.56, p.1–4, 2020. [https:// doi.org/10.1017/S0022149X1900049X](https://doi.org/10.1017/S0022149X1900049X)

MEDINA, R.M. Achados macro e microscópicos de tartarugas marinhas vítimas de encalhe nos litorais capixaba e fluminense no período de 2012. 2017. 47p. **Tese** - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias – CCTA, Laboratório de Morfologia e Patologia Animal – LMPA. Campos dos Goytacazes - RJ.

MEIRA-FILHO, M.R.C.; ANDRADE, M.F.; DOMIT, C.; SOUZA, A.T.S. A Review of Helminths of the Green Turtle (*Chelonia Mydas*) in Brazil. **Oecologia Australis**, v.21, n.1, p.17-26, 2017. 10.4257/oeco.2017.2101.02.

MONTEIRO, S.G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. 2ª Ed. Roca, 2017. 370p.

ORÓS, J.; TORRENT, A.; CALABUIG, P.; DÉNIZ, S. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998–2001). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 63: 13–24, 2005.

Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos / Rede de encalhe de mamíferos aquáticos do Nordeste (REMANE) – Recife: Ibama, 2005. 298p. ISBN 85-73-183-6.

PROPHET, E. B. MILLS, B.; ARRINGTON, J. B.; SOBIN, L. H. Laboratory Methods in Histotechnology. Washington, D.C.: **Armed Forces Institute of Pathology**, 1992, 279p.

PLATT, T.R. **Family spirorchiidae Stunkard**. In: _____. GIBSON, D.I.; JONES, A.; BRAY, R.A. (Eds.). Keys to the Trematoda. London: CABI Publishing, 2002. p.453-467.

RAIDAL, S.R.; OHARA, M.; HOBBS, R.P.; PRINCE, R. Gram-negative bacterial infections and cardiovascular parasitism in green sea turtles (*Chelonia mydas*) **Australian Veterinary Journal**, v.76, p.415-417, 1998.

RAND, T.G.; WILES, M. Histopathology of infections by *Learedius learedi* Price, 1934 and *Neosporichis schistosomatoides* Price, 1934 (Digenea:Spirorchiidae) in wild green turtles, *Chelonia mydas* L., from Bermuda. **Journal of Wildlife Diseases**, v.21, p. 461–463, 1985.

RIBEIRO, R.B.; JERDY, H.; MEDINA, R.M.; BIANCHI, M.; WERNECK, M.R.; CARVALHO, E.C.Q. Tissue lesions due to spirorchiid eggs in a loggerhead turtle (*Caretta caretta Linnaeus* 1758) from Brazil: first report outside of the United States. **Journal of Parasitology**, v.103, n.6. p.801-803, 2017.

SANTORO, M.; MORALES, J. A.; RODRIGUEZ-ORTIZ, B. Spirorchiidiosis (Digenea:Spirorchiidae) and lesions associated with parasites in Caribbean green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Record**, v. 161, p.482–486, 2007.

SANTORO, M.; MARCHIORI, E.; CASSINI, R.; DRIGO, M.; IACCARINO, D.; NOCERA, F.; UBERTI, B.D.; LUCA, G.; D'AMORE, M.; CENTELLEGHE, C.; PIETROBELLI, M.; MARCER, F. Epidemiology of blood fukes (Digenea: Spirorchiidae) in sea turtles from Tyrrhenian and Adriatic Seas, of Italy. **Parasites Vectors**, v.13, n.52, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3922-9>.

SMITH, J. W. The blood flukes (Digenea: Sanguinicolidae and Spirorchidae) of cold-blooded vertebrates: Part 1. A review of the literature published since 1971, and bibliography. **Helminthological abstracts**. 66: 255–294, 1997a.

STACY, B.A.; FOLEY, A.M.; GREINER, E.C.; HERBST, L.H.; BOLTEN, A.; KLEIN, P.; MANIRE, C. A.; JACOBSON, E. R. Spirorchiidiasis in stranded loggerhead *Caretta caretta* and green turtles *Chelonia mydas* in Florida (USA): host pathology and significance. **Diseases of Aquatic Organisms** v.89, p.237–259, 2010.

WERNECK, M.R.; BECKER, J.H.; GALLO, B.G.; SILVA, R.J. Primeiro registro da ocorrência de *Schizamphistomum scleroporum* (Creplin, 1844) (Digenea: Paramphistomidae), em *Chelonia mydas* (L.) na costa brasileira. In Anais III Congresso da Sociedade Paulista de Parasitologia. Ubatuba: SP. 2006.

WERNECK, M. R.; GALLO, B. M. G.; SILVA, R. J. First report of *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea: Spirorchiidae) infecting *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines: Cheloniidae) from Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v.68, n.2, 455-456, 2008a.

WERNECK, M. R.; GALLO, B. M. G.; SILVA, R. J. Spirorchiids (Digenea: Spirorchiidae) infecting a Hawksbill sea turtle *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus 1758) from Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.60, n.3, p. 663-668, 2008b.

WERNECK, M. R.; LIMA, E. H. S. M.; GALLO, B. M. G., SILVA, R. J. Occurrence of *Amphiorchis solus* (Simha & Chattopadhyaya, 1970) (Digenea: Spirorchiidae) infecting the green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines: Cheloniidae) in Brazil. **Comparative Parasitology**, Washington, v.78, n.1, p.200-203, 2011.

WERNECK, M.R.; VERISSIMO, L.; BALDASSIN, P.; GAGLIARDI, F.; TADASHI, E.; WANDERLINDE, J.; BAPTISTOTTE, C.; MELO, M. T. D.; LIMA, E. H. S. M.; GALLO, B. G.; DA SILVA, R. J. Digenetic trematodes of *Dermochelys coriacea* from the southwestern Atlantic Ocean. **Marine Turtle Newsletter** v. 132, p. 13-14, 2012.

WERNECK, M. R.; SILVA, R. J. Occurrence of *Amphiorchis indicus* Mehrotra, 1973 (Digenea, Spirorchiidae) infecting green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.73, n.1, p.225-227, 2013.

WERNECK, M. R.; BALDASSIN, P.; D'AZEREDO, P.; TRAZI, A.; BERGER, B. The hawksbill sea turtle *Eretmochelys imbricata* Linnaeus 1758 (Testudines, Cheloniidae) as new host of *Hapalotrema postorchis* Rao, 1976 (Digenea: Spirorchiidae). **Comparative Parasitology**, Washington, v.81, n.1, p.75-78, 2014.

WERNECK, M.R.; SILVA, R.J. Helminth parasites of juvenile green turtles *Chelonia mydas* (Testudines: Cheloniidae) in Brazil. **Journal of Parasitology**, v.101, p.713–716, 2015a.

WERNECK, M. R.; LIMA, E. H. S. M.; PIRES, T.; SILVA, R. J. Helminth parasites of the juvenile hawksbill turtle *Eretmochelys imbricata* (Testudines:Cheloniidae) in Brazil. **J Parasitol** 101: 500–503, 2015b.

WERNECK, M. R.; SOUSA, V. R.; TRAZI, A.; BERGER, B. *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea:Spirorchiidae) in a hawksbill turtle, *Eretmochelys imbricata* Linnaeus 1766 (Testudines, Cheloniidae) from Brazil. **Comparative Parasitology**, v. 82, p.155–157, 2015c.

WERNECK MR, SOUZA, G. B.; BERGER, B. C.; TRAZZI, A.; RIBEIRO, R. B.; SILVA, M. A.; LEANDRO, H. J.; CARVALHO, E. C. Q. Pathological changes by *Hapalotrema postorchis* Rao 1976 (Digenea:Spirorchiidae) in a green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus 1758 (Testudines, Cheloniidae) from Brazil. **Helminthologia**, v. 52, p.148–154, 2015d.

WERNECK, M.R.; MEDEIROS, L.S. Report of the fourth specimen of *Amphiorchis solus* (Simha & Chattopadhyaya, 1970) Platt, 2002 46 years after the original description.

Helminthologia, v.53, n.391, 2016.

WERNECK, M.R.; NUNES, C.; JERDY, H.; CARVALHO, E.C.Q. Loggerhead turtle, *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758) (Testudines, Cheloniidae), as a new host of *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea:Spirorchiidae) and associated lesion to spirorchiid eggs.

Helminthologia. v.54, n.363, 2017.

WILLIS, H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. **Medical Journal of Australia**. v.8, p.375-376, 1921.

WOLKE, R. E.; BROOKS, D. R.; GEORGE, A. Spirorchidiasis in loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*): pathology. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 18, n. 2, p. 175–185, 1982.

CAPÍTULO 3 – Caracterização anatomopatológica das principais lesões oculares em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) oriundas do litoral norte da Bahia, Brasil.

7.1. RESUMO

Objetivou-se identificar e relatar as doenças oculares oftálmicas de 39 animais da espécie *Chelonia mydas* encalhadas nas praias do litoral norte da Bahia, Brasil submetidas a necropsia. Foram analisadas 158 amostras do aparelho visual (pálpebras, olhos e glândulas de sal) de fêmeas [28/39 (71,8%)] e machos [11/39 (28,2%)]. Das amostras avaliadas 37,4% (48/158) foram consideradas sem alteração macro e microscópica. Aproximadamente 70% (110/158) apresentaram lesões oftálmicas, 92 bilaterais (24 pálpebras, 44 olhos e 24 glândulas de sal) e 18 unilaterais. A avaliação anátomo-histopatológica dos espécimes revelou predominantemente lesões de caráter neoplásico e inflamatório, sendo a fibropapilomatose (FP) a lesão mais frequente [93/158 (58,9%)] seguido da espiroquidíase [74/158 (46,8%)]. Outras lesões oftálmicas, incluíram a conjuntivite mucopurulenta, ceratite ulcerativa, perfuração de córneas, panoftalmite, phthisis bulbi, tecido cicatricial bilateral nas pálpebras e litíases nas glândulas de sal. Este estudo ratifica a importância do conhecimento das doenças oculares, pois são alterações que podem impactar diretamente o manejo e conservação desta espécie, diante da importante função do aparelho visual para alimentação e migração. Desta forma, estes dados podem auxiliar para que medidas preventivas e terapêuticas sejam fomentadas e aplicadas para conservação destes animais.

Palavras-chave: doenças oculares, tartarugas marinhas, Spirorchiidae.

CHAPTER 3 - Anatomopathological characterization of the main ocular lesions in green turtles (*Chelonia mydas*) from the northern coast of Bahia, Brazil.

7.2. ABSTRACT

The objective was to identify and report the ophthalmic eye diseases of 39 animals of the species *Chelonia mydas* stranded on the beaches of the north coast of Bahia, Brazil, submitted to necropsy. 158 samples of the visual apparatus (eyelids, eyes and salt glands) from females [28/39 (71.8%)] and males [11/39 (28.2%)] were analyzed. Of the samples evaluated, 37.4% (48/158) were considered without macro and microscopic changes. Approximately 70% (110/158) had ophthalmic lesions, 92 bilateral (24 eyelids, 44 eyes and 24 salt glands) and 18 unilateral. The anatomo-histopathological evaluation of the specimens revealed predominantly neoplastic and inflammatory lesions, with fibropapillomatosis (FP) being the most frequent lesion [93/158 (58.9%)] followed by spirorchidiasis [74/158 (46.8%)]. Other ophthalmic lesions included mucopurulent conjunctivitis, ulcerative keratitis, corneal perforation, panophthalmitis, phthisis bulbi, bilateral scar tissue in the eyelids and lithiasis in the salt glands. This study confirms the importance of knowledge about eye diseases, as they are changes that can directly impact the management and conservation of this species, given the important function of the visual apparatus for feeding and migration. In this way, these data can help so that preventive and therapeutic measures are promoted and applied for the conservation of these animals.

Keywords: eye diseases, sea turtles, Spirorchidae.

7.3. INTRODUÇÃO

A maioria das alterações oftálmicas descritas em tartarugas marinhas localizam-se nas glândulas lacrimais primárias e acessórias, pálpebras e olhos, estruturas fundamentais para a nutrição e comportamento normal destes animais (GLAZEBROOK; CAMPBELL, 1990a). Alguns fatores podem resultar direta ou indiretamente em importantes doenças oculares. O trauma é um desses fatores, considerado a principal causa de muitas doenças oculares em tartarugas marinhas, diante do grande risco de evolução para infecção secundária local ou sistêmica (JACOBSON, 2007).

Distúrbios nutricionais, como a hipovitaminose A, também podem predispor as tartarugas marinhas a várias doenças que podem ser infecciosas ou não, com a manifestação de ceratite, conjuntivite e metaplasia ocular (KELLY et al. 2005; JACOBSON, 2007). Fatores climáticos podem interferir indiretamente no desenvolvimento de doenças oculares em tartarugas. Um estudo realizado por Lively e colaboradores (2019) sobre lesões oftálmicas em tartarugas submetidas ao frio revelou ulceração e lesões penetrantes na córnea, bem como anormalidades dos anexos, a exemplo da proliferação de tecido conjuntivo fibroso, hemorragia e laceração da terceira pálpebra.

A coroidite granulomatosa parasitária quando intensa resulta em lesões graves nas estruturas oculares, como, perda total da função da camada coroide, modificação na arquitetura e espessura tecidual normal dos olhos dos animais. Um exemplo é a espiroquidiose ocular, que pode causar distúrbios da visão, com perda parcial ou total da mesma (JERDY et al., 2020). A fibropapilomatose, por sua vez, pode acometer os olhos e seus anexos (BROOKS et al., 1994; FLINT et al., 2009).

Neste contexto, objetivou-se com a realização deste estudo identificar e relatar as doenças oculares observadas em 39 tartarugas da espécie *C. mydas* encalhadas nas praias do litoral norte da Bahia, Brasil submetidas a avaliação anátomo-histopatológica.

7.4. MATERIAL E MÉTODOS

7.4.1. Considerações éticas

Os protocolos da presente pesquisa foram aprovados pela Comissão de Ética e Bem-Estar Animal da Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Federal da Bahia (protocolo nº90/2018 – Anexo 1), estão de acordo com o Sistema de Autorização de Informação em Biodiversidade do Ministério do Meio Ambiente do Brasil – SISBIO (processo nº64518-1 – Anexo 2) e certificados pelo Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado – SISGEN (cadastro nº A0F349F) (Anexo 3).

7.4.2. Etapas e locais de execução da pesquisa

A pesquisa foi desenvolvida em duas etapas: a) exame necroscópico dos animais, enviados pela Fundação Projeto Tamar - Base Praia do Forte, no Laboratório de Patologia Veterinária (LPV) do Hospital de Medicina Veterinária Professor Renato Rodenburg de Medeiros Neto da Universidade Federal da Bahia (LPV/HOSPMEV/UFBA); b) processamento das amostras colhidas para exames histopatológico no LPV e no Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens da Universidade de São Paulo (LAPCOM-USP).

7.4.3. Animais e obtenção de amostras

No período entre fevereiro de 2018 a setembro de 2019, 61 espécimes de *C. mydas*, animais de vida livre que encalharam nas praias do litoral norte do estado da Bahia, na área de monitoramento da Fundação Projeto Tamar (Praia do Forte, latitude: - 12.574743 e longitude: - 38.0044715), encontrados mortos, ou que evoluíram para o óbito durante o tratamento e reabilitação na Fundação Projeto Tamar, foram necropsiados. Para este estudo foram avaliados olhos e anexos (pálpebras e glândula de sal) de 39 espécimes de *C. mydas*.

7.4.4. Processamento e análise histopatológica das amostras de órgãos e tecidos

As amostras coletadas para exame histopatológico foram previamente fixadas em solução formol a 10% tamponado com fosfato. Em cada olho foi injetado 2mL da solução para fixação das estruturas internas. Todo material fixado foi processado no LPV-UFBA pela técnica rotineira de inclusão em parafina (PROPHET et al., 1992).

Os olhos foram seccionados dorsoventralmente, incluindo o nervo óptico, e colocados em cassetes histológicos próprios para processamento; as pálpebras e glândulas de sal foram seccionados transversalmente, identificados com número de registro gerado no momento de entrada do cadáver no laboratório, acondicionados em um novo recipiente com solução formol a 10% tamponado com fosfato por um período não inferior a 24 horas. Ao final do processamento, os fragmentos foram seccionados em micrótomo com 4µm de espessura e corados pela técnica rotineira de Hematoxilina-Eosina, estas etapas aconteceram no LPV-UFBA e no e Laboratório de Patologia Comparada de Animais Selvagens da Universidade de São Paulo (LAPCOM-USP).

As lesões foram divididas em seis categorias gerais: normal ou sem lesão; fibropapilomatose; espiroquidíase; phthisis bulbi; olho perfurado e litíases. Os animais foram alocados em várias categorias de acordo com as lesões observadas.

7.4.4.1. Análise histopatológica

A análise histopatológica foi realizada em microscópico óptico Leica® com sistema de captura de imagem, utilizando-se objetivas de 4x, 10x, 20x, 40x. Para leitura histopatológica, os casos foram divididos e categorizados em três grupos de acordo com a condição do cadáver à necropsia (CCN), a partir de uma adaptação do “Protocolo de Conduta para Encalhes de Mamíferos Aquáticos da Rede de Encalhe de Mamíferos Aquáticos do Nordeste (REMANE)” (2005), que por sua vez, teve como base a classificação estabelecida por Geraci e Lounsbury (1993). Desta forma, com relação ao estado de conservação, os grupos foram classificados em: condição boa, média e ruim. Para proceder a esta classificação, todas as fichas de necropsia e registros fotográficos disponíveis dos animais foram revistos e os dados compilados em planilhas Excel®. Todas as fotomicrografias capturadas foram padronizadas no software *ImageJ*.

7.5. RESULTADOS

Foram avaliadas 158 amostras de olhos e anexos de 39 *C. mydas*, destes 71,8% (28/39) eram fêmeas e 28,2% (11/39) eram machos. Trinta e duas pálpebras, 62 olhos e 64 glândulas de sal foram analisados.

Das amostras avaliadas 37,4% (48/158) foram consideradas sem alteração, destas 30 eram bilaterais (4 pálpebras, 2 olhos e 24 glândulas de sal) e 18 unilaterais (2 pálpebras, 8 olhos e 8 glândulas de sal). Aproximadamente 69,9% (110/158) apresentaram lesões oftálmicas, 92 bilaterais (24 pálpebras, 44 olhos e 24 glândulas de sal) e 18 unilaterais.

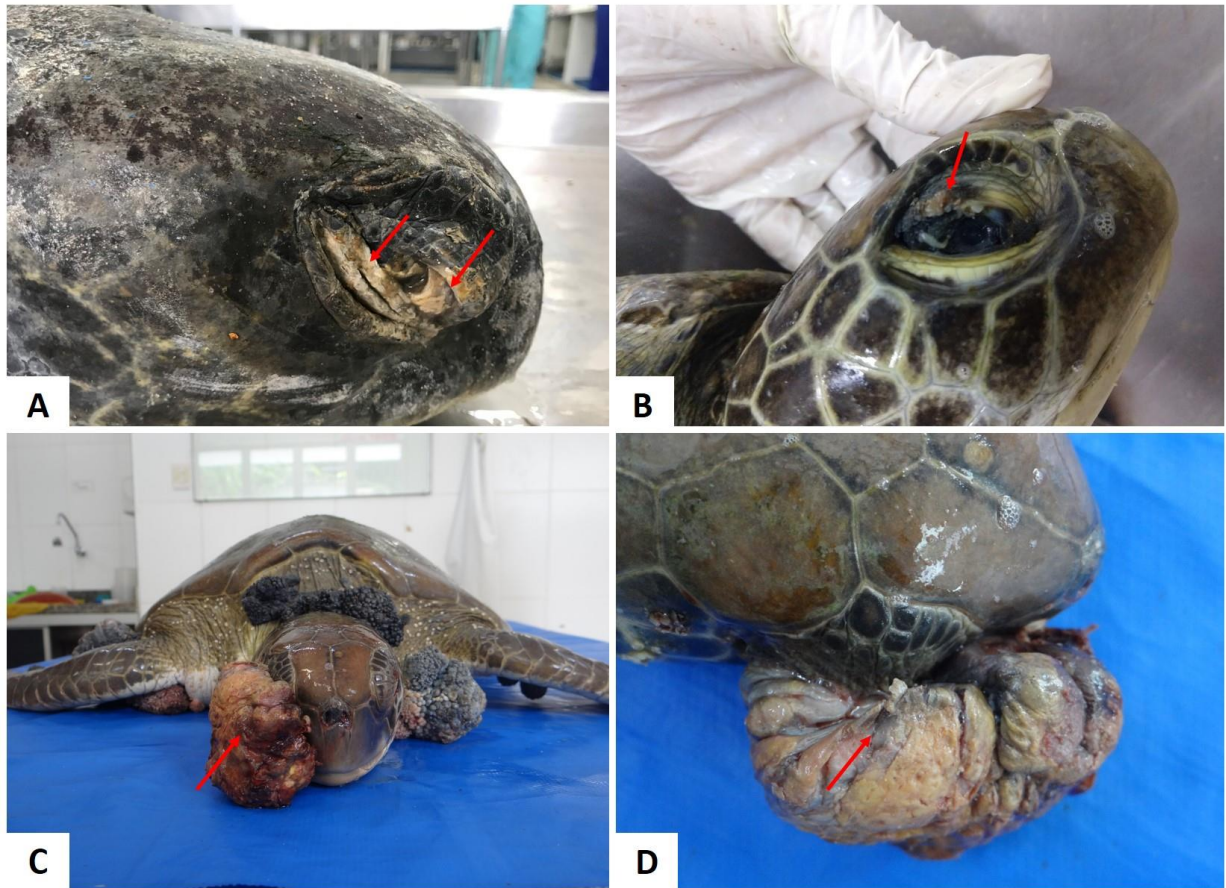
A lesão de maior frequência nas pálpebras foi o fibropapiloma [32/158 (20,2%)], seguido da secreção caseosa [12/158 (7,6%)] e placas amareladas ou tecido cicatricial na pele e junção mucocutânea [8/158 (5%)].

Todos os animais com fibropapilomas no aparelho visual também apresentavam em outras partes do corpo, como nadadeiras, pescoço, plastrão e carapaça. As características macroscópicas dessas neoplasias variaram de nódulos a massas sésseis, pedunculadas, por vezes de aspecto verrucoso, alguns casos com comprometimento das estruturas anexas, como conjuntiva e pálpebras.

A análise microscópica das lesões neoplásicas foi observada proliferação de células epiteliais com formação papilomatosa com estroma fibrovascular escasso, ou fibropapilomatoso, estroma fibrovascular abundante, com marcada hiperplasia celular, hiperqueratose, acantose e, em alguns casos, observou-se corpúsculos de inclusões intranucleares em algumas células epiteliais, degeneração hidrópica da epiderme (face externa) e conjuntiva. Nestas lesões havia predomínio de ovos de espiroquídeos intratumorais, além de infiltrado inflamatório predominantemente linfoplasmocítico no estroma.

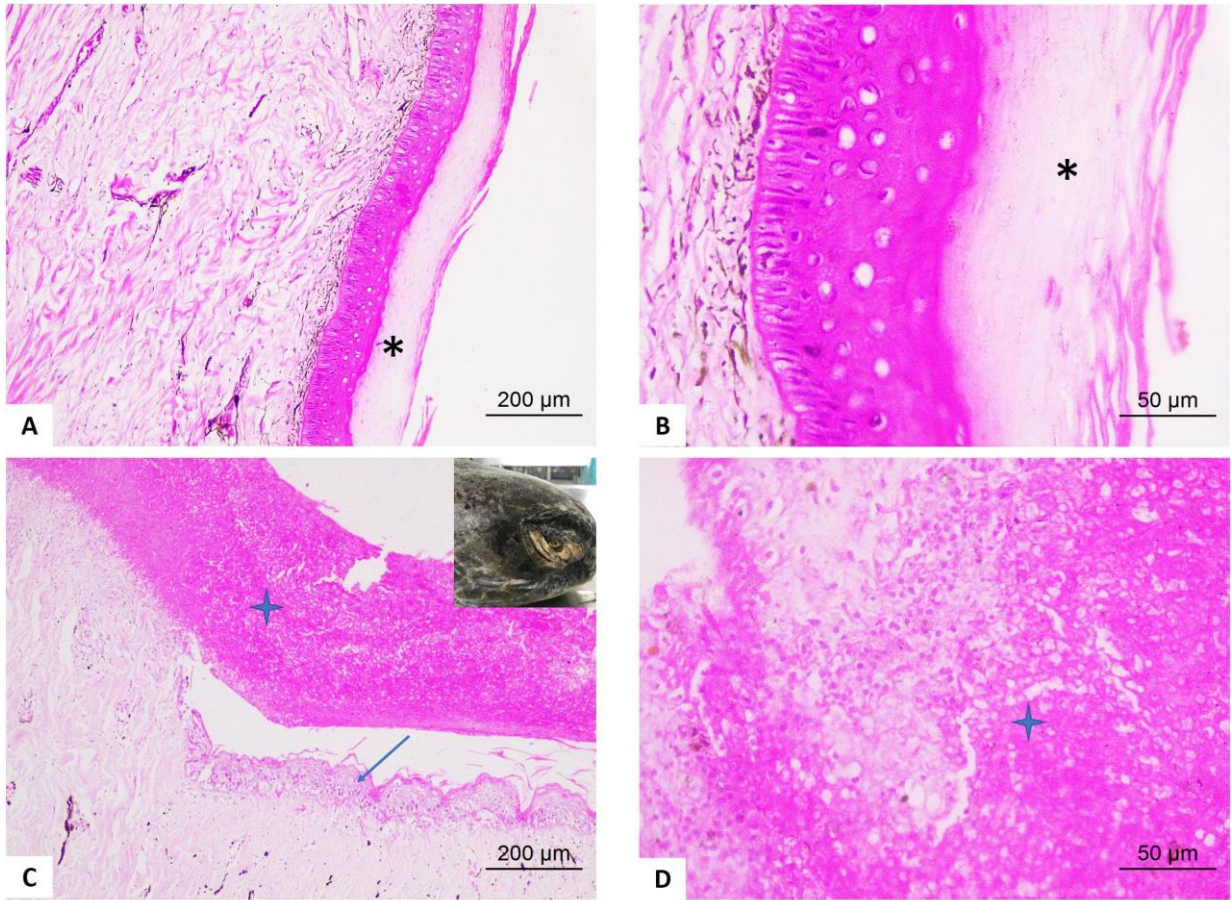
As lesões exsudativas, por sua vez, revelaram à microscopia infecção parasitária por ovos de espiroquídeos, perivasculite, hiperemia, migração de melanomacrófagos, linfócitos, eosinófilos e heterofilos. No tecido cicatricial observou-se acantose, áreas de fibrose e inflamação mista. As alterações observadas nas pálpebras estão ilustradas nas figuras 1 - 3.

Figura 1. Lesões em pálpebras de *Chelonia mydas*.



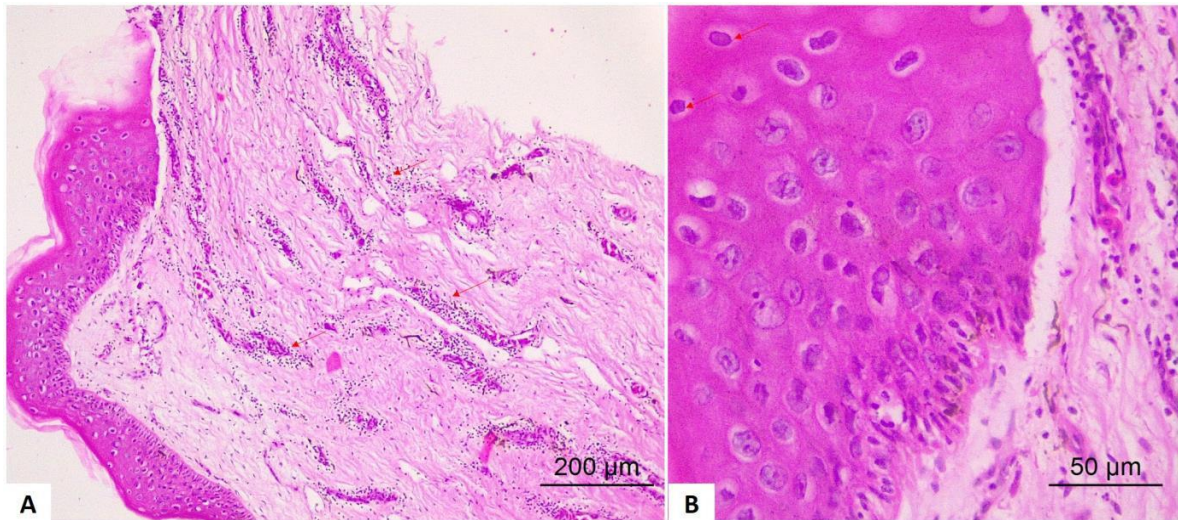
A. Tecido cicatricial em pálpebra e conjuntiva de uma *C. mydas* adulta (setas). **B - D.** Fibropapilomas em pálpebras. **B.** Fibropapiloma em pálpebra superior (seta). **C.** Visão frontal do neoplasma de superfície irregular, de crescimento exofítico, ulcerado, impossibilitando a visão unilateral do animal. **D.** Vista dorsal do neoplasma, com área de inserção no aparelho ocular (seta).

Figura 2. Fotomicrografias de pálpebras de *Chelonia mydas*



A – B. Conjuntiva palpebral com hiperqueratose (asteriscos). **C – D.** Tecido necrótico (estrela) e hiperplasia do epitélio conjuntival em C (seta). Coloração HE - Obj. 10x,40x.

Figura 3. Fotomicrografias de pálpebra de *Chelonia mydas*.

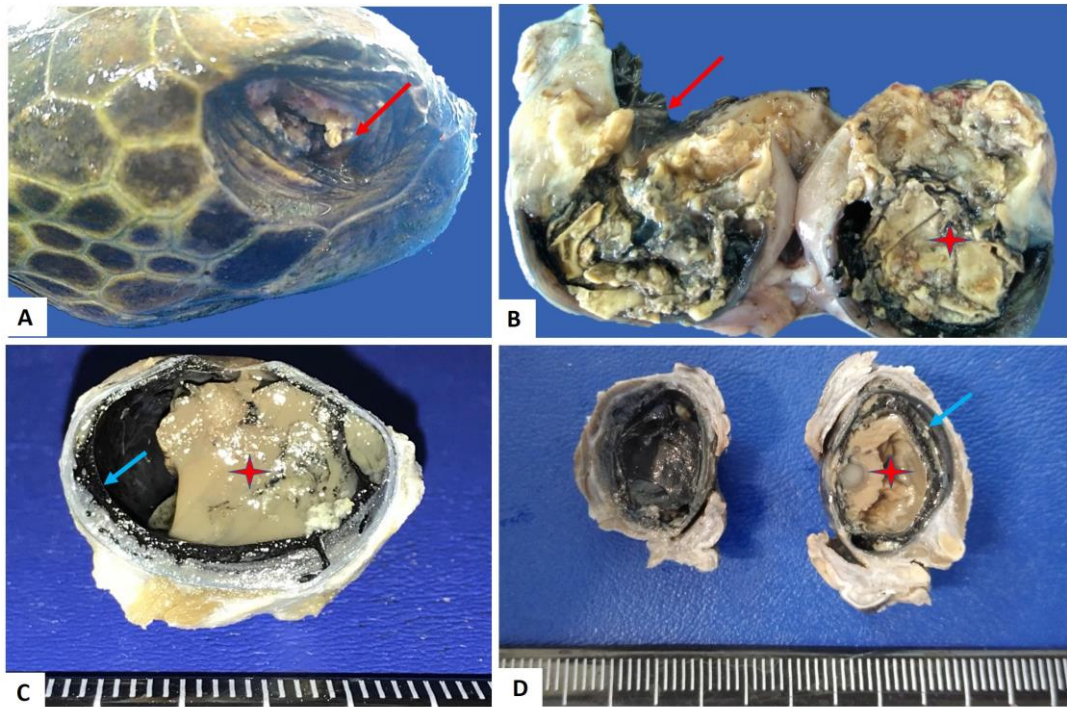


Conjuntivite viral. **A.** Perivasculite. Moderado infiltrado inflamatório perivascular em estroma conjuntival (setas) e hiperplasia e hiperqueratose do epitélio. **B.** Hiperplasia das células epiteliais, algumas destas células apresentam corpúsculos de inclusão intranuclear anfófilico (setas). Coloração HE - Obj. 10x, 40x

As lesões fibropapilomatosas foram predominantes nas amostras de olhos [61/158 (38,6%)] localizadas na córnea, limbo e/ou conjuntiva bulbar. *Phthisis bulbi* [12/158 (7,6%)], panoftalmite [6/158 (3,8%)], secreção caseosa e tecido cicatricial em conjuntiva bulbar e esclera [ambos com 4/158 (2,5%)] e olho perfurado [4/158 (2,5%)] estavam entre as alterações observadas. Na histopatologia, reação granulomatosa parasitária pela migração dos ovos de espiroquídeos em córnea, cartilagem escleral, úvea (ceratite, esclerite e uveíte parasitárias) e intratumoral. Havia um parasito adulto compatível com espiroquídeo no espaço entre a úvea e a esclera. Foram identificados três casos de sinéquia anterior e quatro casos de glaucoma secundário.

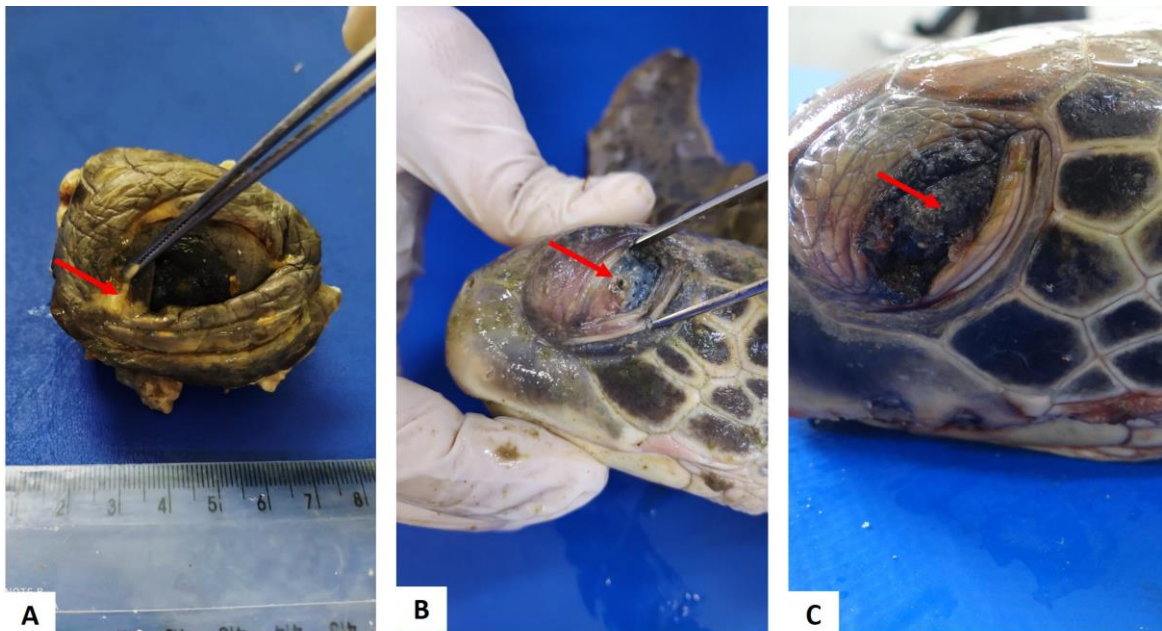
Nos casos de *phthisis bulbi*, à microscopia observou-se atrofia e desorganização das estruturas oculares, hiperplasia da conjuntiva bulbar, ceratite e hiperqueratose. Os olhos com panoftalmite apresentaram úlcera de córnea, hemorragia escleral, sinéquia anterior, hiperemia dos vasos da coróide, alguns casos havia fechamento do ângulo iridocorneal, caracterizando um glaucoma secundário, e migração de células inflamatórias melanomacrófagos, melanócitos, linfócitos, heterófilos (Figura 4 - 8).

Figura 4. Achados morfológicos das doenças oculares em *Chelonia mydas*



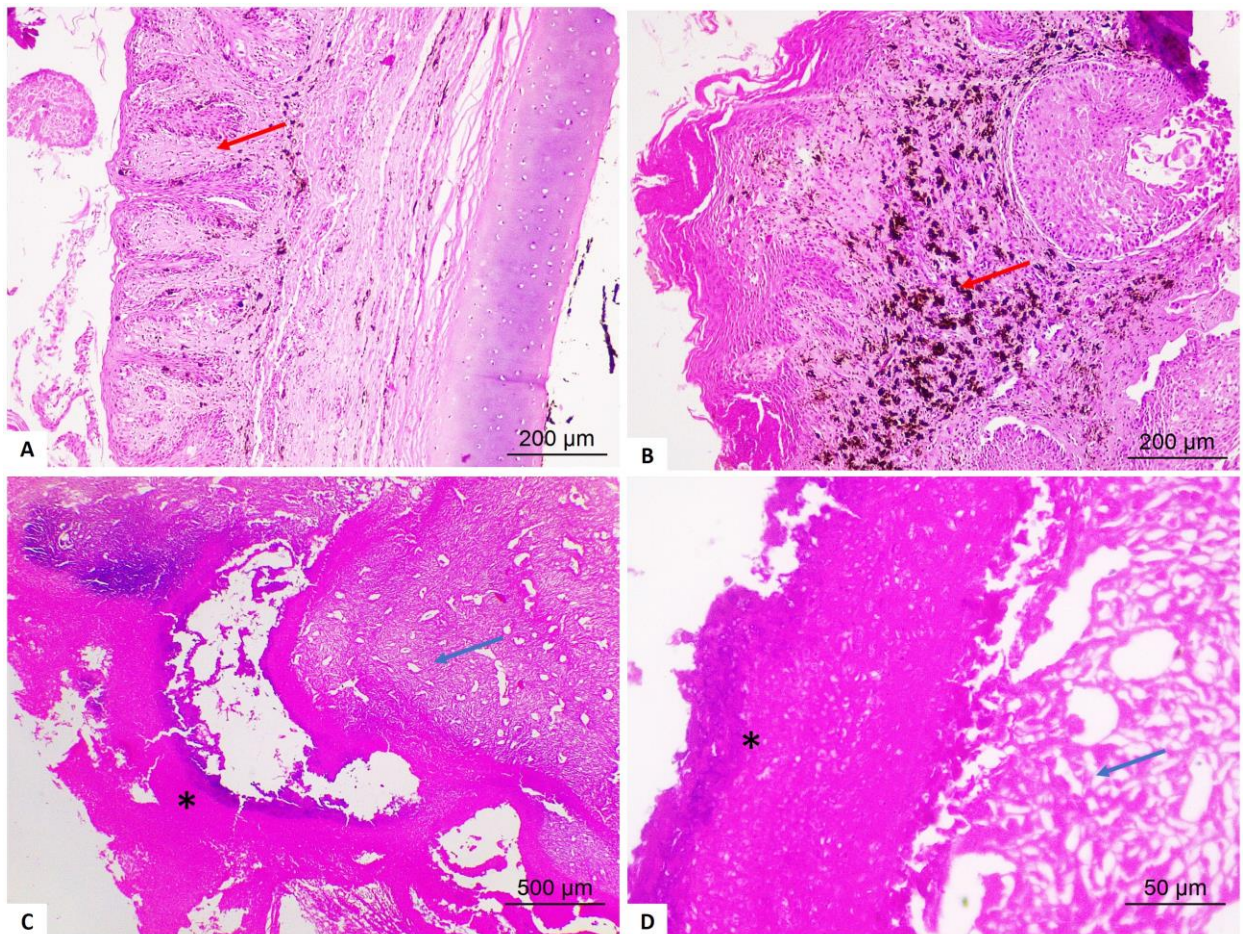
A – B. Panoftalmite necrotizante. Córnea perfurada (setas), material necrótico intraocular (estrela).
C – D. Secção em plano sagital dos olhos de dois animais com *Phthisis bulbi*, observar material caseoso preenchendo as câmaras oculares (estrela). Notar espessamento da úvea (seta).

Figura 5. Lesões oftálmicas macroscópicas de *Chelonia mydas*



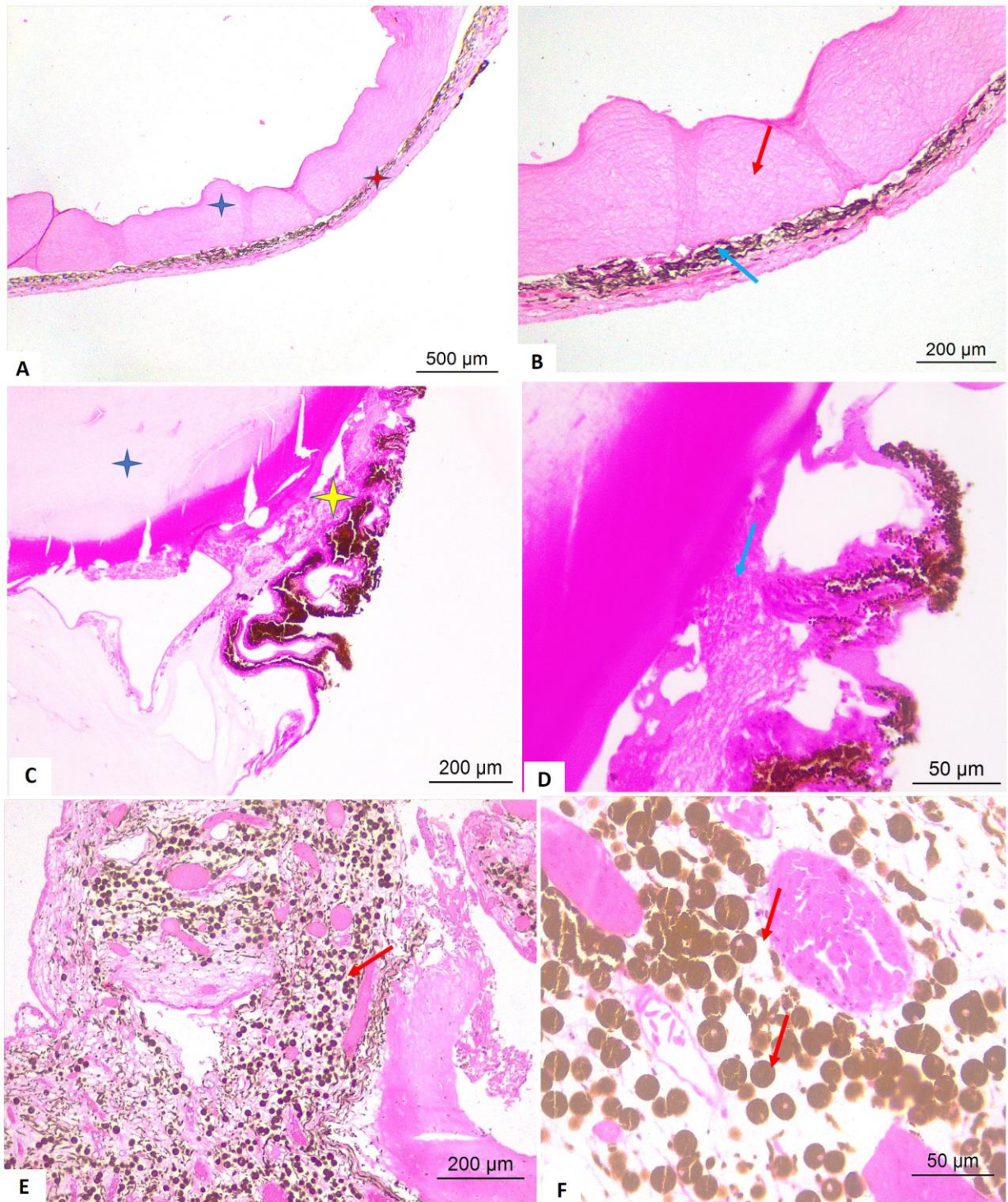
A. Blefarite. Notar secreção caseosa. (seta). **B.** Úlcera de córnea (seta). **C.** Fibropapiloma ocular (seta).

Figura 6. Fotomicrografias de lesões oftálmicas olhos de *Chelonia mydas*



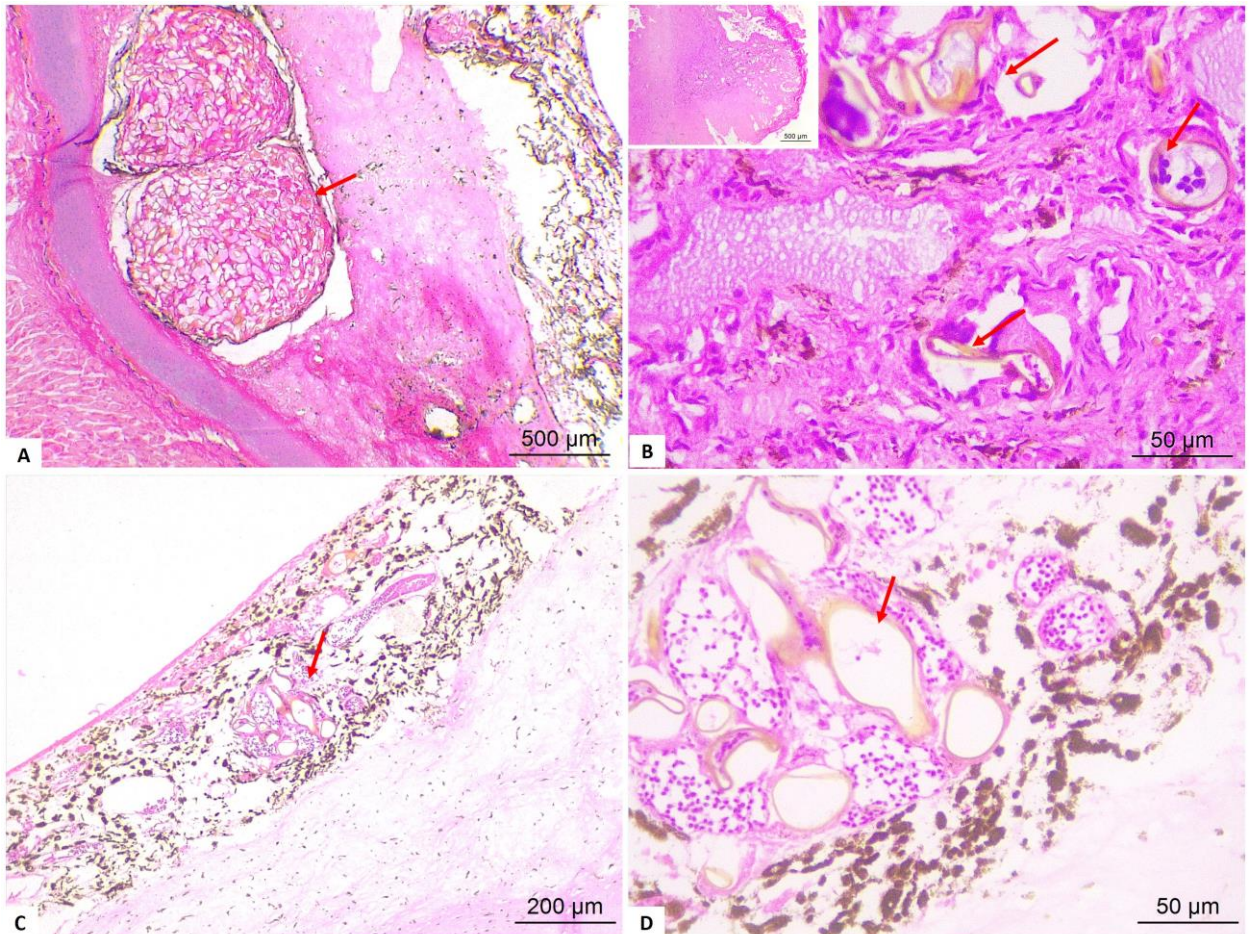
A. Fibropapilomatose ocular. Córnea - migração de melanócitos intratumoral (seta). **B.** Fibropapilomatose em conjuntiva bulbar (seta). **C e D.** Panoftalmite necrotizante. Tecido necrótico (asteriscos) aderido ao tecido fibrovascular (setas). Coloração HE - Obj. 4x, 10x, 40x.

Figura 7. Fotomicrografias de lesões oftálmicas em *Chelonia mydas*.



A. Córnea (estrela azul) e íris (estrela vermelha) Obj 4x. **B.** Córnea - estroma (seta vermelha) e sinéquia anterior (seta azul) Obj. 10x. **C.** Cristalino (estrela azul) e íris (estrela amarela). Obj. 10x. **D.** sinéquia posterior (seta) Obj. 40x. **E – F.** migração de melanomacrófagos (setas) para o trato uveal. Obj. 10x e 40x. HE.

Figura 8. Fotomicrografias de lesões parasitárias em olhos de *Chelonia mydas*.

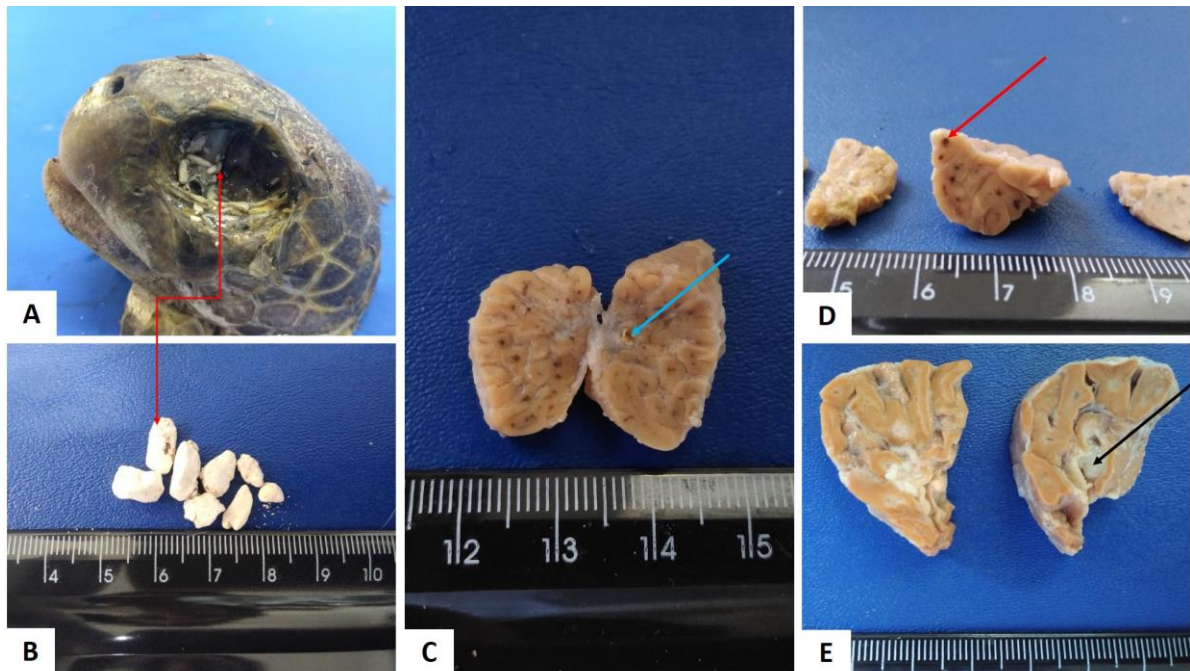


Espirorquidíase ocular – Granulomas parasitários. **A.** Esclera – granuloma (seta) obj. 4x. **B.** Parasitos intratumorais (setas). Ob 40x. Detalhe - fibropapiloma obj. 4x. **C - D.** Coroide (setas). Objs. 10x e 40x. Setas vermelhas; HE.

Macroscopicamente as glândulas de sal evidenciaram na superfície de corte, áreas enegrecidas multifocais [31/158 (19,6%)], exsudato purulento e cálculos [ambos com 4/158 (2,5%)]. Uma fêmea juvenil apresentava dezenas de cálculos brancos de tamanhos variados localizados na cavidade orbital, a aparência era semelhante ao sal. Ao exame da glândula de sal desse animal observou-se áreas enegrecidas multifocais na superfície natural e de corte e cálculos milimétricos, que possivelmente estavam obstruindo o ducto glandular. Esta *C. mydas* apresentava condição corpórea ruim, caquexia, hidroceloma, hidropericárdio e ainda apresentava infestação parasitária por espirorquídeos e exemplares adultos de *Neotangium* sp. identificado no exame parasitológico.

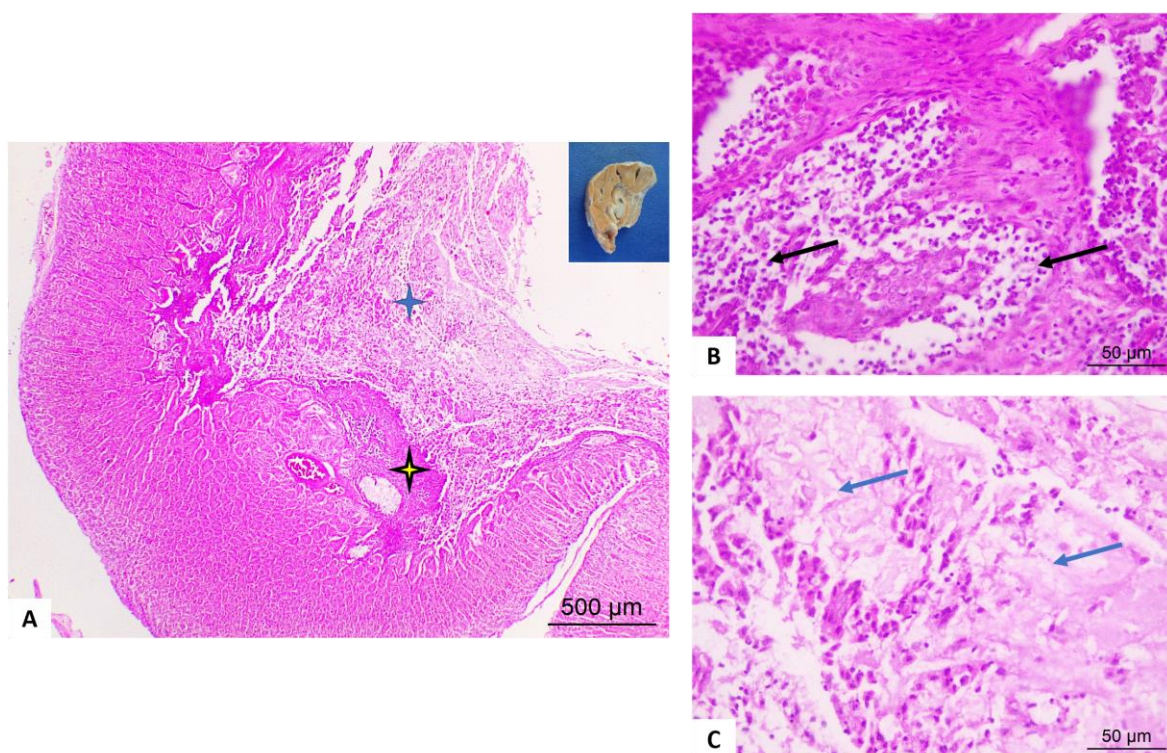
As lesões à microscopia localizavam-se na região centrolobular e periglandular, configuradas como adenites e/ou periadenites parasitárias (ovos de espirorquídeos), essa condição também foi observada em glândulas sem alteração macroscópica [10/158 (6,3%)]. O processo inflamatório era misto constituído por melanomacrófagos, linfócitos, heterófilos, plasmócitos e exsudato fibrinocaseoso. Dois casos (1,3%) com áreas multifocais enegrecidas não apresentavam espirorquídeos, havia apenas um leve infiltrado inflamatório de heterófilos e melanomacrófagos associado. Nas glândulas com cálculos havia áreas de mineralização multifocais (figuras 9 a 11).

Figura 9. Lesões observadas no aparelho visual das *Chelonia mydas*



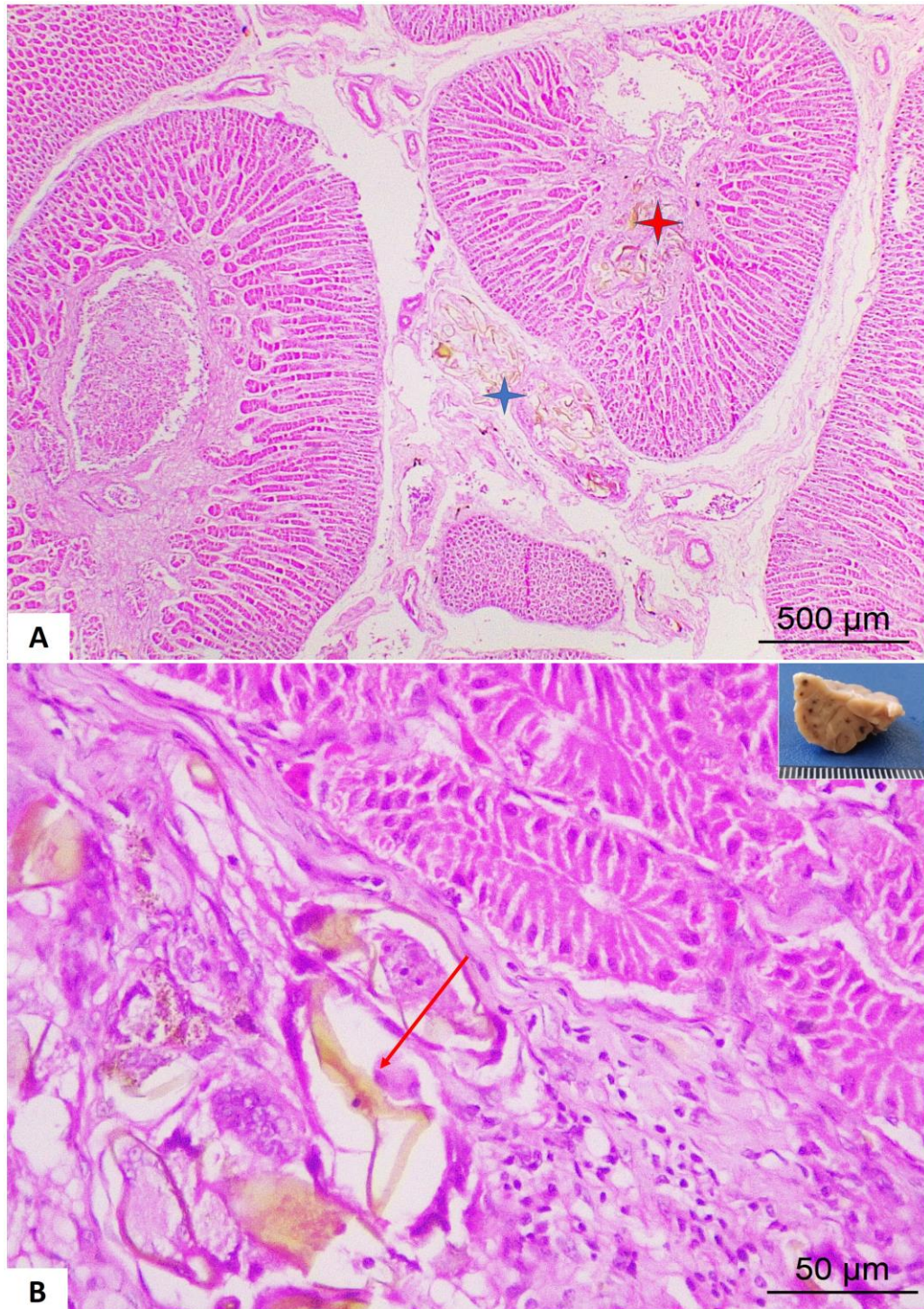
A – B. Litíase. Diversos cálculos de sal em cavidade orbital (seta dupla vermelha). **C - E. Superfície de corte de glândula de sal.** C. Cálculo intraparenquimatoso (seta azul). **D.** Áreas enegrecidas multifocais (seta vermelha). **D.** Exsudato purulento (seta preta).

Figura 10. Fotomicrografias da glândula de sal *Chelonia mydas* – lesões inflamatórias.



Adenite fibrinosupurativa. **A.** região centrolobular com grande quantidade de exsudato inflamatório (estrela azul) e áreas de fibrose (estrela amarela). **B-C. Detalhes da imagem A.** **B.** infiltrado inflamatório misto (setas). **C.** Presença de fibrina e células inflamatórias. HE, objetivas 4x e 40x.

Figura 11. Fotomicrografias da glândula de sal de *Chelonia mydas* – lesões parasitárias.



Adenite e periadenite parasitária. **A.** Granulomas parasitários nas regiões centrolobular (estrela vermelha) e periglandular (estrela azul). **B.** Imagem ampliada do granuloma mostrando os ovos de esporozóides (seta vermelha). Detalhe: Superfície de corte de glândula lacrimal mostrando pontos enegrecidos multifocais. Coloração HE – Obj. 4x e 40x.

A tabela 1 apresenta de forma detalhada as alterações de acordo com as estruturas anatômicas e o número de animais acometidos. O resumo das principais alterações está descrito na tabela 2.

Tabela 1 – Doenças oculares de *Chelonia mydas* encalhadas do litoral norte baiano.

Estruturas anatômicas	Região	Diagnóstico morfológico	Total	(%)	N°
Pálpebras	Pele	Fibropapilomatose	15	46,9	9
		Tecido cicatricial	8	25	4
	Junção mucocutânea	Fibropapilomatose	9	28,1	5
		Fibropapilomatose	8	25	4
		Conjuntiva	Conjuntivite mucopurulenta	12	37,5
		Conjuntivite parasitária	8	25	4
Olhos	Córnea	Fibropapilomatose	20	32,2	12
		Ceratite	8	13	4
		Ceratite ulcerativa	2	3,2	2
	Limbo	Fibropapilomatose	3	4,8	2
	Conjuntiva	Fibropapilomatose	38	61,3	23
		Conjuntivite	12	19,3	6
	Esclera	Esclerite parasitária	7	11,3	5
	Úvea	Coroidite parasitária	16	25,8	10
		Sinéquia anterior	3	4,8	3
		Fechamento do ângulo iridocorneal (glaucoma secundário)	4	6,4	4
Todas as estruturas	Pan-oftalmite	6	9,7	6	
	<i>Phthisis bulbi</i>	12	19,3	12	
Glândula de Sal	Centrolobular	Adenite parasitária	28	43,7	17
	Periglandular	Periadentite parasitária	12	18,7	7
			4	6,2	3
Ducto glandular	Litíases	4	6,2	3	

Legenda: (%) percentual segundo o N de cada estrutura (32 pálpebras, 62 olhos e 64 glândulas de sal); N: número de animais.

Tabela 2. Resumo das alterações no aparelho visual de *Chelonia mydas*.

	Total	N. animais
Total de amostras do estudo	158	39
Sem alterações	48	20
Fibropapilomas	93	24
Espirorquidíase	74	31
<i>Phthisis bulbi</i>	12	12
Olho perfurado	4	4
Litíases	4	3

7.6. DISCUSSÃO

Os estudos diretamente relacionados a doenças oculares em tartarugas marinhas são pouco frequentes. Neste contexto, o estudo aqui apresentado, é o primeiro na caracterização das doenças oculares em tartarugas-verdes no Brasil e o segundo a correlacionar a espirorquidíase a lesões oftálmicas.

Os resultados desse estudo mostram a fibropapilomatose como principal lesão observada no aparelho visual da *C. mydas*. A presença destes tumores nesta região anatômica foi descrita em estudos anteriores desenvolvidos em outros estados brasileiros (ROSSI et al., 2016; SILVA-JÚNIOR et al., 2019).

A maior frequência dessas neofomações nos animais da região está provavelmente associada a presença de fatores predisponentes ao surgimento deles como infecções virais e parasitárias, exposição a poluentes no ambiente marinho, como os resíduos antropogênicos, possibilidades consideradas em outras regiões do Brasil (REIS et al., 2010; SILVA-JÚNIOR et al., 2019).

As características macro e microscópicas observadas nos fibropapilomas corroboram com outros estudos (BROOKS et al., 1994; MATUSHIMA et al., 2001; FLINT et al., 2009; CRUZ-UCHOA, 2017).

Os animais com fibropapilomatose ocular podem apresentar redução ou perda total da visão comprometendo suas condições de saúde, que ficam vulneráveis à ação de predadores e redução na capacidade de alimentar-se (LIMPUS et al., 2008; FLINT et al., 2009). Apesar da inexistência de dados no histórico clínico, relacionados a avaliação oftálmica desses animais, acredita-se no significativo comprometimento do aparelho visual e da condição de saúde, diante da presença de neoplasmas com grandes dimensões.

Um estudo sobre lesões oftálmicas em tartarugas encalhadas em decorrência do frio na Carolina do Norte, Estados Unidos da América, revelou lesões oculares e perioculares, a exemplo da ceratite ulcerativa superficial bilateral, lesões perfurantes, um caso de phthisis bulbi, tecido proliferativo em anexos e sinéquias (LIVELY et al., 2019). De forma interessante, lesões semelhantes foram observadas no presente estudo, contudo, com etiologia distinta, associadas a processos parasitários, neoplásicos e distúrbios nutricionais.

Outras lesões oftálmicas importantes são representadas pelos processos inflamatórios ocasionados por diversos agentes patogênicos como bactérias, vírus, parasitos e protozoários. Isler e colaboradores (2014) avaliaram tartarugas-cabeçudas quanto as doenças e diagnosticaram cinco lesões oculares, conjuntivite catarral, caseosa, ceratite, blefarite e perfuração de córnea. Todas as lesões citadas foram observadas no presente estudo com *C. mydas*.

Além dos processos inflamatórios mistos foram observados ovos de trematódeos da família Spirorchiidae em diferentes estruturas do aparelho visual, como conjuntiva palpebral, córnea, esclera e coróide. Recentemente Jerdy e colaboradores (2020) relataram a presença de ovos de espirorquídeos na coróide e nervo óptico em tartarugas marinhas das espécies *C. mydas*, *C. caretta* e *L. olivacea*, e concluíram que animais com lesões oculares causadas por espirorquídeos possuem aproximadamente 300% mais chances de serem magros ou caquéticos que animais com este parasito, porém sem lesão ocular. Nas *C. mydas* do litoral norte baiano 12,8% (5/39) apresentava estado nutricional de magreza ou caquexia.

Os casos de litíases observados, especialmente o que revelou dezenas de cálculos no interior da órbita e da glândula de sal de um dos animais, são indicativos de falha na função de dissolução do soluto, alteração que pode ocorrer em tartarugas marinhas severamente desidratadas (FLINT et al. 2009; BROCKER et al., 2012).

As glândulas de sal são importantes pois auxiliam na osmorregulação excretando solutos através dos ductos lacrimais. Transporte ativo via bomba de sódio e potássio retiram sal do sangue no parênquima glandular. Este processo é necessário porque os rins reptilianos são significativamente menos eficientes em comparação aos mamíferos (PRANGE, 1985; SILVA; VALLOTA, 2006; JACOBSON, 2007). Esses cálculos apresentam-se como depósitos rugosos duros associados à necrose de tecidos circundantes (FLINT et al. 2009).

As adenites granulomatosas por ovos de espiroquídeos observadas na maioria das glândulas de sal dos animais deste estudo, segundo Flint e colaboradores (2009) apresenta gravidade variável, embora sejam lesões comumente observadas no estroma que envolve os canais centrais dos lóbulos e que podem causar obstrução caso se disseminem em outras regiões.

7.7. CONCLUSÕES

A avaliação anátomo-histopatológica dos espécimes revelou predominantemente lesões de caráter neoplásico, sendo a fibropapilomatose a mais frequente, seguidas de lesões inflamatórias;

Os estudos relacionados especificamente a alterações oftálmicas em *C. mydas* são pouco frequentes e faz-se necessário o desenvolvimento de pesquisas voltadas a este tema.

7.8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BROCKER, C.; THOMPSON, D. C.; VASILOU, V. The role of hyperosmotic stress in inflammation and disease. **Biomolecular Concepts**. n, 3, 2012. p. 345-364.

BROOKS, D.E.; GINN, P.E.; MILLER, T.R.; BRAMSON, R, L.; JACOBSON, E. R. Ocular fibropapillomas of green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Pathology**, v.31, p.335–339, 1994.

CRUZ-UCHOA, P. F. Achados anátomo e histopatológicos de tartarugas verdes juvenis (*Chelonia mydas*) provenientes do litoral sudeste brasileiro. 2017. 119p. **Dissertação** (Mestrado em Ciências). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo, 2017.

FLINT, M.; PATTERSON-KANE, J. C.; LIMPUS, C. J.; WORK, T. M.; BLAIR, D.; MILLS, P. C. *Post mortem* diagnostic investigation of disease in free-ranging marine turtle populations: a review of common pathologic findings and protocols. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, Georgia, v.21, n.6, p.733-759, 2009.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V.J. **Marine Mammals Ashore. A Field Guide for Strandings**. Texas A&M. Sea Grant University, Texas, 1993

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia I. Farmed turtles. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.9, p.83–95, 1990a.

IŞLER, C.T.; ALTUĞ, M.; CANTEKİN, Z.; OZSOY, Ş.Y.; YURTAL, Z.; DEVECI, M.Z.Y. Evaluation of the eye diseases seen in Loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). **Revue de Médecine Vétérinaire**, v.165, p.258–262, 2014.

JACOBSON, E. R. **Infectious Diseases and Pathology of Reptiles Color atlas and Text**. CRC Press, Florida, 731p. 2007.

JERDY, H.; WERNECK, M.; GOLDBERG, D.; BALDASSIN, P.; FERIOLLI, R.; MARANHO, A.; RIBEIRO, R.; BIANCHI, M.; RIBEIRO1, L.; SHIMODA, E.; CARVALHO, E. Ocular spirorchidiosis in sea turtles from Brazil. **Journal of Helminthology**, v.94, e56, p.1–4, 2020. [https:// doi.org/10.1017/S0022149X1900049X](https://doi.org/10.1017/S0022149X1900049X)

KELLY, T.R.; WALTON, W.; NADELSTEIN, B.; LEWBART, G.A. Phaco Emulsification of Bilateral Cataracts in a Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*). **Veterinary Record**, v.156, p.774-777, 2005.

LIMPUS, C.J.; LIMPUS, D.J.; HORTON, M.; FERRIS, L. Loggerhead turtle mortality from attempted ingestion of porcupine fish. **Marine Turtle Newsl** v.120, p.1–3, 2008.

LIVELY, M.J.; WESTERMEYER, H.D.; HARMS, C.A.; CHRISTIANSEN, E.F. Ophthalmic lesions in a population of cold-stunned sea turtles (*Chelonia mydas*, *Lepidochelys kempii*, *Caretta caretta*). **Veterinary Ophthalmology**, v.22, p.910–915, 2019. Doi: 10.1111/vop.12672.

MATUSHIMA, E. R.; LONGATTO FILHO, A.; DI LORETTO, C.; KANAMURA, C. T.; SINHORINI, I. L.; GALLO, B.; BAPTISTOLLE, C. Cutaneous papillomas of green turtles: a morphological, ultra-structural and immunohistochemical study in Brazilian specimens. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 38, n. 2, p. 51–54, 2001.

ORÓS, J.; TORRENT, A.; CALABUIG, P.; DÉNIZ, S. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998–2001). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 63: 13–24, 2005.

PRANGE, H. D. Renal and Extra-renal Mechanisms of Salt and Water Regulation of Sea Turtles: A Speculative Review. **American Society of Ichthyologists and Herpetologists**, n. 3, p. 771-776, 1985.

PROPHET, E. B. MILLS, B.; ARRINGTON, J. B.; SOBIN, L. H. Laboratory Methods in Histotechnology. Washington, D.C.: **Armed Forces Institute of Pathology**, 1992, 279p.

Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos / Rede de encalhe de mamíferos aquáticos do Nordeste (REMANE) – Recife: Ibama, 2005. 298p. ISBN 85-73-183-6.

REIS, E. C.; PEREIRA, C. S.; RODRIGUES, D. P.; SECCO, H. K. C.; LIMA, L. M.; Bruno RENNÓ, B.; SICILIANO, S. Condição de saúde das tartarugas marinhas do litoral centro-norte do estado do rio de janeiro, brasil: avaliação sobre a presença de agentes bacterianos, fibropapilomatose e interação com resíduos antropogênicos. **Oecologia Australis** v. 14, n.3, p. 756- 765, 2010 doi:10.4257/oeco.2010.1403.11

ROSSI, S.; SARMIENTO, A.M.S.; THIJ, R.E.; SANTOS, R.G.; 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.9, 2016. doi:10.1371/journal.pone.0167632.

SILVA, J. F. M.; VALLOTA, L. A. Mecanismos de Osmorregulação em Animais. In: XAVIER, G. F. **Tópicos em Fisiologia Comparativa**. Departamento de Fisiologia do Instituto de Biociências – USP, 2006.

SILVA-JÚNIOR, E. S.; DE FARIAS, D. S. D.; DA COSTA BOMFIM, A.; DA BOAVIAGEM FREIRE, A. C.; REVORÊDO, R. Â.; ROSSI, S.; MATUSHIMA, E. R.; HILDEBRAND GRISI-FILHO, J. H.; DE LIMA SILVA, F. J.; GAVILAN, S. A. Stranded Marine Turtles in Northeastern Brazil: Incidence and Spatial-Temporal Distribution of Fibropapillomatosis. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 18, p. 249-258, 2019.

8. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Este estudo fornece informações sobre a variedade de enfermidades que podem acometer os animais que encalham na região do litoral norte da Bahia. São achados resultantes da ação antropogênica, de fatores ambientais ou infecciosos em tartarugas-verdes. Esses resultados fornecem informações relevantes que podem auxiliar nas intervenções para reabilitação destes animais e reintrodução dos mesmos ao seu habitat natural, reduzindo os impactos destes fatores na conservação destas espécies.

Os casos pouco frequentes como a compactação esofágica e gástrica, a gastroesofagite exsudativa obstrutiva e outros sem observação na literatura como o megacólon sem infecção parasitária nem presença de resíduos antropogênicos, panofalmite necrotizante identificados neste estudo mostram a importância de aprofundar as pesquisas nestes animais e nesta região, especialmente por serem espécies migratórias e cujo conhecimento auxiliará nas futuras intervenções, visando sua conservação.

Os resultados obtidos através deste estudo revelam a importância do conhecimento das afecções observadas, pois, mostram que são alterações que podem impactar diretamente na conservação destas espécies bem como auxiliar nos impactos que estas doenças podem causar nestes animais para que as medidas preventivas sejam fomentadas e aplicadas.

Ressalta-se ainda que as tartarugas marinhas são sentinelas da saúde do ecossistema marinho e a condição de saúde destes animais apontam para a degradação do ambiente no qual estão inseridas, sendo um alerta para a implantação de ações mitigadoras direcionadas para a manutenção do equilíbrio do ambiente marinho.

9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABEL, J. H.; ELLIS, R. A. Histochemical and electron microscopic observations on the salt secreting lachrymal glands of marine turtles. **American Journal of Anatomy**, n. 118, 1966. p. 337-358.
- ACHA, E. M.; MIANZAN, H. W.; IRIBARNE, O.; GAGLIARDINI, D. A.; LASTA, C.; DALEO, P.; The role of the Río de la Plata bottom salinity front in accumulating debris. **Marine Pollution Bulletin**, v.46, p.197–202, 2003.
- AGIUS, C.; ROBERTS, R. J. Melanomacrophage centers and their role in fish pathology. **Journal of Fish Diseases**, v. 26, n. 9, p. 499–509, 2003.
- AGUIRRE, A. A.; SPRAKER, T. R.; BALAZS, G. H.; ZIMMERMAN, B. Spirorchidiasis and fibropapillomatosis in green turtles from the Hawaiian Islands. **Journal of Wildlife Diseases** v. 34. p. 91–98, 1998.
- AGUIRRE, A.A.; LUTZ, P.L. Marine turtles as sentinels of ecosystem health: Is fibropapillomatosis an indicator: **EcoHealth**, v.1, p. 275–283, 2004.
- ALLARD, M. W.; MIYAMOTO, M. M.; BJORN DAL, K. A.; BOLTEN, A. B.; BOWEN, B. W. Support for natal homing in green turtles from mitochondrial DNA sequences. **Copeia**, v.1. p.34-41. 1994.
- ALMEIDA, A.P.; SANTOS, A.J.B.; THOMÉ, J.C.A.; BELINI, C.; BAPTISTOTTE, C.; MARCOVALDI, M.A.; SANTOS, A.S.S.; LOPEZ, M. Avaliação do estado de conservação da tartaruga marinha *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) no Brasil. **Biodiversidade Brasileira**, v.1, p.12-19, 2011.
- ANDRADES, R.; PEGADO, T.; GODOY, B.S.; REIS-FILHO, J.A.; NUNES, J.L.S.; GRILLO, A.C.; MACHADO, R.C.; SANTOS, R.G.; DALCIN, R.H.; FREITAS, M.O.; KUHNEN, V.V.; BARBOSA, N.D.; ALVES, J.A.; ALBUQUERQUE T.; BENTES, B.; GIARRIZZ, T. Anthropogenic litter on Brazilian beaches: Baseline, trends and recommendations for future approaches. **Marine Pollution Bulletin**, v.151, 2020 110842. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.110842>.
- ARTHUR, K. E.; BOYLE, M. C.; LIMPUS, C. J. Ontogenetic changes in diet and habitat use in green sea turtle (*Chelonia mydas*) life history. **Marine Ecology Process Series**. v. 362, p. 303-311, 2008.
- ASHLEY, L.M. **Laboratory Anatomy of the Turtle**. Wm. C. Brown Company Publishers. Dubuque, Iowa, 48p., 1955.
- AVENS, L.; LOHMANN, K. J. Use of multiple orientation cues by juvenile loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. **Journal of Experimental Biology**, v.206(Pt 23), p.4317–4325, 2003.
- AWABDI, D. R. **Hábito alimentar e ingestão de resíduos sólidos por tartarugas-verdes juvenis, *Chelonia mydas* (L. 1758), na costa leste do estado do Rio de Janeiro, Brasil**. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF, Campos dos Goytacazes – RJ, maio, 2013, 48f.

BALAZS, G.H. **Current status of fibropapillomas in the Hawaiian green turtles, *Chelonia mydas***. In:_. BALAZS, G.H.; POLLEY, S.G. (eds) Research plan for marine turtle fibropapilloma. NOAA-TM-NMFS-SWFSC-156. US Department of Commerce, National Oceanographic and Atmospheric Administration, National Marine Fisheries Service, Honolulu, HI, p 47–57, 1991.

BALAZS, G. H.; S. G. POOLEY; S. K. K. MURAKAWA. Guidelines for handling marine turtles hooked or entangled in the Hawaii longline fishery: results of na expert workshop held in Honolulu, Hawaii, March 15–17, 1995. **U.S. Department Commerce, NOAA Technical Memorandum-NMFSSWFSC-222**, 41p., 1995.

BALAZS, G.H.; AGUIRRE, A.A.; MURAKAWA, S.K.K. Occurrence of oral fibropapillomas in the Hawaiian green turtle: differential disease expression. **Marine Turtle Newsletter**, v.76, p.1–2, 1997.

BALBÃO, T. C.; CASTRO, A. G. S. Ocorrência de tartarugas marinhas no litoral norte do Rio Grande do Sul e evidências de ações antrópicas. In: ____ A.G.S. CASTRO (eds.). **Por que animais marinhos morrem no litoral sul do Brasil? Resultados do Planbio-Sul**. Porto Alegre. p. 31-35. 2001.

BAPTISTOTTE C. **Caracterização espacial e temporal da fibropapilomatose em tartarugas marinhas da costa brasileira**. PhD Thesis. Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz–Centro de Energia Nuclear na Agricultura, Universidade de São Paulo. 2007.

BAPTISTOTTE, C. Testudines Marinhas (Tartarugas marinhas). CUBAS, Z.S.; In: ____ SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. **Tratado de Animais Selvagens Medicina Veterinária**. 2ed. São Paulo, Roca, 2014.

BARLETTA, M.; LIMA, A.R.A.; COSTA, M.F. Distribution, sources and consequences of nutrients, persistent organic pollutants, metals and microplastics in South American estuaries. **Science of the Total Environment**. V.651, p.1199–1218, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2018.09.276>.

BARNES, D.K., GALGANI, F., THOMPSON, R.C., BARLAZ, M. Accumulation and fragmentation of plastic debris in global environments. **Philosophical Transactions of The Royal Society B Biological Sciences** v.364, n.1526, p.1985–1998, 2009.

BARRAT, D. M., HARCH, P. G. & VAN METER, K. Decompression illness in divers: a review of the literature. **Neurologist**, v. 8, n. 3, p. 186–202, 2002.

BARRETO, J. S. **Idade e crescimento da tartaruga verde, *Chelonia mydas*, no atlântico sul ocidental**. 42p. 2017. Dissertação – Universidade Federal do Espírito Santo. Centro de Ciência Humanas e Naturais, Aracruz.

BARROS, J. A.; COPERTINO, M. S.; MONTEIRO, D. S.; ESTIMA, S. C. Análise da dieta de juvenis de tartaruga verde (*Chelonia mydas*) no extremo sul do Brasil. In: **VIII Congresso de Ecologia do Brasil**; Caxambu, Brasil. São Paulo: SEB, 2007.

- BASÍLIO, T. H., CARVALHO, G. D., SOUZA, M. A., REIS, N. G. R., COSTA, S. C., PAULO, N. C., PERÔNICO, C. **Tartarugas marinhas**, Cap. 6. p. 182 – 195. Biodiversidade e conservação das ilhas costeiras do litoral sul capixaba. São Paulo: Lura Editorial, 2020. 252p. ISBN 978-65-86626-04-09
- BELL, C. D. L.; PARSONS, J.; AUSTIN, T. J.; BRODERICK, A. C.; EBANKS PETRIE, G.; GODLEY, B. J. Some of them came home: the Cayman Turtle Farm headstarting project for the green turtle *Chelonia mydas*. **Oryx**. v. 39, n. 2, p. 137-148, 2005.
- BELLINI, C.; SANCHES, T. M. Reproduction and feeding of marine turtles in the Fernando de Noronha Archipelago, Brazil. **Marine Turtle Newsletter**, v.74, p.12-13, 1996.
- BENNETT, P. A., KEUPER-BENNETT, U., BALAZS, G. H. Photographic evidence for the regression of fibropapillomas afflicting green turtles at Honokowai, Maui, in the Hawaiian Islands. In Proceedings of the Nineteenth Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation, March 2-6, 1999, South Padre Island, Texas, p. 37-39. U.S. Dep. Commer. NOAA Tech. Memo. NMFS-SEFSC-443. 2000.
- BENTON, T.G. From castaways to throwaways: marine litter in the Pitcairn Islands. **Biological Journal of the Linnean Society**, v.56, p.415–422, 1995.
- BERRÊDO, R.; ROSA, M.; GIFFONI, B.; SALES, G.; BRITTO, M.; THOMÉ, J.; LEITE JR, N. Encalhes e interação da pesca costeira com tartarugas marinhas em Anchieta – Espírito Santo, Brasil. In: JORNADA, 6. REUNIÓN DE CONSERVACIÓN E INVESTIGACIÓN DE TORTUGAS MARINAS EN EL ATLÁNTICO SUR OCCIDENTAL, 7., Piriápolis. Livro de Resumos... [S.l.:s.n], p. 59-64, 2013.
- BINOTI, E.; GOMES, M. C.; CALAIS JUNIOR, A.; WERNECK, M. R.; MARTINS, I. V. F.; BOELONI, J. N. Helminth fauna of *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) in the south of Espírito Santo, State in Brasil. **Helminthologia**, v.53, p. 195–199, 2016.
- BJORNDAL, K. A.; BOLTEN, A. B. Growth rates of immature green turtles, *Chelonia mydas*, on feeding grounds in the southern Bahamas. **Copeia**, n. 3, p. 555-564, 1988.
- BJORNDAL, K. A.; BOLTEN, A. B.; LAGUEUX, C. J. Ingestion of marine debris by juvenile sea turtles in coastal Florida habitats. **Marine Pollution Bulletin**, v.28, p.154-158, 1994.
- BJORNDAL, K. A.; ZUG, G. R. Growth and age of sea turtles. In: Bjorndal, K.A., editor. **Biology and conservation of sea turtles**. Washington, DC: Smithsonian Institution. p. 599-600, 1995.
- BJORNDAL, K.A. Foraging ecology and nutrition of sea turtles. In: Lutz, P.L., Musick, J.A., editors. **The biology of sea turtles**: v. I. Florida: CRC Press. p. 199-232, 1997.
- BOERGER, C.M.; LATTIN, G.L.; MOORE, S.L.; MOORE, C.J. Plastic ingestion by planktivorous fishes in the North Pacific Central Gyre. **Marine Pollution Bulletin**, v.60, p.2275–2278, 2010. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2010.08.007>.

- BOWEN, B. W. Complex population and the conservation genetics of migratory marine mammals: lessons from sea turtles. **Molecular Genetics of Marine Mammals**, v. 3, p. 77-84, 1997.
- BOWEN, B. W.; KARL, S. A. Population genetics, phylogeography and molecular evolution. In: (eds Lutz PL, Musick JA). **The Biology of Sea Turtles**. New York, CRC Press, p. 29-50, 1997.
- BRAND-GARDNER, S. J.; LIMPUS, C. J.; LANYON, M. J. Diet selection by immature green turtles, *Chelonia mydas*, in subtropical Moreton Bay, southeast Queensland. **Australian Journal of Zoology**, v. 47, n. 2, p. 181-191, 1999.
- BRIAN, F.; COWAN, M. The ultrastructure of the lachrymal 'salt' gland and the Harderian gland in the euryhaline *Malaclemys* and some closely related stenohaline emydines. **Canadian Journal of Zoology**, n. 49, 1971.
- BROCKER, C.; THOMPSON, D. C.; VASILOU, V. The role of hyperosmotic stress in inflammation and disease. **Biomolecular Concepts**, n. 3, 2012. p. 345-364.
- BROOKS, D.E.; GINN, P.E.; MILLER, T.R.; BRAMSON, R, L.; JACOBSON, E. R. Ocular fibropapillomas of green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Pathology**, v.31, p.335–339, 1994.
- BROTHERS, N. P.; COOPER, J.; LØKKEBORG, S. The incidental catch of seabirds by longline fisheries: worldwide review and technical guidelines for mitigation. **FAO**, Rome, 1999.
- BRUDENALL, D. K.; SCHWAB, I. R.; FRITSCHES, K. A. Ocular morphology of the Leatherback sea turtle (*Dermochelys coriacea*). **Veterinary Ophthalmology**, v.11. n.2, p. 99-110, 2008.
- BUGONI, L.; KRAUSE, L.; PETRY, M.V. Marine debris and human impacts on sea turtles in southern Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, v.42, p.1330-1334, 2001.
- CARPENTER, E. J.; SMITH JR, K. L. Plastics on the Sargasso Sea Surface. **Science**, v.175, p. 1240-1241, 1972, Issue 4027. Doi: 10.1126/science.175.4027.1240
- CASALE, P.; AFFRONTI, M.; INSACCO, G.; FREGGI, D.; VALLINI, C.; PINO D'ASTORE, P.; BASSO, R.; PAOLILLO, G.; ABBATE, G.; ARGANO, R. Sea turtle strandings reveal high anthropogenic mortality in Italian waters. **Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems**. v.20, n.6, p.611–20, 2010.
<https://doi.org/10.1002/aqc.1133>
- CAZABON-MANNETTE, M.; PHILLIPS, A. C. N. Occurrence of Fibropapilloma Tumours on Green Sea Turtles, *Chelonia mydas* in Trinidad, West Indies, **Living World, J. Trinidad and Tobago Field Naturalists' Club**, 1 – 7, 2017.

CHALOUPKA, M. Y.; LIMPUS, C. J.; MILLER, J. D. Green turtle somatic growth dynamics in a spatially disjunct Great Barrier Reef metapopulation. **Coral Reefs**. v. 23, n. 3, p. 325-335. 2004.

CHAPMAN, P.A.; CRIBB, T.H.; BLAIR, D.; TRAUB, R.J.; KYAW-TANNER, M.T.; FLINT, M.; MILLS, P.C. Molecular analysis of the genera *Hapalotrema* Looss, 1899 and *Learedius* Price, 1934 (Digenea: Spirorchiidae) reveals potential cryptic species, with comments on the validity of the genus *Learedius*. **Systematic Parasitology**, v.90, p.67-79, 2015.

CHAPMAN, P.A.; OWEN, H.; FLINT, M.; MAGALHÃES R.J.S. TRAUB, R. J.; CRIBB, T. H.; KYAW-TANNER, M. T.; MILLS, P. C.; Molecular epidemiology and pathology of spirorchiid infection in green sea turtles (*Chelonia mydas*). **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v.6, p.39-47, 2017.

CHAPMAN, P.A.; CRIBB, T.H.; FLINT, M.; TRAUB, R.J.; BLAIR, D.; KYAW-TANNER M.T.; MILLS, P.C. Spirorchiidiasis in marine turtles: the current state of knowledge. **Diseases of Aquatic Organisms**. v.133, p.217-45, 2019.

CHEN, H.; KUO, R. J.; CHANG, T. C.; HUS, C. K.; BRAY, R. A.; CHENG, I. J. Fluke (Spirorchiidae) infections in sea turtles stranded on Taiwan: prevalence and pathology. **The Journal of Parasitology**, v. 98, p.437-439, 2012.

CHRISTIANSEN, J. L.; GRZYBOWSKI, J. M.; KODAMA, R. M. Melanomacrophage aggregations and their age relationships in the yellow mud turtle, *Kinosternon flavescens* (Kinosternidae). *Pigment Cell Research*, v. 9, n. 4, p. 185-190, 1996.

CODINA-GARCÍA, M.; MILITÃO, T.; MORENO, J.; GONZÁLEZ-SOLÍS, J. Plastic debris in Mediterranean seabirds. **Marine Pollution Bulletin**, v.77, p.220-226, 2013
<http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.10.002>.

COE, J. M.; ROGERS, D. B. *Marine debris: Sources, Impacts, and solutions*. Springer. Series on Environmental Management, **Springer-Verlag**, New York, p. 432, 1997.

COELHO, E. B. Mecanismos de formação de edemas. **Medicina**, Ribeirão Preto, 37: 189-198, jul./dez. 2004.

COLFERAI, A. S.; SILVA-FILHO, R. P.; MARTINS, A. M.; BUGONI, B. L. Distribution pattern of anthropogenic marine debris along the gastrointestinal tract of green turtles (*Chelonia mydas*) as implications for rehabilitation. **Marine Pollution Bulletin**, [s.l.], v. 119, n. 1, p.231-237, 2017. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.03.053>

CORCORAN, P.L., BIESINGER, M.C., GRIFI, M., *Plastics and beaches: a degrading relationship*. **Marine Pollution Bulletin**. v.58, n.1, p.80-84, 2009.

COSTA, M. F.; BARLETTA, M. Special challenges in the conservation of fishes and aquatic environments of South America. **Journal of Fish Biology** v.89, p.4-11, 2016.

COZAR, A.; ECHEVARRÍA, F.; GONZALEZ-GORDILLO, J. I.; IRIGOIEN, X.; ÚBEDA, B.; HERNANDEZ LEON, S.; PALMA, A. T.; NAVARRO, S.; GARCÍA-DE-LOMAS, J.; RUIZ, A.; FERNANDEZ-DEPUELLES, M. L.; DUARTE, C. M. Plastic debris in the open ocean. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v.111, 2014 10239e10244.

<https://doi.org/10.1073/pnas.1314705111>

CRESPO-PICAZO, J. L.; PARGA, M.; BERNALDO DE QUIRÓS, Y.; MONTEIRO, D.; MARCO-CABEDO, V.; LLOPIS-BELENQUER, C.; GARCÍA-PÁRRAGA, D. Novel Insights Into Gas Embolism in Sea Turtles: First Description in Three New Species. **Frontiers in Marine Science**, v.7, p.1-8, 442, 2020. doi: 10.3389/fmars.2020.00442

CRUZ-UCHOA, P. F. **Achados anátomo e histopatológicos de tartarugas verdes juvenis (*Chelonia mydas*) provenientes do litoral sudeste brasileiro**. 2017. 119p. Dissertação (Mestrado em Ciências). Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. Universidade de São Paulo, 2017.

de DEUS SANTOS, M. R.; MARTINS, A. S.; BAPTISTOTTE, C.; WORK, T. M. Health condition of juvenile *Chelonia mydas* related to fibropapillomatosis in southeast Brazil. **Diseases of aquatic organisms**. n.115, p.193–201, 2015. <https://doi.org/10.3354/dao02883> PMID: 26290504

DERRAIK, J.G.B. The pollution of the marine environment by plastic debris: a review. **Marine Pollution Bulletin**. v.44, p.842–852, 2002.

DIAS, C. V. B. **Caracterização histológica da glândula de sal em tartaruga-verde *Chelonia mydas* (LINNAEUS, 1758)**. Tese (Doutorado em Ciência Animal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, Campos dos Goytacazes, RJ, 2018. 47f.

DÍAZ-DELGADO, J.; GOMES-BORGES, J. C.; SILVEIRA, A. MONTEIRO; EINHARDT-VERGARA, J.; GROCH, K. R.; CIRQUEIRA, C.S.; SANSONE, M.; GATTAMORTA, M. A.; MATUSHIMA, E. R.; CATÃO-DIAS, J. L. Primary Multicentric Pulmonary Low-grade Fibromyxoid Sarcoma and *Chelonid Alphaherpesvirus 5* Detection in a Leatherback Sea Turtle (*Dermochelys coriacea*). **Journal of Comparative Pathology**, v.168, p. 1-7, 2019.

DIERAUF, L. A.; GULLAND, F. M. D. CRC handbook of marine mammal medicine. CRC Press, Boca Raton, FL, 2nd ed. 2001, 463p.

DOMICIANO, I. G.; DOMIT, C.; RODRIGUES, A.P. F. R.; BRACARENSE, L. The green turtle *Chelonia mydas* as a marine and coastal environmental sentinels: anthropogenic activities and diseases. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 38, n. 5, p. 3417-3434, set./out. 2017. DOI: 10.5433/1679-0359.2017v38n5p3417

DUARTE, D.L.V.; MONTEIRO, D.S.; ESTIMA, S.C.; BARROS, J.A.; JARDIM, R.D. SOARES, J.C.M; VARELA, A.S. Determinação Sexual e Maturação Gonadal de Fêmeas da Tartaruga-Verde (*Chelonia mydas*) e Tartaruga-Cabeçuda (*Caretta caretta*) no Extremo Sul

do Brasil. **V Jornada sobre Tartarugas Marinhas do Atlântico Sul Ocidental**, Florianópolis, p. 109-111, 2011.

DUGUY, R., MORINIERE, P.; LE MILINAIRE, C. Facteurs de mortalité observés chez les tortues marines dans le Golfe de Gascogne. **Oceanologica Acta**, v.21, p.383–388, 1998.

DUTRA, G. H. P.; WERNECK, M. R.; SILVA, A. N. E.; NASCIMENTO, C. L. Lesões histopatológicas da infecção por *Amphiorchis caborajoensis* (Fischthal & Acholonu 1976) em *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus 1758). **Anais do XIII Congresso Abravas**. Aquário Municipal de Santos. Avenida Bartolomeu de Gusmão s/nº Ponta da Praia, Santos, SP, Brasil, 2010.

DUTRA, G. H. P.; SILVA, A. N. E.; NASCIMENTO, C. L.; WERNECK, M. R. Lesões macroscópicas e histopatológicas da infecção por helmintos da Família Spirochiidae em *Eretmochelys imbricata* Linnaeus 1758 (Testudines, Chelonidae): relato de um caso no litoral brasileiro. **Natural Resources**, Aquidabã, v.2, n.1, p.83-89, 2012.

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

DYER, W. G.; CARR, J. L. Some Digeneans of the Neotropical Turtle Genus *Rhinoclemmys* in Mexico and South America. **Journal of the Helminthological Society of Washington**, v.57, n.1, p. 12-14, 1990.

ELLIS, R. A.; ABEL, J. H. Intercellular channels in the salt-secreting glands of marine turtles. *Science*, n. 144, 1964. p. 1340-1343.

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.489-497, 2005. doi:10.7589/0090-3558-41.3.489.

FAHLMAN, A.; CRESPO-PICAZO, J. L.; STERBA-BOATWRIGHT, B.; STACY, B. A.; GARCIA-PARRAGA, D. Defning risk variables causing gas embolism in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) caught in trawls and gillnets. **Scientific Reports**, v.7, n. 1, 27-39, 2017.

FARIAS S. D; **Tartarugas marinhas da bacia Potiguar/ RN: diagnóstico, biologia e ameaça**; Dissertação de mestrado de pós-graduação em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Rio Grande do Norte; Natal, 2014.

FERNANDES, B. M. M.; KOHN, A. **South american trematodes parasites of amphibians and reptiles**. Rio de Janeiro: Oficina de Livros, 2014, 228p.

FLINT, M.; PATTERSON-KANE, J. C.; LIMPUS, C. J.; WORK, T. M.; BLAIR, D.; MILLS, P. C. *Post mortem* diagnostic investigation of disease in free-ranging marine turtle

populations: a review of common pathologic findings and protocols. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, Georgia, v.21, n.6, p.733-759, 2009.

FLINT, M.; PATTERSON-KANE, J. C.; LIMPUS, C. J.; MILLS, P. C. Health Surveillance of Stranded Green Turtles in Southern Queensland, Australia (2006–2009): An Epidemiological Analysis of Causes of Disease and Mortality. **EcoHealth** 7, 135–145, 2010b. DOI: 10.1007/s10393-010-0300-7

FLINT, M.; EDEN, P.A.; LIMPUS, C.J.; OWEN; H., GAUS; C., PAUL; C. MILLS. Clinical and Pathological Findings in Green Turtles (*Chelonia mydas*) from Gladstone, Queensland: Investigations of a Stranding Epidemic. **EcoHealth**, v.12, p.298–309, 2015. DOI: 10.1007/s10393-014-0972-5

FOLEY, A. M.; B. A. SCHRODER, A. E.; REDLOW, K. J.; FICK-CHILD, W. G. TEAS. 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.

FRANCIS, T. J.; MITCHELL, S. J. **Pathophysiology of decompression sickness in Bennett and Elliot’s physiology and medicine of diving** (eds. Brubakk, A. O. & Neuman, T. S.,) (Saunders, Elsevier Science Ltd. (2003).

FREITAS, J. T; LENT, H. **Sobre alguns trematódeos parasitos de *Chelonia mydas* (L.), principalmente *Paramphistomoides***. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz, vol. 33, p. 79-97., 1938.

FUNDAÇÃO PRÓ-TAMAR, 2000. **Assim nasceu o Projeto Tamar / Fundação Pró-Tamar** – Salvador: A Fundação, 2000, 93p. ISBN 85-86415-92-6.

GALL, S.; THOMPSON, R. The impact of debris on marine life. **Marine Pollution Bulletin**, v.92, p.170–179, 2015.

GALLO, B. M. G.; MACEDO, S.; GIFFONI, B. B.; BECKER, J. H. BARATA, P. C. R. Sea turtle conservation in Ubatuba, southeastern Brazil, a feeding area with incidental capture in Coastal Fisheries. **Chelonian Conservation and Biology**, v.5 :1. p.93-101. 2006.

GANDRA, T.B.R.; ESTIMA, S.C.; MONTEIRO, D.S.; SILVA, T.S. Sistemas de Informações Geográficas: uma Ferramenta para Conservação das Tartarugas Marinhas. II In **Jornada de Conservação e Pesquisa de Tartarugas Marinhas no Atlântico Sul Ocidental**, Praia do Cassino, 2005. p. 46-49.

GARCÍA-PÁRRAGA, D.; CRESPO-PICAZO, J. L.; BERNALDO DE QUIRÓS, Y.; CERVERA, V.; MARTÍ-BONMATI, L.; DÍAZ-DELGADO, J.; ARBELO, M.; MOORE, M. J.; JEPSON, P. D.; FERNÁNDEZ, A. Decompression sickness (“the bends”) in sea turtles. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.111, p.191–205, 2014. doi: 10.3354/dao02790.

GEORGE, R H. Health problems and diseases of sea turtles. In MUSICK, JA. and LUTZ. PL. **The Biology of sea turtles**. New York: CRC Marine Science series, 1997, p.363-385.

GERACI, J.R.; LOUNSBURY, V.J. **Marine Mammals Ashore. A Field Guide for Strandings**. Texas A&M. Sea Grant University, Texas, 1993.

GIBSON, D.I., JONES, A., BRAY, R.A. 2002. **Keys to Trematoda**. CABI Publishing and the Natural History Museum, Wallingford, Olso. 1, 544 p.

GLAZEBROOK JS, CAMPBELL RS, BLAIR D: Studies on cardiovascular fluke (Digenea: Spirorchiiidae) infections in sea turtles from the Great Barrier Reef, Queensland, Australia. **Journal Comparative Pathology**, v.101, p.231–250, 1989.

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia I. Farmed turtles. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.9, p.83–95, 1990a.

GLAZEBROOK, J.S.; CAMPBELL, R.S.F. A survey of the diseases of marine turtles in northern Australia. II. Oceanarium-reared and wild turtles. **Diseases of Aquatic Organisms** v.9, p.97–104, 1990b.

GLAZEBROOK, J. S.; CAMPBELL, R. S. F.; THOMAS, A. T. Studies on an ulcerative stomatitis-obstructive rhinitis-pneumonia disease complex in hatchling and juvenile sea turtles *Chelonia mydas* and *Caretta caretta*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.16, p.133–147, 1993.

GODLEY, B. J.; BRODERICK, A. C.; HAYS, G. C. Metabolic heating and the prediction of sex ratios for green turtles (*Chelonia mydas*). **Physiological and Biochemical Zoology**, v.74, n. 2, p.161–170, 2001. Disponível em:
http://www.seaturtle.org/PDF/BroderickAC_2001_PhysiolBiochemZool.pdf
<http://www.sciencedirect.com/science/article/B6V5X-41MJ18J3/2/e54569b9fdffcf7e6a0c3fcec5f140f1>
http://www.sciencedirect.com.virtual.anu.edu.au/science?_ob=MIimg&_imagekey=B6V5X-41M.

GOLDBERG, E.D. Emerging problems in the coastal zone for the twenty-first century. **Marine Pollution Bulletin**, n. 31, p. 152-158, 1995.

GOLDBERG, D. W.; PIRES, T.; CASTILHOS, J. C.; MARCOVALDI, M. A.; LOPEZ, G. G.; LIMA, E. P.; GIFFONI, B.; BAPTISTOTTE, C. Avaliação dos encalhes de tartarugas marinhas: um indicador estratégico para a conservação. **VI Jornada de Conservación e Investigación de Tortugas Marinas en el Atlántico Sur Occidental (ASO)**, Piriápolis, Uruguay, 2013. 238 p.

GOLDBERG, D. W.; CEGONI, C.; T.; ROGÉRIO, D. W.; WANDERLINDE, J.; LIMA, E. P.; SILVEIRA, R. L.; HASSAN JERDY, H.; CARVALHO, E. C. Q. Fatal *Citrobacter Coelomitis* in a Juvenile Green Turtle (*Chelonia mydas*): A Case Report . **Marine Turtle Newsletter**, n.150, p. 1-13, 2016.

GOLDBERG, D. W.; BECKER, H.; GIFFONI, B.; VANUCCI, R.; ROGERIO, D. W.; WANDERLINDE, J.; COSTA, D. G. C. Primeiras evidências da síndrome descompressiva em tartarugas marinhas no Brasil. In: **Jornada de Pesquisa e Conservação de Tartarugas Marinhas no Atlântico Sul Occidental**, 8., Rio de Janeiro. Livro de Resumos... [s.n], 2018.

http://tamar.com.br/publicacoes_html/pdf/2018/2018_Primeiras_evidencias_da_sindrome_des_compressiva_em_tartarugas_marinhas_no_Brasil.pdf

GOMES, C.M.B. Lançamento de partículas de polietileno à costa do Rio Grande do Sul. **Separatas da Revista Veritas**, v.70, n.73, p.174–206, 1973.

GOMES, M. C.; MARTINS, I. V. F.; WERNECK, M. R.; PAVANELLI, L. Ecologia da comunidade de helmintos gastrointestinais de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) recolhidas no litoral do Espírito Santo. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.69, n.3, p.644-650, 2017.

GONZALEZ CARMAN, V.; MACHAIN, N.; CAMPAGNA, C. Legal and institutional tools to mitigate plastic pollution affecting marine species: Argentina as a case study. **Marine Pollution Bulletin**, v.92, n.1, p.125–133, 2015.

GORDON, A.N.; KELLY, W.R.; LESTER, J.G. Epizootic mortality of free-living green turtles, *Chelonia mydas*, due to coccidiosis. **Journal Wildlife Disease**, v.29, p.490–494, 1993.

GORDON, A. N.; KELLY, W. R.; CRIBB, T. H. Lesions caused by cardiovascular flukes (Digenea: Spirorchidae) in stranded green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Pathology**, v.35, p.21–30, 1998.

GREENBLATT, R.J.; WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; SUTTON, C.A.; CASEY, R.N.; CASEY, J.W. The *Ozobranchus* leech is a candidate mechanical vector for the fibropapilloma-associated turtle herpesvirus found latently infecting skin tumors on Hawaiian green turtle (*Chelonia mydas*). **Virology**, v.321, p.101–110, 2004.

GREINER, E. C. Parasites of marine turtle. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. **The Biology of Sea Turtles**. Flórida: CRC Press, v. 3, p.425-444. 2013.

GREINER, E. C. Parasites of marine turtles. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. (ed) **The biology of sea turtles**, Vol 3. CRC Press, Boca Raton, FL, p 427–446, 2013.

GROSSMAN, A.; BELLINI, C.; MARCOVALDI, M. A. Reproductive biology of the green turtle at the Biological Reserve of Atol das Rocas off northeast Brazil. 2002. In: Proceedings of the 22nd Annual Symposium on Sea Turtle Biology and Conservation. **NOAA**, 2003.

GUEBERT, F.M.; ROSA, L.; MONTEIRO-FILHO, E.L.A. Monitoramento da Mortalidade de Tartaruga Marinhas no Litoral Paranaense, Sul do Brasil. II. In: **Jornada de Conservação e Pesquisa de Tartarugas Marinhas no Atlântico Sul Ocidental**, Praia do Cassino, 2005, p. 50-52.

GYIMESI, Z. S.; HOWERTH, E. W. Severe melanomacrophage hyperplasia in a crocodile lizard, *Shinisaurus crocodilurus*: a review of melanomacrophages in ectotherms. **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v. 14, p. 19, 2004.

- HAINES, H.G.; RYWLIN, A.; REBELL, G. A herpesvirus disease of farmed green turtles (*Chelonia mydas*). **Proceedings of World Mariculture Wiley Online Library**; p.183-195, 1974.
- HAINES, H.; KLEESE, W. Effect of water temperature on a herpesvirus infection of sea turtles. **Infection and Immunity**, v.15, p. 756–759, 1977.
- HART, K.; MOORESIDE, P.; CROWDER, L. Interpreting the spatio-temporal patterns of sea turtle strandings: going with the flow. **Biological Conservation**, v.129, p.283-290, 2006.
- HERBST, L. H. Fibropapillomatosis of marine turtles. **Annual Review of Fish Diseases**, v.4, p.389–425, 1994.
- HIRAYAMA, R. Oldest known sea turtle. **Nature**. v. 392, p. 705-708, 1998.
- HIRTH, H.F. Synopsis of the biological data on Green Turtle *Chelonia mydas* (Linnaeus 1758). U.S. **Fish and Wildlife Service**. 1997.
- HOFFMANN, H. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. The sedimentation-concentration method in schistosomiasis *mansoni*. **Puerto Rico Journal of Public Health**. v.9, p.281-298, 1934.
- HOLLIMAN, R. B.; FISHER, J. E.; Life cycle and pathology of *Spirorchis scripta* Stunkard, (Digenea: Spirorchidae) in *Chrysemys picta picta*. **Journal Parasitology**, v.54, p.310–318, 1968.
- HOLLIMAN, R. B.; FISHER, J. E.; PARKER, J. C. Studies on *Spirorchis parvus* (Stunkard, 1923) and its pathological effects on *Chrysemys picta picta*. **Journal of Parasitology**, v.57, p. 71–77, 1971.
- ICMBIO - **Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção: Volume I / -- 1.** ed. -- Brasília, DF: ICMBio/MMA, 2018. 492 p.
- INNIS, C.; NYAOKE, A.C.; WILLIAMS, C.R.; DUNNIGAN, B.; MERIGO, C.; WOODWARD, D.L.; WEBER, E.S.; FRASCA JÚNIOR, S. Pathologic And Parasitologic Findings of Cold-Stunned Kemp's Ridley Sea Turtles (*Lepidochelys kempii*) Stranded On Cape Cod, Massachusetts, 2001–2006. **Journal of Wildlife Diseases**, v.45, n.3, p. 594–610, 2009.
- INNIS, C.J.; STAGGS, L.A.; COLD-STUNNING. IN: MANIRE, C.A.; NORTON, T.M.; STACY, B.; INNIS, C.J.; HARMS, C. Sea Turtle Health & Rehabilitation. Plantation, Florida: **Journal Ross Publishing**. p.676-705, 2017.
- INOHUYE-RIVERA, R. B.; CORDERO-TAPIA, A. A.; ARELLANO-BLANCO, J.; GARDNER, S.C. *Learedius learedi* Price, 1934 (Trematoda:Spirorchidae), in black turtle (*Chelonia mydas agassizii*) hearts from Magdalena Bay, Baja California Sur, Mexico. **Comparative Parasitology – BioOne**, 71: 37–41. 2004.

IOC/FAO/UNEP. Report of the IOC/FAO/UNEP review meeting on the persistent synthetic materials pilot survey. Programme for pollution monitoring and research in the Mediterranean IOC/FAO/UNEP, Athens, 46 p. 1989. <http://www.iucnredlist.org/details/11534/0>.

IŞLER, C.T.; ALTUĞ, M.; CANTEKİN, Z.; OZSOY, Ş.Y.; YURTAL, Z.; DEVECI, M.Z.Y. Evaluation of the eye diseases seen in Loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*). **Revue de Médecine Vétérinaire**, v.165, p.258–262, 2014.

IUCN. **The IUCN Red List of Threatened Species**, 2014. Version 2014.2. Disponível em: <<http://www.iucnredlist.org/search>>. Acesso em 12 Ago 2014

IVAR DO SUL, J. A.; SANTOS, I. R.; FRIEDRICH, A. C.; MATTHIENSEN, A.; FILLMANN, G. Plastic Pollution at a Sea Turtle Conservation Area in NE Brazil: Contrasting Developed and Undeveloped Beaches. **Estuaries and Coasts**, v. 34, p. 814-823, 2011. <http://dx.doi.org/10.1007/s12237-011-9392-8>

JACOBSON, E.R.; GASKIN, J.M.; SHIELDS, R.P.; WHITE, F.H. Mycotic pneumonia in mariculture-raised green sea turtles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.175, p.929–933, 1979.

JACOBSON, E.R. Necrotizing mycotic dermatitis in snakes: clinical and pathologic features. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.177, p.838–841, 1980.

JACOBSON, E. R.; GASKIN, J. M.; ROELKE, M.; GREINER, E. C.; ALLEN, J. Conjunctivitis, tracheitis, and pneumonia associated with herpes-virus infection in green sea turtles. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.189, p.1020–1023, 1986.

JACOBSON, E. R.; CHEATWOOD, J. L.; MAXWELL, L. K. Mycotic diseases of reptiles. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, v.9, p.94–101, 2000.

JACOBSON, E. R.; HOMER, B. L.; STACY, B. A.; GREINER, E. C.; SZABO, N. J.; CHRISMAN, C. L.; ORIGGI, F.; COBERLEY, S.; FOLEY, A. M.; LANDSBERG, J. H.; FLEWELLING, L.; EWING, R. Y.; MORETTI, R.; SCHAF, S.; ROSE, C.; MADER, D. R.; HARMAN, G. R.; MANIRE, C. A.; METTEE, N. S.; MIZISIN, A. P.; SHELTON, G. D. Neurological disease in wild loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.70, p. 139–154, 2006.

JACOBSON, E. R. **Infectious Diseases and Pathology of Reptiles Color atlas and Text**. CRC Press, Florida, 731p. 2007.

JARDIM, A. Aspectos do uso de hábitat e estrutura populacional de *Chelonia mydas*, (Linnaeus, 1758) em um ambiente recifal no Litoral Norte da Bahia, Brasil / Adriana Jardim. - 2012. 61 f. : il. **Dissertação** (mestrado) - Universidade Federal da Bahia, Instituto de Biologia, Salvador, 2012.

JERDY, H.; RIBEIRO, R. B.; SILVA, M. A.; MEDINA, R. M.; WERNECK, M. R.; CARVALHO, E. C. Q. Spirorchiid infection in the olive ridley turtle, *Lepidochelys olivacea*

(Eschscholtz, 1829) (Testudines: Cheloniidae) from Brazil. **Journal of Parasitology**, v.102, p.290–2, 2016.

JERDY, H.; WERNECK, M.R.; SILVA, M.A.; RIBEIRO, R.B.; BIANCHI, M.; SHIMODA, E.; CARVALHO, E.C.Q. Pathologies of the digestive system caused by marine debris in *Chelonia mydas*. **Marine Pollution Bulletin**, v. 116, p.192–195, 2017. <http://dx.doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.01.009>.

JERDY, H.; WERNECK, M.; GOLDBERG, D.; BALDASSIN, P.; FERIOLLI, R.; MARANHO, A.; RIBEIRO, R.; BIANCHI, M.; RIBEIRO, L.; SHIMODA, E.; CARVALHO, E. Ocular spirorchidiosis in sea turtles from Brazil. **Journal of Helminthology**, v.94, n.56, p.1–4, 2020. <https://doi.org/10.1017/S0022149X1900049X>

JONES, K.; ARIEL, E.; BURGESS, G.; READ, M. A review of fibropapillomatosis in Green turtles (*Chelonia mydas*). **The Veterinary Journal**, v.212, p. 48–57, 2016.

JOHNSON, C. A.; GRIFFITH, J. W.; TENORIO, P.; HYTREK, S.; LANG, C. M. FATAL Trematodiasis in Research Turtles. *Laboratory Animal Science*, v. 48, n. 4, p. 340 – 343, 1998.

JOYCE, W. G. Phylogenetic relationships of Mesozoic turtles. **Bulletin of the Peabody Museum of Natural History at Yale University**. v. 48, n.1, p.3-102, 2007.

KELLY, W. R. The liver and biliary system. In _____. *Pathology of domestic animals*. Jubb, K. F. V.; Kennedy, P. C.; Palmer, N. (eds.). Academic Press, Inc., San Diego, CA, 1993. p. 319–406.

KELLY, T. R.; WALTON, W.; NADELSTEIN, B.; LEWBART, G. A. Phaco Emulsification of Bilateral Cataracts in a Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*). **Veterinary Record**, v.156, p.774-777, 2005.

LACKOVICH, J. K.; BROWN, D. R.; HOMER, B. L.; GARBER, R. L.; MADER, D. R.; MORETTI, R. H.; PATTERSON, A. D.; HERBST, L. H.; ORÓS, 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, n. 2, p. 89–97, 1999. <https://doi.org/10.3354/dao037089> PMID: 10494499

LAFORTUNE, M.; WELLEHAN, J.F.X.; TERRELL, S.P.; JACOBSON, E.R.; HEARD, D.; KIMBROUGH, J.W. Shell and systemic hyalohyphomycosis in Fly River turtles (*Carettochelys insculpta*) caused by *Paecilomyces lilacinus*. **Journal of Herpetological Medicine and Surgery**, v.15, p.15–19, 2005.

LAIST, D.W. Impacts of marine debris: Entanglement of marine life in marine debris including a comprehensive list of species with entanglement and ingestion records. In *Marine debris: Sources, impacts and solutions*, ed. J.M. Coe and D.B. Rogers, 99–139. 1997. New York: Springer.

LAPPIN, P. B.; DUNSTAN, R. W. Difficult dermatologic diagnosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.200, p.785–786, 1992.

LEWISON, R.L.; CROWDER, L.B.; READ A.J.; FREEMAN, S.A. Understanding impacts of fisheries bycatch on marine megafauna. **Trends in Ecology & Evolution**, v.19, p. 598–604, 2004.

LI, C.; WU, X. C.; RIEPPEL, O.; WANG, L. T.; ZHAO L. J. An ancestral turtle from the Late Triassic of southwestern China. **Nature** 456: 497–501, 2008.

LIMA, M. A. **Fatores de encalhes de tartarugas marinhas no litoral oriental do Rio Grande do Norte**. Universidade do Estado do Rio Grande do Norte – UERN Faculdade de Ciências Exatas e Naturais – FANAT Programa de Pós-Graduação em Ciências Naturais – Ppgcn Mestrado em Ciências Naturais – MCN, 2020, 28p.

LIMPUS, C.J.; LIMPUS, D.J.; HORTON, M.; FERRIS, L. Loggerhead turtle mortality from attempted ingestion of porcupine fish. **Marine Turtle Newsl** v.120, p.1–3., 2008.

LINNAEUS 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**. v.3, n.3, p.351-354, 2008.

LIVELY, M.J.; WESTERMEYER, H.D.; HARMS, C.A.; CHRISTIANSEN, E.F. Ophthalmic lesions in a population of cold-stunned sea turtles (*Chelonia mydas*, *Lepidochelys kempii*, *Caretta caretta*). **Veterinary Ophthalmology**, v.22, p.910–915, 2019. Doi: 10.1111/vop.12672.

LOPES, E. Q.; BRESSAN, M. J.; LIMA, T. G. Avaliação das possíveis causas-mortes das tartarugas encontradas mortas em encalhes na região do mosaico de unidades de conservação Jureia-Itatins-SP. **Brazilian Journal of Animal and Environmental Research**, v. 3, n. 3, p. 1897-1906, jul./set. 2020. DOI: 10.34188/bjaerv3n3-103

LU, Y.; WANG, Y.; YU, Q.; AGUIRRE, A.A.; BALAZS, G.H.; NERURKAR, V.R.; YANAGIHARA, R. Detection of herpesviral sequences in tissues of green turtles with fibropapilloma by polymerase chain reaction. **Archives Virology**, v.145, p.1885–1893, 2000.

LUTZ, P.; MUSICK, J. A. **The biology of sea turtles**. CRC Press, Boca Raton, FL. 96. Mader DR, Caluli, 1997.

MACEDO, G.R.; PIRES, T.T.; ROSTAN.G.; GOLDBERG, D.W.; LEAL, D.C.; GARCEZ NETO, A.F.; FRANKE, C.R. Ingestão de resíduos antropogênicos por tartarugas marinhas no litoral norte do estado da Bahia, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria v.41 n.1, p.1938-1943, 2011.

MACHOVSKY-CAPUSKA, G. E.; ANDRADES, R.; SANTOS, R. G. Debris ingestion and nutritional niches in estuarine and reef green turtles. **Marine Pollution Bulletin**, v.153, 2020 110943. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2020.110943>

MANCINI, A.; KOCH, V.; SEMINOFF, J. A.; MADON, B. Small-scale gill-net fisheries cause massive green turtle *Chelonia mydas* mortality in Baja California Sur, Mexico. **Oryx**, Cambridge, v. 46, n. 1, p. 69-77, 2011. DOI: 10.1017/S0030605310001833

MANNOCCI, L.; DABIN, W.; AUGERAUD-VÉRON, E.; DUPUY, J.F.; BARBRAUD, C.; RIDOUX, V. Assessing the impact of bycatch on dolphin populations: the case of the common dolphin in the eastern North Atlantic. **PLOS ONE** v.7, n32, 615, 2012.

MARCOVALDI, M. G.; LAURENT, A. A six season study of marine turtle nesting at Praia do Forte, Bahia, Brazil, with implications for conservation and management. **Chelonian Conservation and Biology**. Massachusetts, v.2, n.1, p.55-59, 1996.

MARCOVALDI, M. A.; MARCOVALDI, G. Marine turtles of Brazil: the history and structure of Projeto Tamar-Ibama. **Biological Conservation**. v.91, n.35- 41, 1999.

MARCOVALDI, M.A; THOMÉ, J.C.; SALES, G.; COELHO, A.C.; GALLO, B.; BELLINI, E C. Brazilian plan for reduction of incidental sea turtle capture in fisheries. **Marine Turtle Newsletter**, v.96, p.24-25, 2002.

MARCOVALDI, M. A.; PATIRI, V.; THOMÉ, J. C. Twenty-five years protecting brazilian sea turtles through a community-based conservation programme. **MAST**, Amsterdam, v. 3-4, n.1-2, p.39-62, 2005.

MARCOVALDI, M. A.; SALES, G.; THOMÉ, J. C. A.; DIAS DA SILVA, A. C. C.; GALLO, B. M. G.; LIMA, E. H. S. M.; LIMA, E. P.; BELLINI, C. Sea turtles and fishery interactions in Brazil: identifying and mitigating potential conflicts. **Marine Turtle Newsletter**, Durham, v. 112, p. 4-8, 2006.

MARCOVALDI, M. A.; THOMÉ, J. C. A.; BELLINI, C.; SILVA, A. C. D.; SANTOS, A. J. B.; LIMA, E. H. S. M.; FEITOSA, R. S. C.; GOLDBERG, D. W.; LOPEZ, G. MARCOVALDI, G. A. Conservação e Pesquisa das Tartarugas Marinhas no Nordeste Brasileiro pelo Projeto Tamar. In: __ **Conservação de Tartarugas Marinhas no Nordeste do Brasil: Pesquisas, Desafios e Perspectivas**. Pernambuco: Recife; EDUFRPE, p. 15-50, 2016.

MÁRQUEZ, R. M. **FAO species catalogue: Sea turtles of the world. An annotated and illustrated catalogue of sea turtle species known to date**. Rome: FAO Fisheries Synopsis, 81p., 1990.

MARSCHANG R, DIVERS S. Reptile viruses. In: Mader, D. R.; Divers, S. J. editors. **Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery**, ed DR Mader and SJ Divers: W.B. Saunders; 2014. p. 368-81.

MARSHAL, A. T.; SADDIER, S. R. The duct system of the lachrymal salt gland of a green sea turtle, *Chelonia mydas*. **Cell and Tissue Research**, 1989, n. 257. p. 399-404.

MARTINS, M.; MOLINA, F. Panorama geral dos répteis ameaçados do Brasil. In: __. **Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção**. Brasília. DF; Ministério do Meio Ambiente, p. 327-334, 2008.

MASCARENHAS, R.; SANTOS, R.; ZEPPELINI, D. Plastic debris ingestion by sea turtle in Paraiba, Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, v.49, p.354-355, 2004.

MASHKOUR, N.; JONES, K.; KOPHAMEL, S.; HIPOLITO, T.; AHASAN, S.; WALKER, G.; JAKOB-HOFF, R.; WHITTAKER, M.; HAMANN, M.; BELL, I.; ELLIMAN, J.; OWENS, L.; SALADIN, C.; CRESPO-PICAZO, J. L.; GARDNER, B.; LOGANATHAN, A. L.; BOWATER, R.; YOUNG, E.; ROBINSON, D.; BAVERSTOCK, W.; BLYDE, D.; MARCH, D. EGHBALI, M.; MOHAMMADI, M.; FREGGI, D.; GILIAM, J.; HALE, M.; NICOLLE, N.; SPIBY, K.; WROBEL, D.; PARGA, M.; MOBARAKI, A.; RAJAKARUNA, R.; HYLAND, K. P.; READ, M.; ARIEL, E. Disease risk analysis in sea turtles: A baseline study to inform conservation efforts. **PLoS ONE** v. 15, n. 10: e0230760, p. 1 – 32, 2020. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0230760>

MATTEAZZI, L.; SANTOS, S. M. C.; FERNANDEZ, J. S.; BECKER, J. H. Ocorrência de endohelmintos no trato digestório de tartarugas marinhas, *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758) (Testudines: Cheloniidae) encontradas mortas no litoral de Ubatuba-SP. In **Anais VII Encontro de Iniciação Científica e III Mostra de Pós-graduação**. Taubaté: UNITAU. 2002.

MATUSHIMA, E. R.; LONGATTO FILHO, A.; DI LORETTO, C.; KANAMURA, C. T.; SINHORINI, I. L.; GALLO, B.; BAPTISTOLLE, C. Cutaneous papillomas of green turtles: a morphological, ultra-structural and immunohistochemical study in Brazilian specimens. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 38, n. 2, p. 51–54, 2001.

MCCAULEY, S.J.; BJORN DAL, K. A. Conservation implications of dietary dilution from debris ingestion: Sublethal effects in post-hatchling loggerhead sea turtles. **Conservation Biology**, v. 13, p. 925–929, 1999.

MCGAVIN, M. D.; ZACHARY, J. F. **Bases da Patologia Veterinária**. 5ed., Rio de Janeiro: Elsevier. 2013, 1324p.

MEDINA, R.M. Histopatologia de tartarugas marinhas vítimas de encalhe nos litorais capixaba e fluminense. 2013. 51p. **Dissertação** - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias – CCTA, Laboratório de Morfologia e Patologia Animal – LMPA. Campos dos Goytacazes - RJ.

MEDINA, R.M. Achados macro e microscópicos de tartarugas marinhas vítimas de encalhe nos litorais capixaba e fluminense no período de 2012. 2017. 47p. **Tese** - Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias – CCTA, Laboratório de Morfologia e Patologia Animal – LMPA. Campos dos Goytacazes - RJ.

MEIRA-FILHO, M.R.C.; ANDRADE, M.F.; DOMIT, C.; SOUZA, A.T.S. A Review of Helminths of the Green Turtle (*Chelonia Mydas*) in Brazil. **Oecologia Australis**, v.21, n.1, p.17-26, 2017. 10.4257/oeco.2017.2101.02

MELO, L. F.; CABRERA, M. L.; RODRIGUES, A. C. B.; TURQUETTI, A. O. M.; SILVA, A. F.; FRANCIOLLI, A. L. R.; LOPES, E. Q.; RICI, R. E. G. Morphophysiology of the green

- turtle salt gland *Chelonia mydas* (Linnaeus, 1758). *Brazilian Journal of Animal and Environmental Research*. Curitiba, v. 3, n. 2, p.723-731, abr./jun. 2020 ISSN 2595-573X. DOI: 10.34188/bjaerv3n2-032

Ministério do Meio Ambiente - Instrução Normativa MMA Nº 03, de 27 de maio de 2003 - Lista Oficial das Espécies da Fauna Brasileira Ameaçadas de Extinção.

MONTEIRO, S.G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. 2ª Ed. Roca, 2017. 370p.

MORAIS, R. A.; LONGO, G. O.; YOSHIDA, E. T. E.; STAHELIN, G. D.; HORTA, P. A. Cephalopod ingestion by juvenile green sea turtles (*Chelonia mydas*): predator y or scavenging behavior? **Herpetological Review**. v. 43, n. 1, p. 47-50, 2012.

MORAIS, I. C. C. Fatores de Óbito em Tartarugas Marinhas Da Bacia Potiguar-RN/CE. **Dissertação**. - Universidade do Estado do Rio Grande do Norte - Natal, 2018. 61p.

MOREIRA, L. M. P.; BAPTISTOTTE, C.; SCALFONI, J.; THOMÉ, J. C.; ALMEIDA, A. P. L. S. Occurrence of *Chelonia mydas* on the island of Trindade, Brazil. **Marine Turtle Newsletter**, v.70, n.2, p.2, 1995.

MORÉT-FERGUSON, S.; LAW, K. L.; PROSKUROWSKI, G.; MURPHY, E. K.; PEACOCK, E. E.; REDDY, C. M. The size, mass, and composition of plastic debris in the western North Atlantic Ocean. **Marine Pollution Bulletin**, v.60, n.10, p.1873–1878, 2010.

MOROSOVSKY, N.; PIEAU, C. Transitional range of temperature, pivotal temperatures and thermosensitive stages for sex determination in reptiles. **Amphibia-Reptilia**, v.12, p.169–179, 1991.

MUNIZ-PEREIRA, L. C.; VIEIRA, F. M.; LUQUE, J. L. Checklist of helminth parasites of threatened vertebrate species from Brazil. **Zootaxa**, v. 2123, p. 1–45, 2009.

NAGAOKA, S. M.; MARTINS, A. S.; SANTOS, R. G.; TOGNELLA, M. M. P.; OLIVEIRA-FILHO, E. C.; SEMINOFF, J. A. Diet of juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) associating with artisanal fishing traps in a subtropical estuary in Brazil. **Marine Biology**. v. 159, n. 3, p. 573-581, 2012.

NELMS, S. E.; COOMBES, C.; FOSTER, L. C.; GALLOWAY, T. S.; GODLEY, B. J.; LINDEQUE, P. K.; WITT, M. J. Marine anthropogenic litter on British beaches: a 10-year nationwide assessment using citizen science data. **Science of the Total Environment**. v.79, p.1399–1409, 2017.

NICOLSON, S. W.; LUTZ, P. L. Salt gland function in the green sea turtle *Chelonia mydas*, **Journal of Experimental Biology**, v.144, p.171-184, 1989.

NORTON, T.M.; JACOBSON, E.R.; SUNDBERG, J.P. Cutaneous fibropapillomas and renal myxofibroma in a green turtle, *Chelonia mydas*. **Journal of Wildlife Diseases**, v.26, p.265–270, 1990.

NORTON, T. M. Chelonian emergency and critical care. **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine** v. 14, n2, p.106–130, 2005.

OLSEN, O. W. **Animal parasites: their life cycles and ecology**. 3. ed. Baltimore: University Park Press, 1974.562p.

O'MALLEY, B. *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species*. Editora Elsevier Saunders, London, p.17-93, 2005.

ORAVETZ, C.A.; Reducing incidental catch in fisheries. In: ECKERT, K. L.; BJORN DAL, K. A.; ABREU-GROBOIS, F. A.; DONNELLY, M (Ed). *Research and management techniques for the conservation of sea turtles*. Pennsylvania, USA: IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group, n 4, 1999. Pág 189-193. Disponível em:
<<http://mtsg.files.wordpress.com/2010/07/34-reducing-incidenta1-catch-in-fisheries.pdf>>.

ORIÁ, A. P.; SILVA, D. N.; RAPOSO, A. C.; ESTRELA-LIMA, A. E.; PIRES, T.; GATTAMORTA, M. A.; ZAMANA, R. R.; MATUSHIMA, E. R.; OFRI, R. Atypical ocular Chelonoid herpesvirus manifestations in a captive Loggerhead turtle (*Caretta caretta*). *Veterinary Ophthalmology*. p. 1–6, 2020. DOI: 10.1111/vop.12837

ORÓS J.; DELGADO C.; FERNANDEZ L.; JENSEN H.E. Pulmonary halohyphomycosis caused by *Fusarium* spp in a Kemp's ridley sea turtle (*Lepidochelys kempii*): an immunohistochemical study. **New Zealand Veterinary Journal** v.52, p.150–152, 2004.

ORÓS, J.; TORRENT, A.; CALABUIG, P.; DÉNIZ, S. Diseases and causes of mortality among sea turtles stranded in the Canary Islands, Spain (1998–2001). **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 63: 13–24, 2005.

ORÓS, J.; CAMACHO, M.; CALABUIG, P.; ARENCIBIA, A. Salt gland adenitis as only cause of stranding of loggerhead sea turtles *Caretta caretta*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v. 95, p. 163–166, 2011 doi:10.3354/dao02351

ORÓS, J.; SUAREZ-SAAVEDRA, A.; LIRIA-LOZA, A.; ARENCIBIA, A. Lesions Observed *Post Mortem* in Post-hatchling Loggerhead Sea Turtles (*Caretta caretta*) from a Head Start Programme. **Journal Comparative Pathology**. v. 174, p.73-80, 2020.

PAGE-KARJIAN, A.; TORRES, F.; ZHANG, J.; RIVERA, S.; DIEZ, C.; MOORE, P.A.; MOORE, D.; BROWN, C. Presence of Chelonid fibropapilloma-associated herpesvirus in tumored and non-tumored green turtles, as detected by polymerase chain reaction, in endemic and non-endemic aggregations, Puerto Rico. **Springerplus** v.1, n.35, 2012.
[/https://doi.org/10.1186/2193-1801-1-35](https://doi.org/10.1186/2193-1801-1-35).

PAGE-KARJIAN, A.; NORTON, T. M.; KRIMER, P.; GRONER, M.; NELSON, S. E.; GOTTDENKER, N. L. Factors influencing survivorship of rehabilitating green sea turtles (*Chelonia mydas*) with fibropapillomatosis. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**. 2014; v. 45, n.3: 507–519. doi: 10.1638/2013-0132R1.1 PMID: 25314817

PARÉ J. Á.; SIGLER L.; ROSENTHAL K. L.; MADER D. R. Microbiology: fungal and bacterial diseases of reptiles. In: Mader DR (ed) **Reptile medicine and surgery**, 2nd edn. Saunders Elsevier, St. Louis, MO, p 217–238, 2006.

PARGA, M. L.; CRESPO-PICAZO, J. L.; MONTEIRO, D.; GARCIA-PÁRRAGA, D.; HERNANDEZ, J. A.; SWIMMER, Y.; PAZ, S.; STACY, N. I. On-board study of gas embolism in marine turtles caught in bottom trawl fisheries in the Atlantic Ocean. **Scientific Reports**, v.10, p. 55-61, 2020. Doi:<https://doi.org/10.1038/s41598-020-62355-7>

PARRILLA-BEL J.; CANUDO JI.; FORTUNY J. & LLACER S. Salt glands in *Maledictosuchus ricalensis* (Metriorhynchidae, Thalattosuchia) from the Callovian of the Iberian Peninsula - Geological Society of Spain - Geogaceta, n. 59, 63-66, 2016.

Plastics Europe. Plastics – the facts 2012: an analysis of European plastics production, demand and waste data for 2011. **PlasticEurope**, Brussels, 2012.

PEIXOTO, L. J. S.; SÁ, M. C. A.; GORDIANO, L. A.; COSTA, M. M. *Aeromonas* spp.: fatores de virulência e perfis de resistência a antimicrobianos e metais pesados. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.79, n.3, p.453-461, 2012. DOI: 10.1590/S1808-16572012000300020

PERES, M.B.; DIAS, B.F.S.; VERCILLO, U.E. Avaliação do estado de conservação da fauna brasileira e a lista de espécies ameaçadas: O que significa? Qual sua importância? Como fazer? **Biodiversidade Brasileira**, v.1, p.45-48, 2011.

PHAM, C. K.; RODRÍGUEZ, Y.; DAUPHIN, A.; CARRIÇO, R.; FRIAS, J. P.; VANDEPERRE, F.; OTERO, V.; SANTOS, M. R.; MARTINS, H. R.; BOLTEN, A. B.; BJORN DAL, K. A. Plastic ingestion in oceanic-stage loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*) off the North Atlantic subtropical gyre. **Marine Pollution Bulletin**. v.121, n.1–2, p. 222–229, 2017.

PIETTE, M. H. A.; LETTER, E. A. Drowning: still a difficult autopsy diagnosis. **Forensic Science International**, v.163, p.1–9, 2006.

PLATT, T.R. **Family Spirorchiidae Stunkard**. In: _____. GIBSON, D.I.; JONES, A.; BRAY, R.A. (Eds.). Keys to the Trematoda. London: CABI Publishing, 2002. p.453-467

POUGH, F. H.; JANIS, C. M.; HEISER, J. B. **A vida dos vertebrados**. 2.ed. São Paulo: Atheneu, p.699, 2003.

PRANGE, H. D. Renal and Extra-renal Mechanisms of Salt and Water Regulation of Sea Turtles: A Speculative Review. **American Society of Ichthyologists and Herpetologists**, n. 3, p. 771-776, 1985.

PRITCHARD, P. C. H. Evolution, phylogeny, and current status. In: _____. LUTZ, P. L.; JOHN, A. **The biology of sea turtle**.v.1. Boca Raton: CRC Press, p. 1-28, 1997.

PRITCHARD, P. C. H.; MORTIMER, J. A. Taxonomy, external morphology, and species identification. In: Eckert, K.L., Bjorndal K.A., Abreu-Grobois, F.A., Donnelly, M., editors.

Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles. Washington: IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group. Publication, n. 4. p. 23-44. 1999.

Protocolo de conduta para encalhes de mamíferos aquáticos / Rede de encalhe de mamíferos aquáticos do Nordeste (REMANE) – Recife: Ibama, 2005. 298p. ISBN 85-73-183-6.

PROPHET, E. B. MILLS, B.; ARRINGTON, J. B.; SOBIN, L. H. Laboratory Methods in Histotechnology. Washington, D.C.: **Armed Forces Institute of Pathology**, 1992, 279p.

QUACKENBUSH, S.L.; CASEY, R.N.; MURCEK, R.J.; PAUL, T.A. and others
Quantitative analysis of herpesvirus sequences from normal tissue and fibropapillomas of marine turtles with real-time PCR. **Virology**, v.287, n.105–11, 2001.

RAIDAL, S.R.; OHARA, M.; HOBBS, R.P.; PRINCE, R. Gram-negative bacterial infections and cardiovascular parasitism in green sea turtles (*Chelonia mydas*) **Australian Veterinary Journal**, v.76, p.415-417, 1998.

RAND, T.G.; WILES, M. Histopathology of infections by *Learedius learedi* Price, 1934 and *Neospirochis schistosomatoides* Price, 1934 (Digenea:Spirorchiidae) in wild green turtles, *Chelonia mydas* L., from Bermuda. **Journal of Wildlife Diseases**, v.21, p. 461–463, 1985.

READ, A.J.; MURRAY, K.T. Gross evidence of human induced mortality in small cetaceans. NOAA Tech Memo NMFS-OPR-15, US Department of Commerce, Washington, DC, 2000.

REAVILL, D.; SCHMIDT, R. E. Proceedings Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians Pathology of the Reptile Eye and Ocular Adnexa. Zoo/Exotic Pathology Service, 2825 KOVR Drive, West Sacramento, CA 95605 USA, 2012.

REBELL, H., RYWLIN, A., HAINES, H. A herpesvirus-type agent associated with skin lesions of green sea turtles in aquaculture. **American Journal of Veterinary Research**, v.39, p.1221-1224, 1975.

REICHENBACH-KLINKE, H.; ELKAN, E. The principal diseases of lower vertebrates. **Diseases of reptiles.** Academic Press, London, 1965.

REINA, R. D.; JONES, T. T.; SPOTILA, J. R. Salt and water regulation by leatherback sea turtle *Dermochelys coriacea*. **Journal of Experimental Biology**, n. 205, p. 1853-1860, 2002.

REIS, E. C.; LIMA, L. M.; PEREIRA, C. S.; RENNÓ, B.; RODRIGUES, D. P.; SECCO, H. K. C.; SICILIANO, S. Condição de saúde das tartarugas marinhas do litoral centro-norte do estado do Rio de Janeiro, Brasil: avaliação sobre a presença de agentes bacterianos, fibropapilomatose e interação com resíduos antropogênicos. **Oecologia Australis**, Rio de Janeiro, v. 14, n. 3, p. 756-765, 2010. doi:10.4257/oeco.2010.1403.11

REIS, E.C.; GOLDBERG, D.W. **Pesquisa e conservação de tartarugas marinhas no Brasil e as recentes contribuições da telemetria e da genética.** In: _____. REIS, E.C.; CURBELO-FERNANDEZ, M.P. (eds). Mamíferos, quelônios e aves: caracterização ambiental regional da Bacia de Campos, Atlântico Sudoeste. Rio de Janeiro: Elsevier. Habitats, v.7. p. 91-120, 2017.

REIS, E. C.; PEREIRA, C. S.; RODRIGUEZ, D. P.; SECCO, H.; LIMA, L. M.; RENNÓ, B.; SICILIANO, S. (2010). Condição de saúde das tartarugas marinhas do litoral centro-norte do Estado do Rio de Janeiro, Brasil: Avaliação sobre a presença de agentes bacterianos, fibropapilomatose e interação com resíduos antropogênicos. **Oecologia Australis**, v.14, p.756–765. <https://doi.org/10.4257/oeco.2010.1403.11>.

REISSER, J.; PROIETTI, M.; SAZIMA, I.; KINAS, P.; HORTA, P.; SECCHI, E. Feeding ecology of the green turtle (*Chelonia mydas*) at rocky reefs in western South Atlantic. **Marine Biology**. v. 160; n. 12, p. 3169-3179, 2013.

REISSER, J. W.; SLAT, B.; NOBLE, K.; DU PLESSIS, K. E. P. P. M.; PROIETTI, M.; PATTIARATCHI, C. The vertical distribution of buoyant plastics at sea. **Biogeosciences Discussions**. v.11, n.11, p.16207–16226, 2014.

RESÉNDIZ, E.; FLORES-RAMIREZ, S.; KOCH, V.; CORDERO, A. First Record of Fibropapillomatosis in a Green Turtle *Chelonia mydas* from the Baja California Peninsula. **Journal of Aquatic Animal Health** v.28, n.4, p:252-257, 2016. DOI: 10.1080/08997659.2016.1223207

RESÉNDIZ, E.; FERNÁNDEZ-SANZ, H.; TORRES, D. S. B.; VEGA-BRAVO, J. A.; LARA-UC, M. M. Gross examination and Histopathology of Fibropapillomas in *Chelonia mydas* and *Lepidochelys olivacea* from Baja California Sur, Mexico. **Journal of Histology & Histopathology**. v. 6, p. 1 – 7, 2019. doi: 10.7243/2055-091X-6-1.

RIBEIRO, R.B.; JERDY, H.; MEDINA, R.M.; BIANCHI, M.; WERNECK, M.R.; CARVALHO, E.C.Q. Tissue lesions due to spirorchiid eggs in a loggerhead turtle (*Caretta caretta Linnaeus 1758*) from Brazil: first report outside of the United States. **Journal of Parasitology**, v.103, n.6. p.801-803, 2017.

ROBERTS, R. J. **Fish pathology**. Bailliere Tiddall, London, 1978.

RODENBUSCH, C.R.; PIRES, T.T.; BAPTISTTOTE, C.; CANAL, C.W. Fibropapilomatose em tartarugas verdes (*Chelonia mydas*) da Bahia – Caracterização molecular do ChHV-5. **V Jornada sobre Tartarugas Marinhas do Atlântico Sul** Ocidental. 27 e 28 de novembro de 2011 - Florianópolis, Brasil.

RODRIGUES, S. M. A.; GONÇALVES, E. G. R.; MELLO, D. M.; OLIVEIRA, E. G.; HOFER, E. Pesquisa de bactérias do gênero *Vibrio* em feridas cutâneas de pescadores do município de Raposa-MA. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v.34, n.5, p. 407-411, 2001.

ROSENTHAL, K.L.; MADER, D.R. Microbiology. In: _____. MADER, D.R. (ed) **Reptile Medicine and Surgery**. WB Saunders, Philadelphia, PA, p.117–125, 1996.

ROSSI, A. S.; GATTAMORTA, M. A.; PRIOSTE, F. E. S.; LIMA, E. H. S. M.; MELO, M. T. D.; BRANDÃO, P. E.; SILVA, S. O. S.; SILVEIRA, F. M.; MATUSHIMA, E. R. Fibropapillomas in a Loggerhead Sea Turtle (*Caretta caretta*) Caught in Almofala, Ceará, Brazil: Histopathological and Molecular Characterizations. **Marine Turtle Newsletter**, n. 147, p. 12-16, 2015.

- ROSSI, S.; SARMIENTO, A.M.S.; THIJ, R.E.; SANTOS, R.G.; 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.9, 2016. doi:10.1371/journal.pone.0167632.
- RÚBIO, G.V.; ESTRADES, A.; FALLABRINO, A.; TOMÁS, J. Once Ñños de Varamientos de Tortugas Marinas em Uruguay: Resultados Preliminares. In **V Jornada sobre Tartarugas Marinhas do Atlântico Sul Ocidental**, Florianópolis, p. 30-34, 2011.
- RUIZ, J.M. *Neoctangium travassosi* gen. N., sp. N. (Trematoda: Paramphistomoidea) parasito de quelônio marinho. Chave dos gêneros da família Microscaphidiidae Travassos, **Memórias do Instituto Butantan**, vol. 17, p. 35-45, 1943.
- RUIZ, J.M. Pronocephalidae (Trematoda) Estudo das espécies brasileiras e revisão da família. **Memórias do Instituto Butantan**, v. 19, p. 249-372, 1946.
- RYAN, P.G. The incidence and characteristics of plastic particles ingested by seabirds. **Marine Environmental Research**, v.23, 1987. 175e206. [https://doi.org/10.1016/0141-1136\(87\)90028-6](https://doi.org/10.1016/0141-1136(87)90028-6).
- SALES, G.; GIFFONI, B.B.; BARATA, P.C.R. Incidental catch of sea turtles by the Brazilian pelagic longline fishery. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v.88, n.4, p.853-864, 2008.
- SALOMEZ, F.; VINCENT, J. L.; Drowning: a review of epidemiology, pathophysiology, treatment and prevention. **Resuscitation**, v.63, p.261–268, 2004.
- SANTORO, M.; MORALES, J. A.; RODRIGUEZ-ORTIZ, B. Spirorchidiosis (Digenea: Spirorchidae) and lesions associated with parasites in Caribbean green turtles (*Chelonia mydas*). **Veterinary Record**, v. 161, p.482–486, 2007.
- SANTORO, M.; DI NOCERA F.; IACCARINO, D.; LAWTON, S.P. CERRONE, A.; DEGLI UBERTI, B.; D'AMORE, M.; AFFUSO, A.; HOCHSCHEID, S.; MAFFUCCI, F.; GALIERO, G. Pathology and molecular analysis of *Hapalotrema mistroides* (Digenea: Spirorchidae) infecting a Mediterranean loggerhead turtle *Caretta caretta*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.124, p.101–108, 2017.
- SANTORO, M.; MARCHIORI, E.; CASSINI, R.; DRIGO, M.; IACCARINO, D.; NOCERA, F.; UBERTI, B.D.; LUCA, G.; D'AMORE, M.; CENTELLEGHE, C.; PIETROBELLI, M.; MARCER, F. Epidemiology of blood fukes (Digenea: Spirorchidae) in sea turtles from Tyrrhenian and Adriatic Seas, of Italy. **Parasites Vectors**, v.13, n.52, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3922-9>.
- SANTOS, R.G.; MARTINS, A.S.; TOREZANI, E.; BAPTISTOTTE, C. DA NÓBREGA, F. J.; HORTA, P. A.; WORK, T. M.; BALAZS, G. H.; Relationship between fibropapillomatosis and environmental quality: a case study with *Chelonia mydas* off Brazil. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.89, p.87–95, 2010.

SANTOS, A.S.; ALMEIDA, A.P.; SANTOS, A.J.B.; GALLO, B. GIFFONI, B. BAPTISTOTTE, C.; COELHO, C.A.; LIMA, E.H.S.M.; LOPEZ, G.S.G.G.; BECKER, G.S.H.; CASTILHOS, J.C.; THOMÉ, J.C.A.; WANDERLINE, J.; MARCOVALDI, M.A.A.G.D.; MANDILAHARSU, M.L.M.L.; DAMASCENO, M.T.; BARATA, P.C.R.; SFORZA, R. **Plano de ação nacional para a conservação das Tartarugas Marinhas /** Alessandro Santana dos Santos, Antônio de Pádua Almeida, Armando José Barsante Santos, Berenice Gallo, Bruno Giffoni, Cecília Baptistotte, Cesar Augusto Coelho, Eduardo H.S.M. Lima, Gilberto Sales Gustavo Gilles Lopez, Gustavo Stahelin, Henrique Becker, Jaqueline Comin de Castilhos, João Carlos Alciati Thomé, Juçara Wanderlinde, Maria Ângela Azevedo Guagni Dei Marcovaldi, Maria de Los Milagros Lopez Mendilaharsu, Maria Thereza Damasceno, Paulo César Rosito Barata, Roberto Sforza organizadores: Maria Ângela Azevedo Guagni Dei Marcovaldi, Alessandro Santana dos Santos. – Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, Icmbio, 120p. 2011.

SANTOS, R.G.; ANDRADES, R.; BOLDRINI, M.A.; MARTINS, A.S. Debris ingestion by juvenile marine turtles: an underestimated problem. **Marine Pollution Bulletin**, v. 93, Issues 1–2, 15, p, 37-43, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2015.02.022>.

SCHLATTER, R.P.; PAREDES, E.; ULLOA, J.; HARRIS, J.; ROMERO, A.; VASQUEZ, J.; LIZAMA, A.; HERNÁNDEZ, C; SIMEONE, A. Mortandad de pinguino de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) en Queule, Región de la Araucanía, Chile. **Boletín Chileno de Ornitología**, v.15, n.78–86, 2009.

SCHUYLER, Q.; WILCOX, C.; TOWNSEND, K.; HARDESTY, B.; MARSHALL, N. Mistaken identity? Visual similarities of marine debris to natural prey items of sea turtles. **BMC Ecology**, v.14, n.14, 2014. <https://doi.org/10.1186/1472-6785-14-14>

SCHUYLER, Q. A.; WILCOX, C.; TOWNSEND, K. A.; WEDEMEYER-STROMBEL, K. R.; BALAZS, G.; SEBILLE, E.; HARDESTY, B. D. Risk analysis reveals global hotspots for marine debris ingestion by sea turtles. **Global Change Biology**. v.22, n.2, p.567–576, 2016.

SCHMIDT-NIELSEN, K.; R. FÄNGE. Salt glands in marine reptiles. **Nature**, n. 182, 1958. p. 783-785.

SEMINOFF, J. A.; RESENDIZ, A.; NICHOLS, W. J.; JONES, T. T. Growth rates of wild green turtles (*Chelonia mydas*) at a temperate foraging area in the Gulf of California, Mexico. **Copeia**. n.3, p. 610-617, 2002.

SILVA, C. C.; KLEIN, R. D.; BARCAROLLI, I. F.; BIANCHINI, A. Metal contamination as a possible etiology of fibropapillomatosis in juvenile female green turtles *Chelonia mydas* from the southern Atlantic Ocean. **Aquatic Toxicology**, Amsterdam, v. 170, n. 1, p. 42-51, 2016.

SILVA, J. F. M.; VALLOTA, L. A. Mecanismos de Osmorregulação em Animais. In: XAVIER, G. F. **Tópicos em Fisiologia Comparativa**. Departamento de Fisiologia do Instituto de Biociências – USP, 2006.

SILVA-JÚNIOR, E. S.; DE FARIAS, D. S. D.; DA COSTA BOMFIM, A.; DA BOAVIAGEM FREIRE, A. C.; REVORÊDO, R. Â.; ROSSI, S.; MATUSHIMA, E. R.;

HILDEBRAND GRISI-FILHO, J. H.; DE LIMA SILVA, F. J.; GAVILAN, S. A. Stranded Marine Turtles in Northeastern Brazil: Incidence and Spatial-Temporal Distribution of Fibropapillomatosis. **Chelonian Conservation and Biology**, v. 18, p. 249-258, 2019.

SMITH, J. W. The blood flukes (Digenea: Sanguinicolidae and Spirorchidae) of cold-blooded vertebrates: Part 1. A review of the literature published since 1971, and bibliography. **Helminthological abstracts**. 66: 255–294, 1997a.

STACY, B. A.; FOLEY, A. M.; GREINER, E.; HERBST, L. H.; BOLTEN, A.; KLEIN, P.; MANIRE, C. A.; JACOBSON, E. R. Spirorchiidiasis in stranded loggerhead *Caretta Caretta* and green turtles *Chelonia mydas* in Florida (USA): host pathology and significance. **Diseases of Aquatic Organisms**. Bezirksregierung Lüneburg, v.89, p.237-259, 2010.

STACY, B.A.; CHAPMAN, P.A.; FOLEY, A.M.; GREINER, E.C. HERBST, L. H.; BOLTEN, A. B.; KLEIN, P.A.; MANIRE, C. A.; JACOBSON, E. R. Evidence of diversity, site and host specificity of sea turtle blood flukes (Digenea:Schistosomatoidea: ‘Spirorchidae’):a molecular prospecting study. **Journal of Parasitology**. v.103, p.756–767, 2017.

STEPHANIS, R.; GIMENEZ, J.; CARPINELLI, E.; GUTIERREZ-EXPOSITO, C.; CANADAS, A. As main meal for sperm whales : plastics debris. **Marine Pollution Bulletin**. v.69, p.206 – 214, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.01.033>

SMITH, J.W. The blood flukes of cold-blood vertebrates. **Helminthol. Abstr.**, v.66, p.255-294, 1997.

SMITH, S.D.; MARKIC, A. Estimates of marine debris accumulation on beaches are strongly affected by the temporal scale of sampling. **PLoS One**, v.8, p.12, e83694, 2013.

SOYKAN, C. U.; MOORE, J. E.; ZYDELIS, R.; CROWDER, L B.; SAFINA, C.; LEWISON, R. L. Why study bycatch? An introduction to the Theme Section on fisheries bycatch. **Endang Species Research**, v.5, p. 91–102, 2008.

SPOTILA, J. R. Sea Turtles: a complete guide to their biology, behavior, and conservation. Baltimore: **The Johns Hopkins University Press**. 227p., 2004.

STEPHANIS, R.; GIMENEZ, J.; CARPINELLI, E.; GUTIERREZ-EXPOSITO, C.; CANADAS, A. As main meal for sperm whales : plastics debris. **Marine Pollution Bulletin**. v.69, p.206 – 214, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.01.033>

TAGLIOLATTO, A.B.; GOLDBERG, D.W.; GODFREY, M.H.; MONTEIRO-NETO, C. Spatio-temporal distribution of sea turtle strandings and factors contributing to their mortality in south-eastern Brazil. Revised: **Aquatic Conservation: Mar Freshw Ecosyst**, v.30, p. 331–350, 2020. DOI: 10.1002/aqc.3244.

THATCHER, V. E., 1997. **Trematódeos neotropicais**. Manaus: INPA. 553p.

TOMÁS, J.; GUITART, R.; MATEO, R.; RAGA, J. A. Marine debris ingestion in loggerhead sea turtles, *Caretta caretta*, from the western Mediterranean. **Marine Pollution Bulletin**, v. 44, n.3, p.211–216, 2002.

TOREZANI, E.; BAPTISTOTTE, C.; MENDES, S.L.; BARAT, P.C.R. Juvenile green turtles (*Chelonia mydas*) in the effluent discharge channel of a steel plant, Espírito Santo, Brasil, 2000–2006. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**. v.90, p.233–246, 2010.

TOURINHO, P.S.; IVAR DO SUL, J.A.; FILLMANN, G. Frequência de ingestão e tipos de resíduos sólidos em tartarugas-verdes na costa do Rio Grande do Sul, Brasil: Distribuição e fragmentação no trato gastrointestinal. **III Congresso Brasileiro de Oceanografia – CBO’2008 I Congresso Ibero-Americano de Oceanografia – I CIAO Fortaleza (CE)**, 20 a 24 de maio de 2008.

TRAVASSOS L.; FREITAS T.; KOHN. A. Trematódeos do Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.67, p.1-886, 1969.

TRAVASSOS, L. Synopse dos Paramphistomoidea. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, vol. 29, p. 19-178, 1934.

TROIANO J.C. **Doenças dos Répteis**. MedVet, São Paulo, p.193-209, 2018.

UZAI, L. M. S.; CALAIS JÚNIOR, A.; NUNES, L. C. Impacto das atividades pesqueiras como causa de morte em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) nas praias da costa Espírito Santo entre 2013 e 2014. In **Tópicos em Ciência Animal**: VIANNA, U.R.; OLIVEIRA, F. A.; CARVALHO, J. R.; BARBOSA, J. M. (Org.). Alegre/ES. v.1, p. 189-20, 2016.

VAN HOUTAN, K.S.; HARGROVE, S.K.; BALAZS, G.H. Land use, macroalgae, and a tumor-forming disease in marine turtles. **PLoS ONE**, v.5, n. 9 e12900, 2010.

VEGA-MANRIQUEZ, D.X.; DÁVILA-ARRELLANO, R. P.; ESLAVA-CAMPOS, C. A.; SALAZAR JIMÉNEZ, E.; NEGRETE-PHILIPPE, A. C.; RAIGOZA-FIGUERAS, R.; MUÑOZ-TENERÍA, F. A. Identification of bacteria present in ulcerative stomatitis lesions of captive sea turtles *Chelonia mydas*. **Veterinary Research Communications**, v.42, n. 3, p. 251-254, 2018. DOI: 10.1007/s11259-018-9728-y.

VICENTE, J. J.; RODRIGUES, H. O.; GOMES, D. C.; PINTO, R. M. Nematóides de répteis. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.10, p.1-183, 1993.

YETSKO, K.; FARRELL, J.; STAMMNITZ, M. R.; WHITMORE, L.; WHILDE, J.; EASTMAN, C. B.; RAMIA, D. R.; THOMAS, R.; KRSTIC, A.; LINSER, P.; CREER, S.; CARVALHO, G.; BURKHALTER, B. MURCHISON, E. P.; SCHNITZLER, C.; DUFFY, D. J. Mutational, transcriptional and viral shedding dynamics of the marine turtle fibropapillomatosis tumor epizootic. . **bioRxiv preprint**, fev p, 1-44, 2020. doi: <https://doi.org/10.1101/2020.02.04.932632>.

WALLACE, B. P.; DIMATTEO, A. D.; HURLEY, B. J.; FINKBEINER, E. M.; BOLTEN, A. B.; CHALOUPKA, M. Y.; HUTCHINSON, B. J.; ABREU-GROBOIS, F. A.;

AMOROCHO, D.; BJORN DAL, K. A.; BOURJEA, J.; BOWEN, B. W.; DUEÑAS, R. B.; CASALE, P.; CHOUDHURY, B. C.; COSTA, A.; DUTTON, P. H.; FALLABRINO, A.; GIRAR, A.; MARC GIRONDOT, M.; GODFREY, M. H.; HAMANN, M.; LÓPEZ-MENDILAHARSU, M.; MARCOVALDI, M. A.; MORTIMER, J. A.; MUSICK, J. A.; NEL, R.; PILCHER, N. J.; SEMINOFF, J. A.; TROËN, S.; BLAIR WITHERINGTON, B.; B. MAST, R. B.; Regional Management Units for marine turtles: A novel framework for prioritizing conservation and research across multiple scales. **PLoS ONE** v.5, n.12, 2010. e15465. doi:10.1371/journal.pone.0015465.

WATSON, D. M. Growth rates of sea turtles in Watamu, Kenya. **Earth and Environment**. v.2, p. 29-53, 2006.

WERNECK, M.R.; BECKER, J.H.; GALLO, B.G.; SILVA, R.J. Primeiro registro da ocorrência de *Schizamphistomum scleroporium* (Creplin, 1844) (Digenea: Paramphistomidae), em *Chelonia mydas* (L.) na costa brasileira. In **Anais III Congresso da Sociedade Paulista de Parasitologia**. Ubatuba: SP. 2006.

WERNECK, M. R. **Helmintofauna de *Chelonia mydas* necropsiadas na base do projeto Tamar-Ibama em Ubatuba, estado de São Paulo, Brasil**. 2007. 46f. Dissertação (Mestrado em Biologia Geral e Aplicada) – Programa de Pós-graduação em Biologia Geral e Aplicada do Instituto de Biociências, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” (Campus Botucatu), Botucatu, 2007.

WERNECK, M.R.; THOMAZINI, C.M.; MORI, E.S.; GONÇALVES, V.T.; GALLO, B.M.G.; SILVA, R.J. Gastrointestinal helminth parasites of Loggerhead turtle *Caretta caretta* Linnaeus 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil. **Pan-American Journal of Aquatic Sciences**. v.3, n.3 p.351-354, 2008.

WERNECK, M. R.; GALLO, B. M. G.; SILVA, R. J. First report of *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea: Spirorchiidae) infecting *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines: Chelonidae) from Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, v.68, n.2, 455-456, 2008a.

WERNECK, M. R.; GALLO, B. M. G.; SILVA, R. J. Spirorchiids (Digenea: Spirorchiidae) infecting a Hawksbill sea turtle *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus 1758) from Brazil. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.60, n.3, p. 663-668, 2008b.

WERNECK, M. R.; GALLO, B.; SILVA, R. J. Infecção por trematódeos digenéticos da família Spirorchiidae em tartarugas verdes (*Chelonia mydas* Linnaeus, 1758) no Brasil. In **Anais V Jornada de Conservación e Investigación de tortugas Marinas del Atlântico Sur Occidental, Mar del Plata, Argentina: PRICTMA**. p. 106-109, 2009.

WERNECK, M.R.; GALLO, B.; SILVA, R.J. Ocorrência de *Amphiorchis indicus* Gupta e Mehrotra, 1981 (Digenea, Spirorchiidae) infectando tartaruga marinha verde *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae) no Brasil In: **Anais XVI Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária**, Campo Grande, MS, 2010a.

WERNECK, M. R.; LIMA, E. H. S. M.; GALLO, B. M. G.; SILVA, R. J. Occurrence of *Amphiorchis solus* (Simha&Chattopadhyaya, 1970) (Digenea: Spirorchiidae) infecting the

green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines: Cheloniidae) in Brazil.

Comparative Parasitology, Washington, v.78, n.1, p.200-203, 2011.

WERNECK, M.R.; VERISSIMO, L.; BALDASSIN, P.; GAGLIARDI, F.; TADASHI, E.; WANDERLINDE, J.; BAPTISTOTTE, C.; MELO, M. T. D.; LIMA, E. H. S. M.; GALLO, B. G.; DA SILVA, R. J. Digenetic trematodes of *Dermochelys coriacea* from the southwestern Atlantic Ocean. **Marine Turtle Newsletter** v. 132, p. 13-14, 2012.

WERNECK, M. R.; SILVA, R. J. Occurrence of *Amphiorchis indicus* Mehrotra, 1973 (Digenea, Spirorchiidae) infecting green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.73, n.1, p.225-227, 2013.

WERNECK, M. R.; BALDASSIN, P.; TORRES, F.; TRAZI, A.; BERGER, B. Report of *Carettacola stunkardi* (Martin & Bamberger, 1952) Dailey, Fast & Balazs, 1991 (Digenea: Spirorchiidae) infecting green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus, 1758 (Testudines, Cheloniidae) in Brazil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.73, n.3, p.675-676, 2013.

WERNECK, M. R.; BALDASSIN, P.; D'AZEREDO, P.; TRAZI, A.; BERGER, B. The hawksbill sea turtle *Eretmochelys imbricata* Linnaeus 1758 (Testudines, Cheloniidae) as new host of *Hapalotrema postorchis* Rao, 1976 (Digenea: Spirorchiidae). **Comparative Parasitology**, Washington, v.81, n.1, p.75-78, 2014.

WERNECK, M.R.; DA SILVA, R.J. Checklist of sea turtles endohelminth in Neotropical region. **Helminthologia**, v.53, p.211–223, 2015a.

WERNECK, M.R.; SILVA, R.J. Helminth parasites of juvenile green turtles *Chelonia mydas* (Testudines: Cheloniidae) in Brazil. **Journal of Parasitology**, v.101, p.713–716, 2015b.

WERNECK, M. R.; SOUSA, V. R.; TRAZI, A.; BERGER, B. *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea:Spirorchiidae) in a hawksbill turtle, *Eretmochelys imbricata* Linnaeus 1766 (Testudines, Cheloniidae) from Brazil. **Comparative Parasitology**, v. 82, p.155–157, 2015c.

WERNECK MR, SOUZA, G. B.; BERGER, B. C.; TRAZZI, A.; RIBEIRO, R. B.; SILVA, M. A.; LEANDRO, H. J.; CARVALHO, E. C. Q. Pathological changes by *Hapalotrema postorchis* Rao 1976 (Digenea:Spirorchiidae) in a green turtle *Chelonia mydas* Linnaeus 1758 (Testudines, Cheloniidae) from Brazil. **Helminthologia**, v. 52, p.148–154, 2015d.

WERNECK, M. R.; GREINER, E. C. *Amphiorchis stacyi* n. sp. (Digenea: Spirorchiidae) in the heart of a green turtle from Florida, USA and the literature review of *Amphiorchis* (Price, 1934). **Parasitology Research** (2018) v. 117, p. 1709–1716, 2018.

<https://doi.org/10.1007/s00436-018-5846-2>

WERNECK, M.R.; MEDEIROS, L.S. Report of the fourth specimen of *Amphiorchis solus* (Simha & Chattopadhyaya, 1970) Platt, 2002 46 years after the original description.

Helminthologia, v.53, n.391, 2016.

WERNECK, M.R.; NUNES, C.; JERDY, H.; CARVALHO, E.C.Q. Loggerhead turtle, *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758) (Testudines, Cheloniidae), as a new host of *Monticellius indicum* Mehra, 1939 (Digenea:Spirorchiidae) and associated lesion to spirorchiid eggs.

Helminthologia. v.54, n.363, 2017.

WERNECK, M.R.; VERISSIMO, L.; BALDASSIN, P.; GAGLIARDI, F.; TADASHI, E.; WANDERLINDE, J.; BAPTISTOTTE, C.; MELO, M. T. D.; LIMA, E. H. S. M.; GALLO, B. G.; DA SILVA, R. J. Digenetic trematodes of *Dermochelys coriacea* from the southwestern Atlantic Ocean. **Marine Turtle Newsletter** v. 132, p. 13-14, 2012.

WILLIS, H. H. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. **Medical Journal of Australia**. v.8, p.375-376, 1921.

WORK, T. M.; BALAZS, G. H. Necropsy findings in sea turtles taken as bycatch in the North Pacific longline fishery. **Fishery Bulletin**. v.100, p.876–880, 2002.

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 of Aquatic Organisms**, v.62, p.163–176, 2004.

WORK, T.M.; BALAZS, G.H.; SUMMERS, T.M.; HAPDEI, J.R.; TAGARINO, A.P. Causes of mortality in green turtles from Hawaii and the insular Pacific exclusive of fibropapillomatosis. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.115, p.103–10, 2015.

WOLKE, R. E.; BROOKS, D. R.; GEORGE, A. Spirorchidiasis in loggerhead sea turtles (*Caretta caretta*): pathology. **Journal of Wildlife Diseases**, Lawrence, v.18, n.2, p.175-185, 1982.

WYNEKEN, J. **The Anatomy of Sea Turtles**. Washington, D.C., US Department of Commerce, NOAA. Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470, 172p., 2001.

ZWARG, T.; ROSSI, S.; SANCHES, T.C.; CESAR, M.O.; WERNECK, M.R. Matushima ER. Hematological and histopathological evaluation of wildlife green turtles (*Chelonia mydas*) with and without fibropapilloma from the north coast of São Paulo State, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.34, n.7, p.682–688, 2014.

APÊNDICE



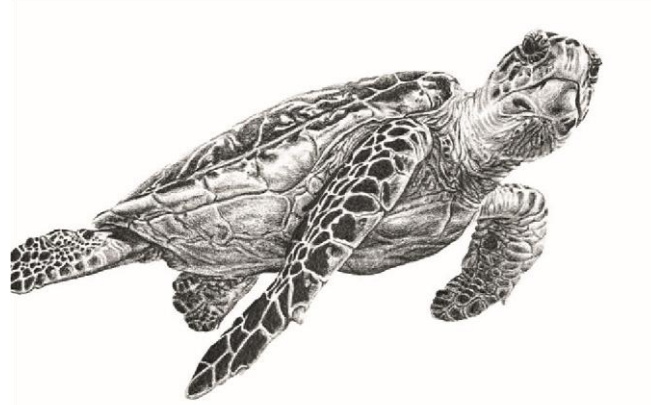
Universidade Federal da Bahia
Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia
Programa de Pós-graduação Ciência Animal nos Trópicos
Fundação Projeto Tamar



Projeto Tartarugas Marinhas

(Protocolos)

Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas-verdes
(*Chelonia mydas*) no litoral norte da Bahia



Doutoranda: Danielle Nascimento Silva
Orientadora: Alessandra Estrela da Silva Lima
Coorientadores: José Luiz Catão-Dias
Wendell Marcelo de Souza Perinotto



Universidade Federal da Bahia
Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia
Programa de Pós-graduação Ciência Animal nos Trópicos
Fundação Projeto Tamar



Bem Vindos ao Projeto Processos Patológicos das Tartarugas Marinhas.

Este Protocolo foi elaborado com o objetivo de facilitar a rotina e a execução das atividades referentes ao projeto!

Objetivos.....	3
Metodologia.....	3
Animais e obtenção de amostras.....	3
Exame necroscópico, padronização da técnica de necropsia e elaboração de manual de técnica de necropsia em tartarugas marinhas.....	3
Identificação dos resíduos antropogênicos.....	4
Identificação das lesões e outras alterações associadas a interação com a pesca.....	6
Sequência de procedimentos para colheita de parasitos de tartarugas.....	6
Preparação dos Reagentes Fixadores de Parasitos.....	7
Identificação dos parasitos espiroquídeos adultos.....	8
Análise coproparasitológica para identificação e classificação morfológica dos ovos de espiroquídeos.....	8
Técnica de Willis-Mollay (modificada).....	10
Técnica de Hoffmann.....	10
Avaliação do aparelho visual.....	10
Documentação fotográfica.....	11
Exame necroscópico - Sequência das fotografias.....	11
Avaliação macroscópica – clivagem das amostras.....	11



Universidade Federal da Bahia
Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia
Programa de Pós-graduação Ciência Animal nos Trópicos
Fundação Projeto Tamar



Processamento e análise histopatológica.....	11
Passo à passo da Técnica de Necropsia.....	12
Fluxograma do Projeto.....	13
Atlas adaptado do “The Anatomy of Sea Turtle” - Jeanette Wyneken.....	14
Terminologias Básicas.....	15
Mensurações Padrão.....	18
Métodos de Dissecção.....	22
Anatomia Esquelética - Crânio.....	25
Identificação das Espécies pelo Crânio.....	28
Estrutura da Ranfoteca.....	33
Anatomia Esquelética.....	35
Anatomia Muscular.....	45
Anatomia Circulatória.....	51
Anatomia das Vias Aéreas e Pulmões.....	65
Anatomia Gastrointestinal.....	67
Glândulas.....	70
Sistema Urogenital.....	76
Órgãos do Sentido.....	81
Sistema Nervoso.....	85
Ficha de exame necroscópico.....	94

Procedimentos Operacionais Padrão do Projeto de Doutorado - Danielle Nascimento Silva

TÍTULO DO PROJETO:

Determinação da causa de morte e principais achados patológicos em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) no litoral norte da Bahia

OBJETIVO GERAL:

Avaliar os achados anatomopatológicos em tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) e o seu impacto na conservação destas espécies correlacionando com a atividade da pesca.

OBJETIVOS ESPECIFICOS:

- Determinar sempre que possível a *causa mortis* do animal;
- Classificar e categorizar o resíduo antropogênico encontrado no trato gastrointestinal;
- Identificar lesões macro e microscópicas sugestivas de afogamento pela interação com a pesca;
- Identificar os parasitos da Família Spirorchiidae;
- Determinar as principais lesões causadas pelos espiroquídeos nos animais necropsiados.
- Identificar as patologias oculares dos animais encalhados;
- Analisar os achados macro e microscópicos dos animais com lesões em olhos e anexos;
- Analisar microscopicamente os olhos dos animais que não apresentam lesões macroscópicas;
- Elaborar um manual de técnica de necropsia para tartarugas marinhas.

METODOLOGIA:

Animais e obtenção de amostras

Serão necropsiados animais que estiverem acondicionados no freezer da Fundação Projeto Tamar, base Paria do Forte, animais de vida livre que encalharem nas praias do litoral norte baiano encontrados mortos ou que evoluírem para o óbito durante o tratamento no centro de reabilitação do Tamar

Exame necroscópico, padronização da técnica de necropsia e elaboração de manual de técnica de necropsia em tartarugas marinhas.

A necropsia será realizada de forma sistemática com avaliação de cada órgão. Será elaborada uma ficha de necropsia padrão (Anexo). Na ectoscopia serão identificadas lesões oriundas da pesca e em todos os órgãos, especialmente os do trato digestório, lesões causadas pela ação antropogênica, bem como, pesquisa e identificação de resíduos sólidos (lixo) e achados que auxiliem na *causa mortis*. O

manual de necropsia elaborado ao final do estudo será disponibilizado aos pesquisadores e profissionais da Fundação Projeto Tamar para que seja utilizado na rotina sempre que necessário.

Identificação dos resíduos antropogênicos

Os resíduos antropogênicos encontrados no TGI dos animais necropsiados serão lavados em água corrente, para remoção de qualquer conteúdo, com o auxílio de uma peneira com malha 100-150µm de abertura, e colocados para secar ao ar. Posteriormente serão identificados e separados de acordo com a categoria que pertencerem seguindo o protocolo de Van Franeker et al. (2011) e o Guidance on Monitoring of Marine Litter in European Seas, Joint Research Center, Institute for Environment and Sustainability, Technical Subgroup on Marine Litter (2013). Neste protocolo é indicado que os resíduos sejam categorizados com base em sua morfologia devido às incertezas na determinação de sua origem. Os dados obtidos serão analisados de forma qualitativa quanto à presença ou não no TGI dos animais, seguindo as recomendações acima citadas (Quadro1).

Quadro 1 – Categorização dos resíduos antropogênicos em *Chelonia mydas*.

Categoria		Tipo	Cód.	Presença (S/N)	Local (TGI)	Descrição
Plástico	Plástico Industrial	Pellets	IND	S/N	ESO/ EST/ INT	<i>Pellets</i> de plástico industriais. Grânulos pequenos, de forma cilíndrica, com ± 4 mm de diâmetro
	Plástico de uso doméstico	Plásticos finos	PLA	S/N	ESO/ EST/ INT	Itens macios laminares como sacolas plásticas, folhas, etc., geralmente quebrados em pedaços menores
		Linha, fio	LIN	S/N	ESO/ EST/ INT	Os fios de plástico, como pedaços de corda, redes, monofilamentos de nylon, tiras de embalagem etc.
		Espuma	ESP	S/N	ESO/ EST/ INT	Pedaços de embalagens ou copos de espuma de poliestireno, poliuretano espumado em colchões ou espumas de construção.
		Fragmentos	FRA	S/N	ESO/ EST/ INT	Plástico rígido, pedaços de garrafas, caixas, brinquedos, ferramentas, alojamento de equipamentos, escovas de dentes, isqueiros etc.
		Outras	OUT	S/N	ESO/ EST/ INT	Filtros de cigarro, borracha, elásticos, balões etc., ou seja, itens com aparência de plástico ou que não se enquadram em uma categoria clara.
Lixo	Papel	PAP	S/N	ESO/ EST/ INT	Papel normal, papelão, embalagem laminada, materiais nos quais o papel parece dominar (por exemplo, tetra-pack), papel prateado, folha de alumínio etc.	
	Vários	VAR	S/N	ESO/ EST/ INT	Madeira fabricada, lascas de tinta, pedaços de metais etc.	
	Anzol, gancho	ANZ	S/N	ESO/ EST/ INT	Anzóis de pesca esportiva ou forro longo.	
Contaminantes Dieta não natural	Carvão	CAR	S/N	ESO/ EST/ INT	Pedaços de carvão.	

Legenda: **Cód.** – código; **S/N** – Sim / Não; **TGI** – Trato gastrointestinal; **ESO** – esôfago; **EST** – estômago; **INT** – intestino; **IND** – industrial; **PLA** – Plástico fino; **LIN** – Linha, fio; **ESP** - Espuma; **FRA** - Fragmentos; **OUT** - Outras; **PAP** - Papel; **VAR** - Vários; **ANZ** – Anzol, gancho; **CAR** - Carvão.

Fontes: VAN FRANEKER, J.A. et al. Monitoring plastic ingestion by the northern fulmar *Fulmarus glacialis* in the North Sea. **Environmental Pollution**. v.159, p.2609 - 2615. 2011.

Technical Subgroup on Marine Litter. **Guidance on Monitoring of Marine Litter in European Seas**. Joint Research Center, Institute for Environment and Sustainability. 2013.

Identificação das lesões e outras alterações associadas a interação com a pesca

Os animais que apresentarem alterações sugestivas de interação com a pesca, como lesões em membros, pescoço, presença de anzóis e redes, ou encontrados mortos, mas possuem escore corporal bom, aparentemente saudáveis e/ou apresentarem no exame necroscópico líquido em pulmões e/ou TGI, serão avaliados separadamente com o objetivo de buscar informações que correlacionem estes achados com a possível *causa mortis* destes animais.

Sequência de procedimentos para colheita de parasitos de tartarugas

A) Coleta de ectoparasitos do tegumento

1. Fazer uma inspeção macroscópica com objetivo de detectar possíveis parasitos visíveis a olho nu.
2. Realizar raspagem do tegumento no sentido cabeça-cauda, não se esquecendo das nadadeiras.
3. Colocar o conteúdo do tegumento em um frasco.
4. Adicionar formol a 5% sobre o conteúdo.
5. Etiquetar o frasco, contendo o órgão, tartaruga analisada e data

B) Coleta de endoparasitos de olhos da tartaruga

1. Com auxílio de instrumento pontiagudo, externar o globo ocular.
2. Retirar os dois globos oculares.
3. Abrir os globos oculares e colocá-los dentro de um frasco.
4. Adicionar AFA frio ou formol 5%.
5. Etiquetar o frasco contendo o órgão, com dados da tartaruga analisada e a data de coleta.

C) Coleta de endoparasitos de órgãos da tartaruga

1. Retirar o órgão desejado (estômago e/ou intestino).
2. Individualizá-los em placa de Petri.
3. Expor os órgãos internos e observar se há parasito aderido à superfície dos órgãos ou na própria cavidade visceral.
4. Os órgãos devem ser abertos cuidadosamente.

D) Processamento dos órgãos para coleta de endoparasitos

1. Os órgãos devem ser banhados em água a 55 °C (estômago e/ou intestino)
2. Após 30 minutos completar o frasco com formol 10% ou AFA aquecido a 60°C. O intestino e o estômago devem ser abertos e fixados diretamente no frasco com formol 10% ou AFA aquecido a 60°C.
3. Etiquetar identificando qual órgão, data, espécie e informações do proprietário.
4. Para facilitar a coleta, o conteúdo do estômago e/ou intestino poderão ser lavados em peneiras com malha de 100-150µm de abertura.
5. Observar o órgão em estereomicroscópio.

OBS: Se a coleta for realizada em laboratório, pode seguir direto para o passo 4.

Preparação dos Reagentes Fixadores de Parasitos

A) Formol 1:4.000

Formol (37%-40%).....1mL
Água destilada..... 4.000 mL

B) Formol a 5%:

Formol (37%-40%).....50 mL
Água destilada.....950 mL

C) Formol 10%:

Formol (37%-40%)..... 100 mL
Água destilada.....900 mL

D) Formol 10% tamponado:

Formol (37%-40%)..... 100 mL
Água destilada.....900 mL
Fosfato de sódio dibásico.....6,5g (Na₂HPO₄)
Fosfato de sódio monobásico.....4.0g (NaH₂PO₄)

E) Álcool 70%

Álcool absoluto.....700 mL
Completar com água destilada.....300 mL

F) AFA (Álcool, formol e ácido acético glacial)

Álcool 70 "GL"..... 930 mL
Formol (37%-40%).....50 mL
Ácido acético glacial.....20 mL

Identificação dos parasitos espiroquídios adultos

Durante o exame necroscópico, os parasitos que forem encontrados nos órgãos serão cuidadosamente colhidos, sendo parte acondicionada em microtubos de centrifugação tipo eppendorf de 2mL envoltos com papel alumínio (para proteção da luz) contendo formol 5% e parte em solução AFA (álcool 70% – formol 37% – ácido acético glacial puro). Além disso, os exemplares serão prensados entre lâminas de microscopia, amarrados com barbante de algodão e permanecerão em solução AFA por 48 horas para posterior preparação das lâminas permanentes. O preparo das lâminas permanentes será de acordo com a metodologia utilizada por Aires et. al (2010), onde os parasitos adultos serão corados com solução corante Carma Lúmen de Mayer seguindo estas etapas:

- I) Os espécimes serão colocados em álcool 70% (15 minutos) para retirada do fixador;
- II) Posteriormente mergulhados no corante e mantidos até que estejam totalmente corados (40 minutos aproximadamente);
- III) Retirada do excesso de corante em álcool 70% (banho rápido);
- IV) Diferenciação – os parasitos serão mergulhados em álcool clorídrico 0,5% (15 minutos – em observação);
- V) Após a coloração, estes serão desidratados em série crescente de álcool etílico (70%, 80%, 90% por 10 minutos cada, e duas séries no álcool 100% por 15 minutos em cada);
- VI) Clarificação com creosoto de faia (uma gota em cada lâmina);
- VII) Montagem das lâminas com bálsamo do Canadá sintético e lamínula. Após a secagem das lâminas, elas serão analisadas em microscópio óptico para identificação morfológica dos parasitos, a qual será realizada com base na literatura descrita por Gibson et al. (2002), Greiner (2013) e Fernandes e Kohn (2014).

Análise coproparasitológica para identificação e classificação morfológica dos ovos de espiroquídios

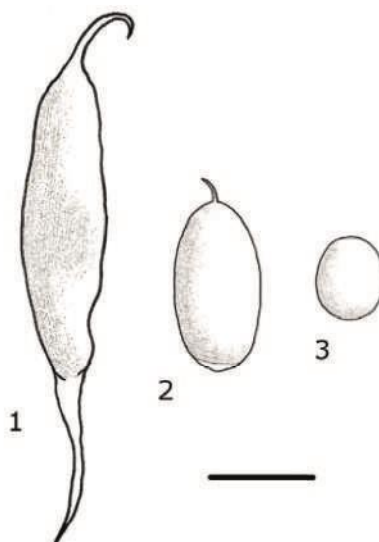
As amostras de fezes serão coletadas em duplicata dos animais que apresentavam quadro de parasitismo ou não, e acondicionadas em tubos tipo Falcon de 15 mL, contendo solução AFA na proporção 2:1 (solução: fezes). Para o exame coproparasitológico serão utilizadas as técnicas de Willis-Mollay (WILLIS, 1921) e Hoffmann (HOFFMANN et al., 1934) modificadas de acordo com Monteiro (2017). Todos os recipientes e requisições serão devidamente identificados com informações do animal, órgão encontrado o espécime, os quais serão encaminhados para o LPDPV-UFRB.

Os ovos destes parasitos serão classificados em três categorias, segundo Wolke e colaboradores (1982), especificadas no quadro 1 e figura 1 abaixo:

Quadro 1. Categorias dos ovos de espiroquídeos de acordo com as características morfológicas descritas por Wolke et al. (1982) utilizadas para descrição dos gêneros.

Categorias	Características Morfológicas/Gêneros
Tipo 1	Ovos alongados com dois processos terminais, sendo um semelhante a um gancho, possui coloração amarelo amarronzada e um miracídio na porção oval, estes pertencem aos gêneros <i>Laeredius</i> sp., <i>Monticellius</i> sp. e <i>Hapalotrema</i> sp.
Tipo 2	Ovos ovoides com um processo terminal afiado e curto, caracterizando os gêneros <i>Carettacola</i> sp. e <i>Haemoxenicon</i> sp.
Tipo 3	Ovos menores que os outros dois tipos, de morfologia arredondada e sem processo terminal, referem-se ao gênero <i>Neospirochis</i> sp.

Figura 1. Esquema de apresentação dos ovos de espiroquídeos.



Legenda: Tipo 1: *Hapalotrema*, *Laeredius*, *Monticellius*, *Amphiorchis*. Tipo 2: *Carettacola*. Tipo 3: *Neospirochis*.
Barra de escala = 50 μ m. Adaptado de Wolke et al. (1982) e Greiner (2013).

Fonte: GREINER, E. C. Parasites of marine turtles. In: WYNEKEN, J.; LOHMANN, K. J.; MUSICK, J. A. (ed) **The biology of sea turtles**, Vol 3. CRC Press, Boca Raton, FL, p 427–446, 2013.

WOLKE, R. E.; BROOKS, D. R.; GEORGE, A. Spirorchidiasis in loggerhead sea turtle (*Caretta caretta*): pathology. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 18, n. 2, p. 175–185, 1982.

Técnica de Willis-Mollay (modificada)

Utilizada para pesquisa de ovos de helmintos, cistos ou oocistos de protozoários. A técnica procederá da seguinte forma:

Será um tubo de ensaio com 15mL de solução saturada. Em um copo será colocado 2g de fezes e neste recipiente acrescidos um pouco da solução contida no tudo para desmanchar as fezes. O material deve ser homogeneizado com um bastão. Após esta etapa deve-se adicionar o restante da solução presente no tubo de ensaio, então coar e encher o tudo de ensaio até formar um menisco. Por conseguinte, será colocada uma lâmina de vidro sobre o tubo e deixada por 15 minutos. Após este período a lâmina será retirada e invertida rapidamente, evitando deixar cair a gota de solução. Para leitura no microscópio óptico deve ser colocada uma gota de lugol sobre a lâmina e uma lamínula. A análise será realizada em aumento de 100 e 400 vezes.

Técnica de Hoffmann

A técnica de Hoffmann ou de sedimentação é utilizada para pesquisa de ovos pesados, como de alguns gêneros de Trematoda e Cestoda.

As fezes serão diluídas em 200mL de solução fisiológica em um béquer, em seguida a suspensão deve ser coada em um cálice de sedimentação, deixada em repouso por 15 minutos. Após o período de repouso o sobrenadante será decantado e adicionado 200mL de solução fisiológica sobre o sedimento. A suspensão será deixada mais uma vez em repouso de 15 minutos. O líquido sobrenadante novamente será novamente decantado. Com auxílio de uma pipeta foram coletadas algumas gotas do sedimento e colocadas sobre uma lâmina e sobreposta uma lamínula para exame em microscópio óptico em aumento de 100 vezes. Nos casos que o primeiro resultado foi negativo, serão montadas mais três lâminas com o sedimento.

Avaliação do aparelho visual

Serão avaliados olhos e anexos (pálpebras e glândulas de sal) dos espécimes de tartarugas-verdes (*Chelonia mydas*) necropsiados. Os olhos serão seccionados dorsoventralmente incluindo o nervo óptico, colocados em cassetes histológicos próprios para processamento, identificados com número de registro gerado no momento de entrada do cadáver no laboratório, acondicionados em um novo recipiente com solução formol a 10% tamponado com fosfato por um período não inferior a 24 horas. Posteriormente serão processados para análise histopatológica.

Os animais serão distribuídos em cinco grupos conforme as estruturas anatômicas examinadas macro e microscopicamente: grupo I – pálpebras, olhos e glândula de sal; grupo II – pálpebras e olhos; grupo III – olhos e glândulas de sal; grupo IV – apenas olhos e grupo V – apenas glândulas de sal. As lesões serão divididas em seis categorias gerais: normal ou sem lesão; fibropapilomatose, espiroquidíase, phthisis bulbi; olho perfurado e litíases. Os animais serão colocados em várias categorias de acordo com as lesões observadas.

Documentação fotográfica

Todas as tartarugas estudadas serão fotografadas durante o exame necroscópico, com destaque às alterações macroscópicas encontradas, com câmera digital de alta resolução.

Exame necroscópico - Sequência das fotografias

1. Panorâmica – decúbitos dorsal e ventral; lesões observadas na ectoscopia;
2. Panorâmica – após remoção do plastrão com a musculatura peitoral;
3. Panorâmica – cavidade celomática;
4. Órgãos genitais in situ;
5. Órgãos individuais fechados / superfície natural;
6. Órgãos individuais abertos / superfície de corte;
7. Parasitos – fotos in situ e na placa de Petri;
8. Resíduo antropogênico – fotos antes e após a identificação do resíduo.

Avaliação macroscópica – clivagem das amostras

Deve ser realizada de acordo com as identificações abaixo:

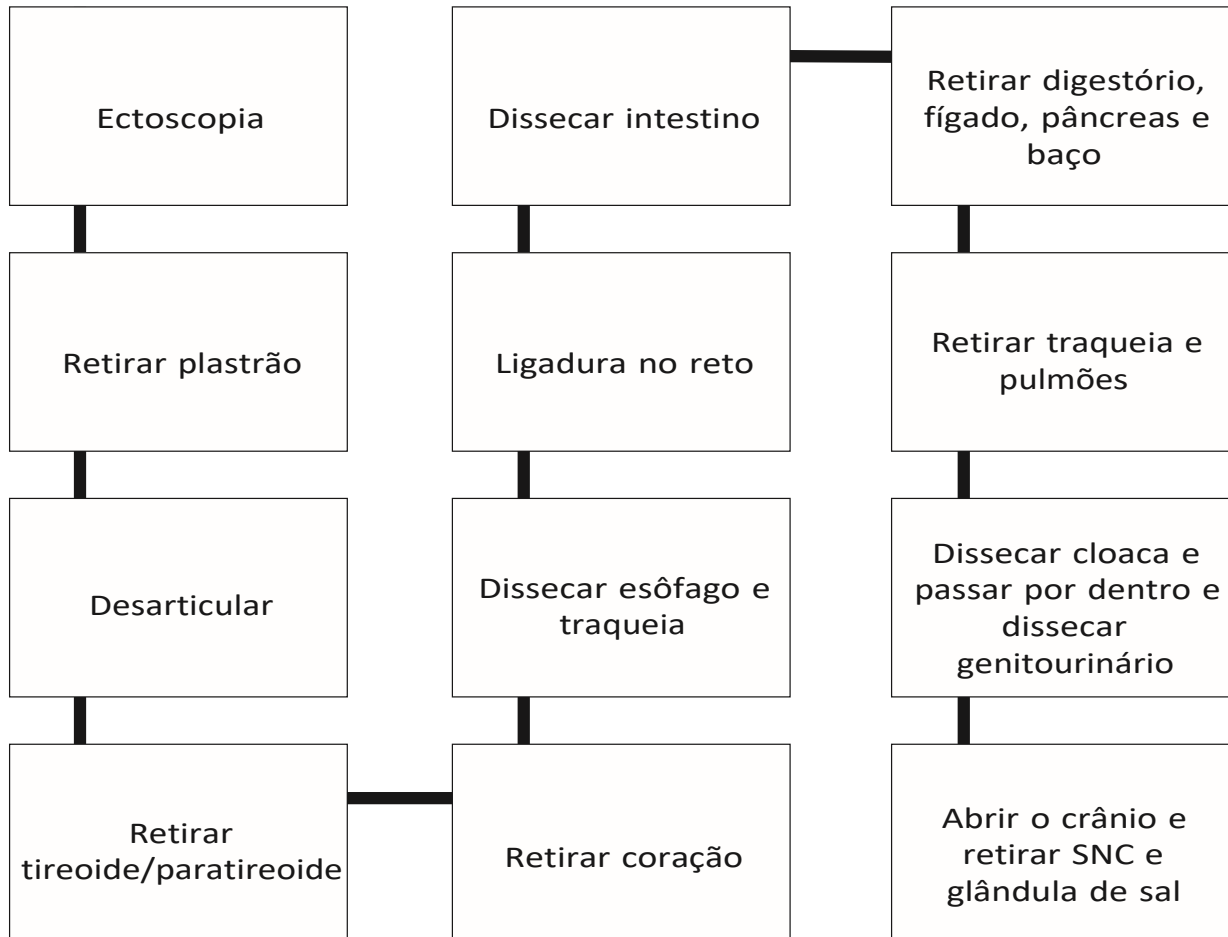
1. Baço, fígado e rim;
2. Pulmão, coração e vasos;
3. Glândula de sal, SNC, pâncreas, tireoide, paratireoide;
4. Bexiga, pele e ovários;
5. Trato gastrointestinal: esôfago, estômago, intestinos delgado e grosso
6. Olhos;
7. Músculos e ossos.

Processamento e análise histopatológica

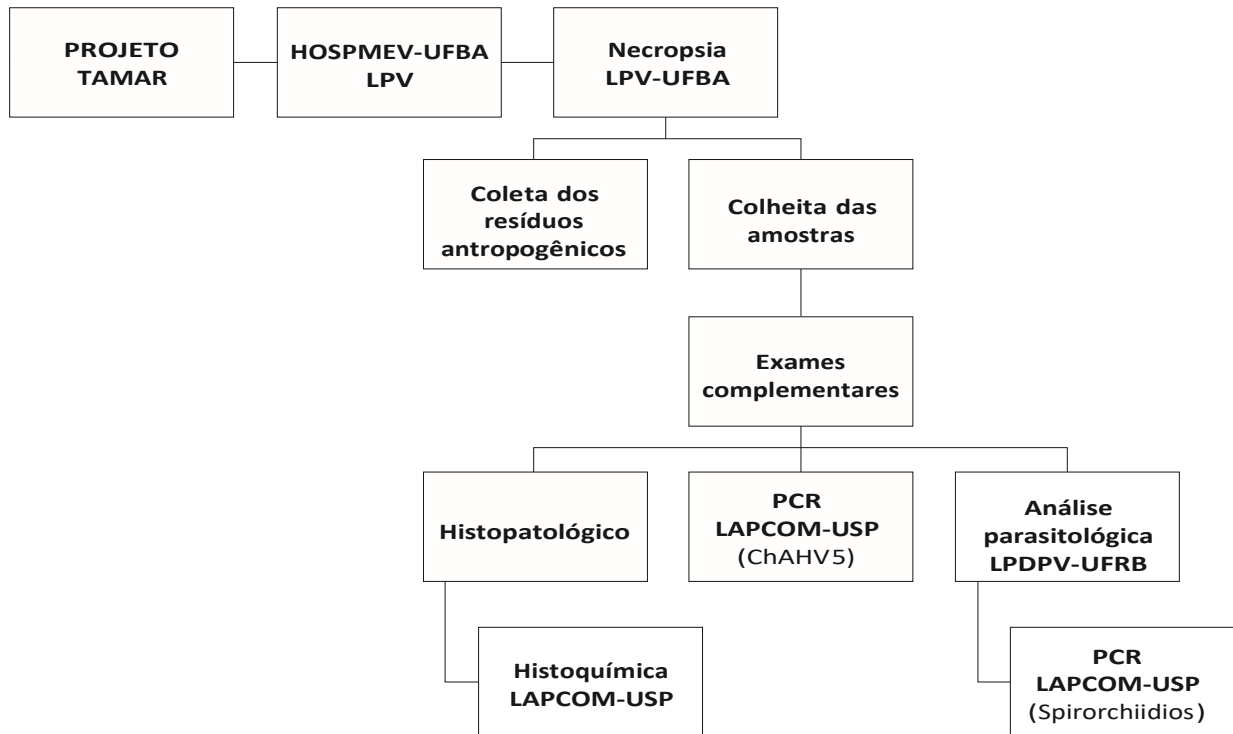
Todas as amostras serão processadas no LPV-UFBA, após clivagem das estruturas, os fragmentos separados serão colocados em cassetes, todos devidamente identificados com número de registro gerado no momento de entrada do cadáver no laboratório, ficarão acondicionados em um novo recipiente com solução formol a 10% tamponado com fosfato por um período não inferior a 24 horas. Em seguida procederá as outras etapas de processamento a saber: desidratação em álcoois a 70%, 80%, 90%, 100%, diafinização em solução de xilol I e II, embebição em parafina I e II, inclusão em parafina, microtomia para cortes histológicos medindo 4µm corados pela técnica rotineira de Hematoxilina-Eosina, e quando necessário submetida a coloração especial. E por fim seguirá a análise microscópica em microscópio óptico e captura das imagens. As lâminas histológicas serão fotografadas em microscópio Leica® com sistema de captura de imagem, utilizando-se objetivas de 4x, 10x, 40 e 100x.

PASSO À PASSO DA TÉCNICA DE NECROPSIA

IMPORTANTÍSSIMO: RETIRAR A IDENTIFICAÇÃO DO TAMAR QUE FICA NA CAVIDADE ORAL DO ANIMAL

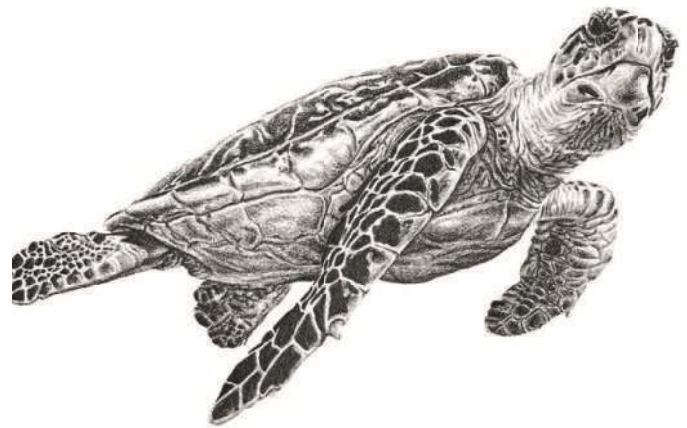


FLUXOGRAMA DO PROJETO PROCESSOS PATOLÓGICOS EM TARTARUGAS MARINHAS



ATLAS ADAPTADO DO “THE ANATOMY OF SEA TURTLE” - JEANETTE WYNEKEN

- Terminologias Básicas
- Mensurações Padrão
- Métodos de Dissecção
- Anatomia Esquelética
- Anatomia Muscular
- Anatomia Circulatória
- Anatomia das Vias Aéreas e Pulmões
- Anatomia Gastrointestinal
- Glândulas
- Sistema Urogenital
- Órgãos do Sentido
- Sistema Nervoso



TERMINOLOGIA BÁSICA

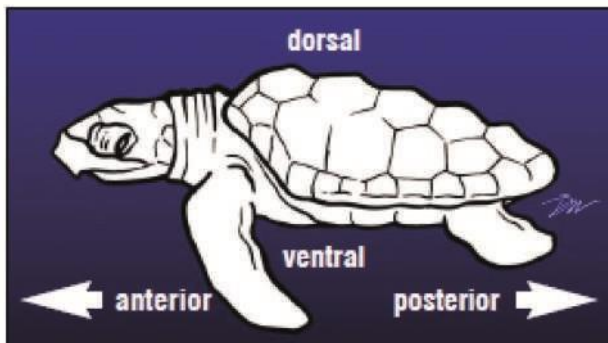


Figura 1.

Dorsal: em direção ao topo da concha (a carapaça).

Ventral: está na direção do plastrão.

Anterior: em direção à cabeça.

Posterior: em direção à cauda.

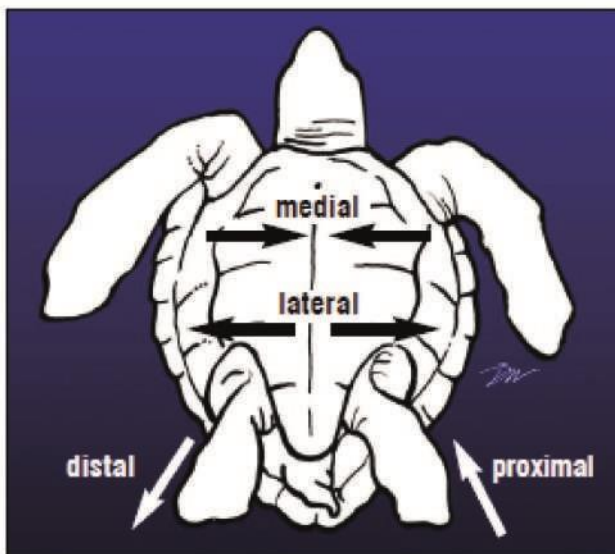


Figura 2.

Medial: em direção à linha média.

Lateral: está longe da linha média, em direção aos lados.

Proximal: está perto do corpo ou do começo de uma estrutura.

Distal: está longe do corpo ou da estrutura principal.

Profundo: está debaixo de uma estrutura

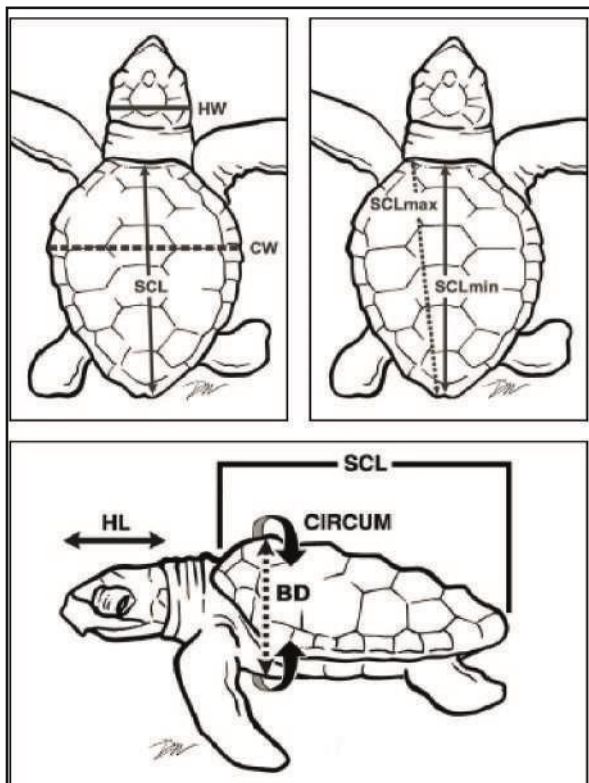


Figura 3. Marcos para medições padrão

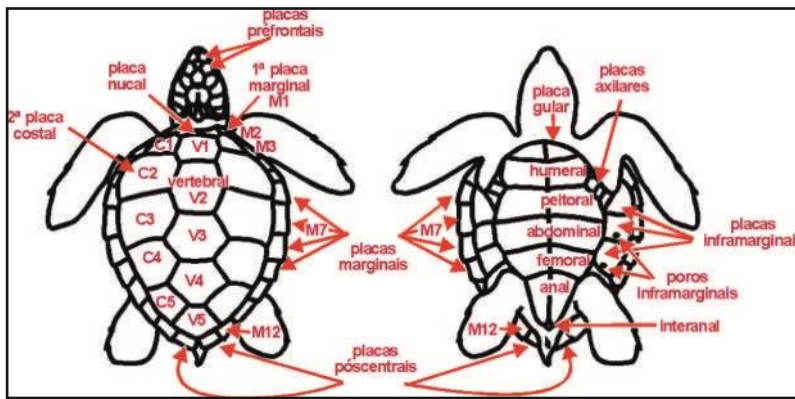


Figura 4. Identificação dos escudos

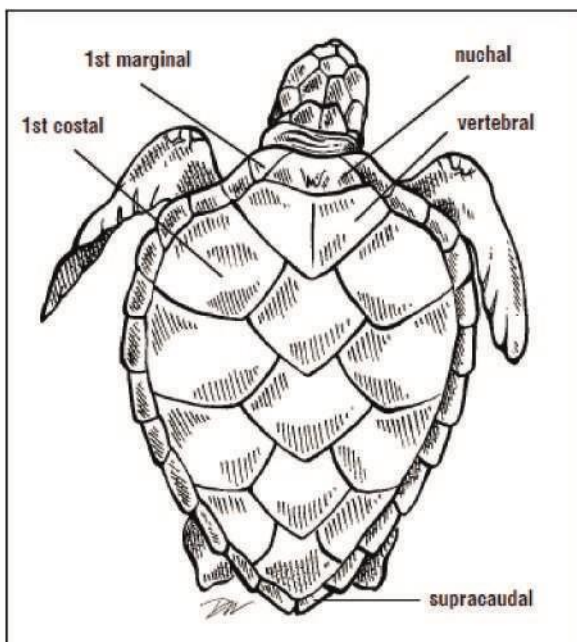


Figura 5. Escudos da carapaça.

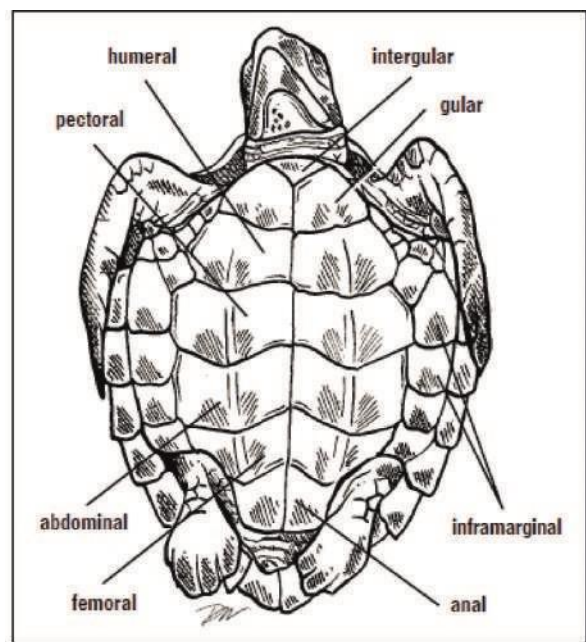


Figura 6. Escudos do plastrão e ponte.

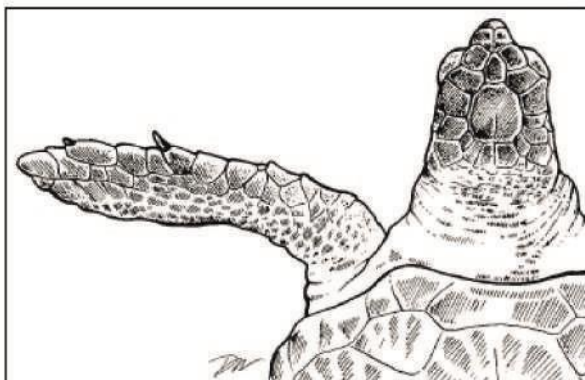


Figura 7. Posição e numeração de garras.

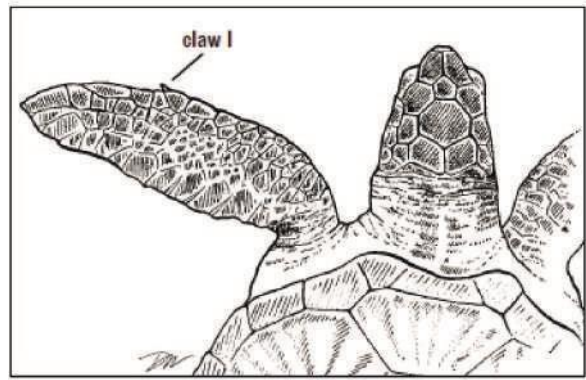


Figura 8. A garra única ocorre no primeiro dígito. Não há formas de garra no segundo dígito

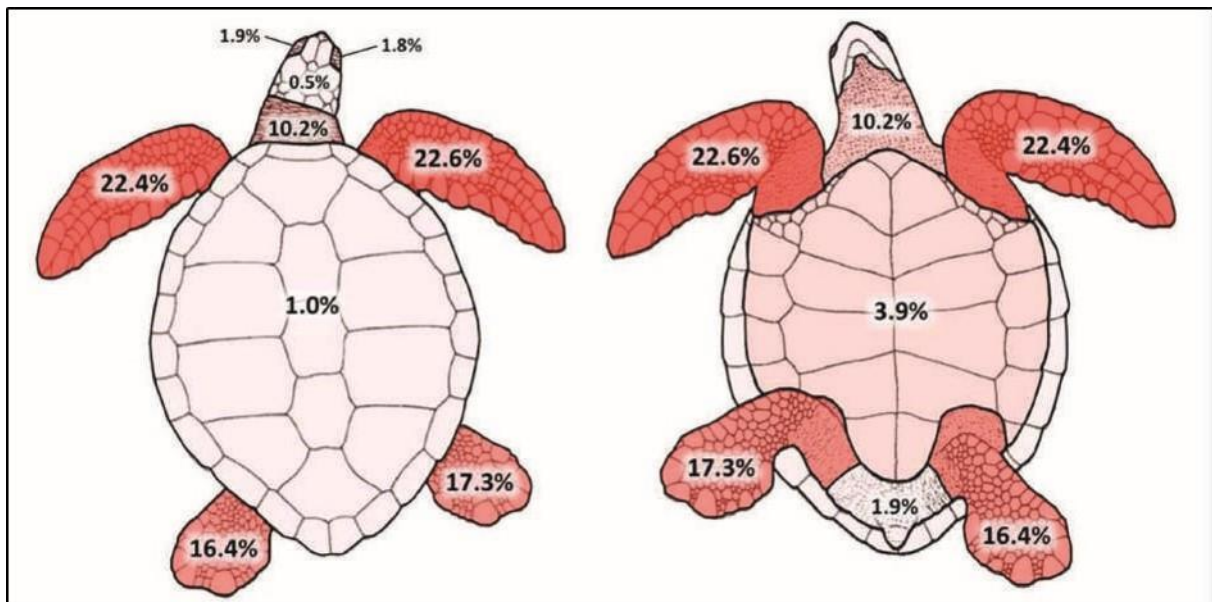


Figura 9. Distribuição anatômica dos tumores de fibropapilomatose. As porcentagens referem-se ao número total de tumores avaliados no estudo (n = 7466). Desenho adaptado de from Pritchard & Mortimer (1999). PLOS ONE | DOI:10.1371/journal.pone.0167632 December 9, 2016.

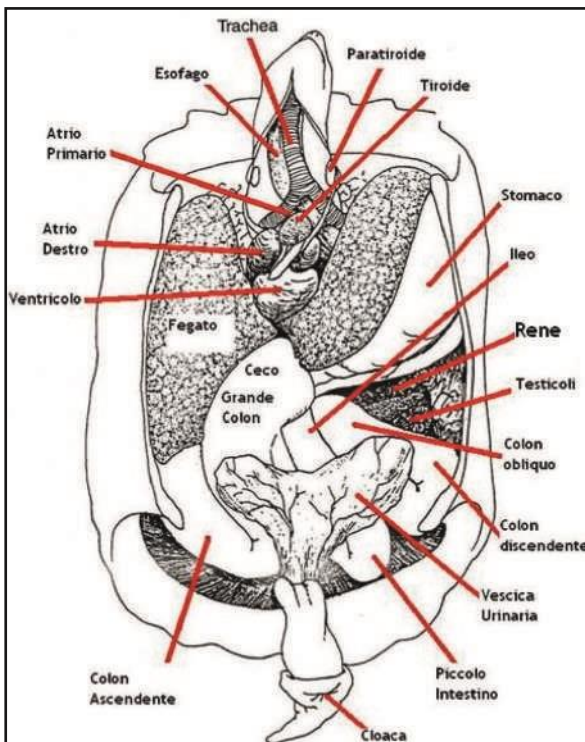


Figura 10. Posicionamento dos órgãos em cavidade celomática

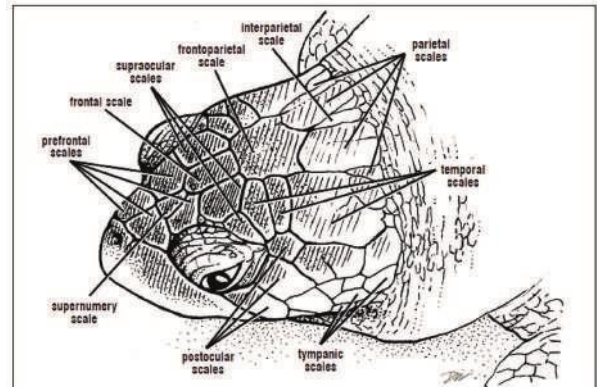


Figura 11. Escamas da cabeça de tartarugas chelonidas. Os principais conjuntos de escamas usados na identificação de espécies são os pré-frontais. Muitas vezes há escamas supranumerárias (múltiplas escamas extras) entre os pré-frontais. Estes faltam padrão e geralmente são pequenos. As outras escamas rotuladas servem como marcos.

MENSURAÇÕES PADRÃO



Figura 01. Marcos para medições padrão.

Comprimento padrão em linha reta: SCL.

Comprimento Padrão Sobre a Curva: CCL.



Figura 02. Comprimento mínimo de carapaça (Notch-to-Notch): SCLmin.



Figura 03. Comprimento Máximo da Carapaça reta Reta: SCLmax.



Figura 04. Comprimento Mínimo da Carapaça Sobre a Curva (Notch-to-Notch): CCLmin.



Figura 05. Comprimento Máximo da Carapaça Sobre a Curva: CCLmax.



Figura 06. Largura máxima da cabeça (HW) é medida na parte mais larga com as pinças perpendiculares ao longo eixo do crânio. Esta posição varia com as espécies, de modo que, em alguns, é perto da articulação da mandíbula e em outros, é encontrada mais posteriormente.



Figura 07. O comprimento máximo da cabeça (HL) é medido a partir da ponta posterior da crista supraoccipital (encontrada pela palpação) até a parte anterior da cabeça, geralmente o rhamphotheca (bico) da mandíbula superior.



Figura 08. Largura da linha reta: SCW.



Figura 09. Largura da Curva Sobreposta: CCW.



Figura 10. As medidas de profundidade corporal (BD) são tomadas na altura máxima do corpo. Em uma tartaruga viva, uma média de pelo menos 3 medições deve ser feita entre as respirações porque a profundidade muda durante a respiração.



Figura 11. Cicatriz em Tartaruga-de-couro



Figura 12. O comprimento do plastrão (SPL) é medido com compassos de calibre estendidos da extremidade anterior do plastrão para a extremidade posterior. Esses marcos podem ocorrer além dos escudos



Figura 13. O comprimento do plastrão (CPL) é medido com uma fita métrica alinhada. Esse método fornece uma medida ligeiramente mais longa do que aquela obtida com os calibradores.



Figura 14. O Comprimento da Cauda (TTL) é tipicamente medido com uma fita métrica que se estende desde a parte mais posterior do plastrão até a ponta da cauda. A fita métrica é permitida para seguir a curvatura na cauda. Medidas de pinça tendem a ser ligeiramente mais curtas.



Figura 15. A medição de ponta a ponta, mostrada aqui, é tirada do meio da cloaca (vent) até a ponta da cauda.

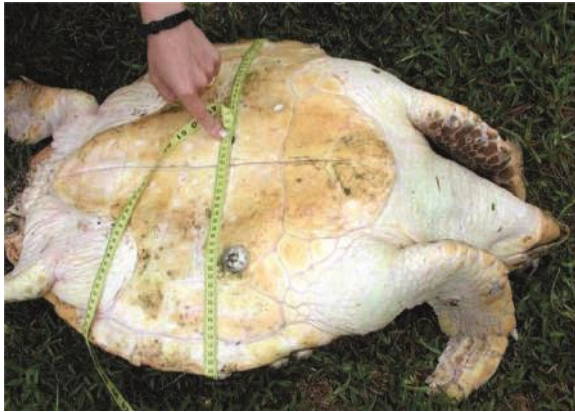


Figura 16. Circunferência (CIRCUM) é tomada com uma fita métrica. Pode ser medido com a tartaruga deitada em sua carapaça.



Figura 17. Circunferência também pode ser tomada com a tartaruga no seu plastrão. Para animais muito grandes, pode ser necessário cavar sob a tartaruga, a fim de obter a fita alinhada corretamente. Quando a fita é esticada sobre epibiontes, como cracas, isso deve ser observado.

MÉTODOS DE DISSECAÇÃO

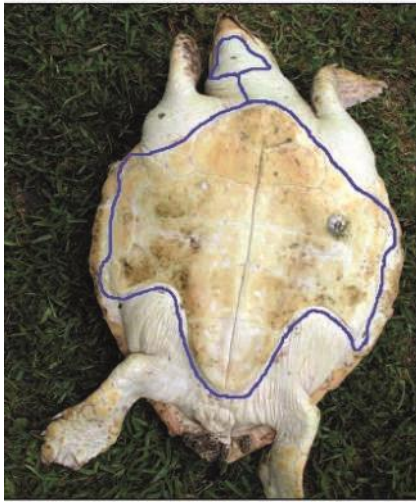


Figura 1. Um esboço é mostrado para traçar o caminho do corte inicial necessário para remover com sucesso o plastrão.



Figura 2. Para liberar o plastrão, a fixação dos processos acrômios ao plastron (na flecha) deve ser cortado

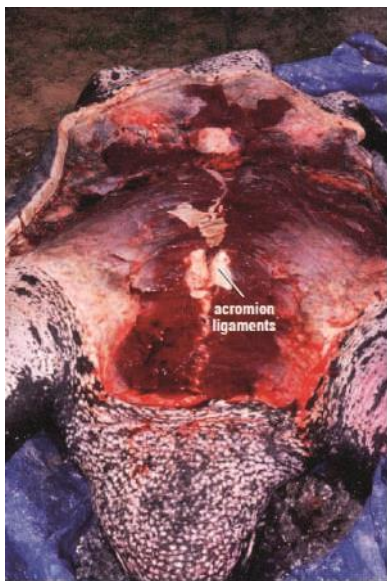


Figura 3. A massiva musculatura peitoral e pélvica pode ser vista nesta tartaruga-de-couro. As duas manchas brancas no corpo anterior são o corte dos ligamentos dos processos acrômios. A cabeça está na parte de baixo da foto.

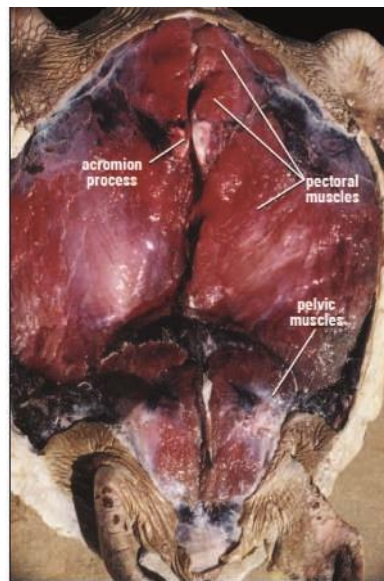


Figura 4. A musculatura peitoral e pélvica ventral cobre a maior parte do peritônio e órgãos. Estes devem ser removidos para expor a cavidade peritoneal. Os processos acrômios pareados são visíveis adjacentes à linha média, mas os coracoides em forma de leque são cobertos pelos músculos peitorais. Anterior está em direção ao topo da imagem.

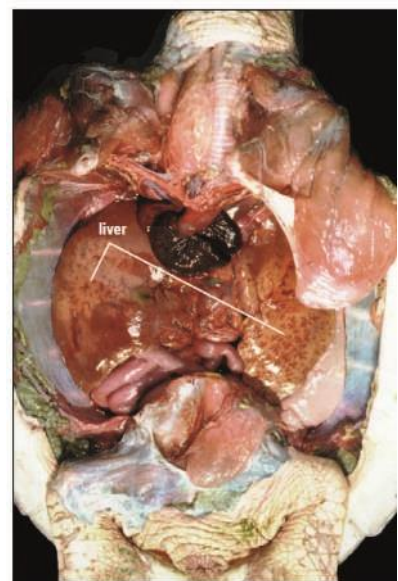


Figura 5. O peritônio foi removido para mostrar a disposição dos órgãos. O coração está localizado centralmente, posterior à traqueia. O fígado situa-se em cada lado do coração. A cinta peitoral foi removida do lado direito do animal (esquerda na foto) e refletida lateralmente no lado esquerdo do animal.

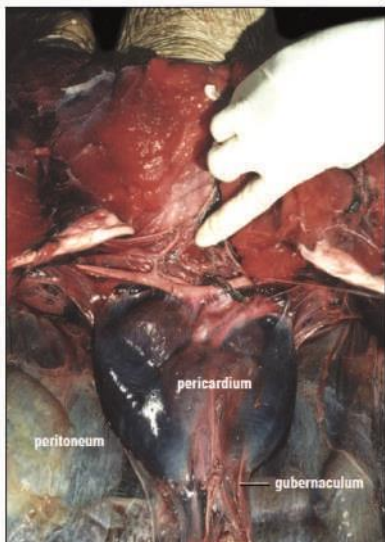


Figura 6. O pericárdio contém o coração e o líquido pericárdico. Os grandes vasos (aortas e artérias pulmonares) são vistos posteriormente tireoide, na ponta do dedo e nas artérias horizontais. O coração é anexado posteriormente através do gubernaculum, um cordão de tecido na base do pericárdio. O peritônio, uma membrana fibrosa translúcida que envolve os órgãos, é visto em ambos os lados do pericárdio.

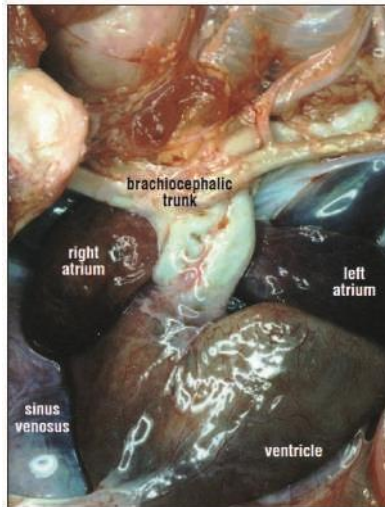


Figura 7. O coração tem 4 câmaras: o seio venoso, o átrio direito, o átrio esquerdo e o ventrículo. As duas aortas e o tronco pulmonar emergem da face anterior do ventrículo e são vistos entre os dois átrios. O tronco braquiocefálico é um marco para a localização das glândulas tireoide e timo. O coração é empurrado lateralmente para mostrar o seio venoso.

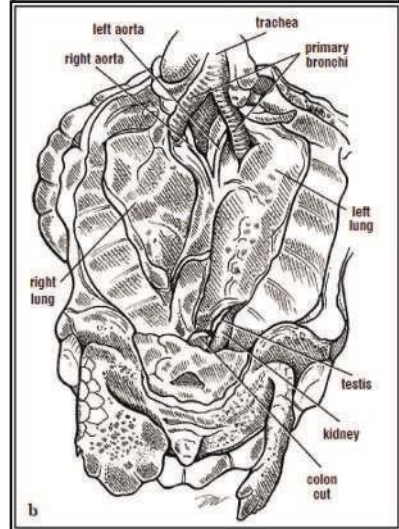


Figura 8. Os pulmões estão em contato com a carapaça. Traçando a traqueia posteriormente para os 2 brônquios, os pulmões podem ser encontrados. Eles se estendem pela maior parte do comprimento da carapaça. As gônadas são encontradas na base de cada pulmão. Neste animal, os testículos são mostrados.

Figura 9. Um rim nesta Tartaruga-de-couro juvenil, é exposto e sua circulação injetada para separar as artérias das veias. A bexiga urinária é vista na linha média, assim como o intestino grosso colapsado de um lado. A aorta dorsal está ao longo da coluna vertebral e desprende muitos ramos

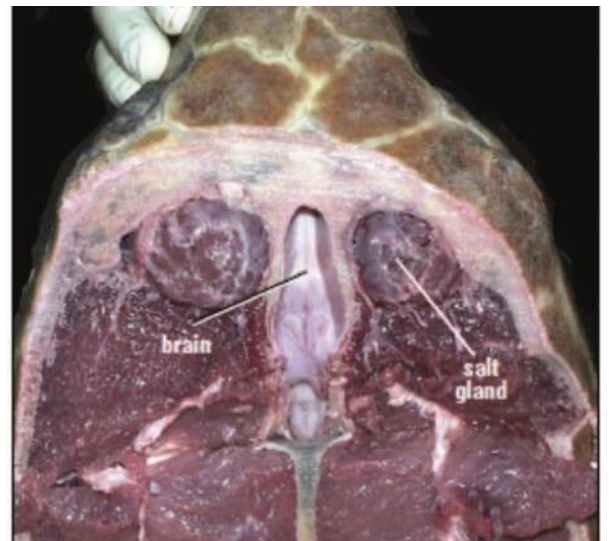
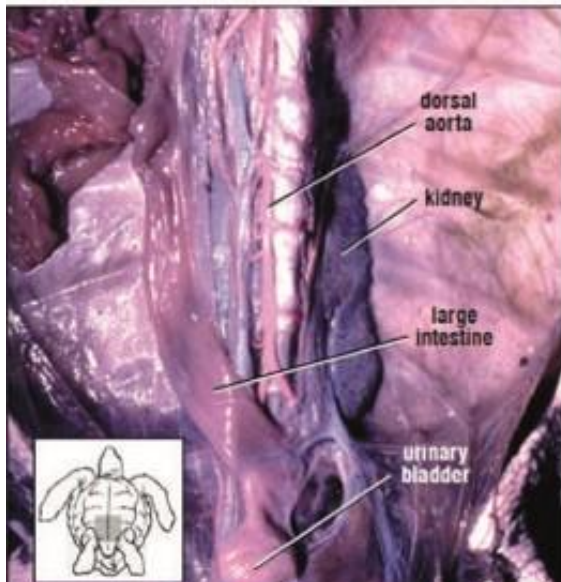


Figura 11. O cérebro, ao longo da linha média, é alongado e branco. Grosseiramente, pode-se ver os tratos olfativos. Os bulbos olfatórios, hemisférios cerebrais e lobos ópticos são cobertos pela dura-máter; o cerebelo é a estrutura redonda única no final do cérebro exposto. Se o cérebro é removido, então nervos cranianos laterais e ventrais e a hipófise podem ser vistos. As duas estruturas lobadas redondas dorsais e posteriores aos olhos são as glândulas salinas. O tecido escuro restante é músculo.

Figura 10. O cérebro pode ser exposto por um corte paralelo ao longo eixo do crânio, que vai do focinho até os topos das órbitas e posteriormente em direção ao meio da crista supraocciptal.

ANATOMIA ESQUELÉTICA - CRÂNIO

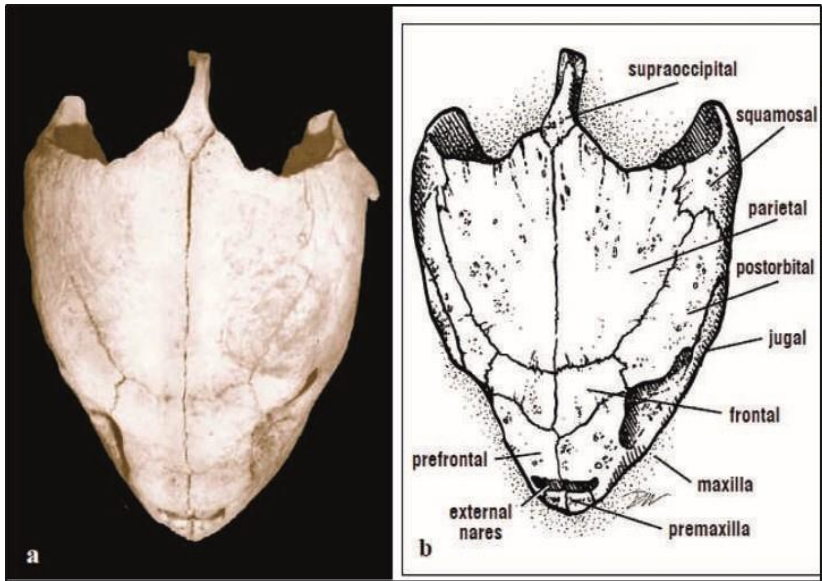


Figura 1. Os ossos dorsal e lateral são identificados aqui. Com exceção do supra-occipital, estes são ossos do esplanocranium.

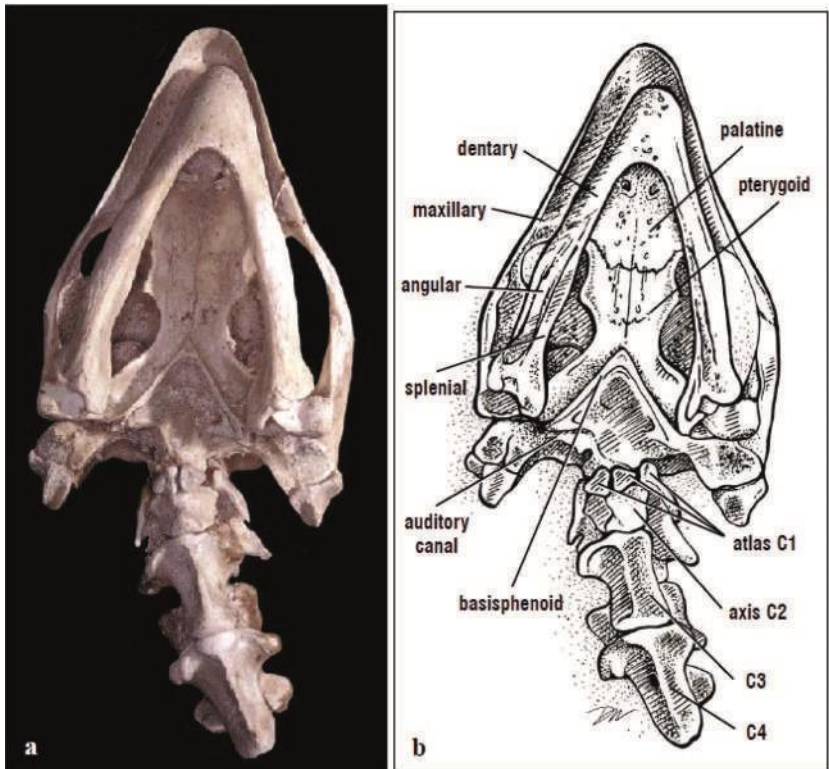


Figura 2. Ossos ventrais do crânio (os ossos hioides foram removidos) são mostrados com a mandíbula inferior e as vértebras cervicais anteriores articuladas. Ambas as mandíbulas superior e inferior são compostas por vários ossos. A caixa craniana posterior, parte do neurocrânio, articula-se com as vértebras cervicais. As vértebras são compostas de várias partes: um corpo vertebral ou centro localizado ventralmente e elementos do arco dorsal. C1 - C4: vértebras cervicais.

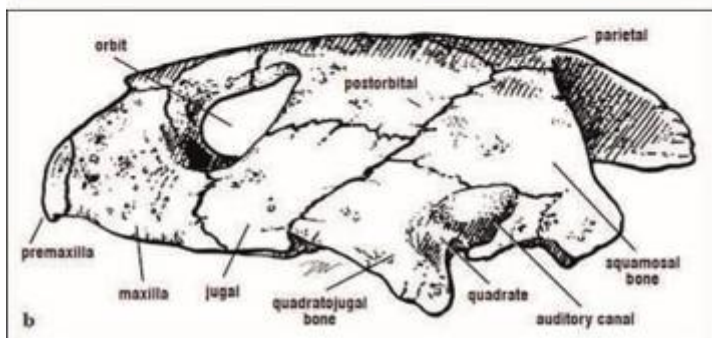
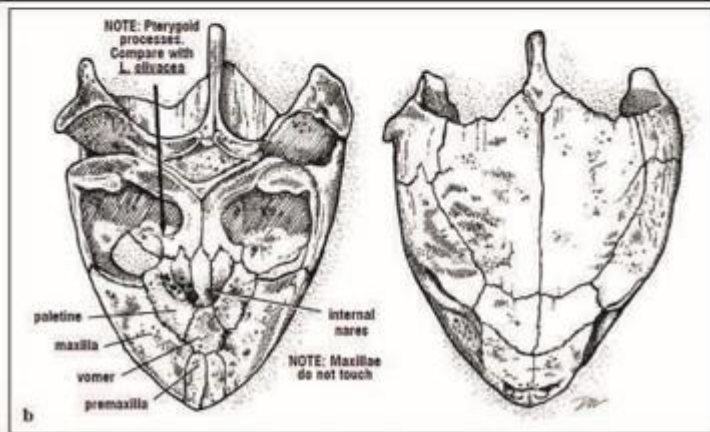
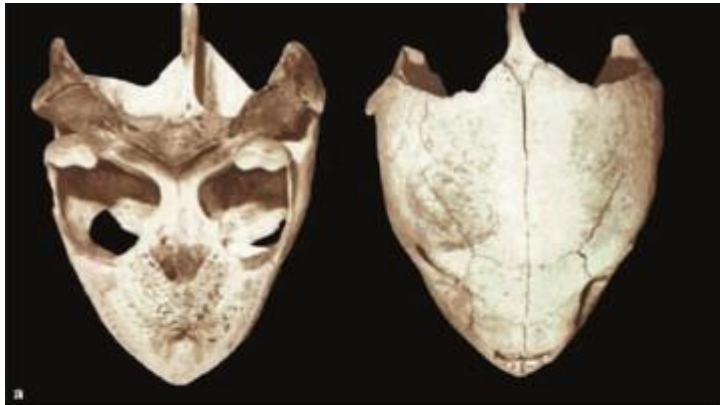


Figura 3. As articulações e formas específicas dos ossos são características de cada espécie. Os ossos que compõem o palato são frequentemente usados como características-chave. Por exemplo, neste crânio de uma Tartaruga-de -Kemp, o vômer evita que o maxilar se toque. Na Tartaruga-cabeçuda, um crânio grosseiramente similar, o vômer não alcança a pré-maxila, de modo que os maxilares se articulam. A forma e a posição do processo pterigoide também são características-chave.

Figura 4. Os ossos laterais, identificados neste crânio quelonióide, variam em forma com as espécies. O olho seria alojado na órbita e o canal auditivo (orelha) ocuparia o entalhe posterior ao quadradojugal.

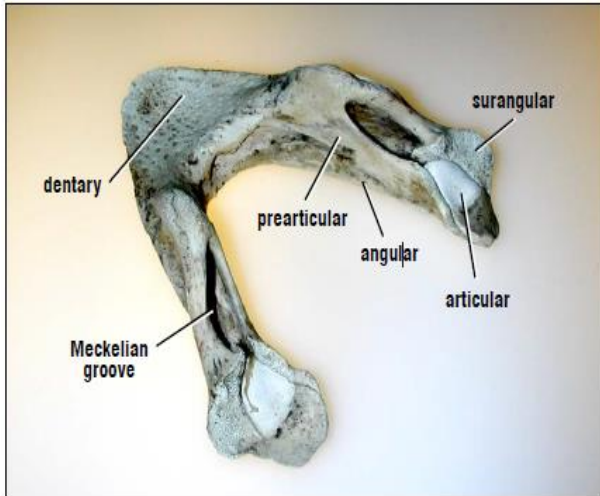


Figura 5. A mandíbula inferior é composta pelos ossos: dentário, angular, surangular, pré-articular, esplenial (não mostrado) e articular. A porção cartilaginosa é a cartilagem de Meckel; encontra-se no sulco Meckeliano.

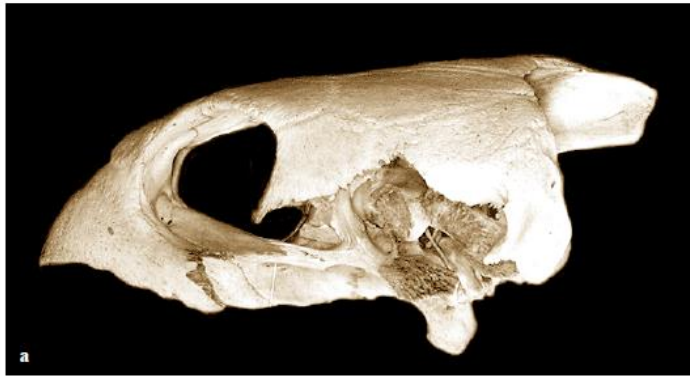
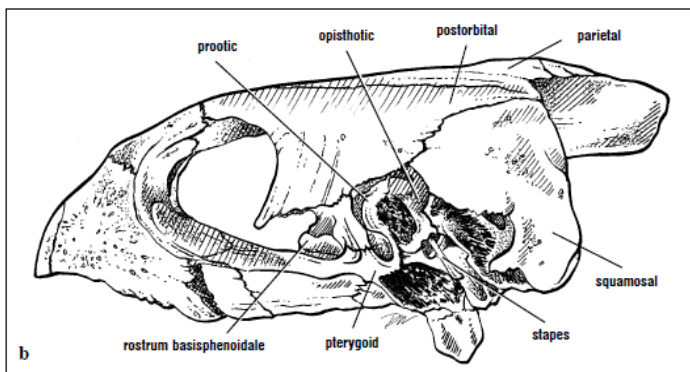


Figura 6. O neurocrânio é parcialmente exposto pela remoção do jugal, quadradojugal e quadrático de um crânio de uma Tartaruga-de-pente. A caixa craniana é pequena e abrigada no interior do teto do crânio. Os ossos anteriores (base esfenóide e pterigóide) e os ossos laterais (proóticos e opistódeos) formam as paredes da caixa craniana.



IDENTIFICAÇÃO DAS ESPÉCIES PELO CRÂNIO

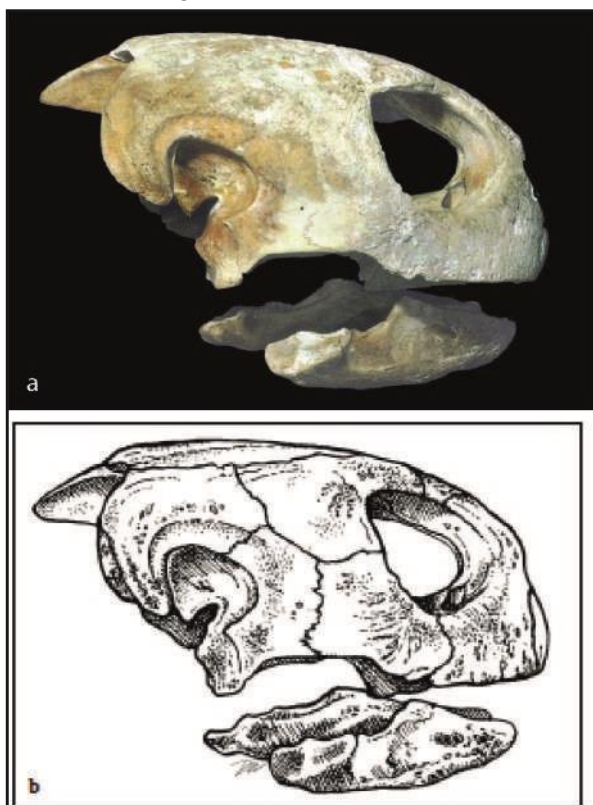


Figura 7. Vista lateral de uma Tartaruga-verde.

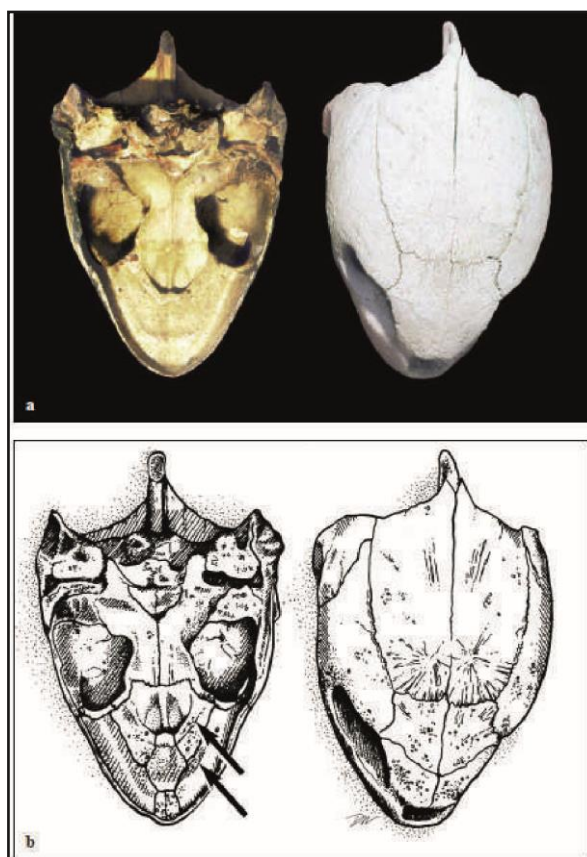


Figura 8. Tartaruga-verde, crânio dorsal e ventral. As setas mostram os sulcos no palato.



Figura 9. Tartaruga-verde, crânio dorsal e ventral. As setas mostram os sulcos no palato.

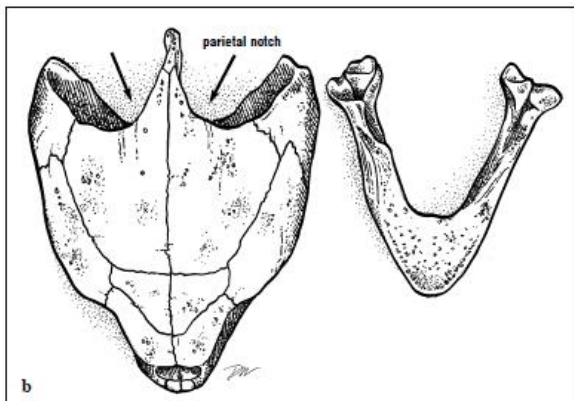


Figura 10. Tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*), crânio dorsal e mandíbula. Setas mostrando as chanfraduras parietais

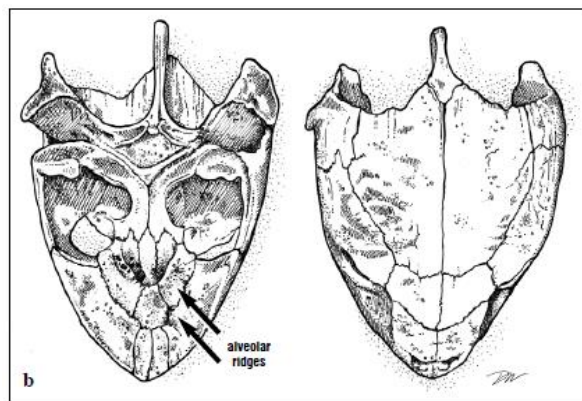


Figura 11. Tartaruga-cabeçuda (*Caretta caretta*), crânio ventral e maxilar inferior. Note que os dois ossos maxilares tocam no meio do palato

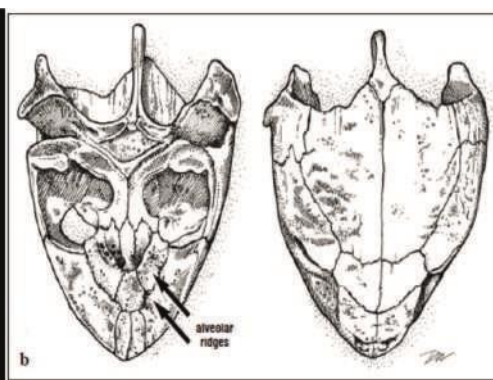


Figura 12. Crânio de uma Tartaruga-de-Kemp (*Lepidochelys kempii*), vista dorsal e ventral.

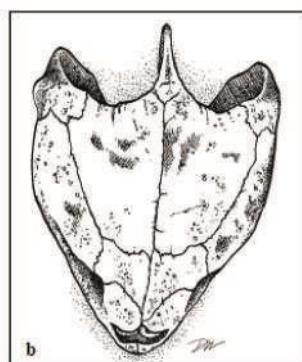


Figura 13. Tartaruga-de-oliva (*Lepidochelys olivacea*), crânio, vista dorsal.

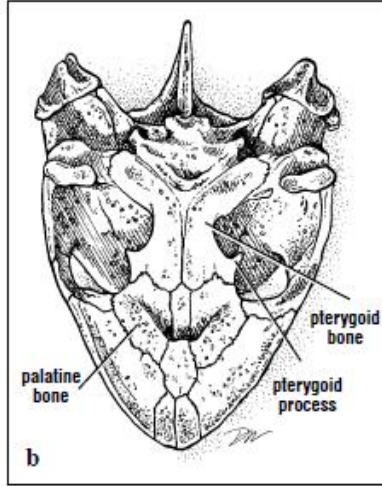


Figura 14. Vista ventral do crânio. O osso pterigóideo é proporcionalmente mais largo e os processos pterigóides são mais pronunciados do que na Tartaruga-de-kemp

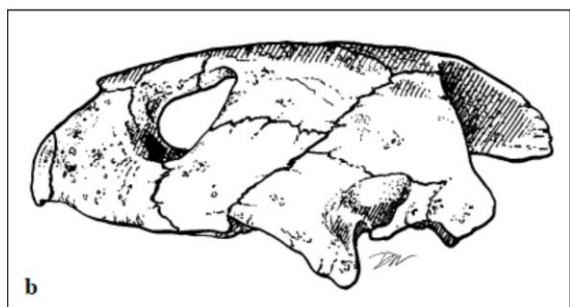
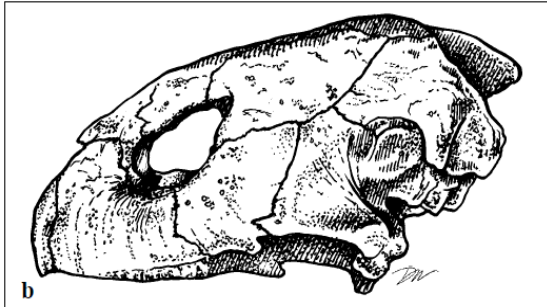


Figura 15. *Lepidochelys olivacea*, crânio lateral. Quando medidos através de seu maior eixo, as órbitas de *L. olivacea* são proporcionalmente maiores que as de *L. kempii*.

Figura 16. *Lepidochelys kempii*, crânio lateral. Observe o proporcionalmente menor órbita e focinho ligeiramente mais curvo.

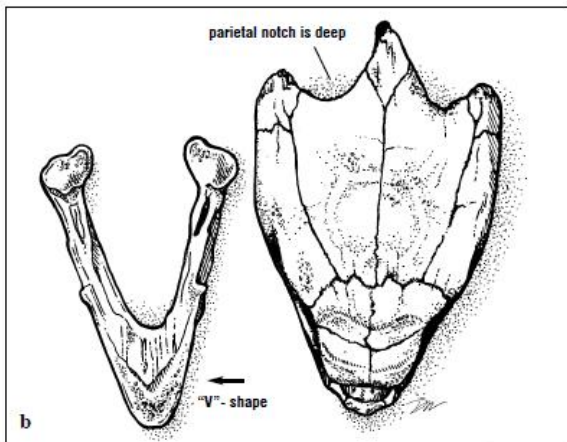


Figura 17. Tartaruga-de-pente (*Eretmochelys imbricata*), crânio dorsal e mandíbula com rhamphotheca. As mandíbulas são muito estreitas e em forma de V.

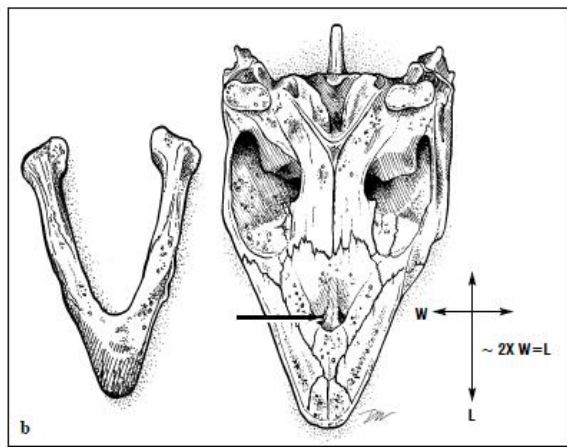


Figura 18. *Eretmochelys imbricata*, crânio ventral e mandíbula inferior. O crânio é mais longo e mais estreito que o de qualquer outra espécie. O palato secundário é longo, de modo que as narinas internas (seta) estão relativamente afastadas.

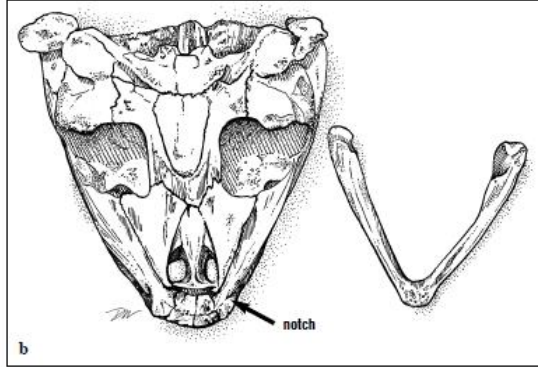
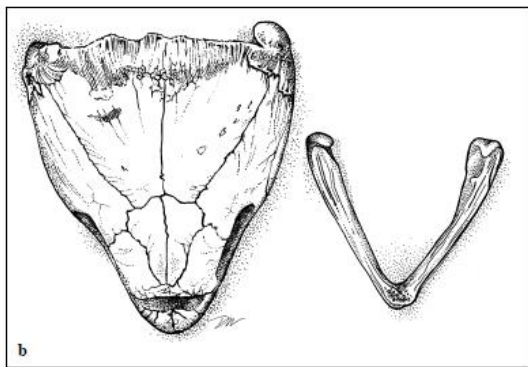


Figura 19. Tartaruga-de-couro (*Dermochelys coriacea*), crânio dorsal e mandíbula. Os ossos se encaixam mais livremente do que em outras espécies. O crânio e o esqueleto de couro foram descritos como neotênicos (com características embrionárias) em forma devido à falta de fusões ósseas.

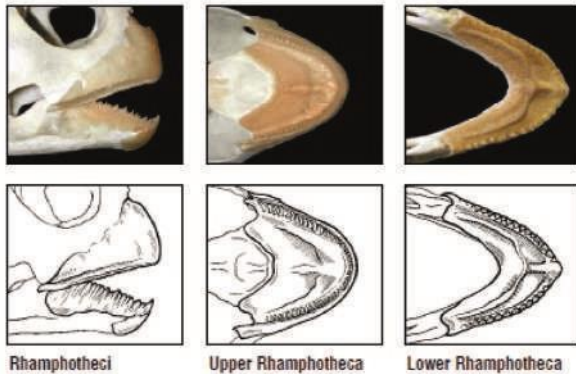
Figura 20. *Dermochelys coriacea*, crânio ventral e mandíbula inferior. Observe a falta de um palato secundário e as articulações soltas dos ossos.



Figura 21. Crânios de todas as espécies encontradas nas águas dos EUA. No sentido dos ponteiros do relógio a partir do canto superior direito: *Dermochelys coriacea* (a), *Eretmochelys imbricata* (b), *Chelonia mydas* (c), *Lepidochelys olivacea* (d), *Lepidochelys kempii* (e), *Caretta caretta* (f). O pente, a tartaruga verde e os crânios de Kemp são de animais juvenis, outros de adultos.

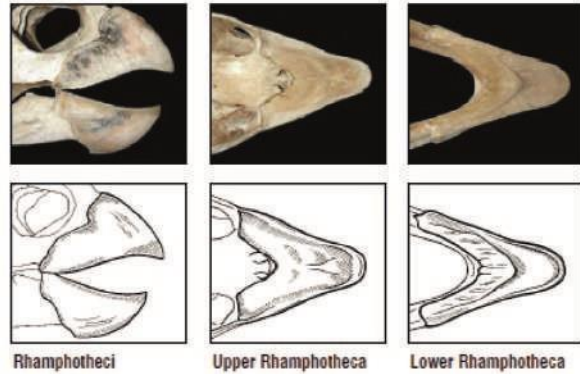
ESTRUTURA DA RANFOTECA

Chelonia mydas



- Focinho arredondado, queratina externa lisa e delicadamente construído.
- As bordas são delineadas por serrilhas e cúspides parecidas com pontas.
- Ranfoteca superior serrilhada, cúspides curtas e pontiagudas.
- Superfície interna com sulcos alinhados verticalmente.
- A ranfoteca inferior é serrilhada com processos verticais semelhantes a pontas.
- Crista interna paralelo com fileira de cúspides menores.
- A crista do meio ventral sem pontas conecta os dois.
- A superfície alveolar possui duas depressões em ambos os lados da crista da linha média.

Eretmochelys imbricata



- Ranfoteca moderadamente construído.
- Focinho estreito e pontiagudo com bordas alveolares afiadas.
- A porção palatina da porção superior da ranfoteca é maioritariamente suave.
- Pequena crista, paralela ao maxilar; crista pode usar em tartarugas mais velhas.
- A ranfoteca inferior é estreita e suave.
- O processo triangular se estende anteriormente da margem vestibular (posterior).

Caretta caretta



Rhamphotheci

Upper Rhamphotheca

Lower Rhamphotheca

Lepidochelys olivacea



Rhamphotheci

Upper Rhamphotheca

Lower Rhamphotheca

- Ranfoteca robustamente construído com bordas alveolares afiadas.
- Na mandíbula jovem, superior e inferior, chegar a um ponto.
- Ranfoteca superior: a porção palatina é larga e forma uma superfície esmagadora dentro da boca.
- Duas cristas palatinas em forma de V são encontradas em tartarugas jovens; usado liso em animais mais velhos.
- A ranfoteca inferior é semelhante a uma superfície espessa de esmagamento.
- A superfície de corte em forma de U é encontrada ao longo da margem posterior.

- Ranfoteca são fortemente construídos com superfícies alveolares espessas.
- A ranfoteca superior e inferior são apontadas para a linha média anterior.
- A ranfoteca superior forma uma placa larga com uma superfície alveolar afiada.
- A porção palatina tem uma crista bilateralmente que se estende apenas anteriormente às coanas internas.
- A ranfoteca inferior tem uma crista afiada em forma de V que corre posteriormente ao longo da margem vestibular.

ANATOMIA ESQUELÉTICA

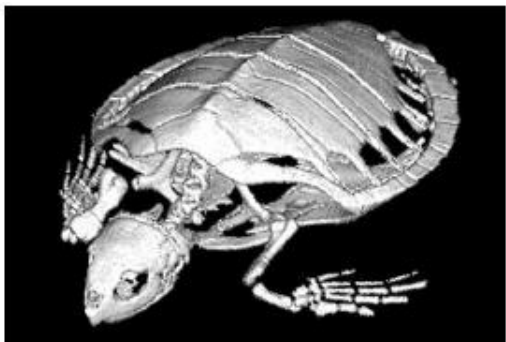


Figura 22. Esta tomografia computadorizada (TC) de uma tartaruga juvenil mostra as três partes do esqueleto: o esqueleto craniano, axial e apendicular e as relações espaciais dos ossos. A cartilagem (nas extremidades de muitos ossos) não é detectada por essa técnica de imagem, de modo que os ossos parecem frouxamente articulados. O arranjo dos membros anteriores é tal que a articulação do ombro está dentro da concha. O cotovelo flexiona para que o antebraço se mova de uma posição anterolateral para uma posição medial. Linhas cruzando o crânio posterior e carapaça são artefatos de processamento de imagem.

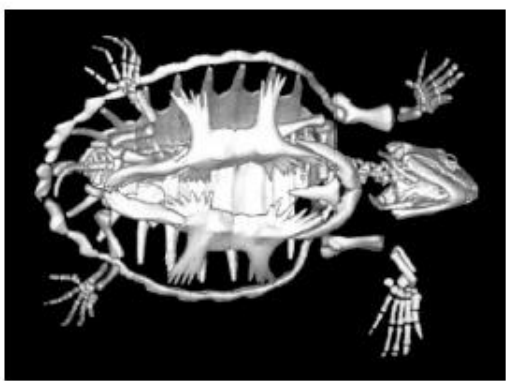


Figura 23. Os ossos individuais do plastrão não são fundidos em tartarugas juvenis. Os processos do plastrão lateral ainda não se articulam com os ossos periféricos. O aparelho hióide (o corpo do hióide e ambos os processos ósseos hióideos), que geralmente é perdido em preparações esqueléticas, pode ser visto na região da garganta. As falanges distais das nadadeiras estavam fora do campo de visão nesta tomografia computadorizada, então as extremidades das nadadeiras são omitidas.

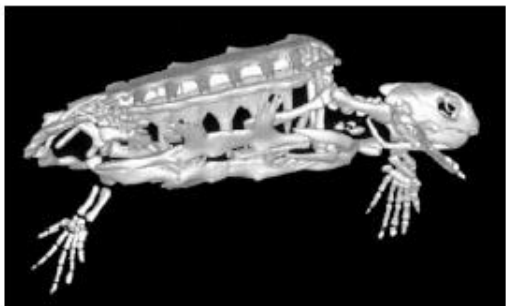


Figura 24. Nesta visão lateral de uma Tartaruga-cabeçuda juvenil, o processo hióide pode ser visto claramente à medida que passa posterior e ventral ao crânio. Observe que as órbitas contêm um anel de ossos (ossículos esclerais) que sustentam os olhos. O membro posterior direito é direcionado lateralmente, portanto, não pode ser visto claramente.

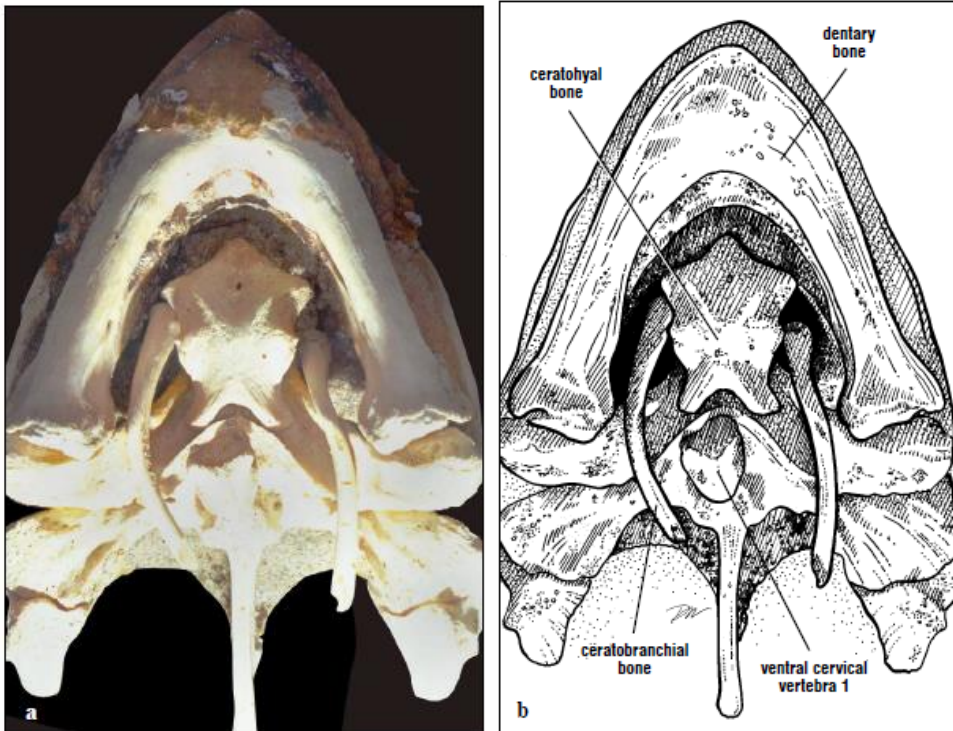


Figura 25. Crânio de uma Tartaruga-cabeçuda (ventral) mostrando partes do cerato-hial ou do corpo do hióide e processos hióideos pareados do aparato hióide. Dois processos hioideos cartilagosos são perdidos na preparação do crânio. Os ossos hióideos estão soltos no crânio preparado, mas estão suspensos entre e por trás das mandíbulas inferiores. O aparelho hióide suporta a língua e a glote e serve como local de fixação muscular para alguns dos músculos da garganta. Parte do atlas (vértebra cervical ventral 1) está em repouso na parte occipital do crânio, posterior ao aparelho hióide.



Figura 26. Aparelho hióide. O corpo hióide suporta a glote em sua concavidade. Os músculos se ligam aos processos hióideos (ossos ceratobranquiais) que movem a garganta. Processos cartilagosos estão ausentes.

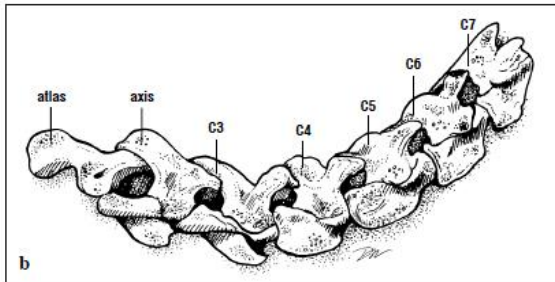


Figura 27. Vista lateral, das vértebras cervicais de uma Tartaruga-verde adulta. Cada vértebra é composta por um corpo ventral e um arco dorsal. A parte ventral do atlas está faltando nesta série. O atlas se articula com o cõndilo occipital na parte de trás do crânio. C7 articula-se com a vértebra cervical fundida à carapaça.

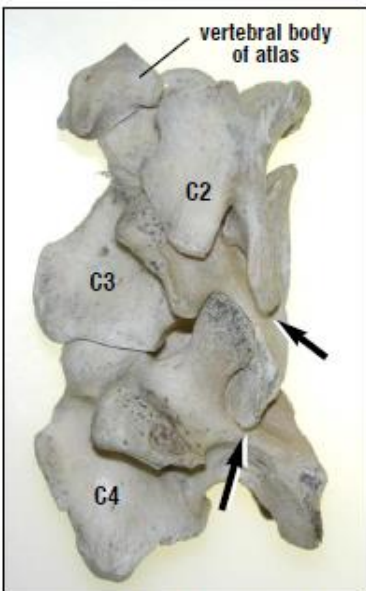


Figura 28. O complexo atlas (C1) e eixo (C2) e C3 - C4, em vista lateral. Dorsal está à direita. Os arcos vertebrais das vértebras cervicais sucessivas se articulam através de articulações deslizantes (setas) que permitem alguma flexão dorsoventral do pescoço, mas pouca torção. Cada vértebra é composta de elementos dorsais e ventrais separados.

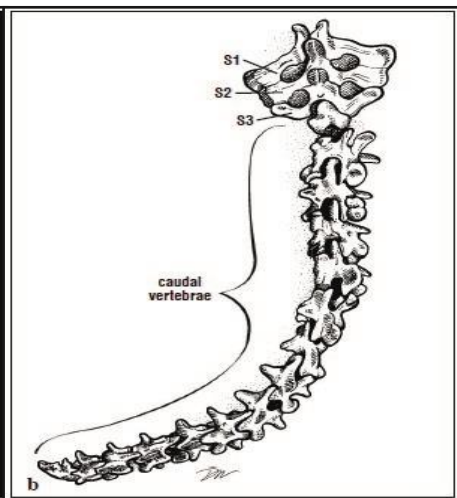


Figura 29. As vértebras sacrais e caudais de uma tartaruga verde macho adulto. Os grandes processos dorsais e laterais são os locais de fixação dos músculos que movem a cauda preênsil dos machos maduros. S: sacral. As extensões laterais das vértebras sacrais são formadas por processos semelhantes a costelas que se articulam com o ílio.

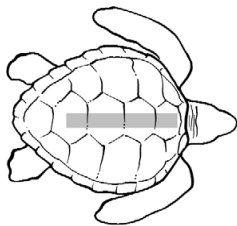


Figura 30. Vista ventral da carapaça mostrando o arranjo das costelas e corpos vertebrais. O arco vertebral é incorporado aos ossos vertebrais (neurais) da carapaça e, portanto, não é visto nessa visão. A medula espinhal viaja no espaço formado entre os ossos neurais e os corpos vertebrais.

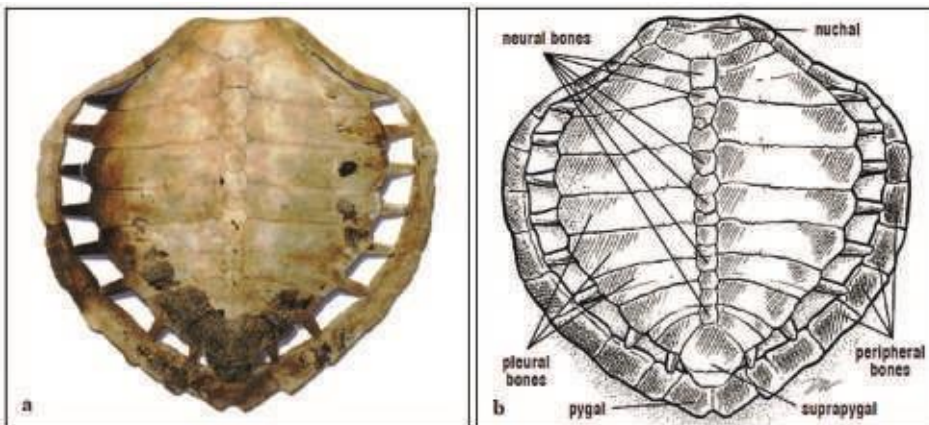


Figura 31. Vista dorsal dos ossos da carapaça são identificados na Tartaruga-de-kemp. O arranjo ósseo da concha é tal que, em algumas espécies, os ossos neurais supranumerários são comuns.

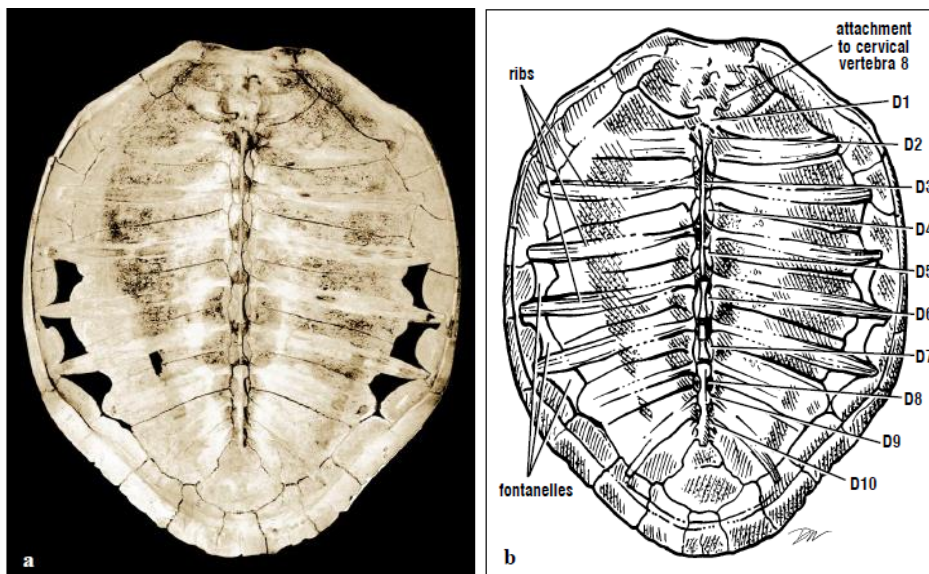


Figura 32. Vista ventral da carapaça de uma Tartaruga-de-pente, mostra os corpos vertebrais (elementos dorsais), costelas e fontanelas. As costelas se fundiram com os ossos periféricos anteriormente. D: elementos dorsais.

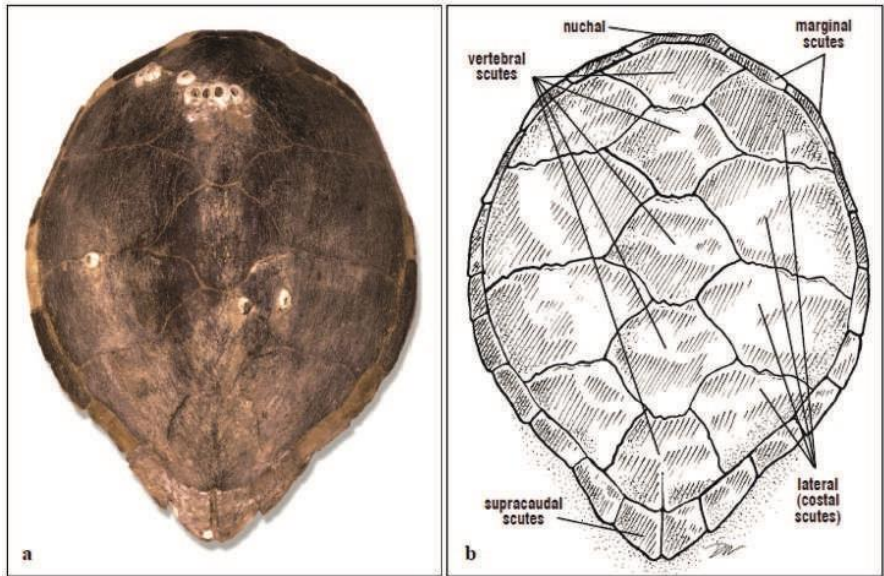


Figura 33. Os escudos são estruturas epidérmicas queratinosas que crescem acima dos ossos da carapaça. Os escudos crescem de duas maneiras. Eles aumentam em tamanho (área) em suas margens. Todo o escudo pode aumentar em espessura.



Figura 34. Ossículos dérmicos são placas ósseas que residem profundamente na pele da carapaça da Tartaruga-de-couro.



Figura 35. Esqueleto de uma Tartaruga-cabeçuda juvenil mostrando o crescimento do osso dérmico para formar a concha. Os espaços entre as costelas e os ossos periféricos são as fontanelas. O padrão dos escudos é pouco visível, mas sugere a falta de alinhamento com as suturas ósseas. As partes distais das nadadeiras são cortadas pelo campo de visão nesta imagem CT.

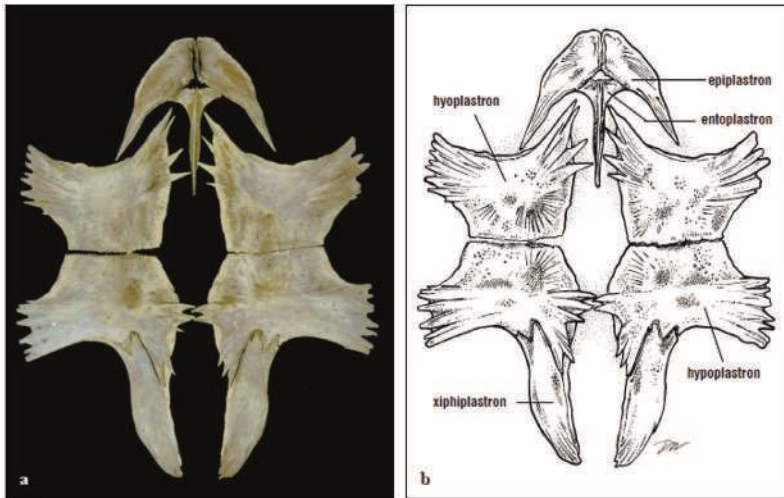


Figura 36. O plastrão é composto de 9 ossos que são separados em filhotes, mas se fundem em tartarugas mais velhas. A região anterior está na parte superior da imagem.

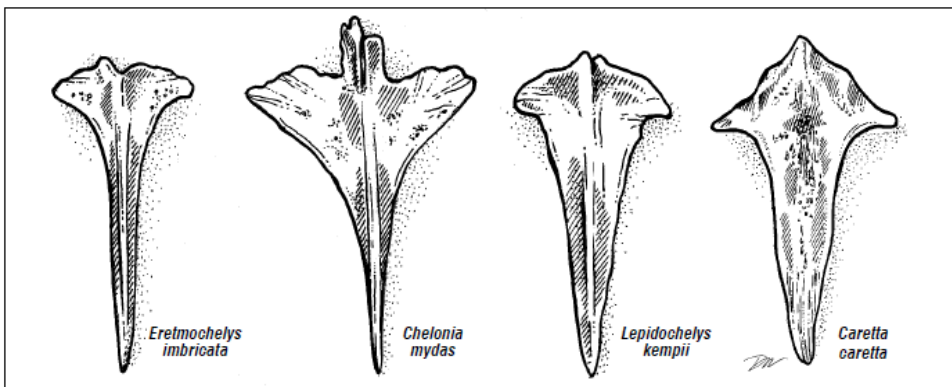


Figura 37. A forma distinta dos ossos entoplastrão pode servir como uma característica chave para distinguir algumas espécies de quelonóides. Em *E. imbricata* e *C. mydas*, o eixo alongado é estreito. O osso é mais ou menos torto em Tartaruga-de-pente e o eixo se estreita abruptamente. É em forma de flecha em Tartarugas verdes; largamente anteriormente com um eixo que se estreita gradualmente. Em *L. kempii* e *C. caretta*, o eixo é largo. A forma geral é quase parecida com uma adaga no cume do Kemp enquanto o eixo se estreita gradualmente. O osso é cruciforme em desacordo; os processos laterais são distintos e o eixo afunila ao longo de sua metade posterior. O entoplastrão não foi descrito diagnosticamente para a tartaruga-de-oliva. Ossos de entoplastrão mudam de forma durante a ontogênese, portanto, recomenda-se que essa característica seja usada apenas em adultos.

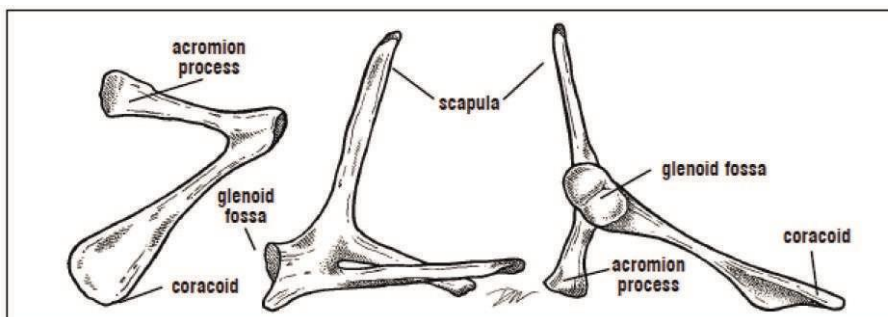


Figura 38. A cintura peitoral (da esquerda para a direita) nas vistas ventral, posterior e anterior é composta de dois ossos e três partes que servem como um importante local para fixação da musculatura nadadora. O processo acrómio se estende medialmente a partir da parte ventral da escápula. O coracoide, um osso ventral, é plano e largo distalmente. A articulação do ombro (fossa glenóide) é formada pelo coracoide e pela escápula. (Wyneken, 1988).

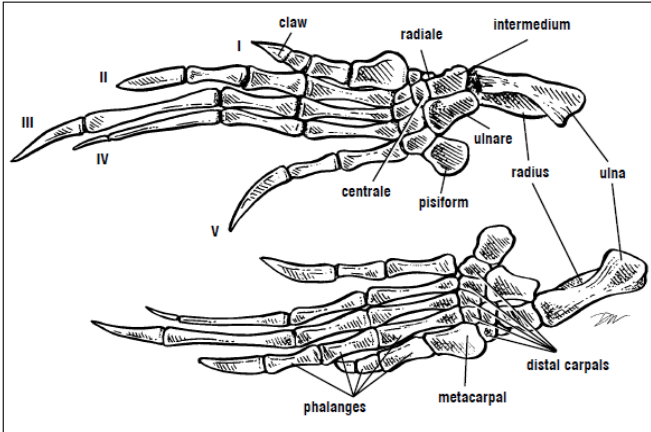


Figura 39. Esqueletos de nadadeiras (esquerda e direita) mostrados em vista dorsal. Observe o pulso largo e largo e os dígitos alongados que formam a lâmina da palheta.

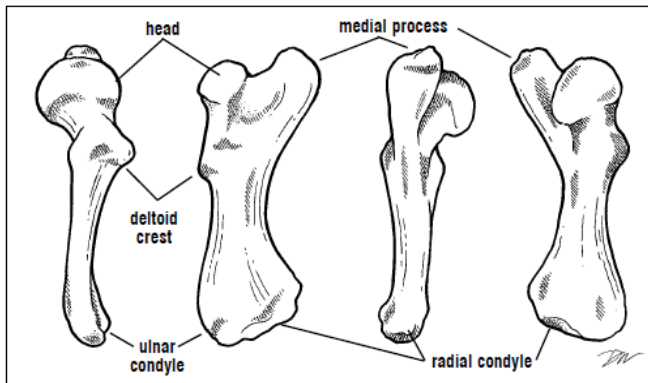


Figura 40. O úmero dos quelonoides é distinto em sua forma com uma cabeça levemente deslocada e um processo medial aumentado. Quase em frente ao medial o processo e apenas distalmente à cabeça é um processo lateral em forma de U (crista deltóide) ao qual se ligam os principais músculos de natação ventral. (Wyneken, 1988).

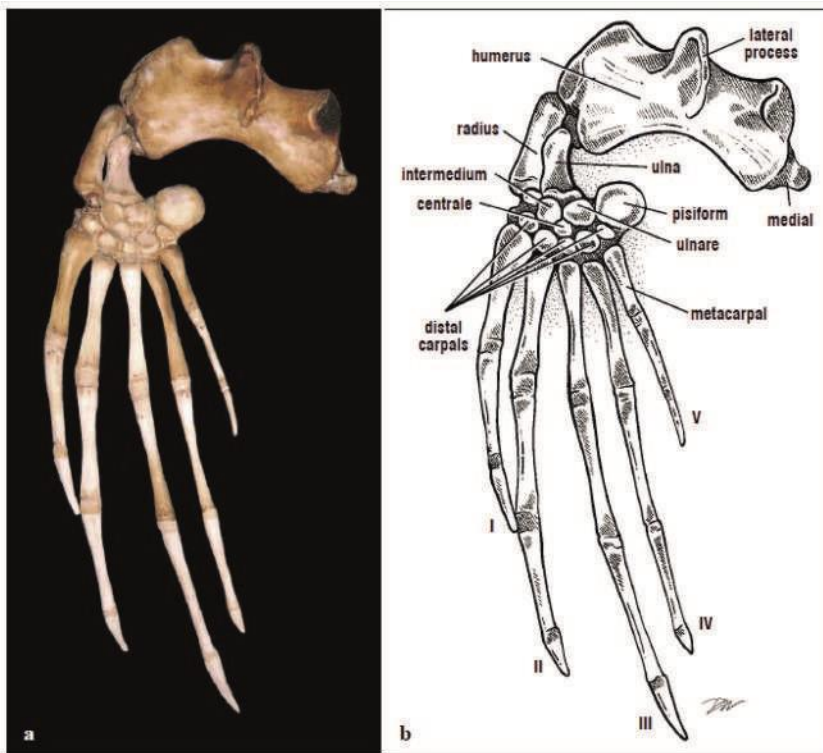


Figura 41. Vista dorsal, da nadadeira de uma Tartaruga-de-couro.

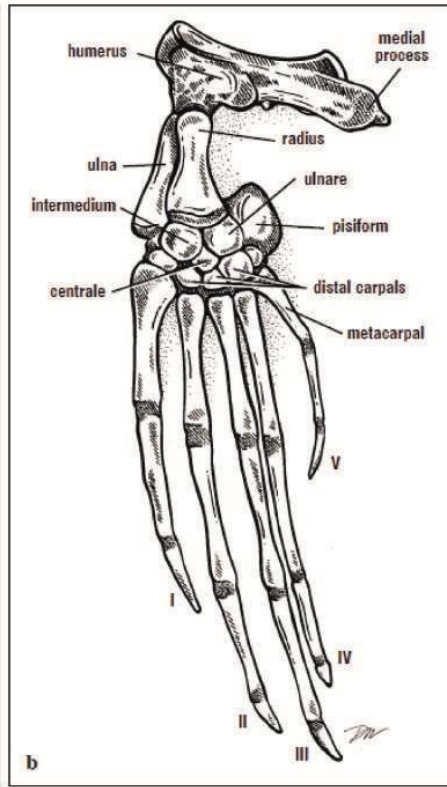


Figura 42. Vista ventral da nadadeira de uma tartaruga-de-couro. Os membros anteriores articulados desta tartaruga mostram algumas das cartilagens extensas nas extremidades ósseas e o alongamento extremo dos dígitos. O úmero grande tem uma forma quase primitiva com seu perfil achatado e processo medial estendido. A cabeça e as articulações distais ao rádio e à ulna são em grande parte cartilaginosas.



Figura 43. Formação óssea de condro-ossos. Canais vasculares são vistos neste corte final de um úmero de Tartaruga-de-couro.



Figura 44. Secções longitudinais através do úmero. O úmero de uma Tartaruga-cabeçada (topo) tem relativamente mais osso lamelar (cor clara) que no úmero de couro (inferior). O osso lamelar é depositado em camadas em algumas espécies e populações de quelonóides; em outros, as camadas não são distintas.

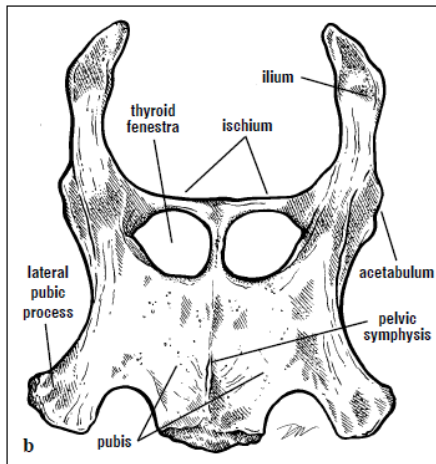


Figura 45. Vista dorsal da pelve de uma Tartaruga-cabeçuda, mostra os 3 ossos fundidos (púbis, ísquio e ílio) que formam cada lado. As cartilagens epipúbicas que formariam a borda anterior da pelve estão ausentes desta preparação. O íleo articula-se com as vértebras sacrais e a carapaça. A parte anterior está na parte inferior da imagem.

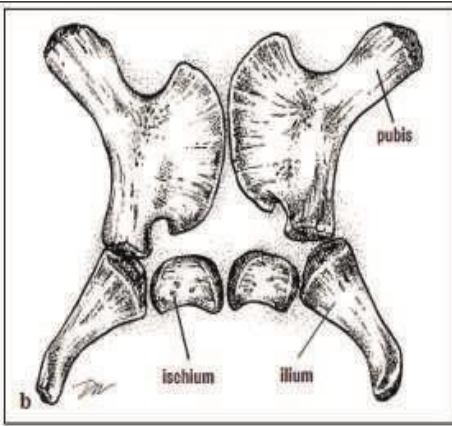


Figura 46. Vista dorsal da pelve de uma Tartaruga-de-couro. É composta de osso e cartilagem ao longo da vida. Assim, preparações esqueléticas da pelve geralmente resultam em 3 pares de ossos que não mantêm suas relações espaciais. A parte anterior está na parte superior da imagem.

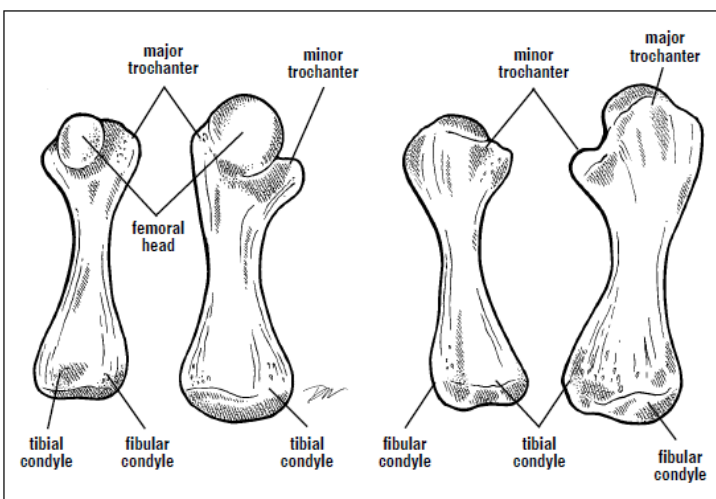


Figura 47. Vista anterior dos ossos do fêmur esquerdo e direito (esquerda) de uma tartaruga juvenil, vista posterior de uma (direita) tartaruga adulta. O fêmur, um osso em formato de ampolheta, possui uma cabeça deslocada. Os trocânteres tornam-se mais pronunciados à medida que as tartarugas envelhecem.

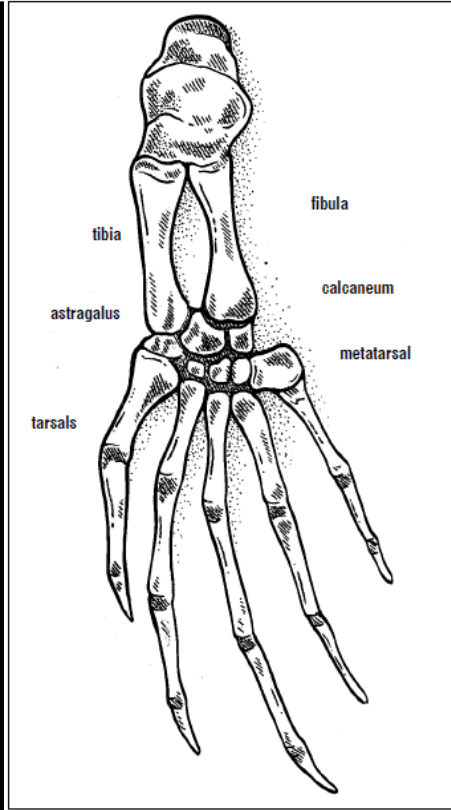


Figura 48. Vista dorsal de um membro posterior de uma Tartaruga-de-couro. O membro posterior articulado mostra as cartilagens extensas entre os ossos que são típicos do esqueleto desta espécie. O pé traseiro é largo e os dígitos são um tanto alongados. Os dígitos são designados por números, sendo I o dígito no lado tibial e V no lado fibular.

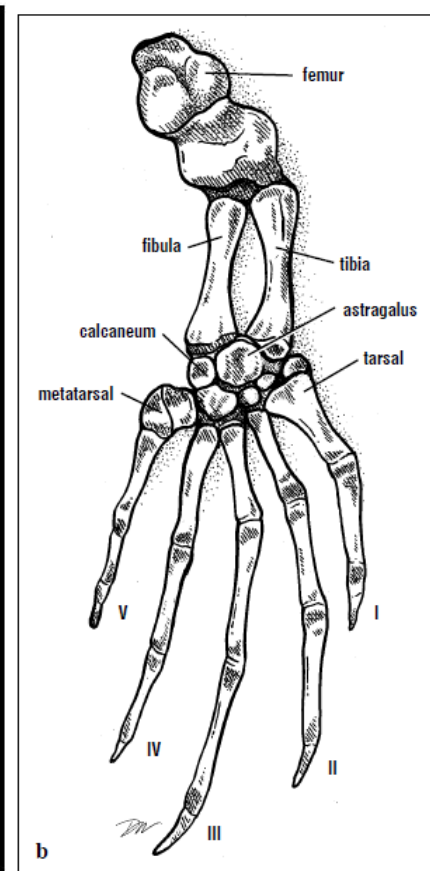


Figura 49. Vista ventral do membro posterior de uma Tartaruga-de-couro. O fêmur é o elemento ósseo da coxa, a tibia e a fíbula são os elementos ósseos da haste. As extremidades desses ossos são cartilaginosas. O tornozelo é um pouco achatado e lateralmente expandido, resultando em ampla colocação dos dígitos. Esta arquitetura contribui para a forma do leme do membro posterior.

ANATOMIA MUSCULAR

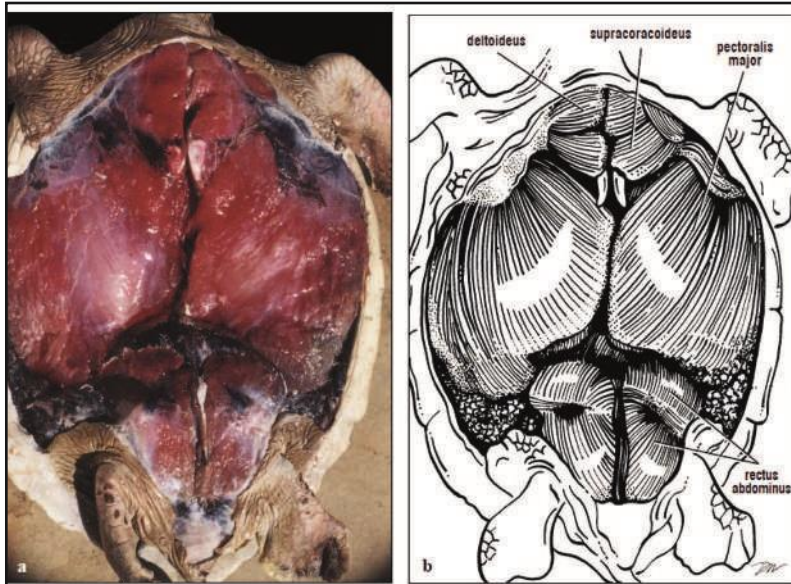


Figura 1. Músculos ventrais superficiais peitoral e pélvico. O grande peitoral maior é retrator e adutor do antebraço. Tanto o deltoideo como o supracoracoideo protraem e abduzem o úmero. O reto abdominal é um estabilizador pélvico. Anterior é em direção ao topo da imagem.

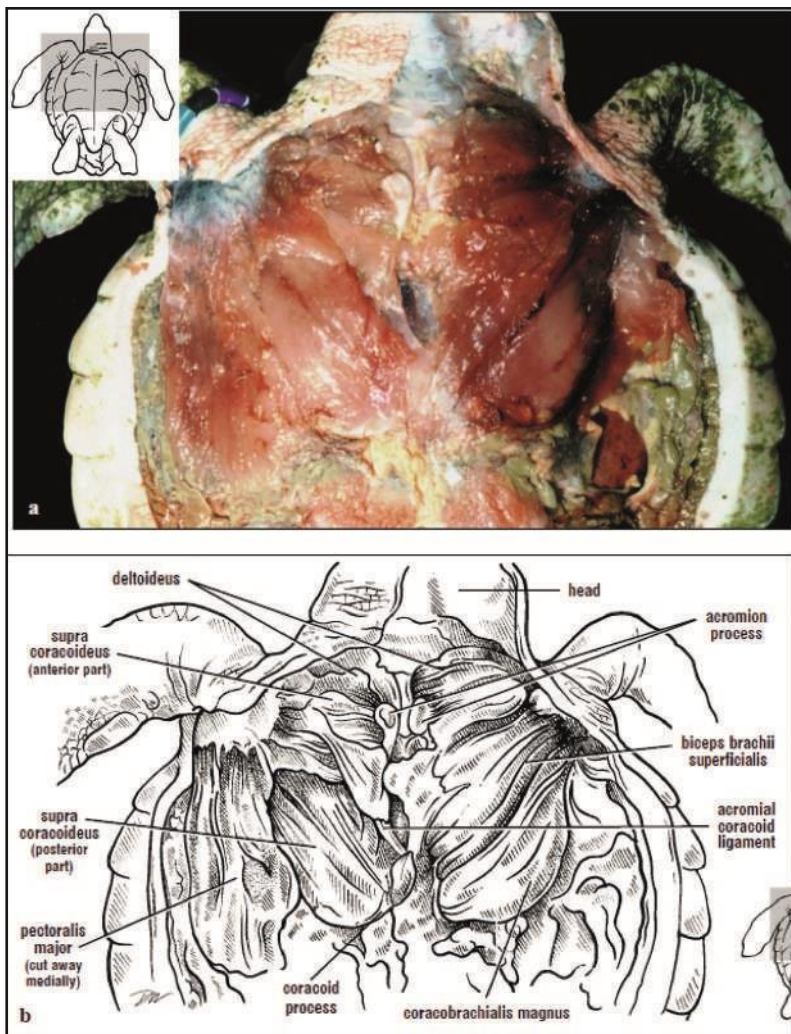


Figura 2. Os músculos peitorais profundos são expostos após a remoção do músculo peitoral maior. Esses retratores dos membros dianteiros, separados à esquerda do animal (na foto), são o bíceps braquial superficial e o coracobrachialis magnus. A parte posterior do supracoracoideus adota e retrai a nadadeira.

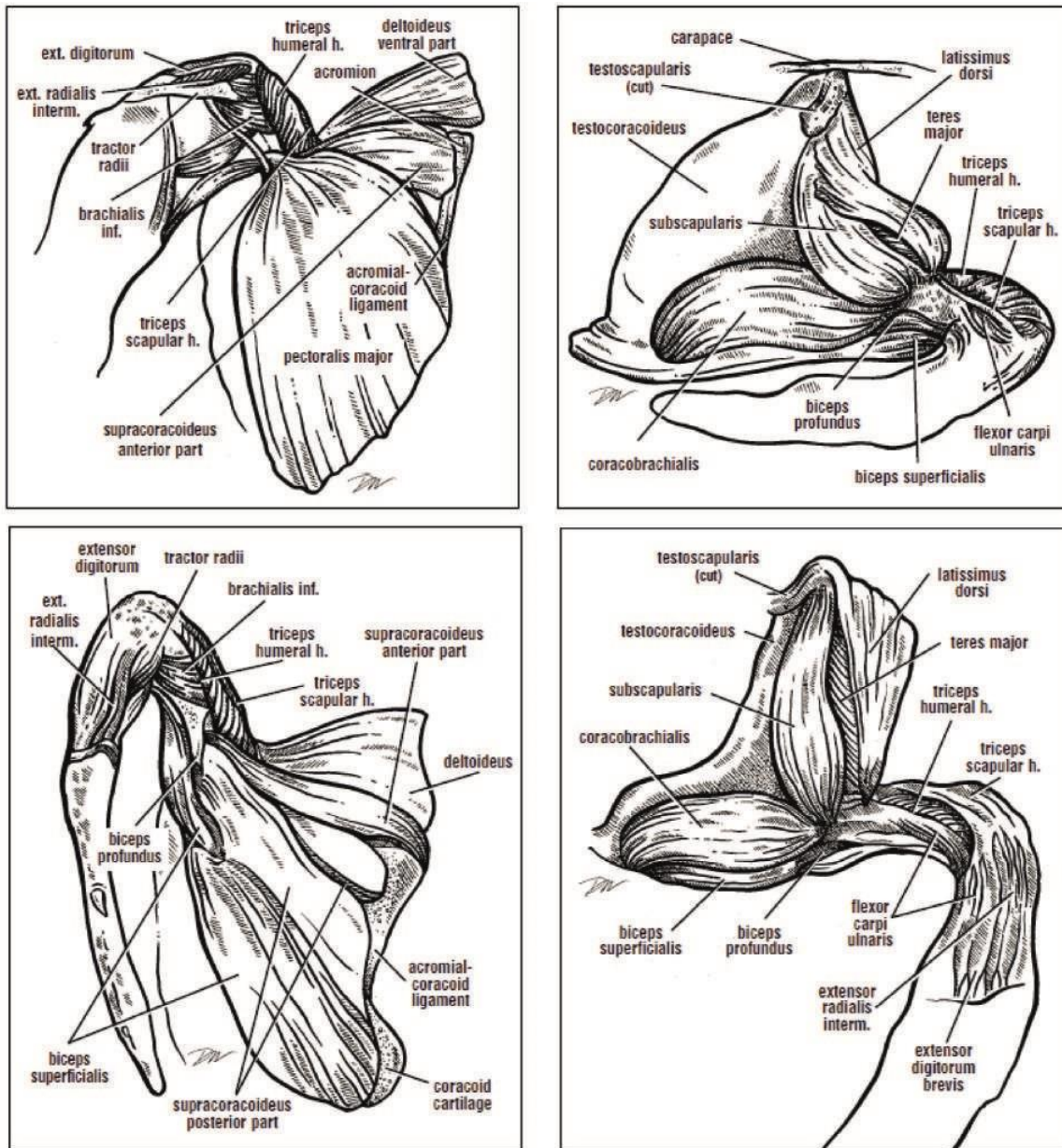


Figura 3. Diagramas dos músculos do ombro direito de quelonoide, incluindo os músculos locomotor e respiratório. Músculos ventrais superficiais (superior esquerdo), músculos ventrais profundos (inferior esquerdo), músculos posteriores (inferior direito) e laterais (superior direito). O extensor digital, o extensor radial intermediário, o raio do trator e o flexor do carpo controlam a extensão e a flexão da nadadeira. Ext. = Extensor, h = cabeça, Inf. = Inferior, Interm. = Intermediário. (Wyneken, 1988)

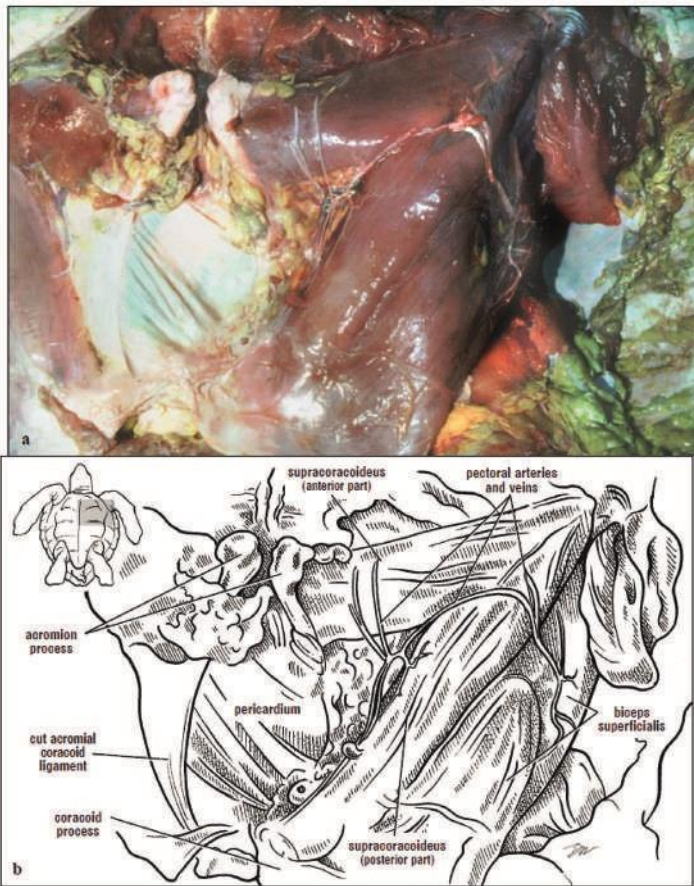


Figura 4. Os músculos peitorais profundos do lado direito do animal são mostrados em detalhes. O supracoracoide tem duas partes: posterior, que protraí e anterior, que retrai o membro anterior.



Figura 5. Músculos peitorais ventrais com artérias e veias. A artéria peitoral é encontrada correndo ao longo dos músculos profundos do ombro. O testoscapular, um músculo respiratório, é profundo ao peitoral. Outros músculos peitorais originados no coracóide são refletidos medialmente (à direita) neste quadro.

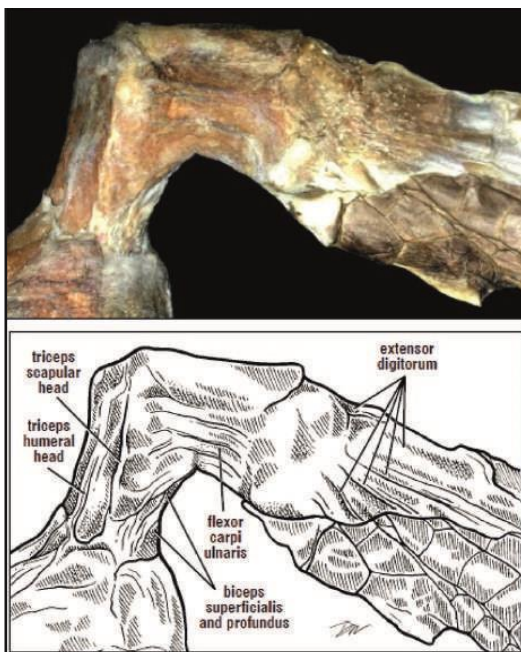


Figura 6. Músculos superficiais dorsais do membro anterior (direita). As duas cabeças do tríceps braquial (cabeça escapular do tríceps e cabeça do tríceps do úmero) são adutores anteriores, que torcem a nadadeira. O bíceps mais medial e flexor do carpo. Os músculos ulnaris flexionam a lâmina da nadadeira. O músculo extensor dos dedos torna-se difuso em adultos à medida que o tecido conjuntivo fibroso endurece a lâmina da nadadeira. As tartarugas jovens podem estender os dígitos, tartarugas um pouco maduras não podem.

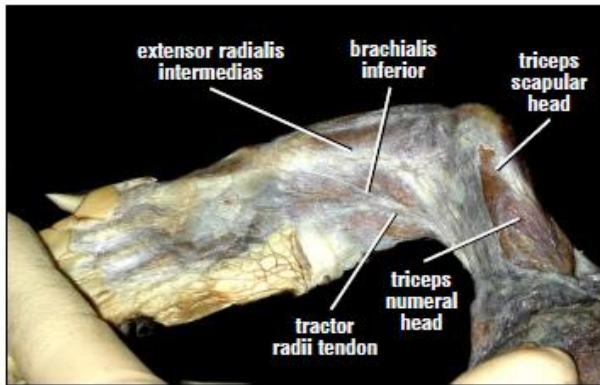


Figura 7. Músculo ventral do membro anterior (direita). A maioria dos músculos ventrais flexionam a lâmina da nadadeira em relação ao braço. O extensor radial estende a nadadeira. A cabeça escapular do tríceps pode torcer a lâmina da nadadeira ao longo de seu eixo ou abduzir o antebraço.

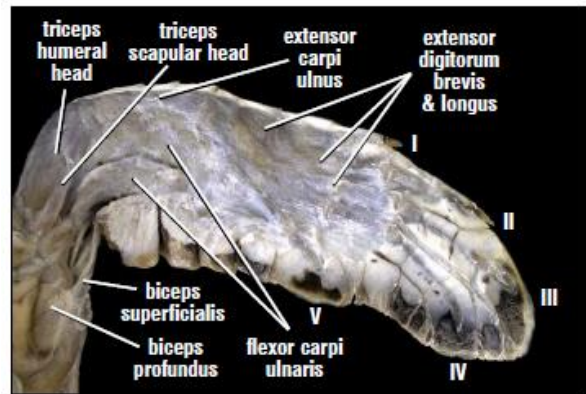


Figura 8. Músculos do membro anterior dorsal de uma Tartaruga-de-pente juvenil. Em animais jovens, as divisões musculares do antebraço e da nadadeira, em particular, são mais visíveis do que em animais adultos. Menos tecido conjuntivo está presente e os dígitos podem flexionar-se e estender-se até certo ponto.

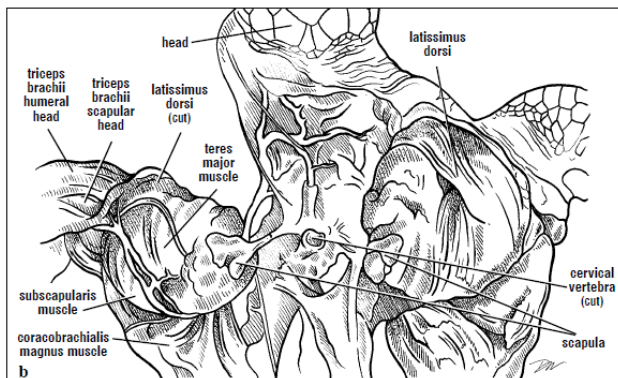
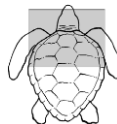


Figura 9. Vista dorsal da musculatura peitoral. A carapaça, pele e gordura foram removidas (da esquerda). A cabeça, a vértebra cervical cortada e as extremidades escapulares fornecem pontos de referência para orientação. O latissimus dorsi, um grande músculo em forma de folha, é mostrado intacto (direito do animal) e cortado (animal à esquerda). Além disso, os teres major e deltoide (cabeça da escápula, não mostrada), abduzem e, às vezes, prolongam a nadadeira. O grande subescapular é um transferidor forte de nadadeira. O coracobraquial, um músculo ventral, é visto se estendendo do ombro posteriormente, em direção à sua origem, o coracoide.

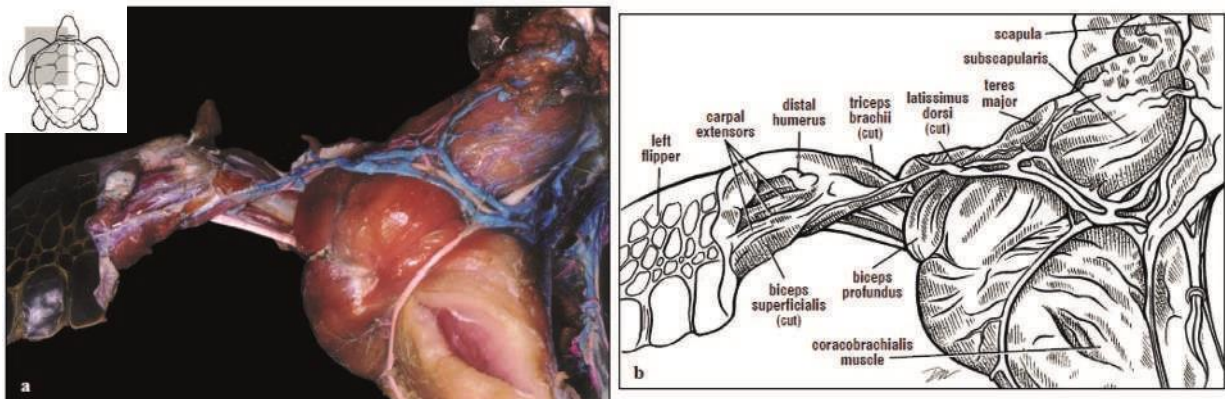


Figura 10. Os músculos peitorais da esquerda ombro, braço e nadadeira. O grande subescapular cobre a maior parte da escápula. O grande coracobraquial é visto ventralmente, cobrindo grande parte do coracoide. O músculo bíceps tem uma ou duas cabeças (variando entre espécies e entre indivíduos). O bíceps superficialis estende-se desde o ombro (principalmente o coracoide) até o osso pisiforme do punho, e provavelmente ajuda a controlar torção ou rotação da lâmina da nadadeira. O bíceps profundo (visto apenas como uma separação parcial aqui) age como um retrator e um flexor da lâmina da nadadeira no cotovelo.

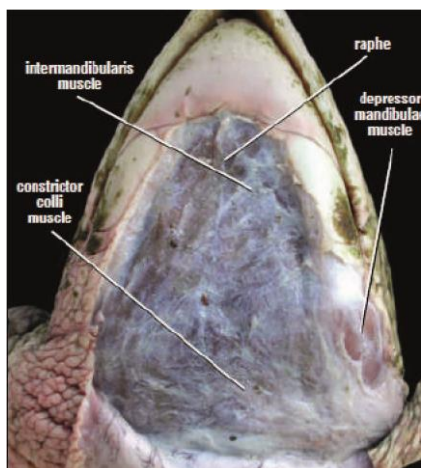


Figura 11. Músculos cervicais ventrais e superficiais. O músculo constritor do colo ventral é exposto lateralmente e sobrejacente à traquéia. O tecido conjuntivo que prende o músculo à pele ainda está presente no pescoço anterior da tartaruga. A linha média rafe (tendão) é visível ao longo da metade anterior do músculo.

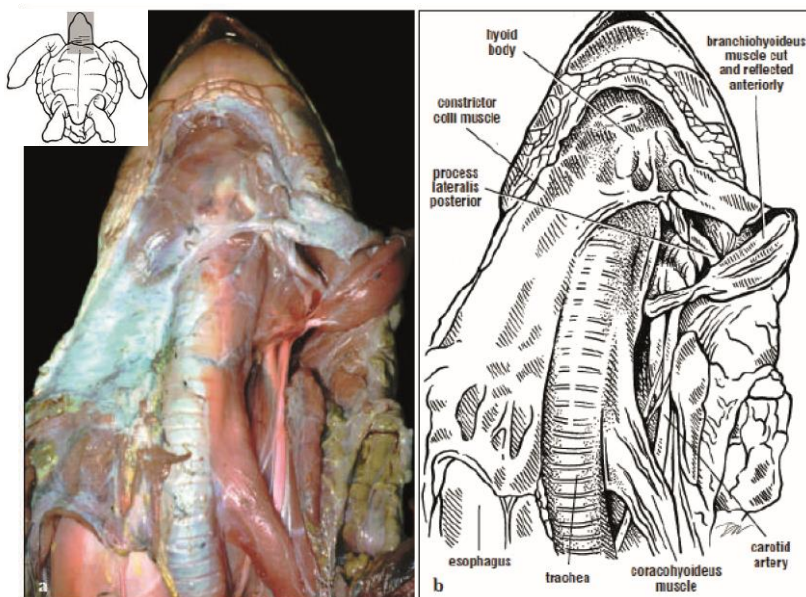


Figura 12. Dissecção dos músculos do pescoço ventral, mostrando os músculos profundos (na figura) e os músculos superficiais (esquerda). As fibras paralelas dos intermandibulares surgem da mandíbula inferior e terminam na rafe cortada (encontrada sobre o corpo hióide e a traquéia anterior). O branchiohyoideus é cortado entre o corpo hióide e o processo hióide (processo lateral posterior) na esquerda da tartaruga. O coracohyoide viaja ao longo da traqueia para o hióide. A artéria carótida encontra-se profundamente nesses músculo.

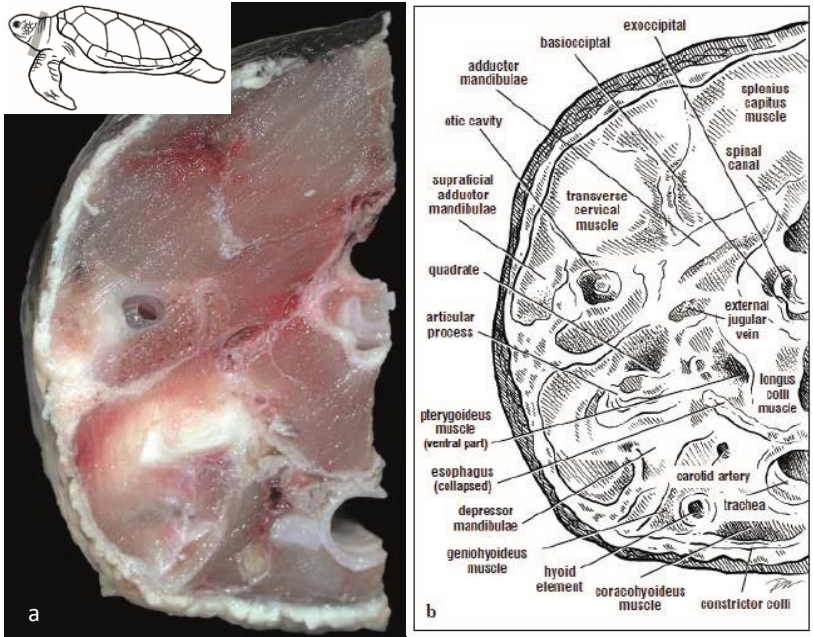


Figura 13. Esta seção axial oblíqua através do pescoço de uma tartaruga-de-pente, é apenas posterior à articulação ventral e crista supra-occipital dorsalmente. Os músculos, os principais vasos sanguíneos, a traquéia e o esôfago podem ser identificados. Suas posições relativas e extensão são vistas nesta dissecação. (visto apenas como uma separação parcial aqui) age como um retrator e um flexor da lâmina da nadadeira no cotovelo.

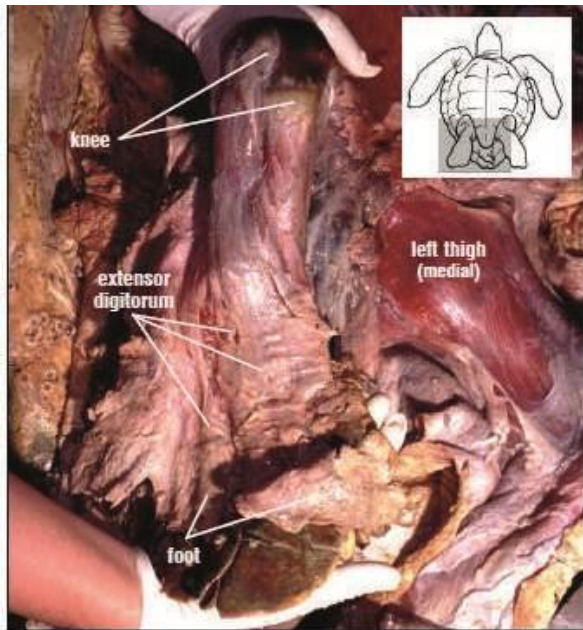


Figura 14. Expansores do pé anterior e dorsal de um membro posterior direito de cabeçuda. A perna é abduzida e flexionada no joelho. Os extensores do pé flexionam a perna ou estendem e espalham os dedos.

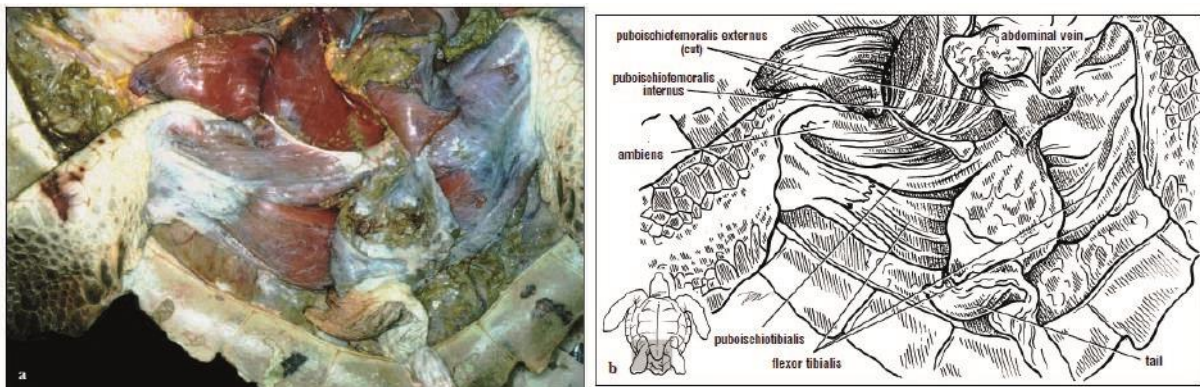


Figura 15. Os músculos do quadril ventral superficial. O púbis-isquio-femural externo é um adutor da perna. O púbis-isquio-femural interno (a porção ventral anterior é vista aqui) é um transferidor e abdutor da perna. O complexo flexor tibial, incluindo o púbis-tibial, flexiona e retrai a perna e controla a forma da borda posterior do pé, talvez durante a direção. Mais anteriormente, o ambiente é um adutor e transferidor fracos da pata traseira e pode estender a haste.

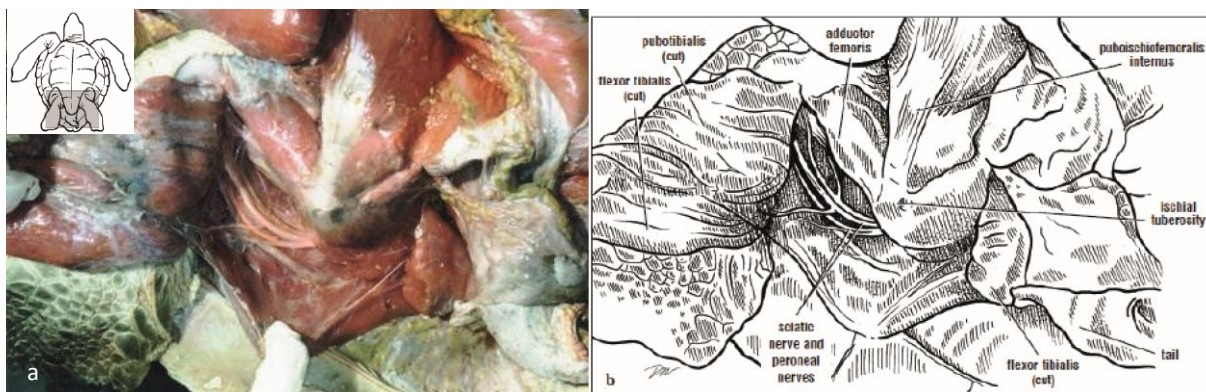


Figura 16. Os músculos ventrais mais profundos do quadril são mostrados após a remoção dos retratores dos membros superficiais. O adutor femoral e pubis-isquio-femoral interno são músculos antagonistas, com o primeiro aduzindo a coxa e mais tarde sequestrando.

ANATOMIA DO CIRCULATÓRIO

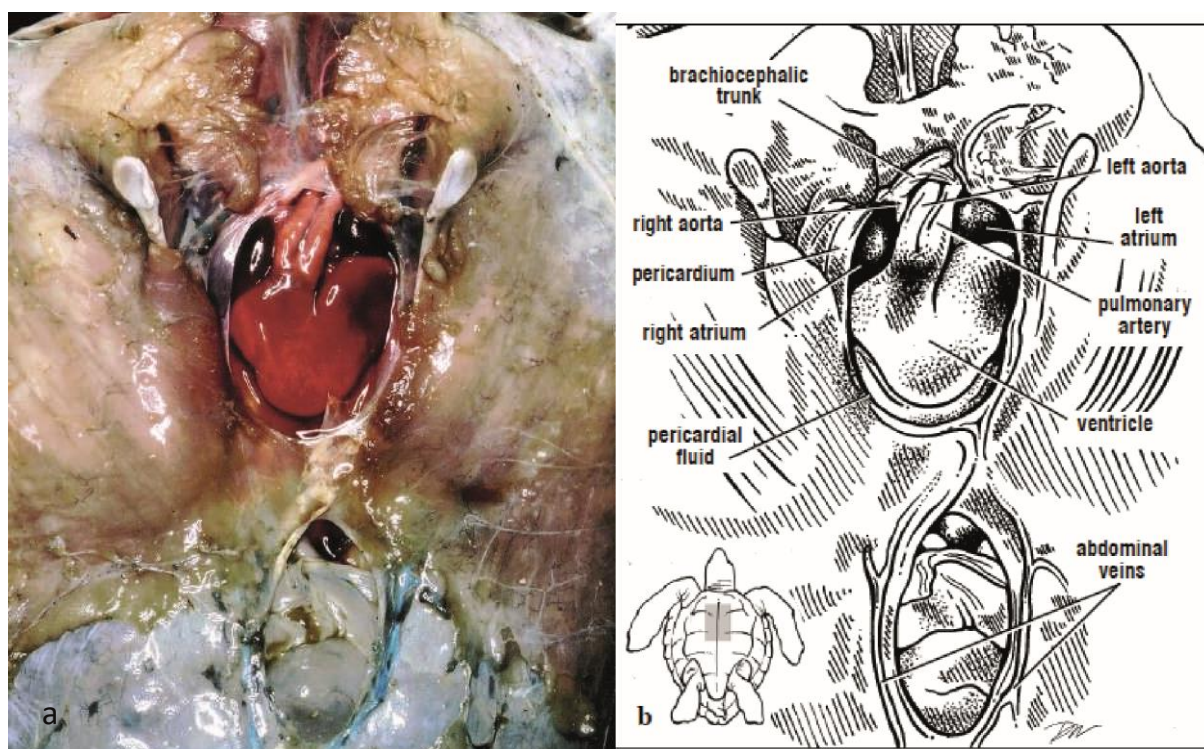


Figura 1. O coração é exposto após a remoção do pericárdio. O seio venoso mais dorsal não é visível. Ambas as aortas se voltam dorsalmente e são parcialmente obscurecidas pelo tronco braquiocefálico. As artérias pulmonares surgem de uma base comum, o tronco pulmonar. As veias abdominais dos músculos posteriores são expostas posteriormente ao coração.

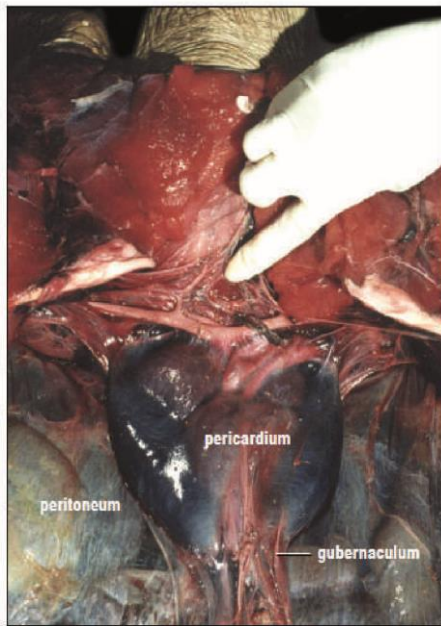


Figura 2. O pericárdio contém o coração e o líquido pericárdico. São vistos os grandes vasos (aortas e artérias pulmonares) anteriormente tireóide, na ponta do dedo entre as artérias horizontais. O coração é fixado posteriormente através do gubernaculum, um cordão de tecido na base do pericárdio. O peritônio, uma membrana fibrosa translúcida que envolve os órgãos, é visto em ambos os lados do pericárdio.

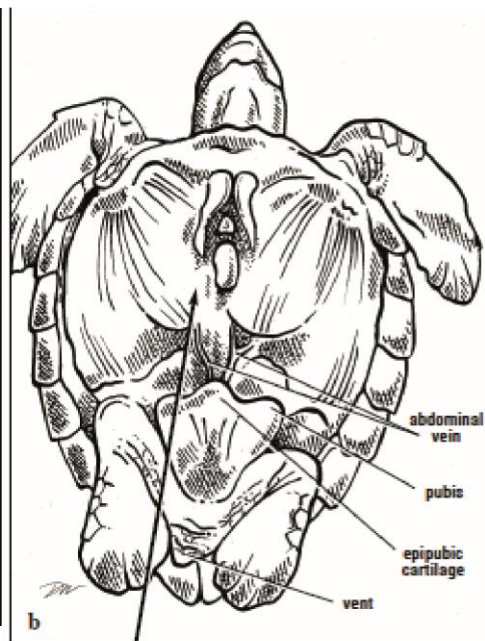
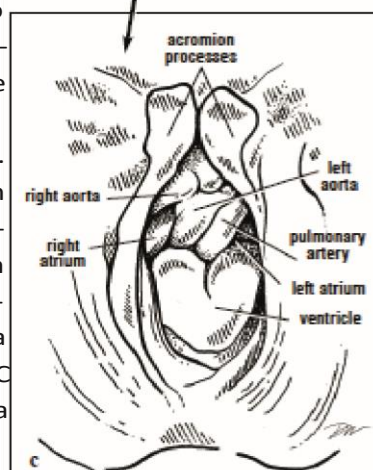


Figura 3. Marcos para localização do coração após a remoção do plastrão. Os dois processos acromios e ligamentos acromialcoracoides enquadram o pericárdio ventralmente. Quando o plastrão é removido com cuidado, as veias abdominais emparelhadas são preservadas. Elas drenam os músculos pélvicos ventrais; o sangue flui anteriormente voltando para os dois lobos do fígado. A imagem C mostra de perto o coração depois da remoção do pericárdio ventral.



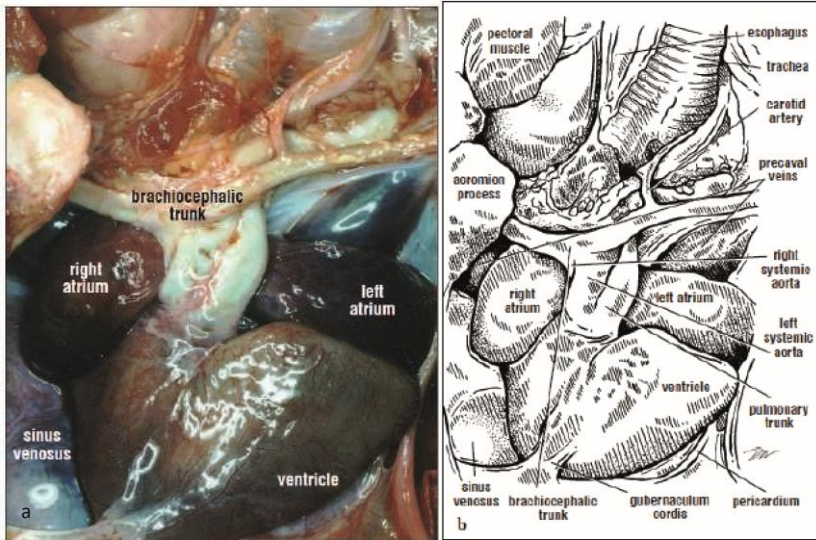


Figura 4. As quatro câmaras do coração podem ser identificadas nesta visão ventral. O pericárdio ventral foi recortado para mostrar o coração e seus grandes vasos. O ápice do ventrículo é ancorado ao pericárdio e ao peritônio posteriormente. A drenagem venosa do corpo anterior para as veias precaval pode ser vista apenas lateral e anterior ao átrio esquerdo.

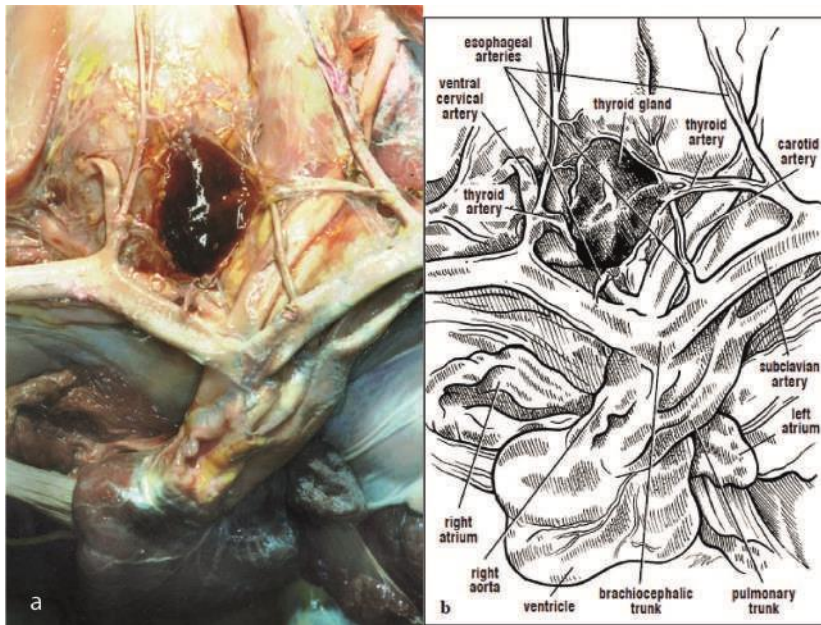


Figura 5. Visão anterodorsal do coração e suas principais artérias. Os grandes vasos emergem como três grandes vasos. A aorta direita dá origem ao tronco braquiocefálico antes de se dobrar posteriormente. As artérias tireóideas surgem do tronco braquiocefálico pouco depois de se bifurcar (ou, neste caso, das artérias carótidas). Em seguida, dá origem às artérias subclávia esquerda e direita. A carótida direita não é dissecada do tecido conjuntivo.

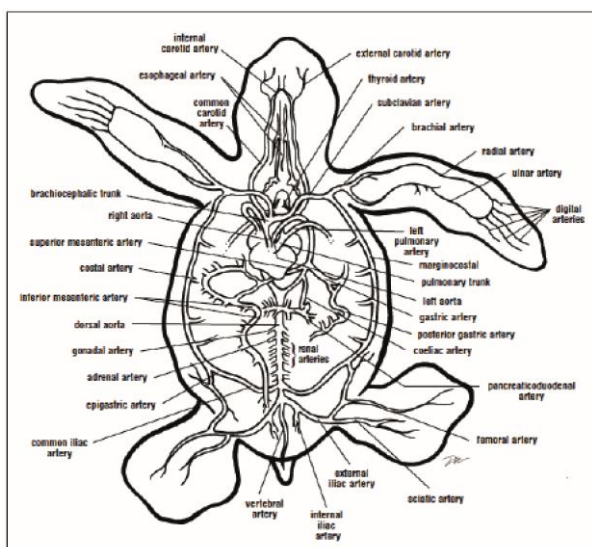


Figura 6. Artérias principais, vista ventral. As artérias principais são mostradas esquematicamente. Algumas subdivisões não são identificadas de forma clara no diagrama. Estas incluem as artérias cervicais, axilares, escapulares anteriores, peitorais, pancreáticas anteriores e artérias hemorroidais

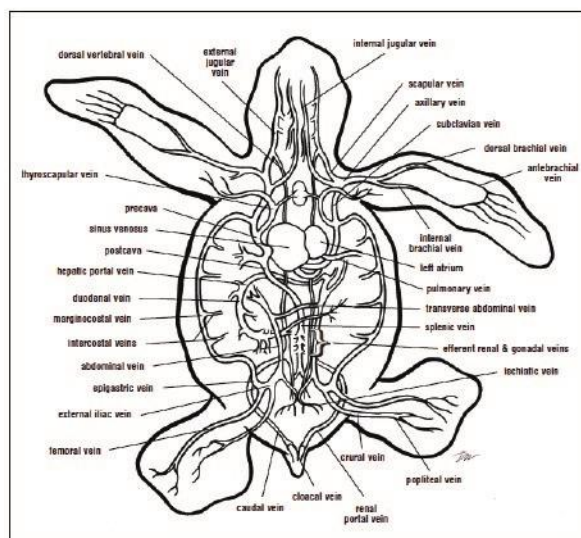


Figura 7. Veias principais, vista ventral. Note que todas as ramificações não são mostradas ou identificadas para minimizar a complexidade do diagrama. Estes incluem os ázigo, vertebral transverso e central, esofágico, hepático, peitoral, pericárdio, vesicular, pélvico, lipoidal, hipogástrico, gástrico, pancreático anterior e posterior, mesentérico, mesentérico comum e mesentérico inferior

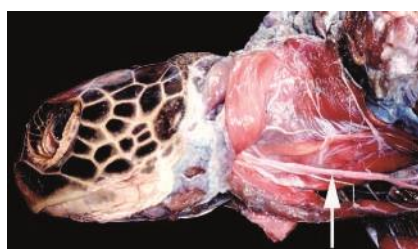


Figura 8. Essa visão lateral de uma Tartaruga-verde tem todos os músculos superficiais do pescoço cortados e refletidos dorsalmente. As artérias e veias foram injetadas com látex para fornecer contraste. A artéria carótida (na seta) é profunda e fica adjacente aos músculos longos do pescoço das vértebras cervicais.

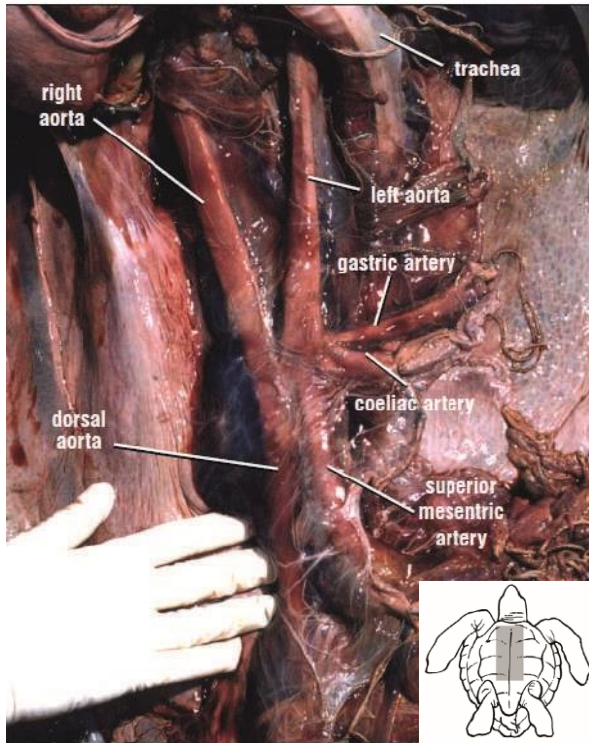


Figura 9. Visão ventral da aorta esquerda e seus principais ramos em uma Tartaruga-cabeçuda após a remoção do coração e vísceras. Localizada anteriormente na parte superior da imagem. A aorta direita une-se à aorta esquerda muito cedo, logo depois da origem da artéria mesentérica superior.

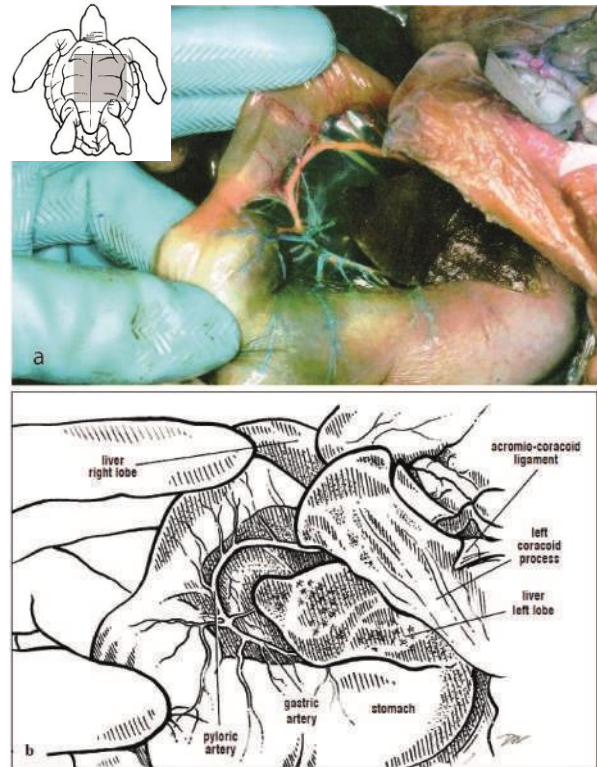


Figura 10. Circulação do estômago. A artéria gástrica ventral drena para a curvatura menor do estômago. Torna-se a artéria pilórica ao nível do esfíncter pilórico.

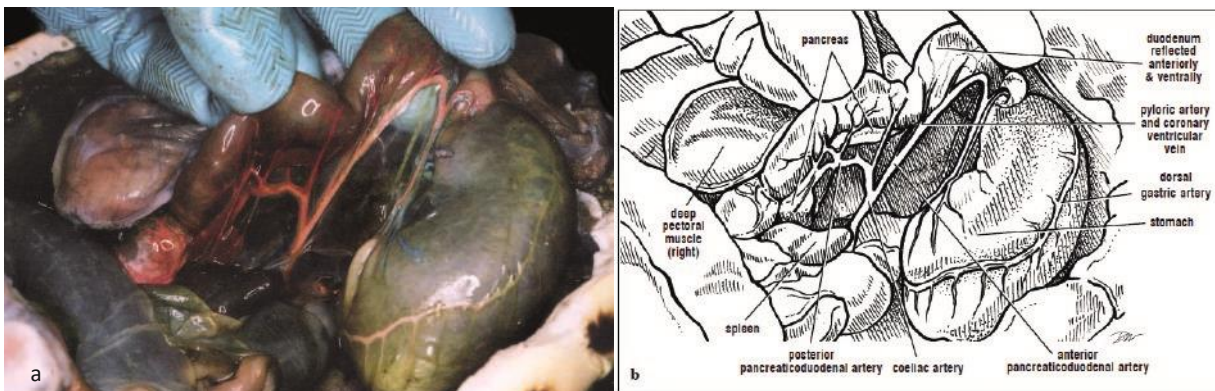


Figura 11. Artérias e veias do estômago, pâncreas e duodeno. A artéria dorsal gástrica drena para a grande curvatura do estômago. A artéria celíaca, a segunda artéria que surge da aorta esquerda, fornece esses ramos para o duodeno, o estômago perto do piloro e para o pâncreas.

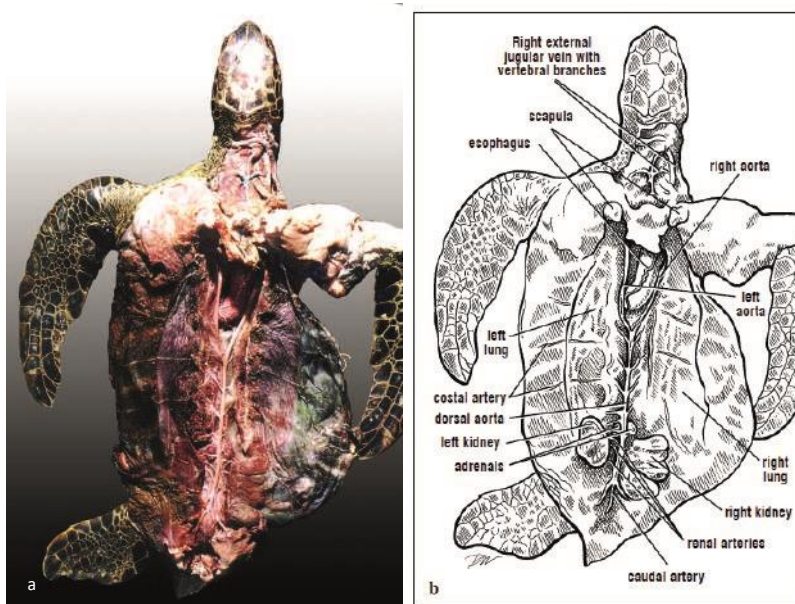


Figura 12. A carapaça foi removida desta Tartaruga verde e as artérias foram injetadas com látex. As aortas direita e esquerda se unem ao longo do terço médio do corpo. Os ramos costais (intercostais) se estendem anteriormente e através do corpo. Surgem ramos para as gônadas, glândulas supra-renais, rins e membros posteriores, depois a artéria caudal continua posteriormente ao longo da linha média até a cauda e a cloaca. Este animal não tinha o membro posterior direito.

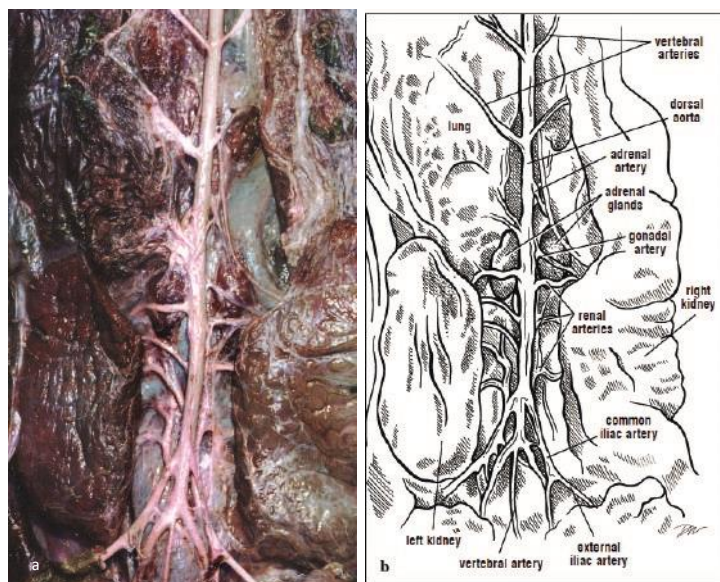


Figura 13. As artérias são injetadas com látex para mostrar os ramos arteriais, às gônadas, glândulas supra-renais e rins. Neste animal, a artéria gonadal direita é longa e cruza a glândula supra-renal dorsal e direita, em vez de se estender lateralmente ou anteriormente a ela. Existem 3 pares de artérias renais assimétricas (e não simétricas) suprindo os rins. As artérias epigástricas não surgem de maneira típica da aorta dorsal, mas sim da íliaca comum esquerda. Os íliacos comuns continuam quando os íliacos externos se dividem para formar as artérias femorais e ciáticas. Os íliacos internos surgem diretamente da aorta dorsal, neste caso, giram ventralmente e fornecem sangue para a bexiga e o intestino grosso. A artéria caudal (vertebral) continua posteriormente ao longo da linha média.

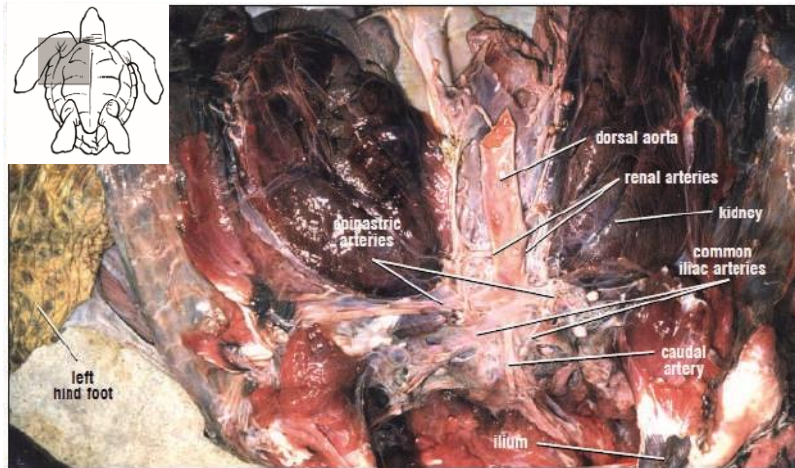


Figura 14. Artérias dorsais para a musculatura posterior e rins de de uma Tartaruga-Cabeçuda.

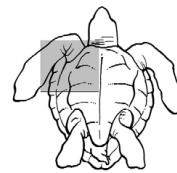
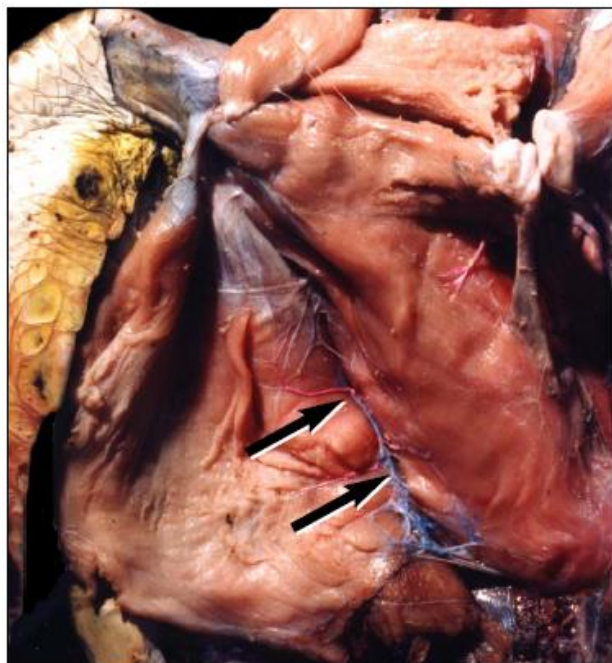


Figura 15. A artéria e veias azigais e os ramos da veia peitoral suprem a musculatura peitoral profunda. Aqui, o músculo peitoral maior foi refletido anteriormente para expor os vasos ázigos (às setas) suprindo as partes coracobraquial-anterior e posterior, bem como os ramos para o bíceps profundo.

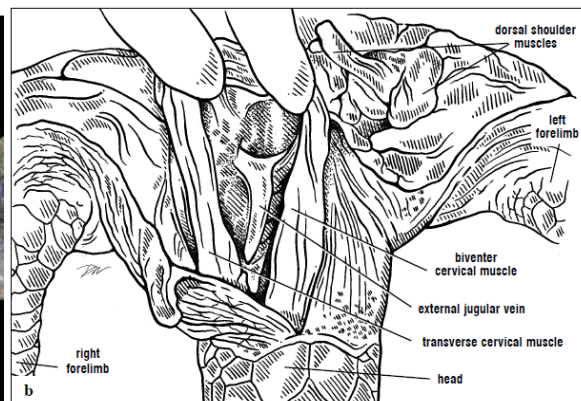


Figura 16. Circulação cervical da Tartaruga-verde. A veia jugular externa direita foi dissecada e injetada para fornecer contraste. Isto mostra o ramo cervical transversal que se estende medialmente para o músculo.

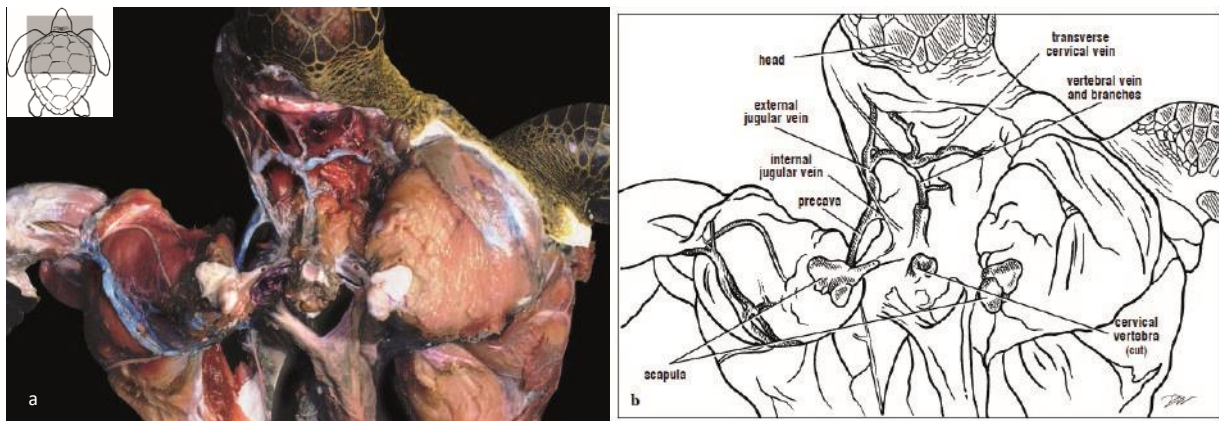


Figura 17. Vista dorsal do pescoço de uma Tartaruga verde com a carapaça removida. A precava (veia cava superior) recebe sangue das veias subclávias. A relativamente pequena veia jugular externa de tartarugas verdes recebe relativamente poucos ramos quando comparada com a anatomia de outros quelonídeos.

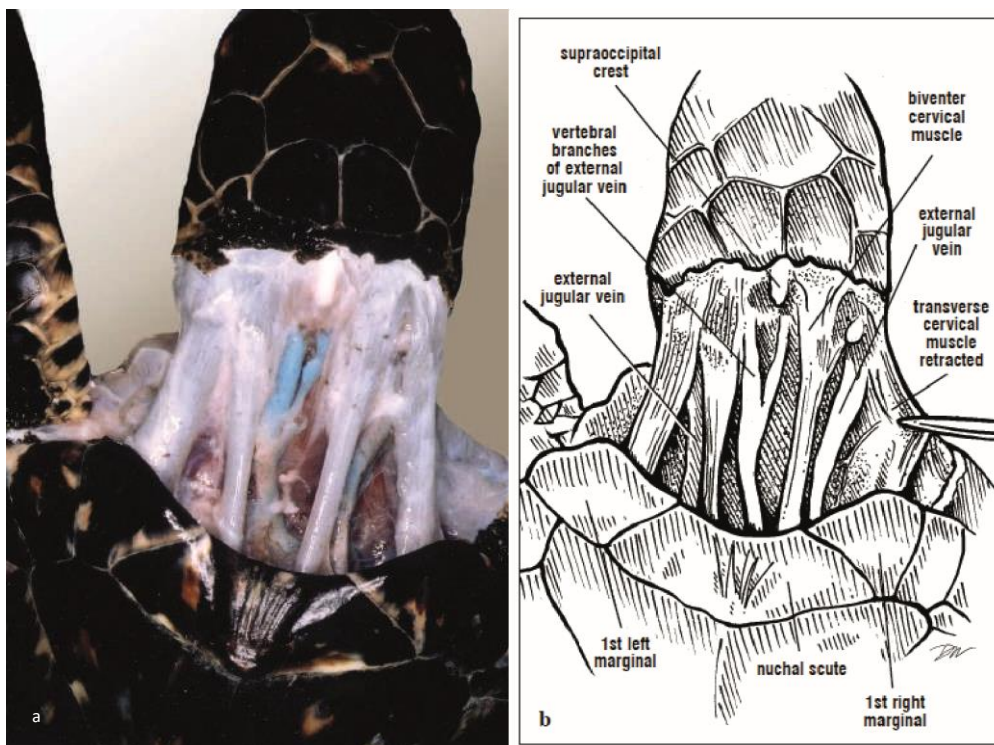


Figura 18. Visão dorsal das veias jugulares externas e da veia vertebral. Nesta tartaruga as veias transversais não são óbvias. Há uma bifurcação anterior da veia vertebral no nível do pescoço e não no crânio deste indivíduo. A veia jugular externa desta Tartaruga-de-penteramos da musculatura cervical proximal e distal. No entanto, não há ramificações ao longo da maior parte do comprimento interveniente.

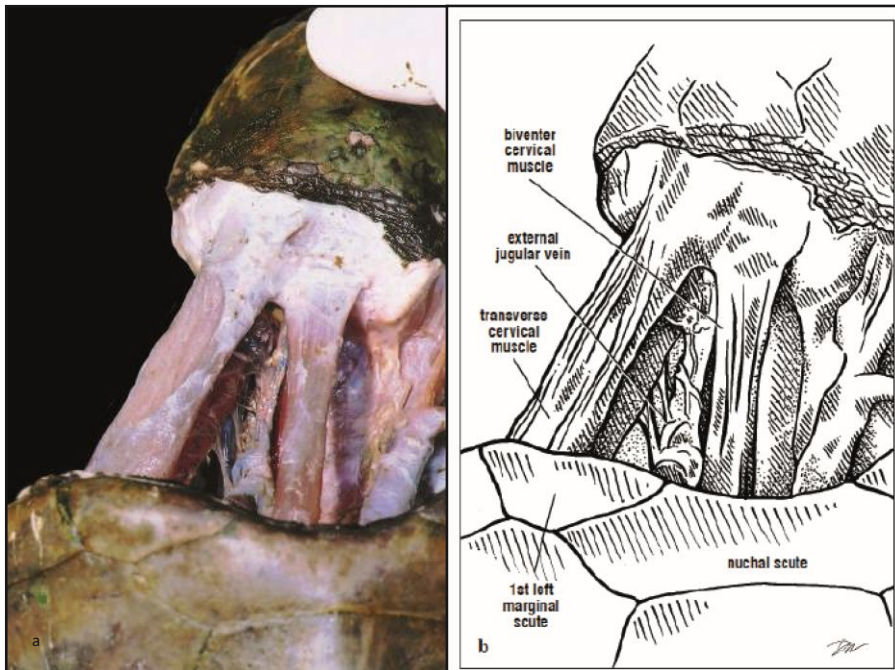


Figura 19. A veia jugular externa e sua rede de ramificações vertebrais são óbvias na Tartaruga-de-Kemp. Vários ramos vertebrais são comuns nesta espécie entre os músculos proeminentes do pescoço dorsal.

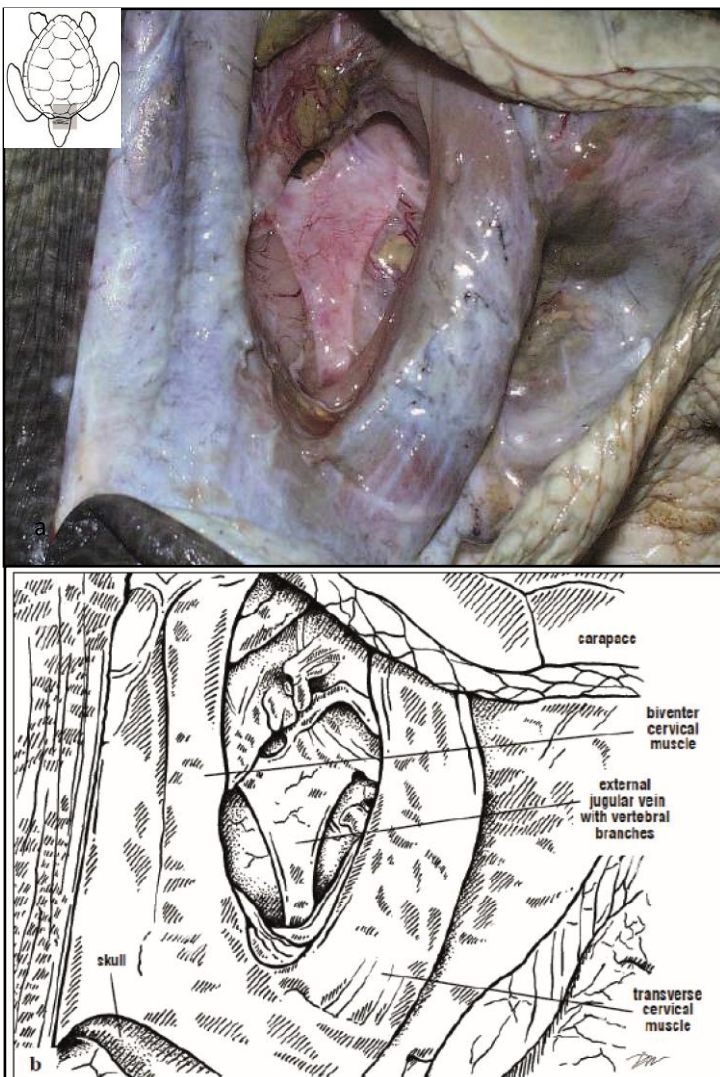


Figura 20. Vista dorsal em detalhe da veia jugular externa de uma Tartaruga-de-Kemp, e seu ramo transverso surge medialmente (em direção à esquerda nesta figura).

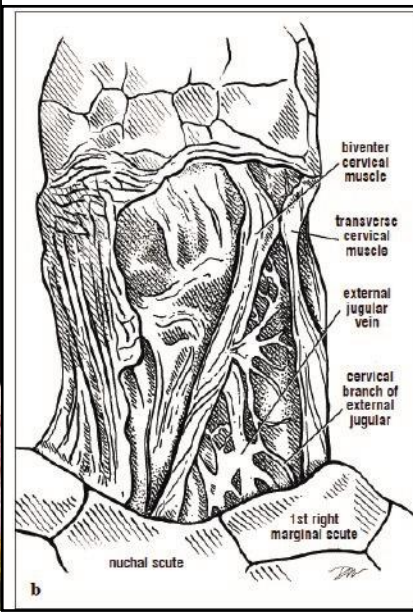


Figura 21. A veia jugular externa é grande e está associada a muitas anastomoses (redes de vasos sanguíneos interconectados), bem como ramos cervicais (vertebrais) aos músculos do pescoço de cabeças cruzadas.

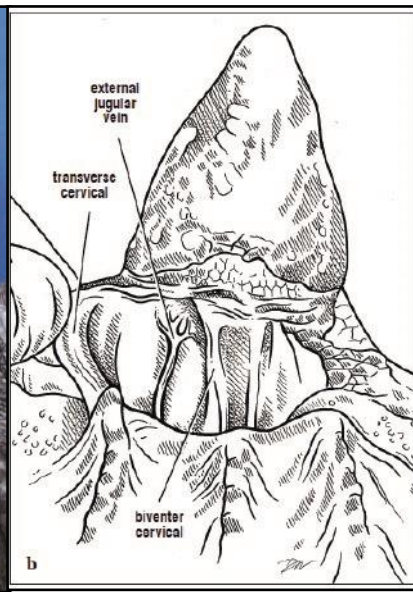


Figura 22. Circulação do pescoço dorsal em uma Tartaruga-de-couro. A veia jugular externa é grande e está associada a muitos pequenos ramos cervicais (vertebrais) nos músculos do pescoço. O vaso está localizado profundamente entre os músculos cervicais transversais e cervicais.

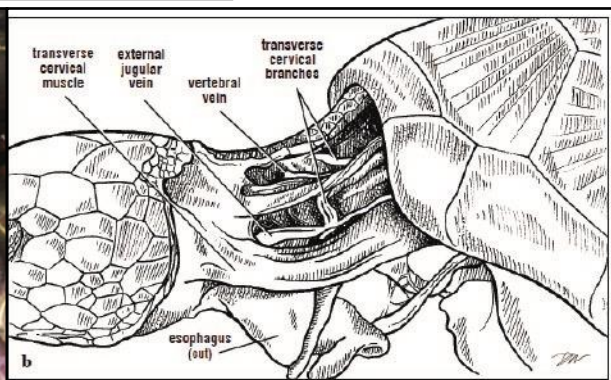


Figura 23. Visão lateral da veia jugular externa e dos ramos cervicais transversais direito e esquerdo em uma Tartaruga-verde. A veia vertebral é visível por uma parte do seu comprimento e é medial e profunda à pele cortada do pescoço dorsal.

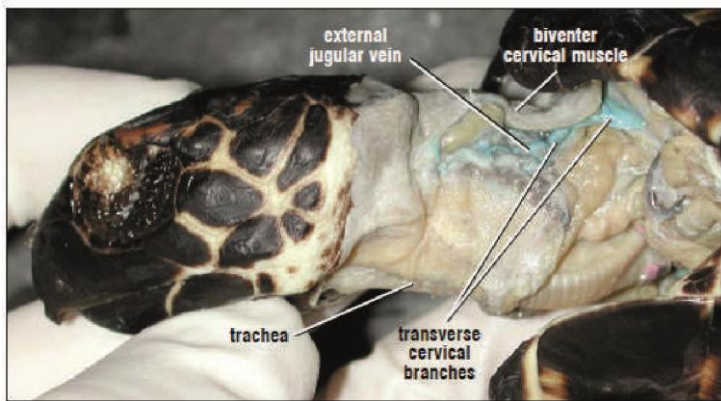


Figura 24. Vista lateral, da circulação cervical da Tartaruga-de-pente. A veia jugular externa em Tartaruga-de-pente tem poucos ramos ao longo da maior parte do seu comprimento. O vaso se ramifica proximalmente para receber ramos vertebrais (próximo à nuca) e ventralmente, drenando o colo ventrolateral dos músculos. As artérias cervicais ventrais estão expostas adjacentes à traqueia, perto do plastrão.

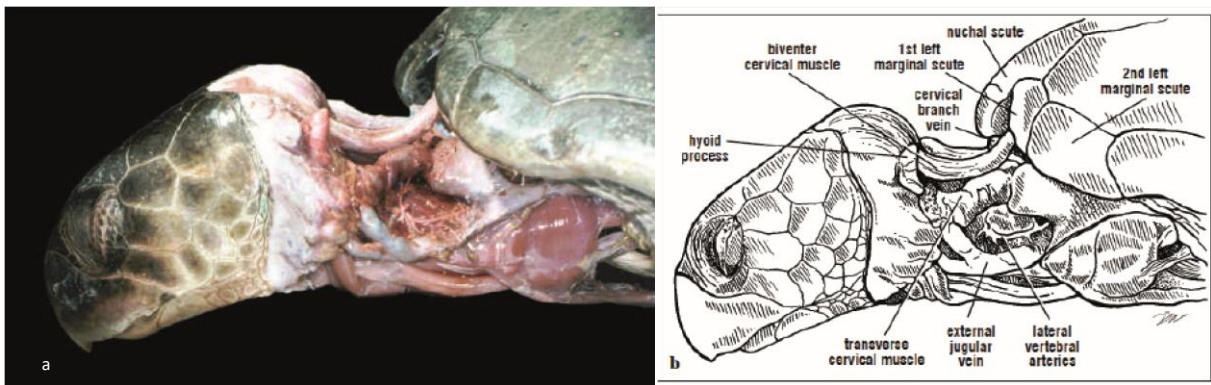


Figura 25. A jugular externa, injetada com látex para fornecer contraste, é muito grande na Tartaruga-de-kemp. Após a remoção do tecido conjuntivo, a jugular externa ficou em uma posição mais ventral do que a encontrada na vida. Artérias vertebrais laterais da carótida são vistas nesta dissecção profunda.

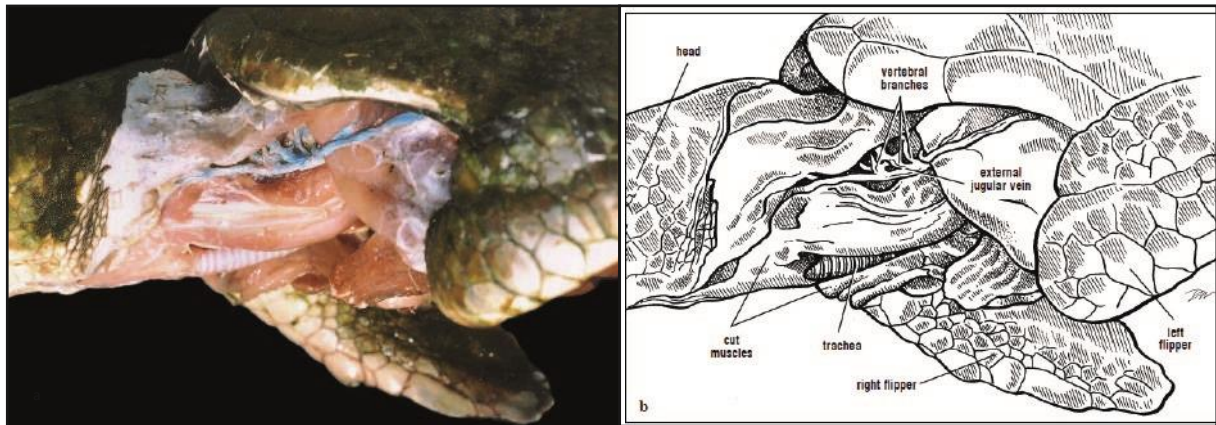


Figura 26. Essa visão lateral da crista da Tartaruga-de-Kemp mostra os muitos ramos vertebrais da jugular externa indo para a musculatura cervical profunda.

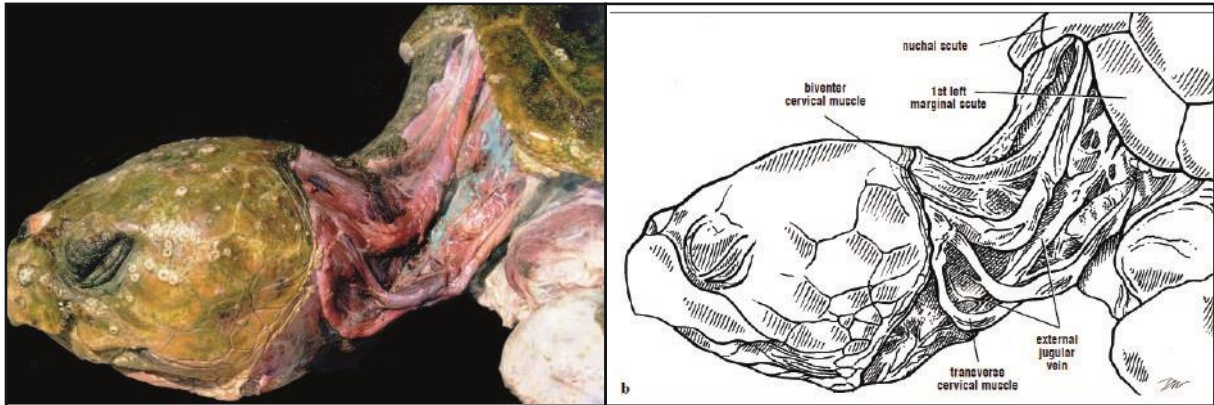


Figura 27. Esta dissecção lateral da jugular externa de uma Tartaruga-cabeçuda mostra a ramificação extensa que é típica desta espécie. O músculo cervical transverso foi dividido ao longo de seu comprimento para expor a veia. Tanto os músculos quanto as veias são deslocados ventralmente porque seus tecidos conectivos de suporte foram removidos.



Figura 28. As veias jugulares internas e externas da precava são expostas nesta dissecção de uma Tartaruga verde. A veia jugular externa (seta apontando para baixo) é principalmente coberta pela musculatura do pescoço cortada que foi refletida dorsalmente. A jugular interna (seta apontando para cima) é parcialmente injetada com látex. A veia jugular interna é geralmente acompanhada pelo nervo vago, porém não é distinta nesta foto.

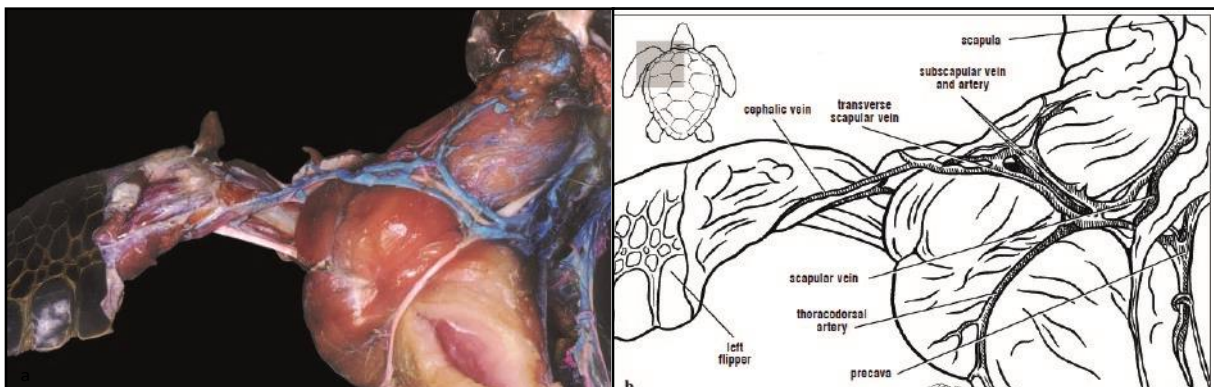


Figura 29. Ramos venosos e arteriais da vista posterior da paleta. A veia cefálica da paleta drena para a veia escapular transversa ao longo da musculatura escapular, depois para a veia escapular, que então se une à precava. A artéria toracodorsal é um ramo da subclávia ou do braquial na maioria das tartarugas.

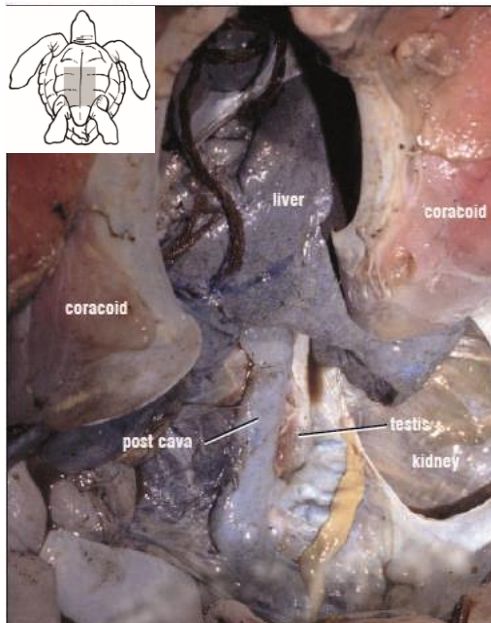


Figura 30. Vista ventral do postcava. O postcava emerge do fígado e passa para os rins. O sangue é drenado dos rins e do corpo posterior para o fígado.

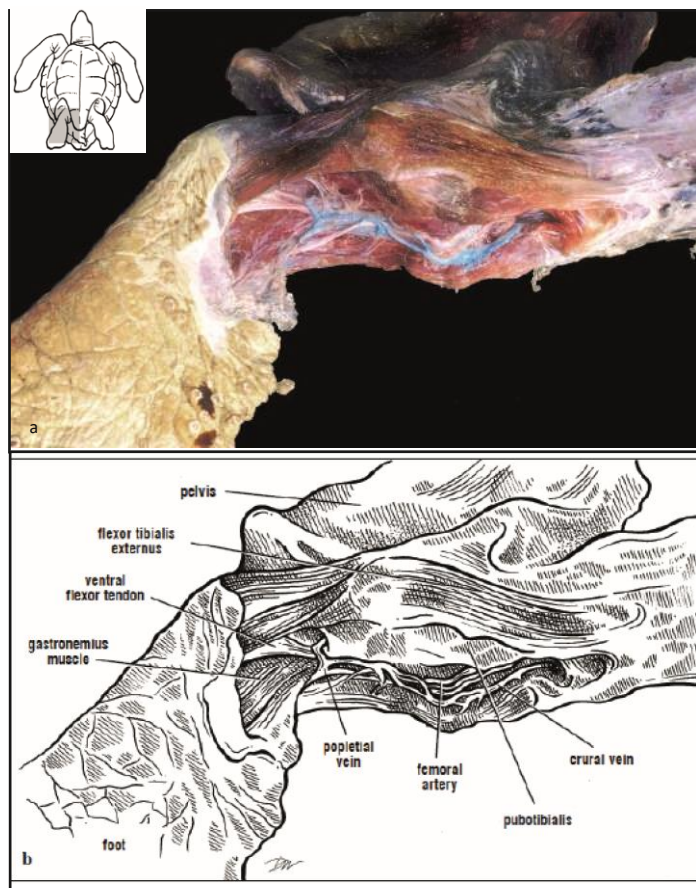


Figura 31. VO membro posterior direito desta Tartaruga-cabeçuda mostra as posições das artérias femoral, crural e popliteal. Essas artérias e veias percorre com o nervo ciático.

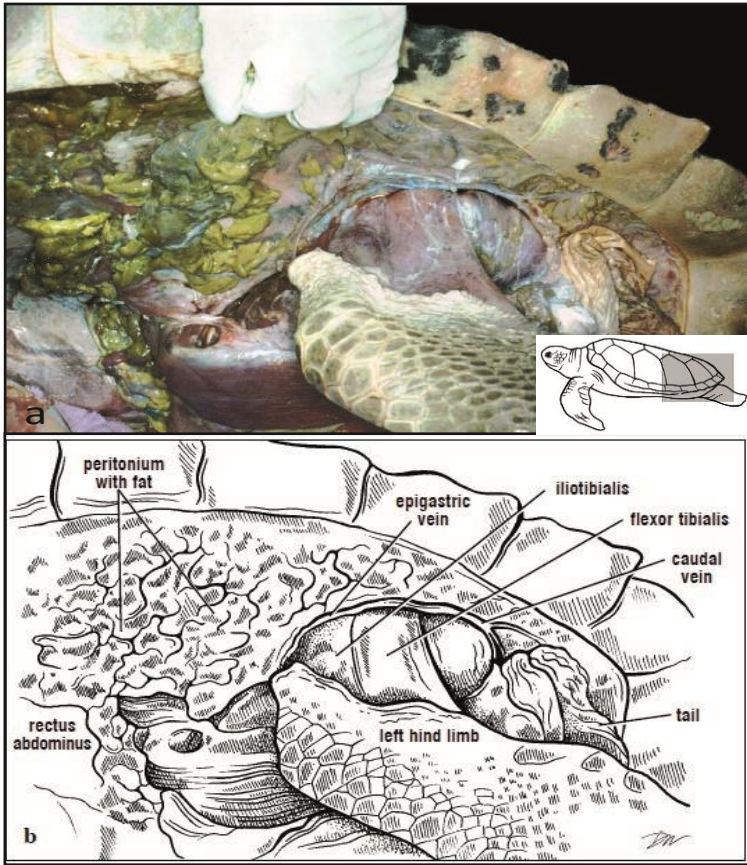


Figura 32. Vista lateral e posterior. A veia epigástrica viaja dorsalmente para os extensores dorsais da perna posterior (iliotibialis) e flexores (flexor tibial). Esta veia é medial aos escudos marginais e apenas ventral à camada de gordura dorsal. Recebe drenagem das veias caudais, apenas na direção dorsal da cauda.

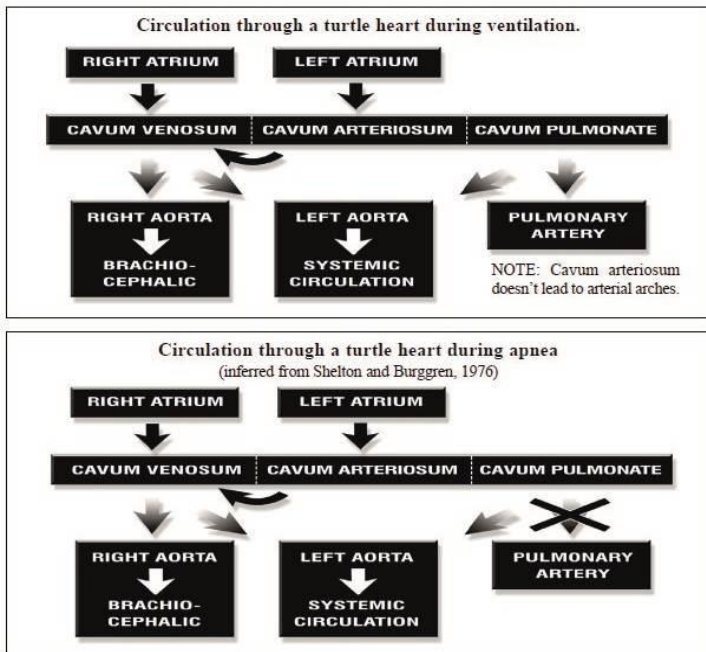


Figura 33. Circulação através de um coração de tartaruga durante a respiração e durante a apnéia.

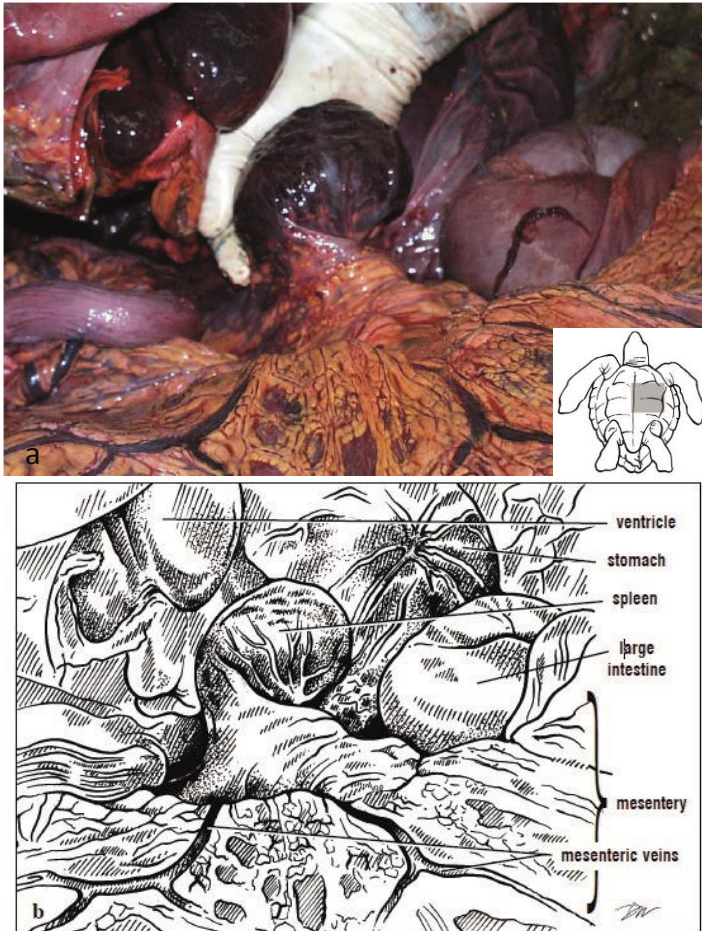


Figura 35. O baço é exposto à esquerda do estômago e distal ao pâncreas (coberto pelo mesentério). Várias veias esplênicas cobrem a superfície do baço. Veias mesentéricas, no mesentério rico em gordura, drenam o sangue que retorna do intestino delgado.

ANATOMIA DAS VIAS ÁEREAS E PULMÕES

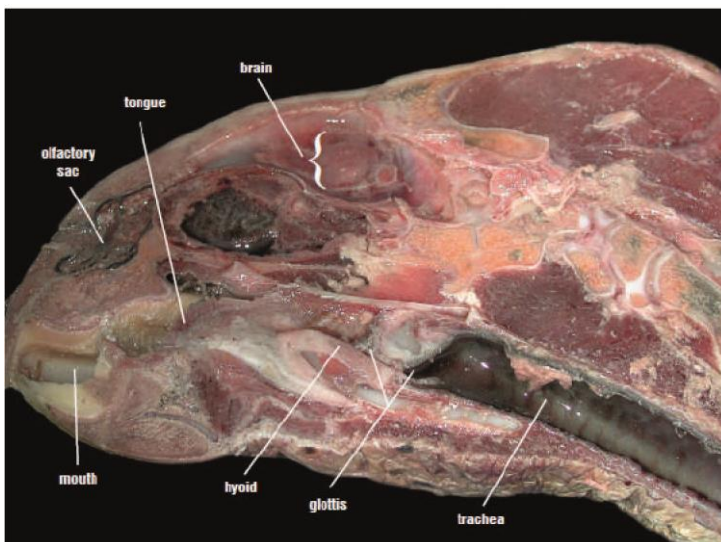


Figura 1. Secção parasagital de uma Tartaruga-de-pente mostrando a via aérea. O aparelho hióide, incluindo porções ósseas e cartilaginosas, sustenta a glote ventralmente. A glote, localizada entre o hióideo e a superfície da língua, está fechada nesta dissecção. O grande diâmetro traqueal é mantido por anéis cartilaginosos. A traqueia é revestida por epitélio liso.

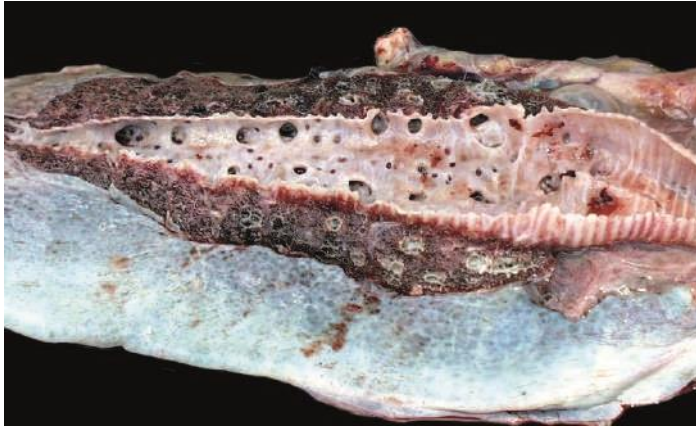


Figura 2. Corte longitudinal do brônquio de uma Tartaruga-cabeçuda. Os pulmões dos quelonióides são esponjosos na construção e na cor vermelha. Eles também têm uma grande área de superfície, mas não são tão densamente construídos como os pulmões da Tartaruga-de-couro. A traqueia de grande calibre possui muitas aberturas para as câmaras do pulmão ao longo de seu comprimento. Essas aberturas não são suportadas pela cartilagem quando deixam o brônquio. As vias aéreas não suportadas se estendem às superfícies de troca de ar chamadas faveoli e ascini. A traqueia e o brônquio são sustentados pela cartilagem, que resiste ao colapso durante a ventilação e o mergulho.

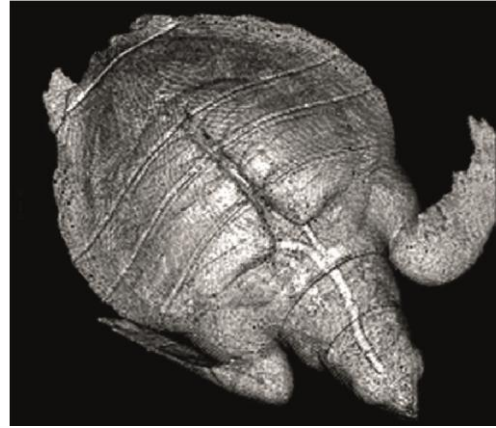


Figura 3. Tomografia computadorizada mostrando os pulmões no cume de uma Tartaruga-de-Kemp. Essa tomografia computadorizada mostra a posição, a forma e a extensão dos pulmões e das vias aéreas na tartaruga viva de Kemp. As superfícies mediais dos pulmões estão bem presas à coluna vertebral.

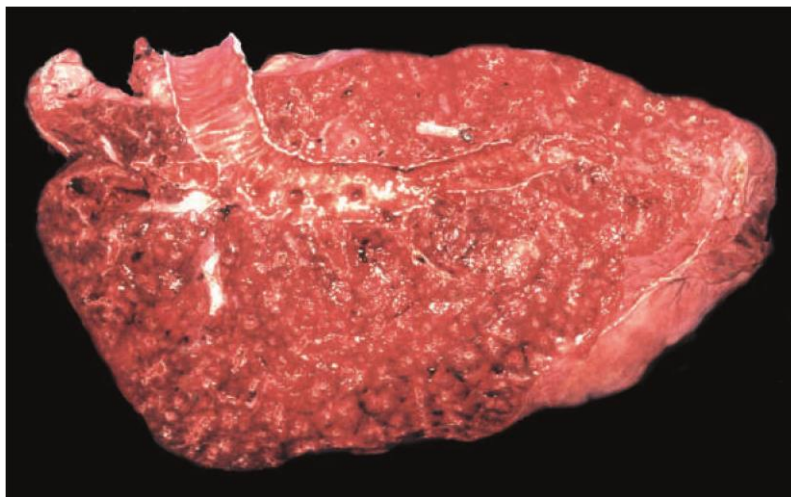


Figura 4. Corte longitudinal de um pulmão de uma Tartaruga-de-couro. Os pulmões de couro são caracterizados por uma construção mais densa. A alta área superficial, o parênquima denso, os altos níveis de tecido conjuntivo e o suprimento sanguíneo extenso tornam os pulmões de couro particularmente esponjosos e vermelho-escuros.

ANATOMIA GASTROINTESTINAL

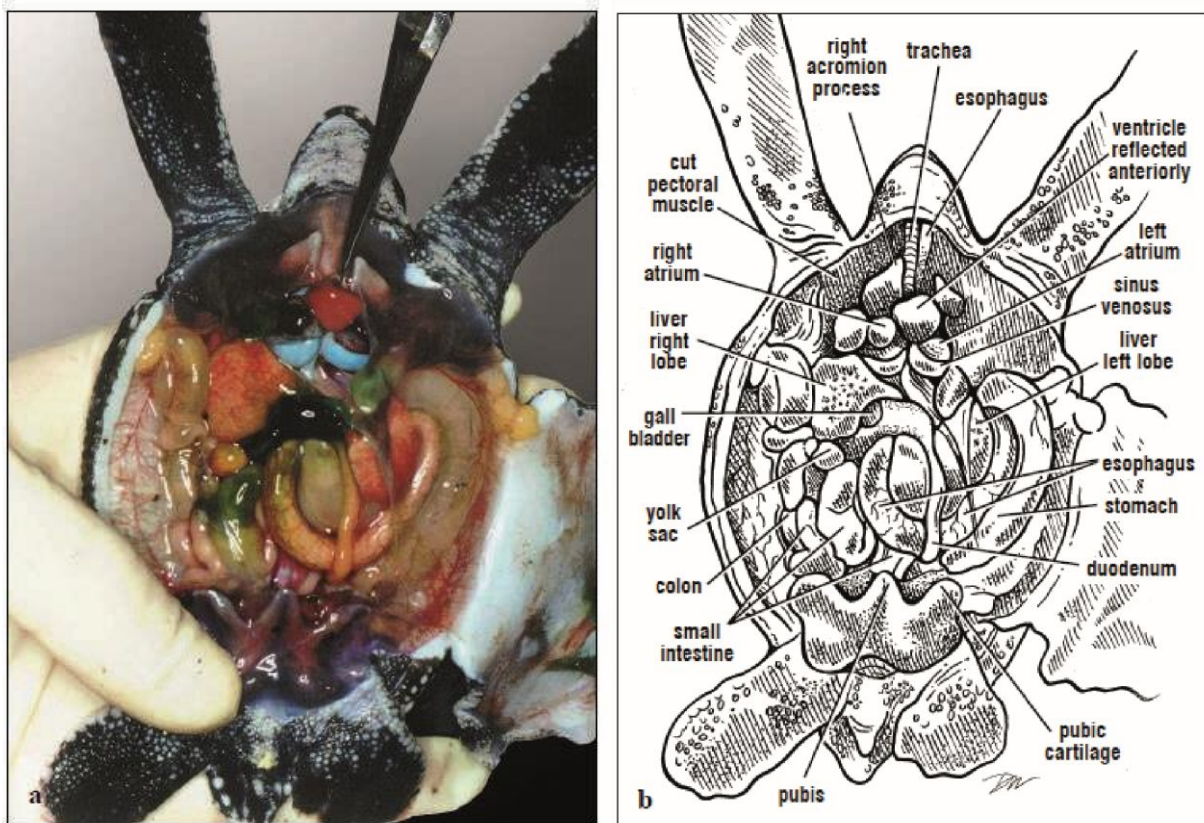


Figura 1. Vista ventral das víceras e coração de um filhote de Tartaruga-de-couro. Esta dissecação de uma tartaruga de couro mostra o esôfago extremamente longo, estômago grande e intestino delgado. À direita do animal está o restante de saco vitelino. O saco vitelino pode persistir bem após o tempo em que o animal começou a se alimentar. Neste animal, os processos coracóides foram cortados e os processos acrómios refletidos anteriormente para fornecer uma visão clara do coração e do fígado. O ventrículo é empurrado anteriormente expondo o seio venoso, que foi injetado com látex para fornecer contraste.

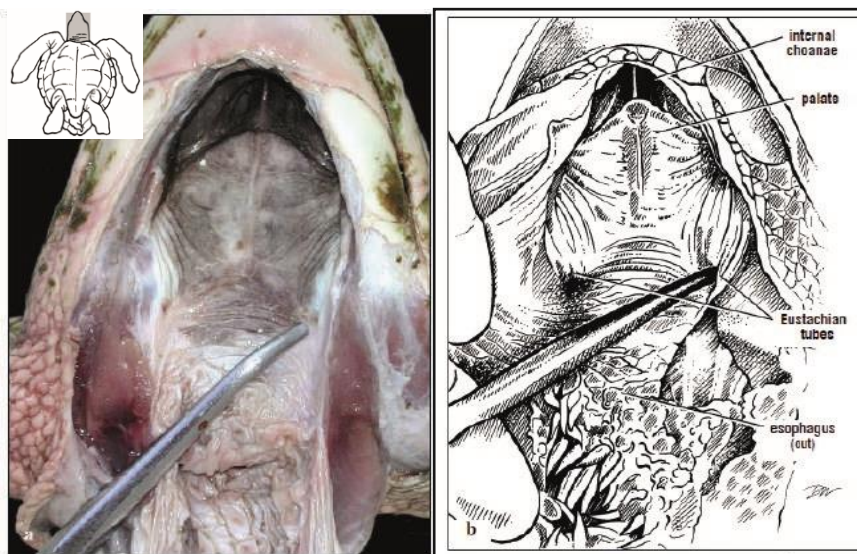


Figura 2. Vista ventral do palato com a língua e o aparelho hióide cortados. O céu da boca tem coanas internas (narinas internas) que se abrem acima da glote (removidas nesta foto). Nas partes laterais posteriores do palato, perto da articulação da mandíbula, estão as aberturas para as tubas de Eustáquio, que levam à cavidade do ouvido médio.

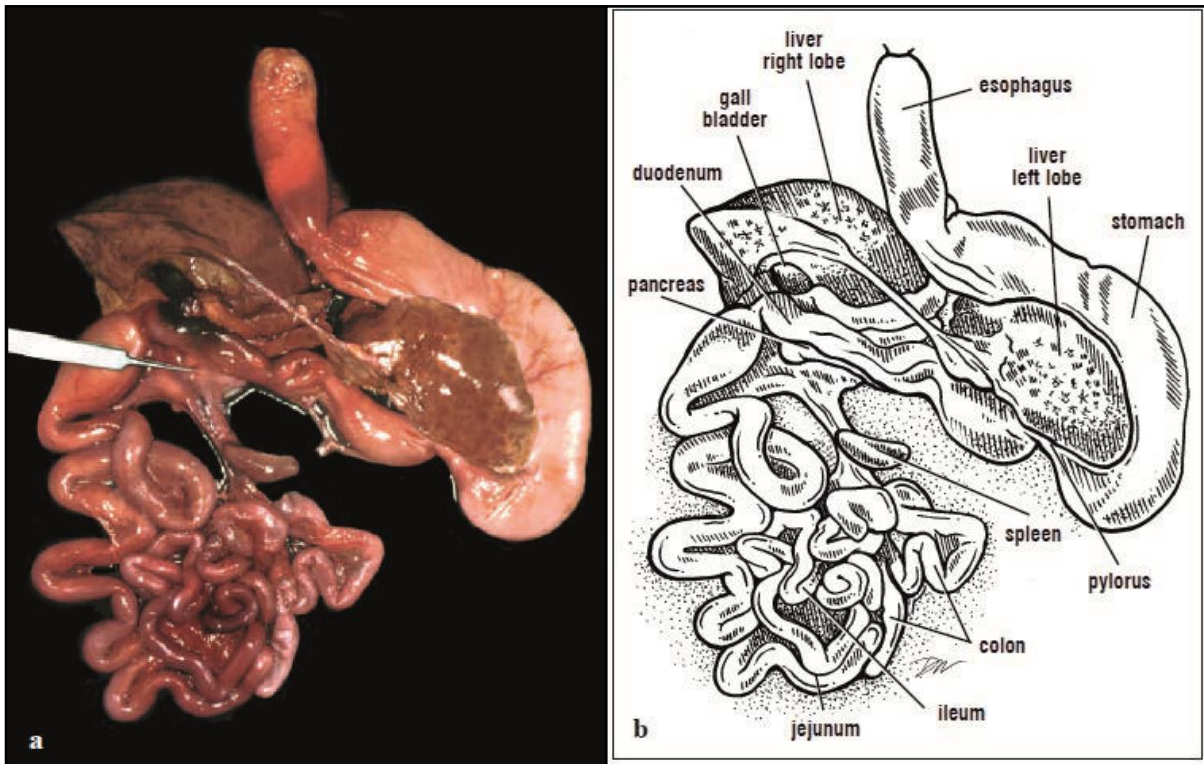


Figura 3. O trato gastrointestinal com glândulas digestivas e o baço. O trato gastrointestinal do esôfago para o reto de uma Tartaruga-de-Kemp mostra as diferentes regiões, bem como as glândulas digestivas associadas, o fígado e o pâncreas. A vesícula biliar armazena a bile, produzida pelo fígado, e a libera através do ducto biliar comum quando a comida entra no duodeno. O baço, localizado na extremidade distal do pâncreas, não é uma glândula digestiva; em vez disso, é um órgão linfóide das tartarugas envolvidas na atividade imunológica.

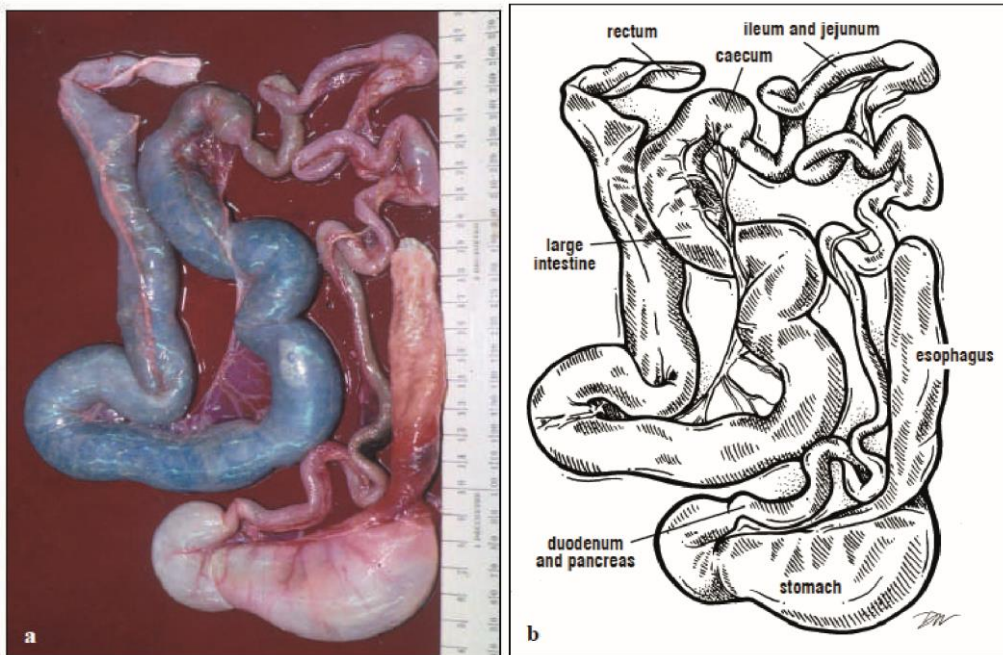


Figura 4. O intestino de uma Tartaruga-de-pente depois de ter sido removido e separado do fígado, baço, mesentério e cloaca. O trato gastrointestinal inclui o esôfago, estômago, intestino delgado e intestino grosso, que são facilmente distinguidos um do outro.

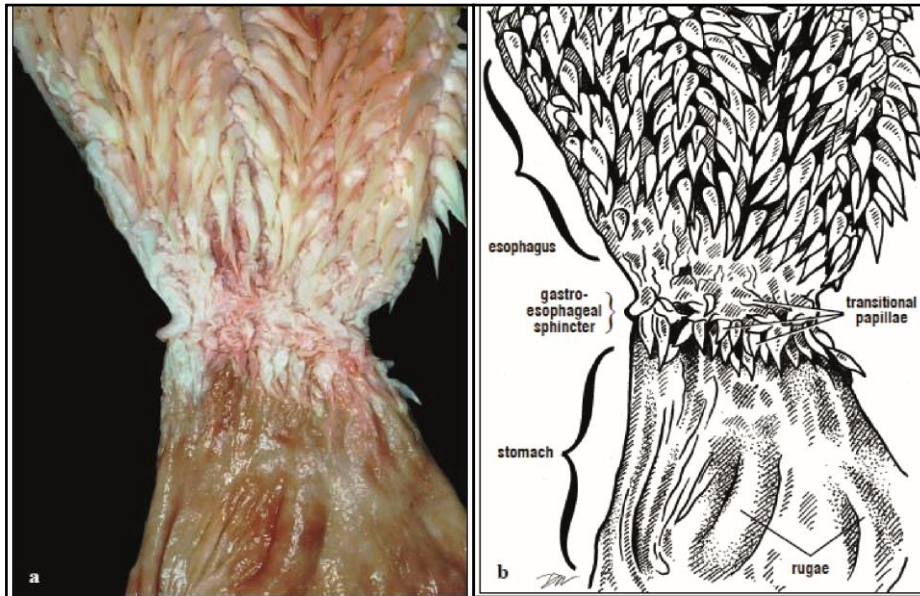


Figura 5. O esôfago e revestimento anterior do estômago. As papilas que revestem o esôfago são queratinizadas durante a maior parte do comprimento do esôfago. Eles terminam abruptamente; várias papilas planas e transicionais, sem queratina, revestem a parede do esôfago ao nível do esfíncter gastroesofágico. Posterior a este esfíncter, o revestimento do estômago é muito suave e não tem papilas

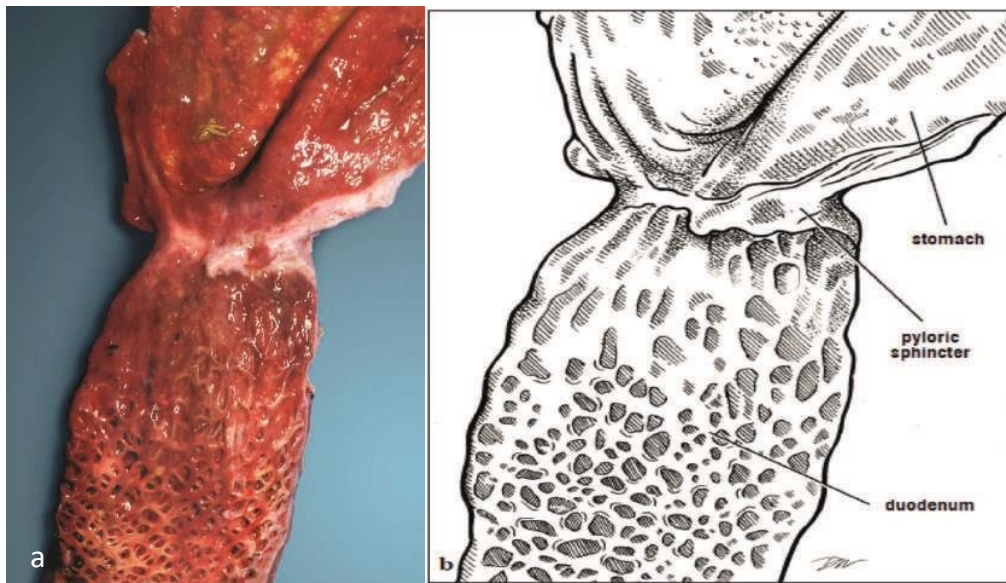


Figura 6. Mucosas do estômago e duodeno. O estômago e o duodeno separam-se por um esfíncter muscular curto, o piloro. Enquanto o revestimento do estômago é geralmente liso, o do duodeno é geralmente texturizado. Na Tartaruga de couro e verde, há as criptas que se sobrepõem contendo muco ao longo do duodeno e no jejuno.

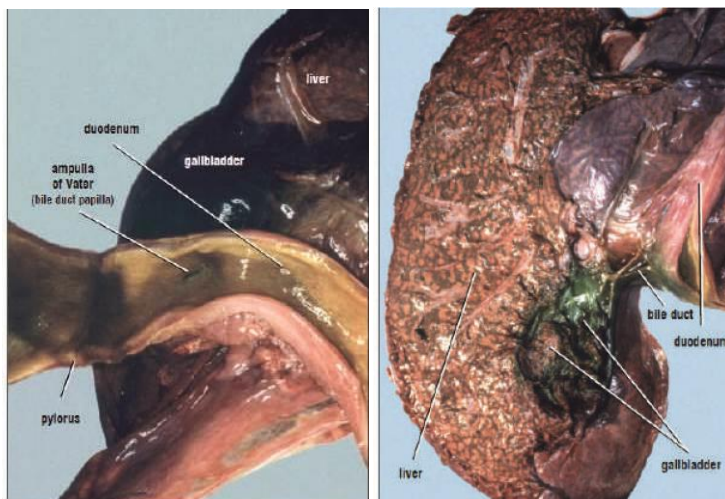


Figura 7. Seção longitudinal do duodeno. O ducto biliar comum se abre para o duodeno em uma papila (denominada Ampola de Vater). O ducto biliar comum se estende da vesícula biliar ao duodeno.

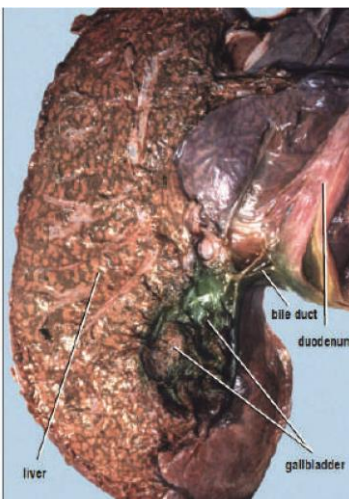
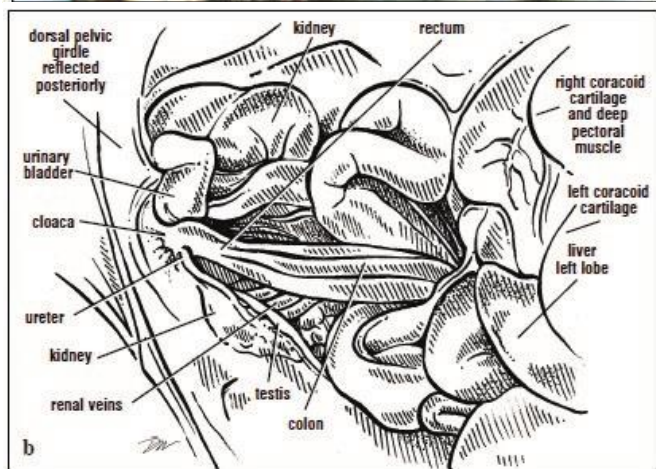


Figura 8. Seção longitudinal através do fígado e da vesícula biliar. As paredes da vesícula biliar foram removidas dorsalmente para expor o ducto biliar comum ao duodeno.



Figura 9. Vista ventral das vísceras posteriores. O reto (colapso aqui) se estreita quando se une à cloaca. A bexiga urinária, vista logo acima do reto, entra na cloaca ventralmente. Os rins localizados dorsalmente produzem urina que viaja através dos ureteres para entrar na cloaca dorsal. Várias veias renais estão expostas medialmente ao rim. O testículo desse macho imaturo ainda está preso ao peritônio (e está localizado anatomicamente ventral aos rins).



GLÂNDULAS

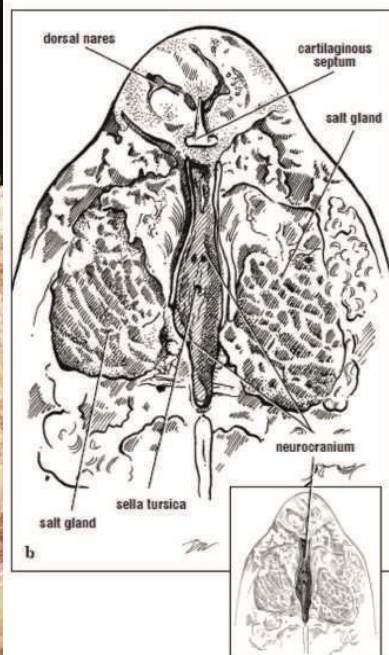
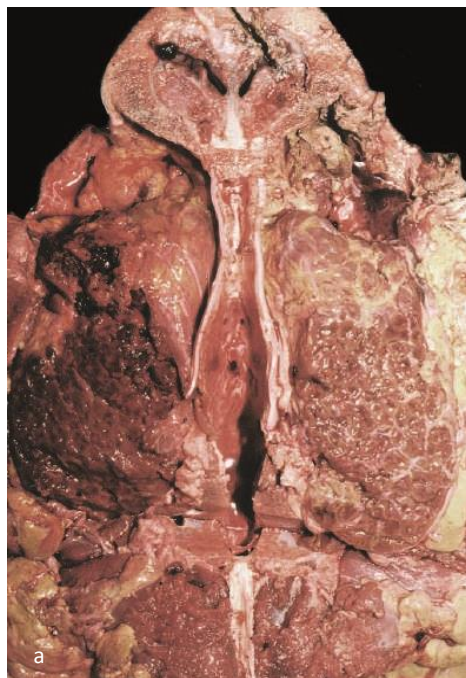


Figura 1. GLÂNDULA DE SAL - Vista dorsal da glândula de sal e da caixa craniana de uma Tartaruga-de-couro. As glândulas salinas são extremamente grandes ocupam o espaço craniano lateral na região dorsal da caixa craniana, medial e posterior ao olho. O cérebro foi removido deixando a caixa craniana com a sela túrsica mantendo a glândula pituitária.



Figura 2. GLÂNDULA TIREÓIDE - em vista ventral, medial ao processo acrômio. A tireóide é a estrutura escura e redonda na ponta do ponteiro. O coração ainda não foi exposto. Anterior e em direção ao topo da figura. Os dois ligamentos acromio-coracoides se estendem posteriormente a partir do processo acrômio

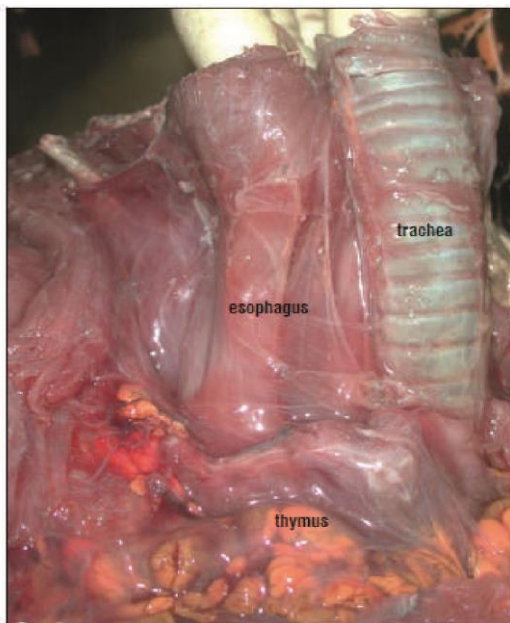


Figura 3. Vista ventrolateral das estruturas do pescoço. Posições da traquéia (com anéis cartilagosos) e do esôfago à direita do animal fornecem pontos de referência. A cabeça foi removida; anterior e em direção ao topo da imagem. O glândula do timo direito lobular está na parte inferior da imagem.

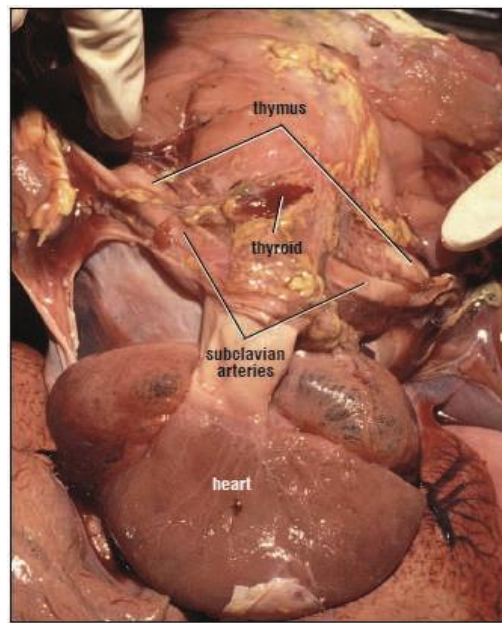


Figura 4. A visão ventral das duas glândulas do timo, logo abaixo das pontas dos dedos, está localizada adjacente às artérias subclávias. São anteriores ao coração e laterais à glândula tireóide (vista como o tecido oval liso anterior aos grandes vasos).

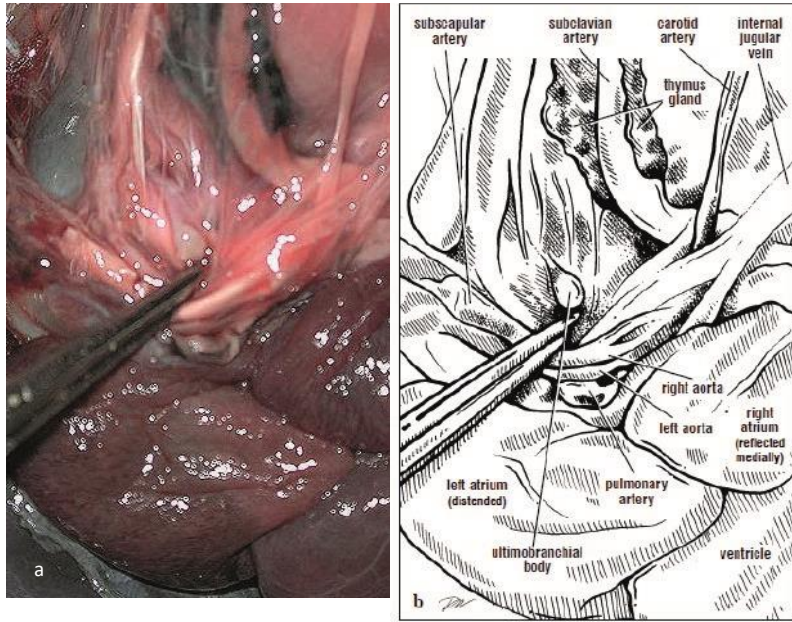


Figura 5. PARATIREOIDE - Visão ventral de um corpo ultimobranquial (ou paratireóide) e timo. As artérias cervicais carotídeas e ventrais são os melhores pontos de referência para a localização das glândulas paratireóides e glândulas ultimobranquiais. As glândulas tendem a estar associadas ao tecido conjuntivo nas superfícies dorsais das artérias. Normalmente, 2-4 glândulas estão presentes em cada lado. A grande glândula timo, profundamente à artéria subclávia, é vista perto do topo da imagem.

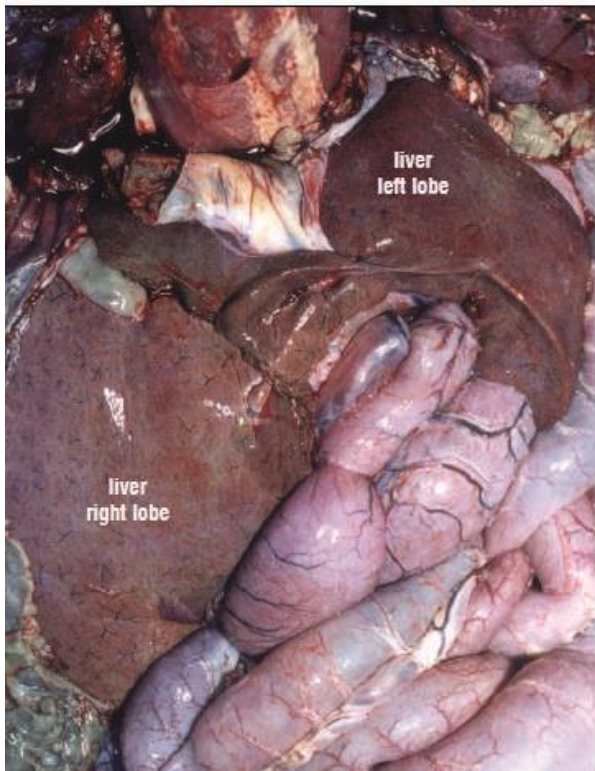


Figura 6. O fígado de uma Tartaruga-verde. Os lobos esquerdo e direito estão localizados lateralmente e levemente dorsal ao coração. Ambos os lobos recebem sangue do sistema porta hepático.

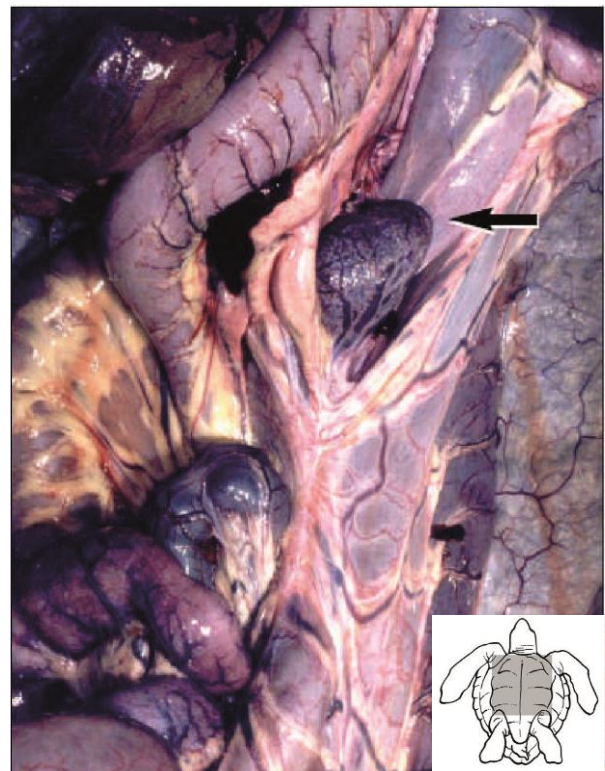


Figura 7. Vista dorsal do duodeno (no topo) com o pâncreas, o baço (na seta) e uma porção do lobo direito do fígado.

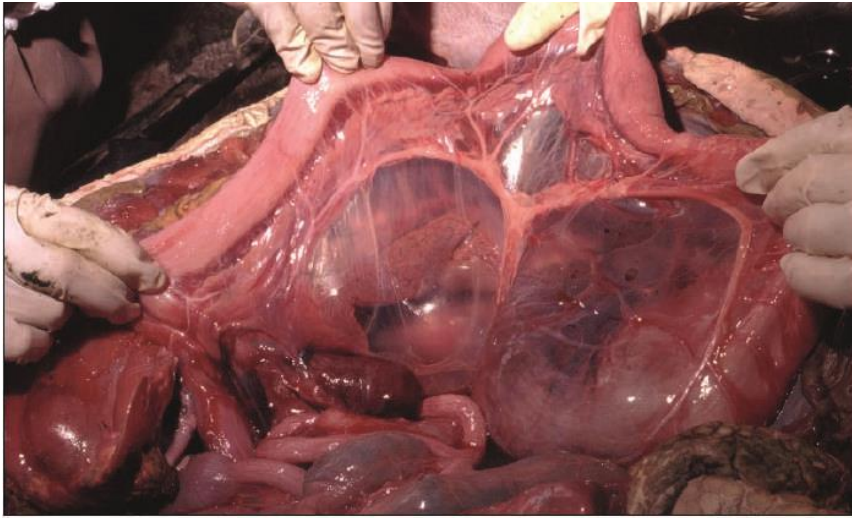


Figura 8. PÂNCREAS - longo e estreito é visto logo abaixo do duodeno (na flecha) nesta dissecação. Está envolto no mesentério. Uma grande artéria no mesentério é vista fornecendo ramos para o pâncreas proximal e distal. O baço escuro e oval é visto abaixo do pâncreas, acima das alças do intestino delgado.

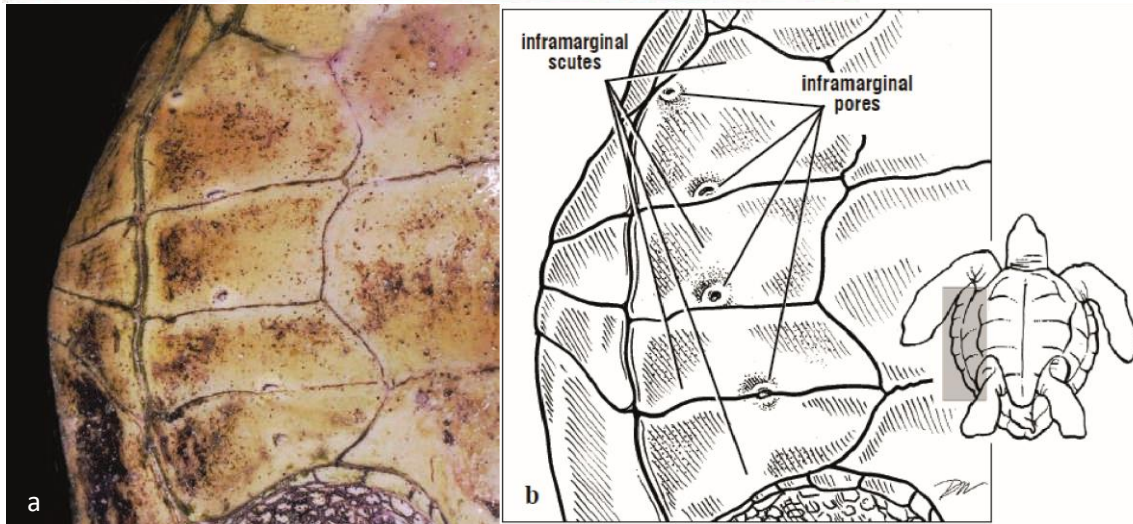


Figura 9. POROS INFRAMARGINAIS - Tartarugas-de-kemp possuem poros inframarginais ou de Rathke bastante pronunciados, os quais estão associados escavo inframarginal. Os poros levam à glândula de Rathke. Em tartarugas adultas, com os ossos do plastrão totalmente desenvolvidos, os ductos desses poros são envolvidos por ossos. Eles deixam forames nos ossos hioplastrão e hipoplastrão.

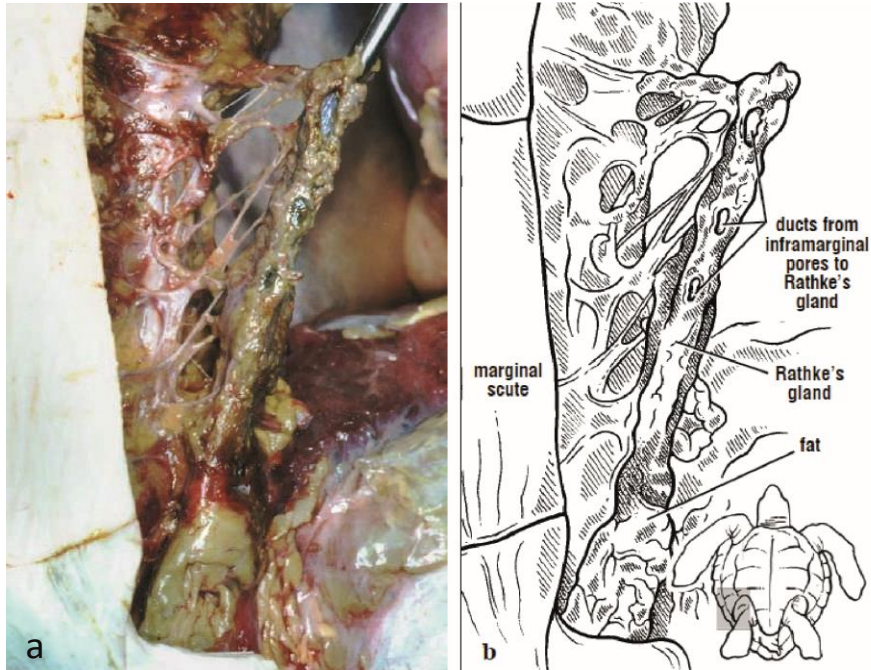


Figura 10. Após remoção do plastrão, a glândula de Rathke apresenta-se cinza-esverdeado e os seus ductos estão expostos. Cada ducto leva a um poro inframarginal (Rathke's). A glândula está tipicamente incorporada a gordura. Estende-se dos escudos inframarginais da axila até a extensão anterior da região inguinal.

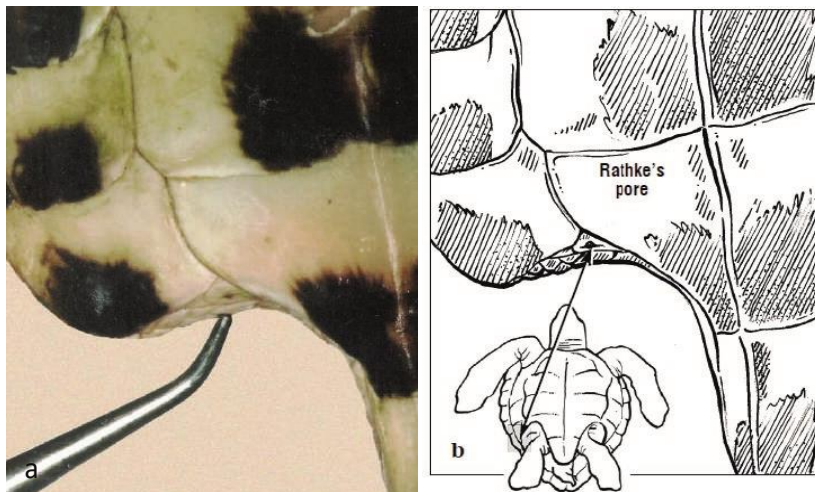


Figura 11. POROS DE RATHKE Tartaruga-de-pente. O posterior Poro de Rathke nesta Tartaruga-de-penteé encontrado na escala inguinal anterior.

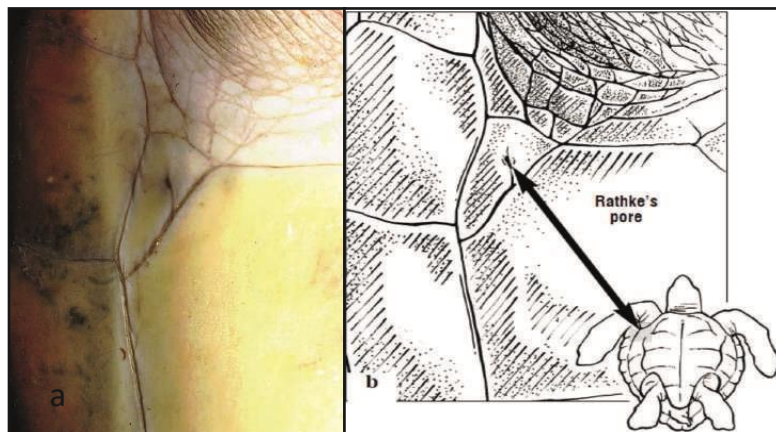


Figura 12.Poro anterior de Rathke em uma Tartaruga-verde. O poro anterior de Rathke nesta tartaruga verde é encontrado na escala axilar mais posterior e lateral.

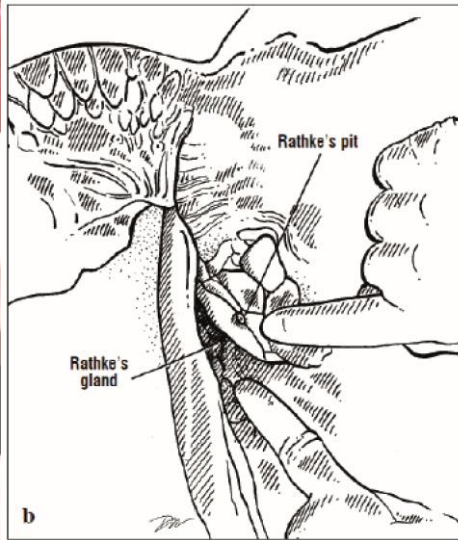


Figura 13. A glândula de Rathke e o poro de uma Tartaruga-verde. À medida que o plastrão é removida, a glândula de Rathke cinza pode ser encontrada incrustada em gordura bem no fundo do poro de Rathke

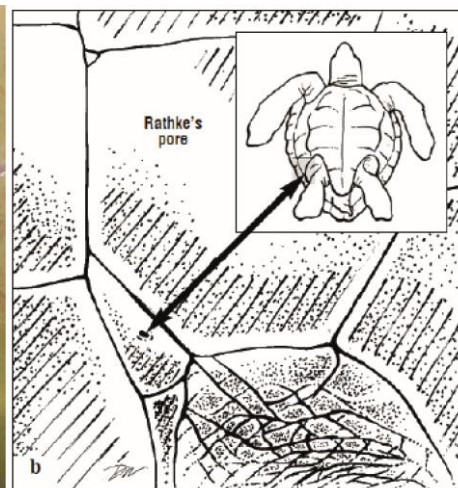
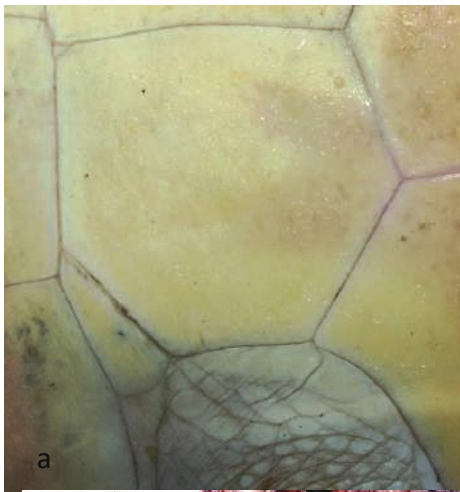


Figura 14. Poro posterior de Rathke em uma Tartaruga verde. O poro posterior de Rathke é encontrado na escala inguinal anterior e lateral.

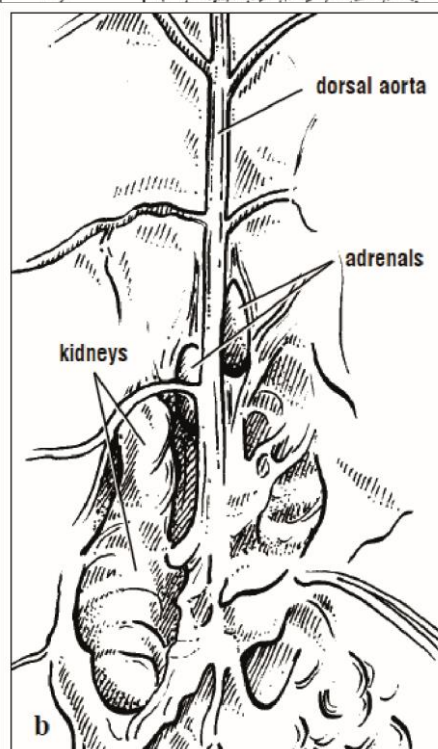
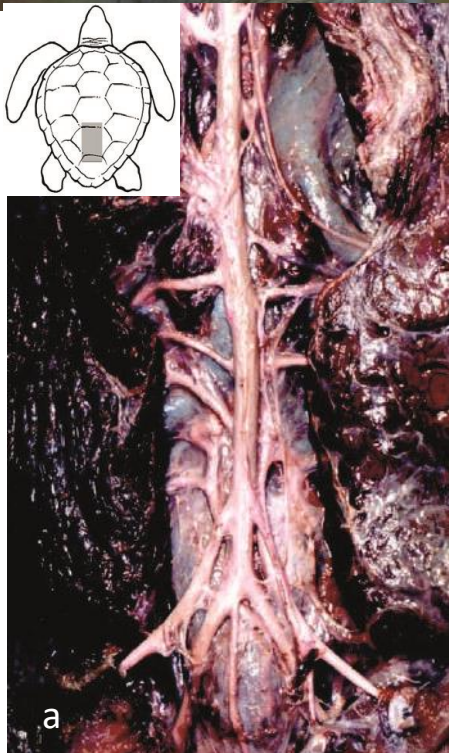


Figura 15. GLÂNDULAS SUPRA-RENAIS. Esta visão dorsal das glândulas supra-renais mostra sua forma alongada e sua posição apenas anterior e medial aos rins. As artérias adrenais não são claras nesta dissecção. A adrenal esquerda é atravessada por uma artéria costal.

SISTEMA UROGENITAL

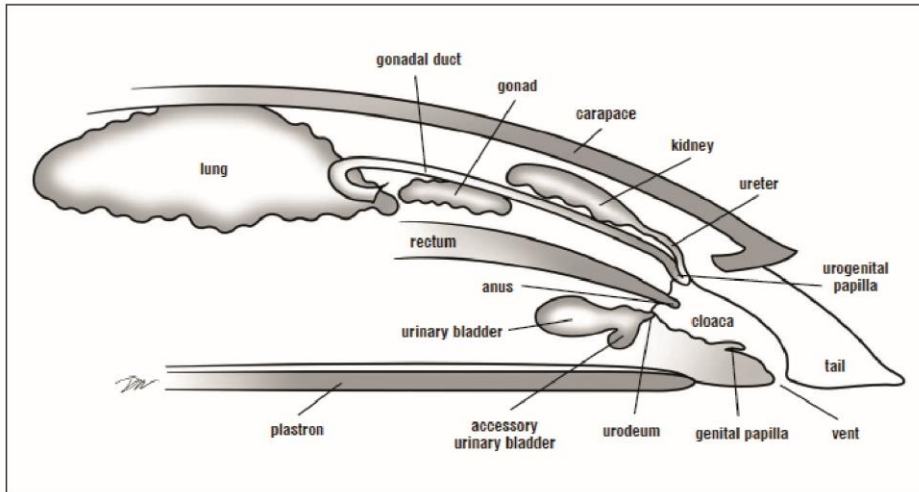


Figura 1. Diagrama do sistema urogenital. São mostradas as posições relativas dos rins, gônadas (indiferenciadas para fins diagramáticos), ductos acessórios, bexiga urinária, reto e cloaca.

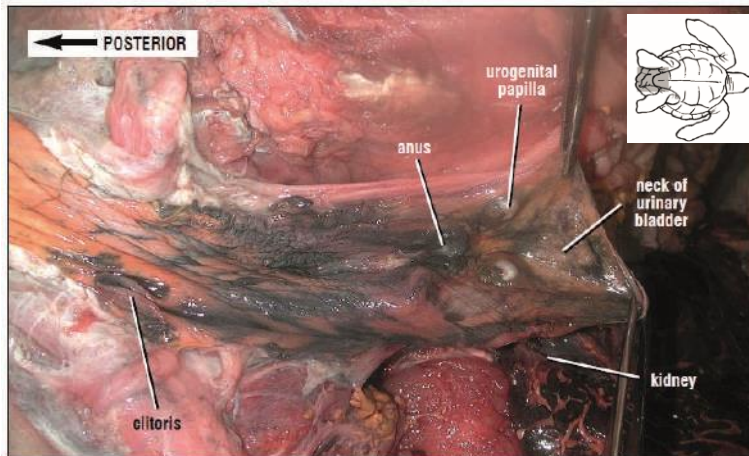


Figura 2. Vista lateral, da cloaca de uma Tartaruga-de-pente juvenil. A parede lateral da cloaca foi cortada para mostrar as papilas urogenitais dos oviductos e ureteres, a abertura para a bexiga urinária e o ânus posicionado dorsalmente do reto. Os ductos urinários e genitais entram na cloaca adjacentes uns aos outros nas fêmeas. São pequenos e localizados como as paredes laterais das papilas urogenitais.

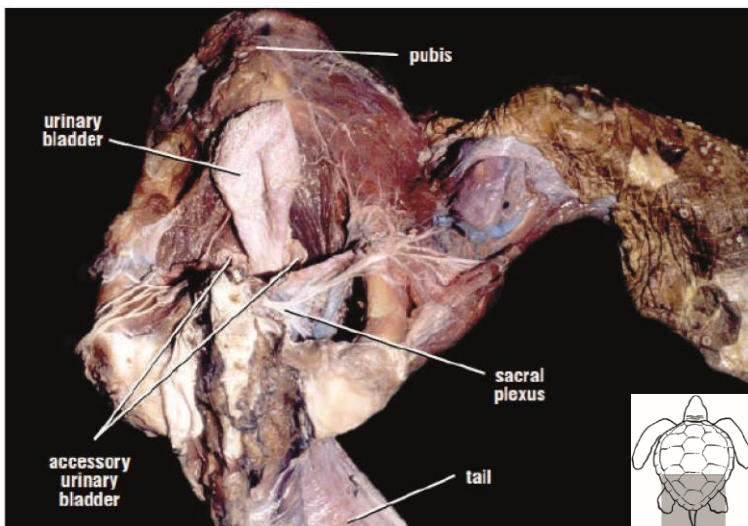


Figura 3. Vista dorsal da bexiga urinária e da pelve dorsal de uma Tartaruga-cabeçada macho. A bexiga urinária vazia e bexigas acessórias são mostradas livres de tecidos conjuntivos. O íleo é encontrado lateralmente; as vértebras caudais sacral e proximal estão presentes dorsalmente. O plexo sacral está exposto em parte.

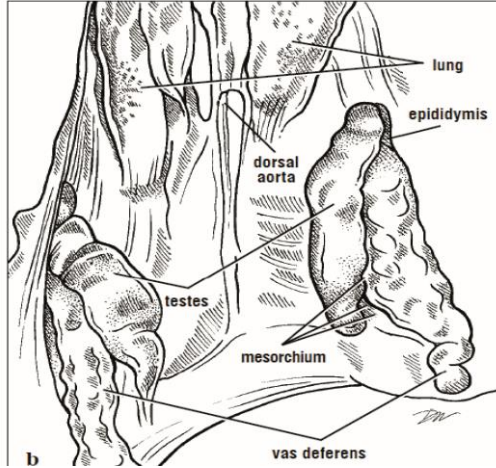
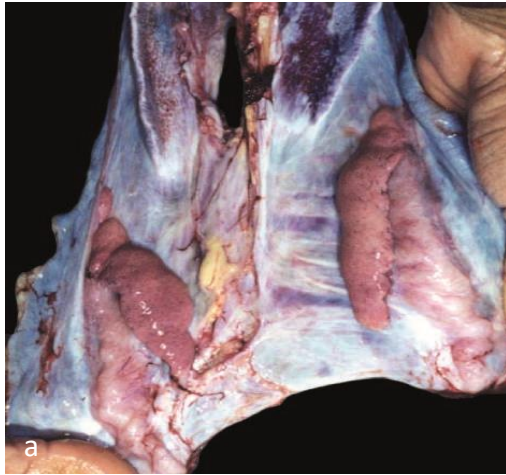


Figura 4. Testículos de uma Tartaruga-verde juvenil. Os testículos são fixados à parede peritoneal pela sua superfície dorsal plana. Lateral e ligeiramente dorsal a cada testículo é um epidídimo, que leva para um canal deferente. A superfície do testículo é lisa em tartarugas juvenis.

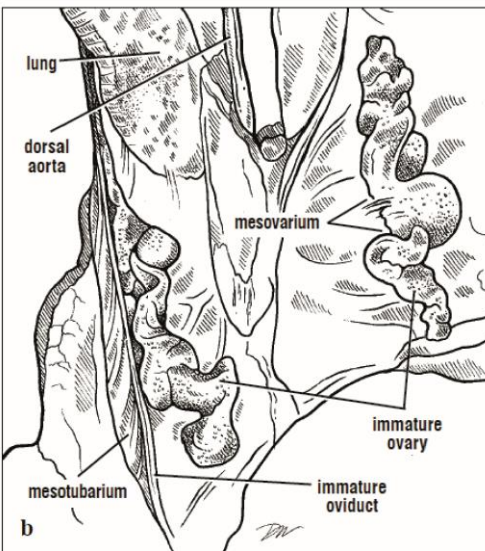
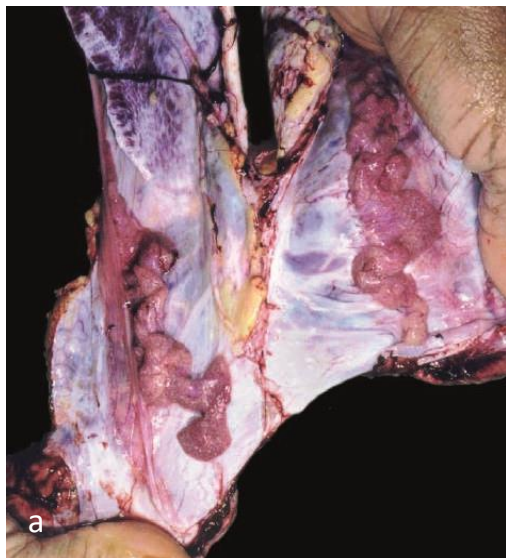


Figura 5. Ovários de uma Tartaruga-verde juvenil. Os ovários são presos à parede peritoneal por suas bordas laterais. A superfície do ovário é granular. Lateral ao ovário é o oviduto imaturo, que é suspenso pelo mesotubarium.

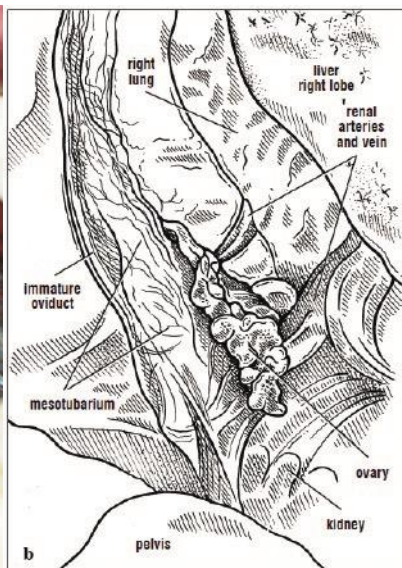
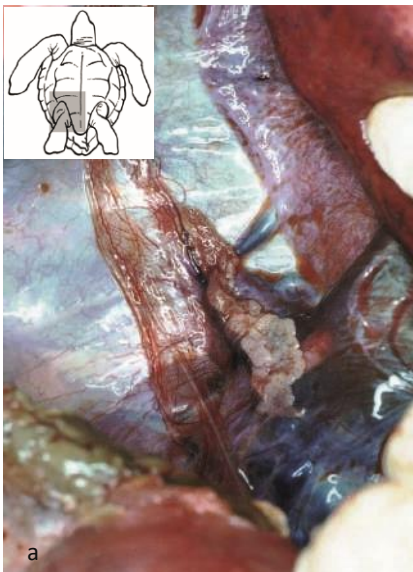


Figura 6. Ductos ovarianos e acessórios de uma Tartaruga-verde juvenil (vista ventral). Este ovário imaturo tem uma superfície granular. Seus folículos ainda não adicionaram quantidades significativas de gema. O oviduto imaturo é um tubo fino e plano apoiado no mesentério (mesotubarium). Artérias renais e veias ingurgitadas podem ser vistas se estendendo do rim, anatomicamente dorsal ao ovário, e em direção à linha média.



Figura 7. Ovário imaturo e oviduto (visão ventral). O ovário imaturo é fino e localizado mais medialmente que o oviduto. O oviduto imaturo se estende anteriormente e gira posteriormente. O óstio é formado na extremidade expandida. O oviduto, o mesotubário e o mesosalpinge são refletidos lateralmente.

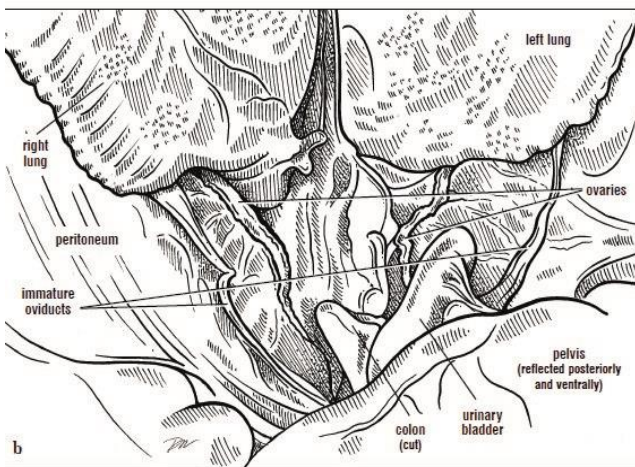


Figura 8. Ovos, folículos e corpos albicans em um cabeçote reprodutivamente ativo. Este oviduto contém ovos com casca. Acima do oviduto estão vários tamanhos de folículos em maturação e as cicatrizes (corpora albicans) remanescentes dos locais dos folículos ovulados.

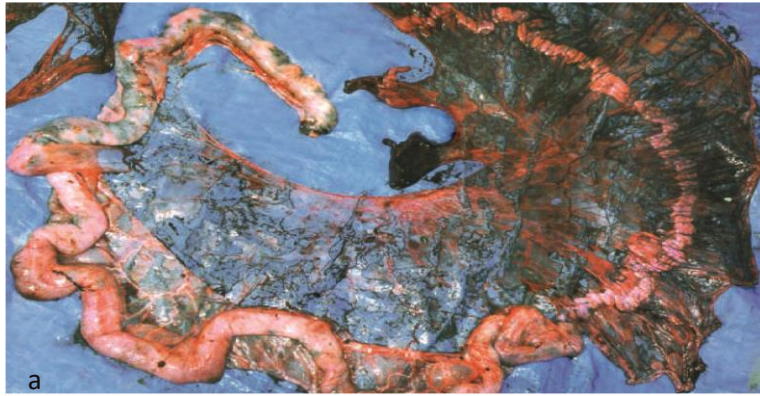


Figura 9. Oviduto maduro de uma Tartaruga-de-couro. O oviduto maduro tem um grande lúmen e as paredes tem dobras ondulatórias. O mesossalpinge e mesotubarium ampliam para acomodar as estruturas maduras. As extremidades distais normalmente entram na cloaca. A extremidade proximal é o local do óstio.

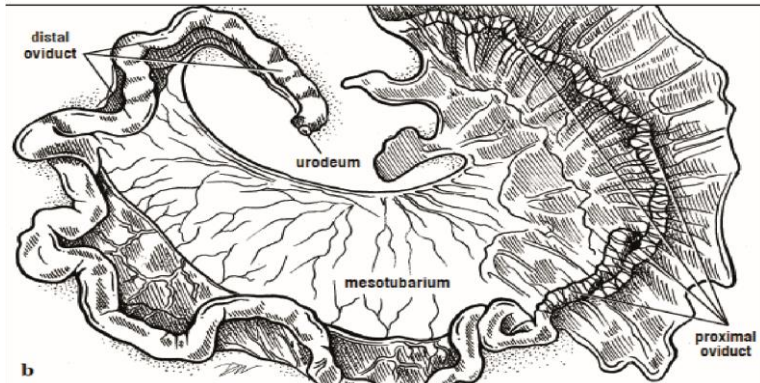
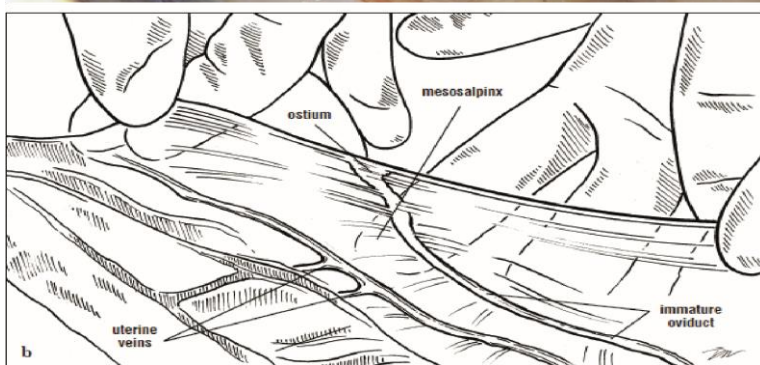


Figura 10. O óstio de um oviduto imaturo. O óstio é achatado quando não está ativo; a abertura em forma de funil é pequena em tartarugas jovens.



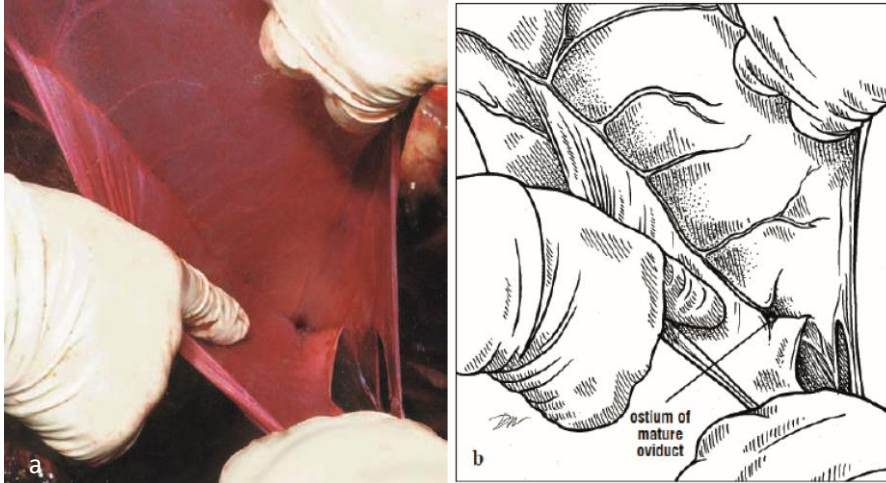


Figura 11. O óstio de um oviduto maduro. O óstio do oviduto desta Tartaruga-de-couro é grande, em forma de funil e com paredes finas. A base do óstio se abre para a parte aglandular do oviduto proximal.

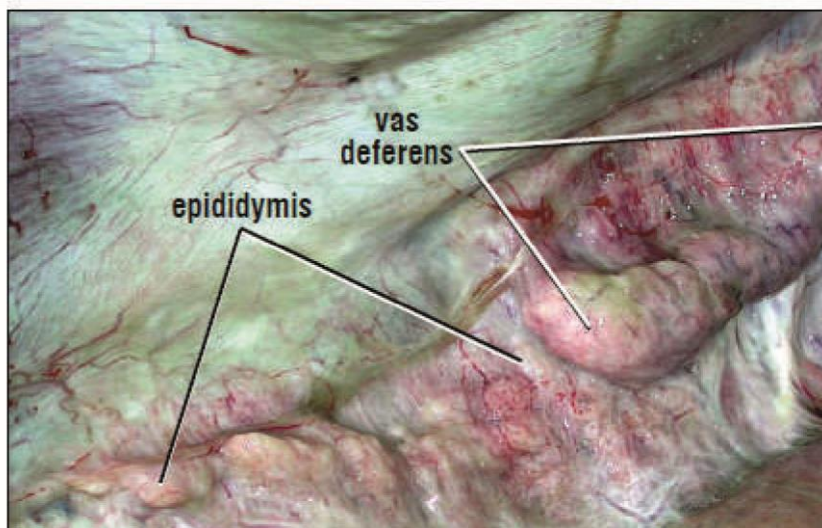


Figura 12. Testículo de Tartaruga-cabeçuda e ductos acessórios maduros (visão póstero-ventral). Os testículos, epidídimo e ducto deferente em um macho maduro durante a época de reprodução. O ducto deferente leva à base do pênis no assoalho ventral da cloaca.

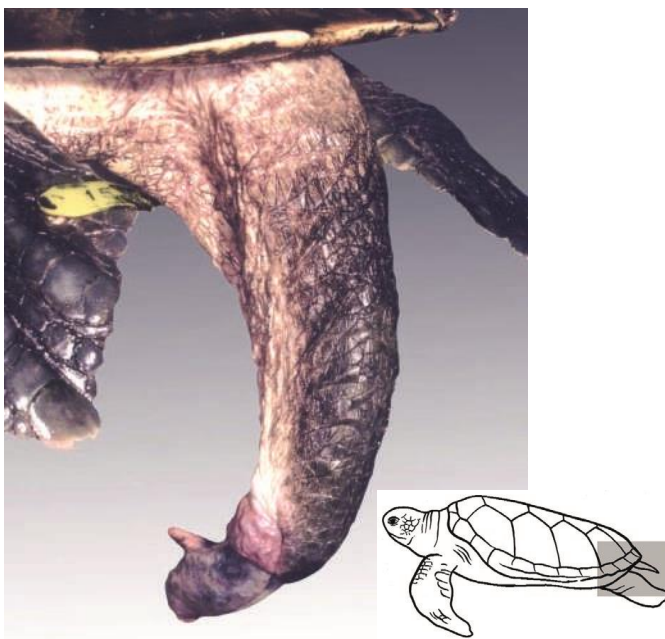


Figura 13. Pênis de Tartaruga-cabeçuda adulta (vista dorsal). O pênis da tartaruga marinha é parte do assoalho ventral da cloaca. Os dois corpos cavernosos funcionam na ereção e alongamento do pênis. O sulco uretral, entre os dois corpos cavernosos, transmite espermatozóides durante o acasalamento. O pênis está completamente alojado dentro da cloaca quando não está ereto.

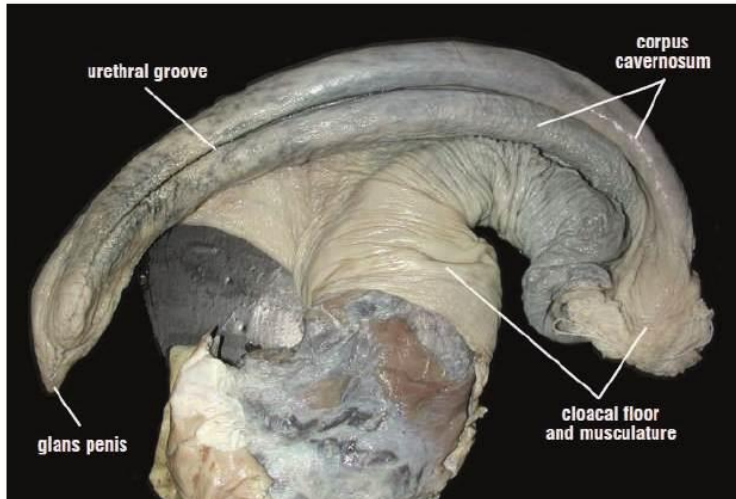


Figura 14. Cauda e pênis de uma Tartaruga-de-Kemp. A cauda longa e a abertura posicionada distalmente são características das tartarugas machos adultos. Este animal tem um pênis semi-ereto com um chifre subterminal no lobo ventral da glânde do pênis. Nem todas as espécies têm ornamentos no pênis. Geralmente, os machos em maturação têm uma abertura mais distal do que uma fêmea do mesmo tamanho corporal. No entanto, nem todos os machos iniciam a maturação com o mesmo tamanho, portanto a

combinação do comprimento da cauda e da posição cloacal deve ser usada com cautela ao identificar o sexo da tartaruga.

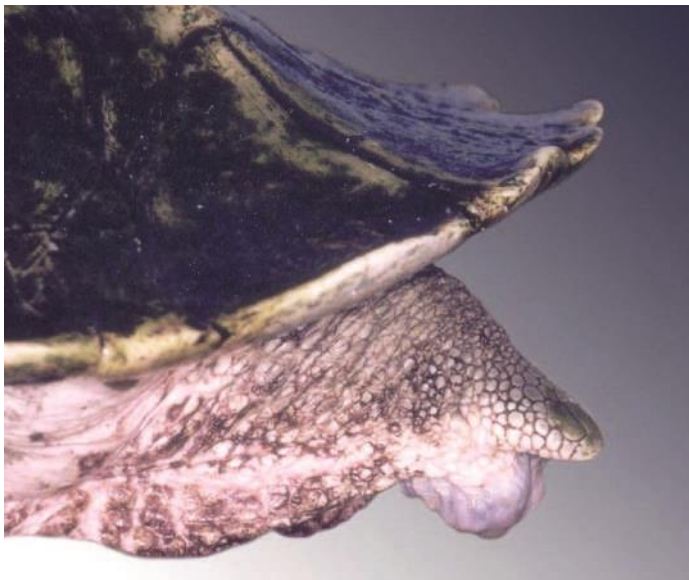


Figura 15. Cauda de uma Tartaruga-de-Kemp adulta. A cauda curta e a cloaca localizadas proximalmente são características de fêmeas e machos imaturos. Esta fêmea projetava a abertura cloacal como é visto nas tartarugas de nidificação.



Figura 16. Tartaruga-de-kemp macho sexualmente maduro. As características sexualmente dimórficas masculinas incluem uma cauda alongada, garras curvas longas e, durante a época de reprodução, o plastrão médio ventral torna-se macio.

ÓRGÃOS DO SENTIDO

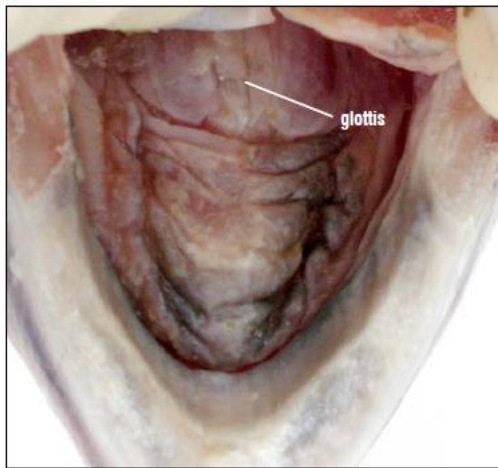


Figura 1. Vista dorsal da língua de uma Tartaruga-de-Kemp. A língua é muscular e ligada ao assoalho da cavidade oral. A superfície é grosseiramente lisa. O epitélio é coberto por pequenas papilas curtas e achatadas.

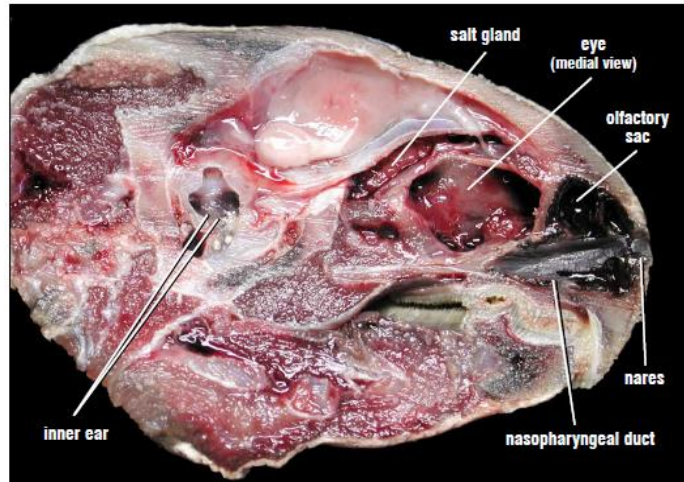


Figura 2. Órgãos dos sentidos de uma Tartaruga-verde. As narinas levam a grandes sacos olfativos pigmentados. Existem várias dobras coanais nas paredes do saco olfatório, que não possuem suportes ósseos. O saco olfatório leva, através do ducto nasofaríngeo, para as coanas internas. O nervo olfativo é cortado nesta dissecação e está ventralmente. A cavidade interna é cortada ventralmente ao cérebro; a cóclea também é cortada e parte é exposta nas extremidades dos ponteiros do ouvido interno. O ouvido médio está localizado mais lateralmente e, portanto, não é visto nesta visão.

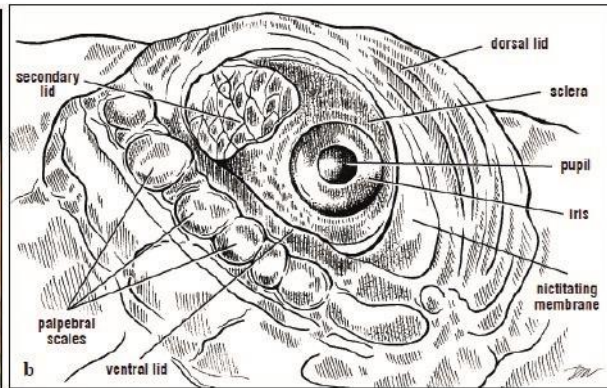


Figura 3. Olho e pálpebras de uma Tartaruga-cabeçuda. Os olhos estão localizados dorsalmente e anterolateralmente. Eles têm campos de visão sobrepostos (daí a visão binocular). As pálpebras dorsal e ventral são queratinizadas e móveis. A pálpebra secundária também é queratinizada, mas não móvel. A córnea, não identificada na imagem, é uma porção clara da esclera que cobre a íris e a pupila. Escamas palpebrais são encontradas nas margens da pálpebra ventral em quelonóides, mas não em *Dermochelys*.

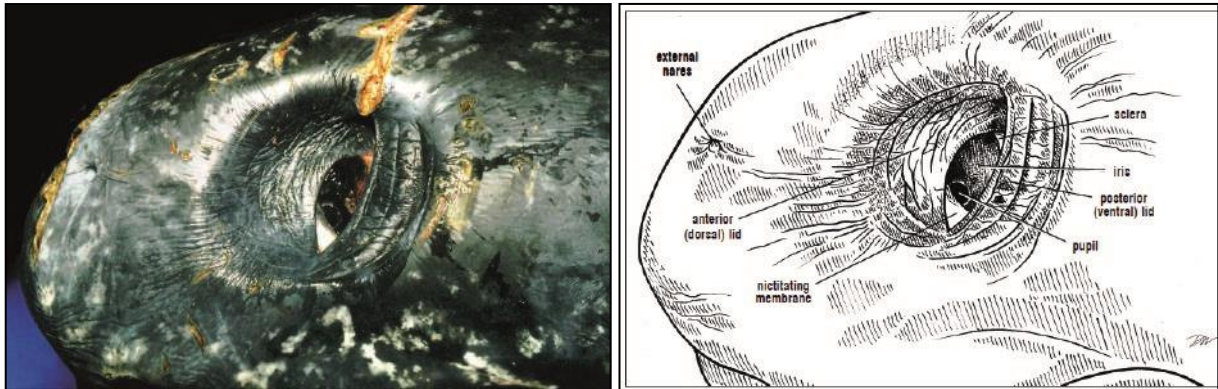


Figura 4. Olho de uma Tartaruga-de-couro. As pálpebras dos olhos de uma Tartaruga-de-couro, mais como pálpebras anteriores e posteriores do que como as pálpebras dorsais e ventrais.

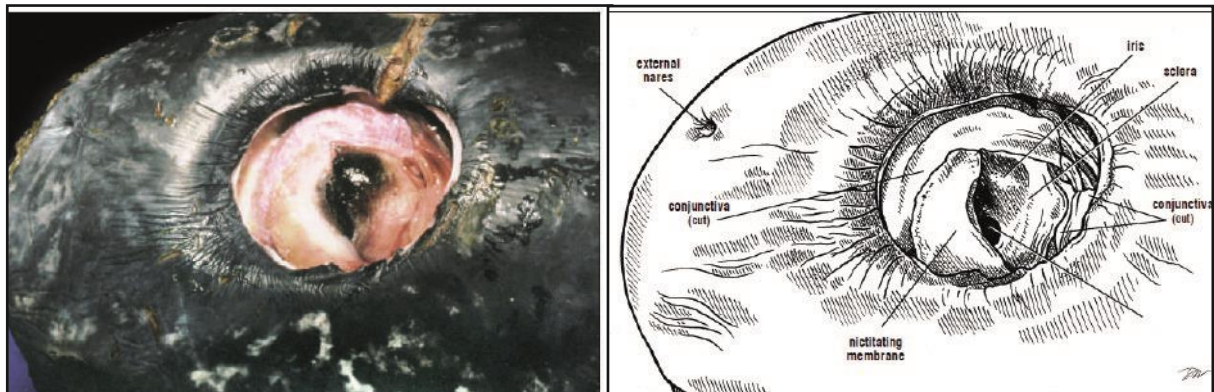


Figura 5. Dissecção dos olhos de uma Tartaruga-de-couro. As pálpebras deste olho de couro foram removidas para mostrar a extensão e posição da membrana nictitante.

Figura 6. Secção sagital de um olho de uma Tartaruga-cabeçuda. O olho é cortado em metades mediais e laterais. A retina e a parte posterior do olho estão à esquerda. O interior da íris, lente e pupila estão no meio da foto. Parte do humor vítreo foi removido e colocado à direita.

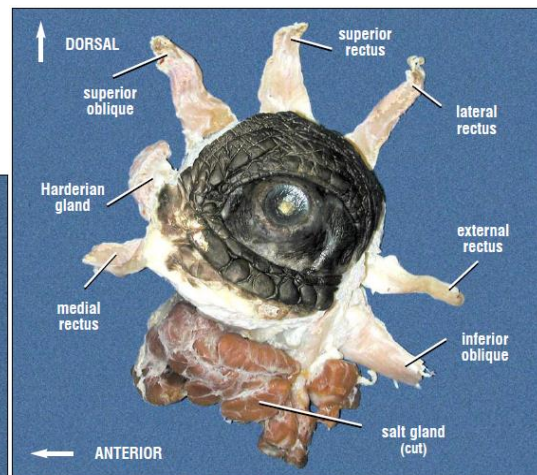
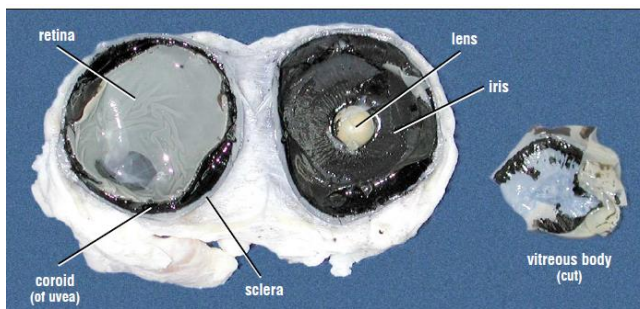


Figura 7. Vista lateral do olho esquerdo de uma Tartaruga-cabeçuda. Os músculos extrínsecos do olho são estendidos radialmente neste quadro para mostrar seus pontos de inserção relativos. Normalmente, suas origens convergiriam no septo interorbitário.

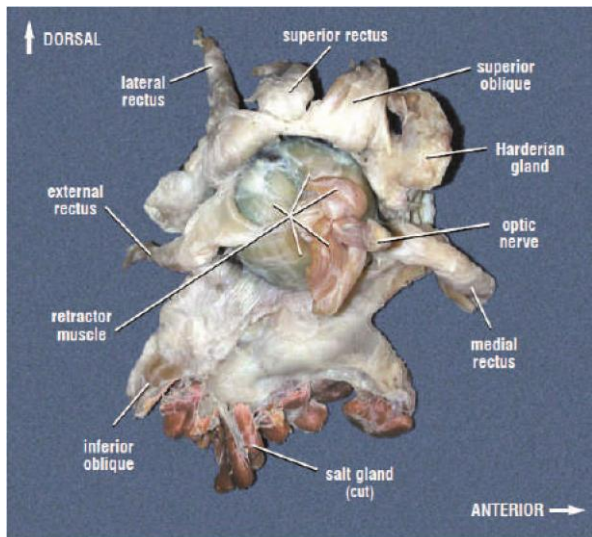


Figura 8. Tartaruga-cabeçuda (vista medial) mostrando os músculos extrínsecos do olho. Os músculos extrínsecos do olho são responsáveis pelos movimentos dos olhos. Também é mostrada a glândula de Harder, que lubrifica o olho e uma parte da glândula salina (órgão responsável principalmente pela excreção de sal e manutenção do equilíbrio hídrico). O músculo retrator envolve o nervo óptico e posiciona o olho profundamente ou superficialmente na órbita.

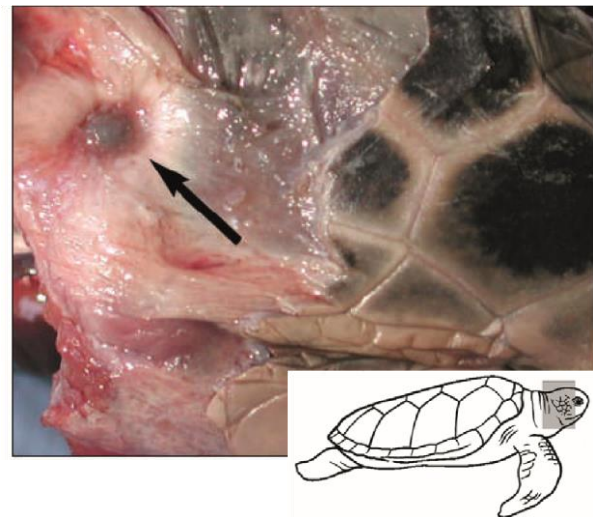


Figura 9. O tímpano de um ouvido de uma Tartaruga-de-kemp. A escama timpânica foi removida para expor o tímpano e o aspecto distal do processo extrastapedial (na seta).

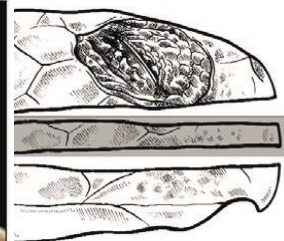
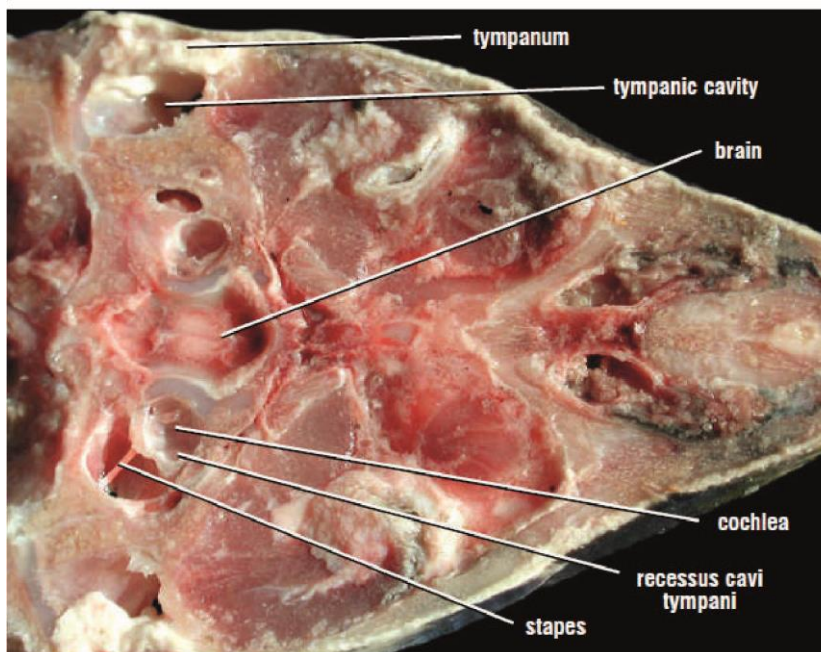


Figura 10. Vista ventral de uma orelha de Tartaruga-de-kemp. A secção coronal expõe a cavidade timpânica (= entalhe ótico de um crânio) e, mais medialmente, o recesso cavitário do tímpano. A plataforma do estribo se articula com a janela vestibular.

SISTEMA NERVOSO

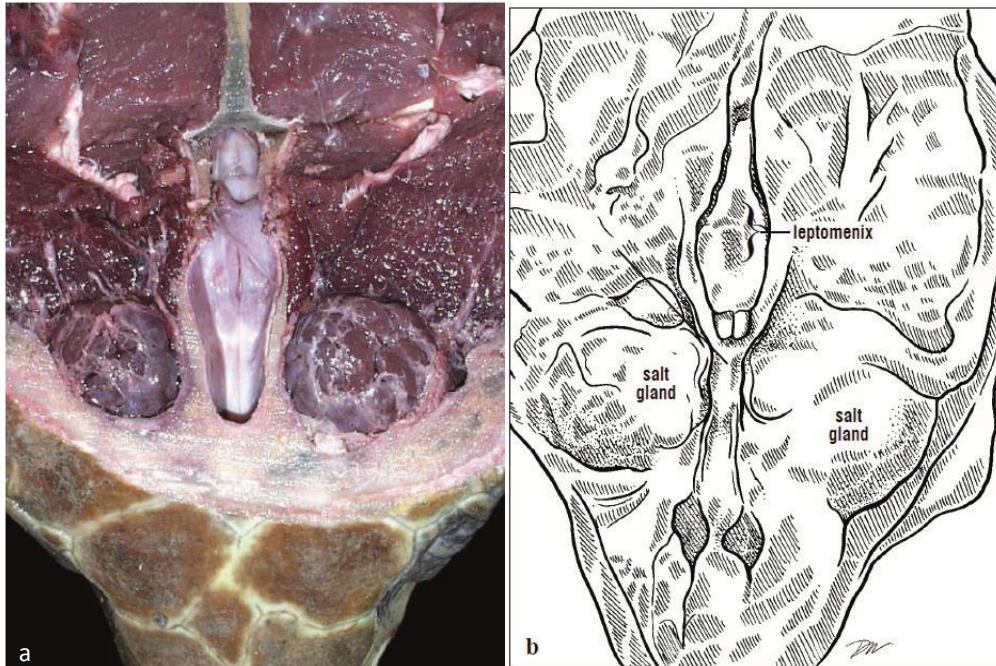


Figura 1. Cérebro exposto e meninges cortadas. A extensão anterior e posterior da dura-máter e uma porção vascular da leptomeninx (= pia-máter) são vistos neste cérebro exposto de uma tartaruga cabeçuda.

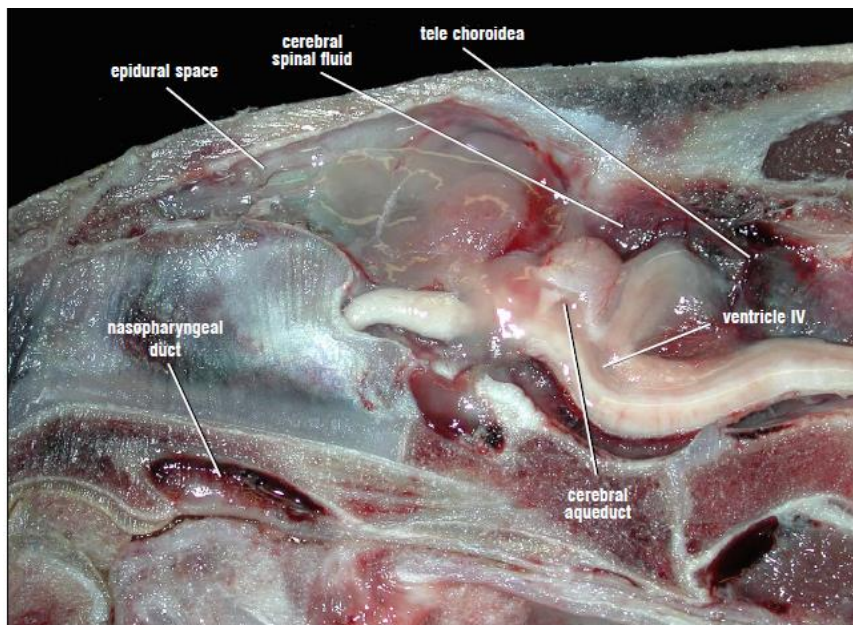


Figura 2. Seção parasagital do cérebro e vias aéreas. A seção embora esta cabeça de tartaruga verde mostra o espaço epidural apertado e o espaço subdural mais volumoso que cerca o cérebro. Como esse corte está à direita da linha média, os ventrículos cerebrais e parte do ventrículo cerebelar podem ser vistos. O ducto nasofaríngeo, parte do sistema respiratório, pode ser visto passando dos sacos olfatórios para o interior do canal.



Figura 3. Cérebro de uma Tartaruga de couro mostrando as principais regiões e estruturas de referência. O cérebro é demarcado em suas principais regiões e principais divisões.

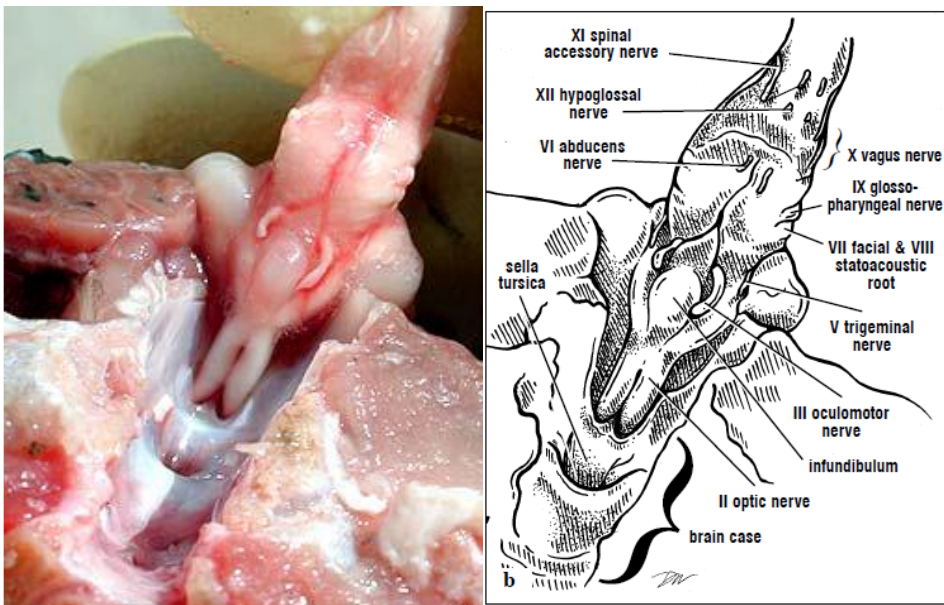
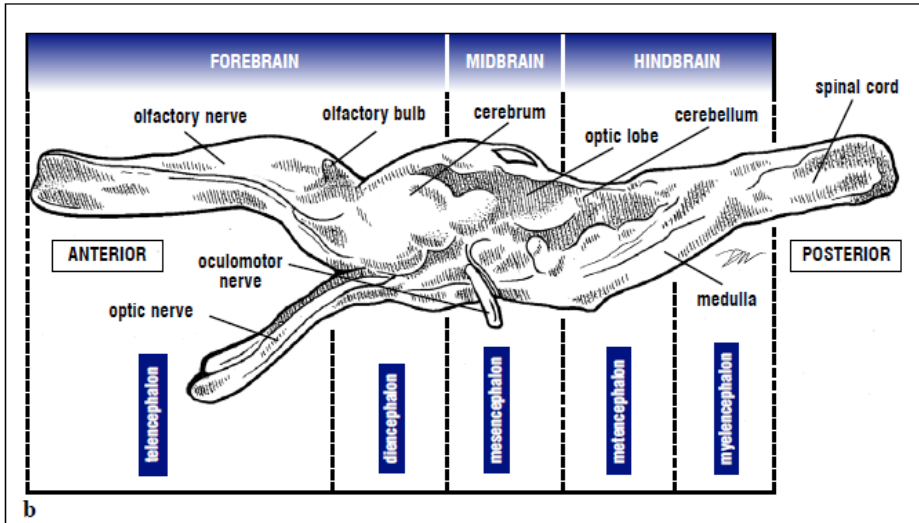
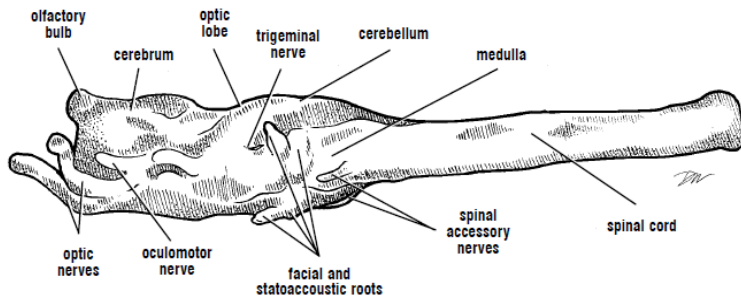
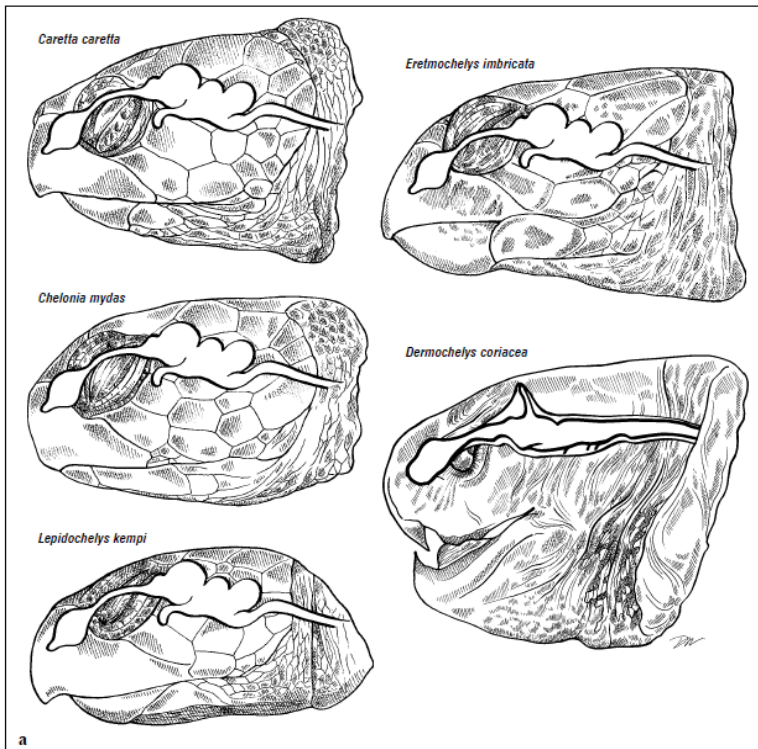


Figura 4. Superfície ventral de um cérebro de uma Tartaruga-de-kemp. Este cérebro é visto a partir da região posterior do crânio e é mostrado dorsalmente. Apenas os nervos ópticos e olfatórios ainda estão ligados à cabeça. A pituitária cortada pode ser vista na sela tursica no assoalho do cérebro, enquanto o infundíbulo é removido com o restante do cérebro.



b

Figura 5. Visão ventrolateral de um cérebro de uma Tartaruga-cabeçuda sem os nervos olfatórios. O tamanho do cérebro de tartarugas adultas é notavelmente pequeno para o tamanho do corpo. Este cérebro de uma cabeçuda SCL de 72 cm tem apenas menos de 10 cm de comprimento.



a

Figura 6. Marcos cerebrais para tartarugas marinhas. Sobreposições de posições cerebrais são mostradas para 5 espécies.

A posição das escamas da cabeça, do olho e da orelha fornece alguns pontos de referência para identificar a posição do cérebro, que varia na posição dorsal-ventral com as espécies.

A posição do cérebro do dorso da Tartaruga-de-couro, neste desenho, baseia-se mais na forma da caixa craniana devido às más condições de todos os cérebros de couro examinados.

Os marcos mostrados são precisos para tartarugas grandes, no entanto, os cérebros de filhotes e juvenis são desproporcionalmente maiores.



Figura 7. Vista parassagital de uma cabeça de Tartaruga-cabeçuda. O cérebro, vias aéreas, cavidade oral e esôfago estão expostos. O septo interorbital está intacto e o nervo óptico é visto passando através do seu forame. Há um grande espaço subdural, acima do cérebro e do nervo olfatório.

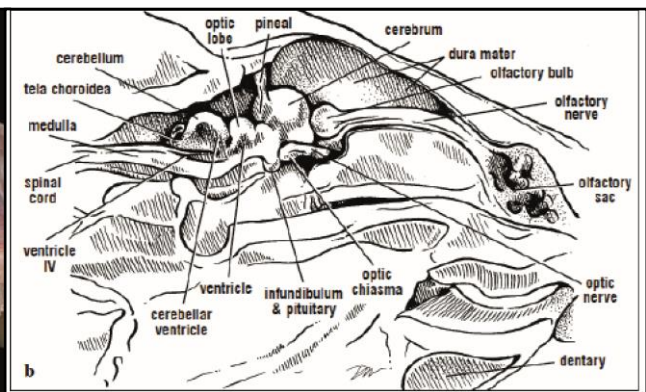
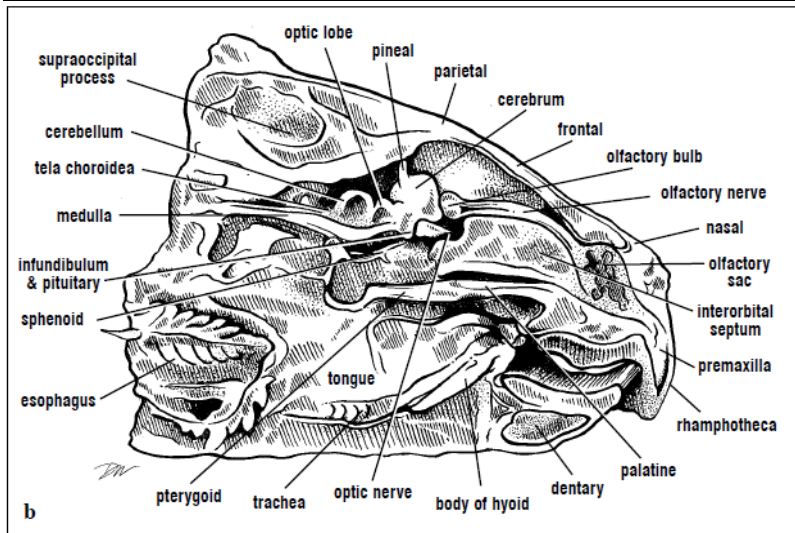


Figura 8. Corte parassagital da cabeça de uma Tartaruga-cabeçuda. As posições do cérebro, suas partes e o grande espaço subdural contendo líquido espinhal cerebral em relação ao crânio dorsal são claras. Os ventrículos laterais não são expostos por este corte; o terceiro ventrículo e o aqueduto cerebral são vistos ventralmente ao lobo óptico. O ventrículo cerebelar é parte do 4º ventrículo. Ventralmente, o infundíbulo leva à hipófise (dorsal ao palato). A hipófise está alojada em uma cavidade óssea, a sela túrsica.

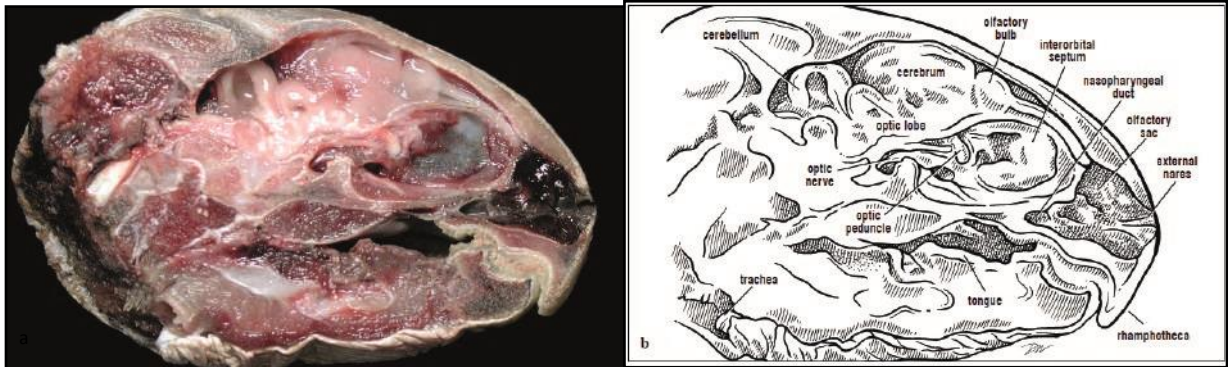


Figura 9. Corte parasagital de uma cabeça de Tartaruga-verde juvenil. Essa visão mostra as relações espaciais do SNC com outras estruturas da cabeça. O cérebro está localizado perto do da região dorsal do crânio. O corte removeu parte do septo interorbital para que os músculos oculares fiquem expostos dorsalmente ao palato e posterior ao saco olfatório. O nervo olfatório intacto pode ser visto estendendo-se ao saco olfatório.

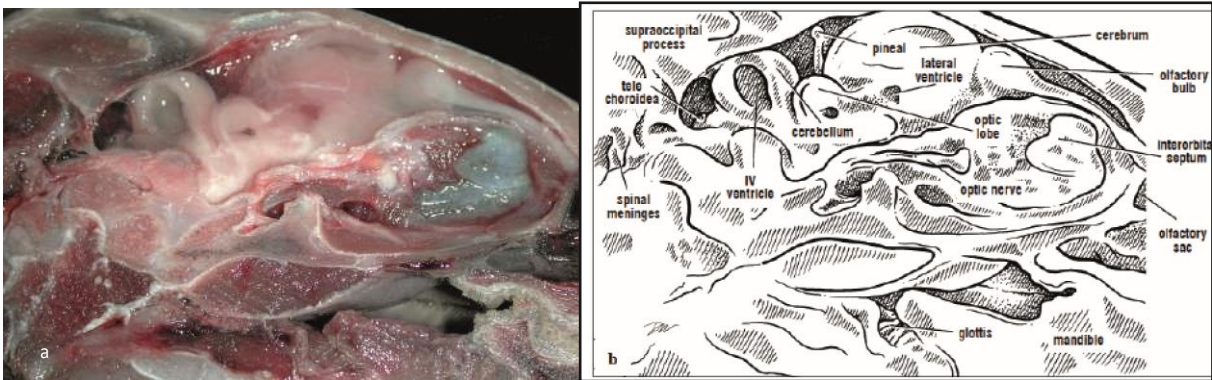


Figura 10. Corte parasagital de uma cabeça de Tartaruga-verde subadulta (ascendente próxima). O cérebro está localizado muito perto da região dorsal do crânio em Tartarugas-verdes. Os ventrículos laterais são expostos apenas pelo corte parasagital; parte do aqueduto cerebral é visto dentro e ventral ao lobo óptico. O ventrículo cerebelar, parte do quarto ventrículo, está exposto.

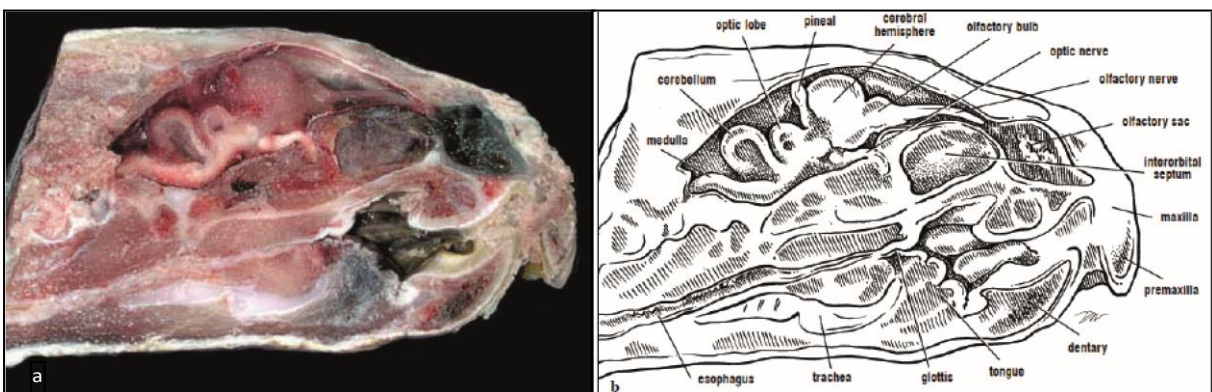


Figura 11. Corte parasagital da cabeça de uma Tartaruga-de-Kemp juvenil. A metade anterior do cérebro é flexionada ligeiramente dorsalmente nesta espécie.

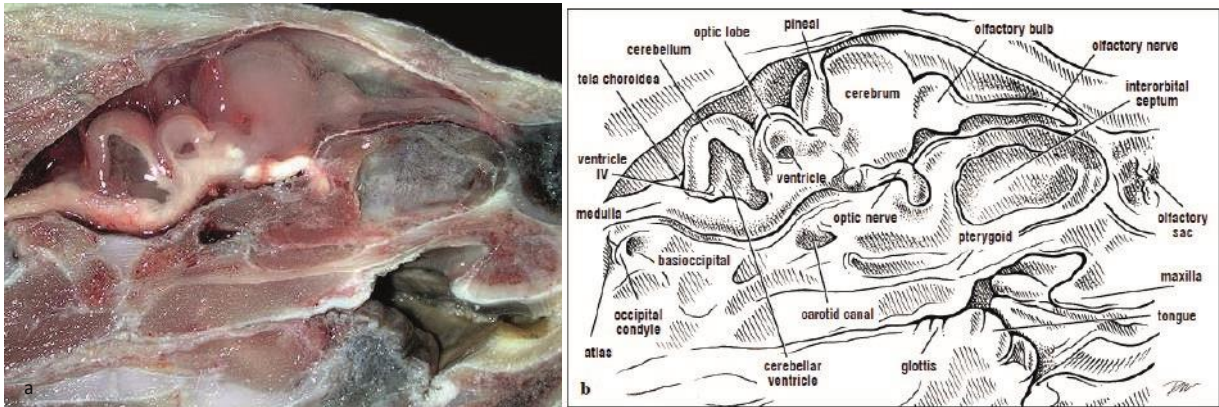


Figura 12. Corte parassagital próximo a linha média de uma Tartaruga-de-Kemp juvenil (fecha-se). Os hemisférios cerebrais estão mais próximos dos ossos do teto do crânio nas tartarugas-de-kemp do que nas outras espécies de quelonóides. O corte foi posicionado de forma que o quiasma óptico (na extremidade posterior do nervo óptico) foi bifurcado. A hipófise não é vista nesta seção.

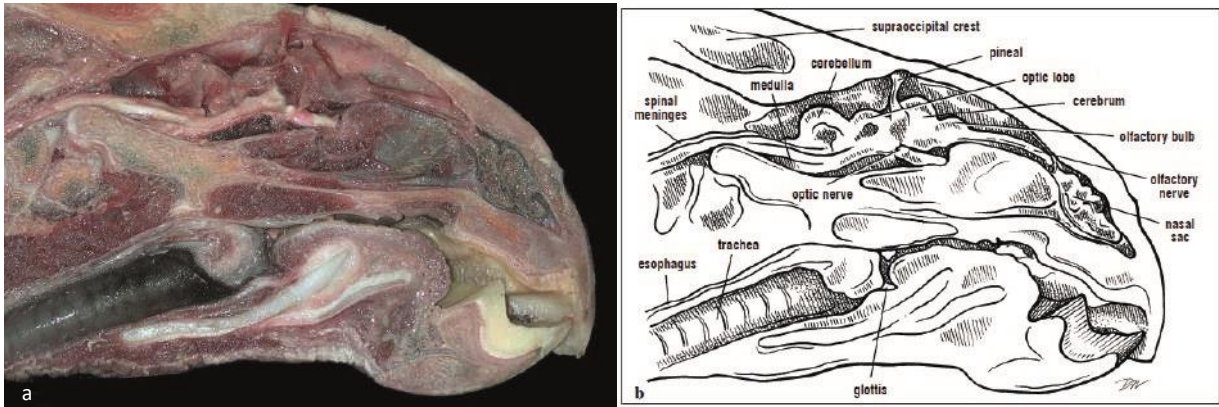


Figura 13. Corte parassagital próximo a linha média de uma Tartaruga-de-Kemp juvenil (fecha-se). Os hemisférios cerebrais estão mais próximos dos ossos do teto do crânio nas tartarugas-de-kemp do que nas outras espécies de quelonóides. O corte foi posicionado de forma que o quiasma óptico (na extremidade posterior do nervo óptico) foi bifurcado. A hipófise não é vista nesta seção.

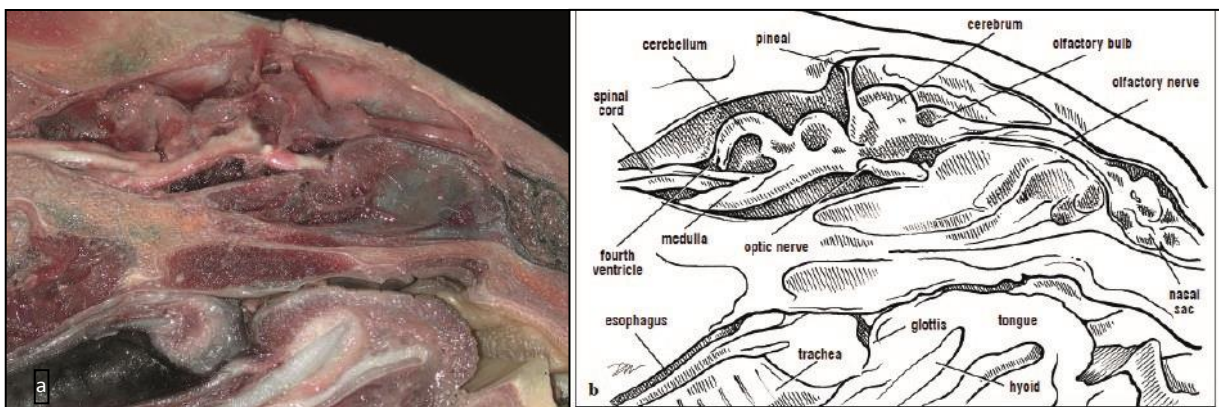


Figura 14. Corte parassagital próximo a linha média de uma Tartaruga-de-pente subadulta (fecha-se). O espaço subdural é relativamente grande nas Tartarugas-de-pente. Nesta dissecação, a medula foi cortada de forma que uma porção é deslocada ventralmente para uma posição. Estruturas de outros sistemas são claramente expostas nesta dissecação. A língua, a glote e a traqueia são mostradas com a estrutura esquelética hióide de suporte.

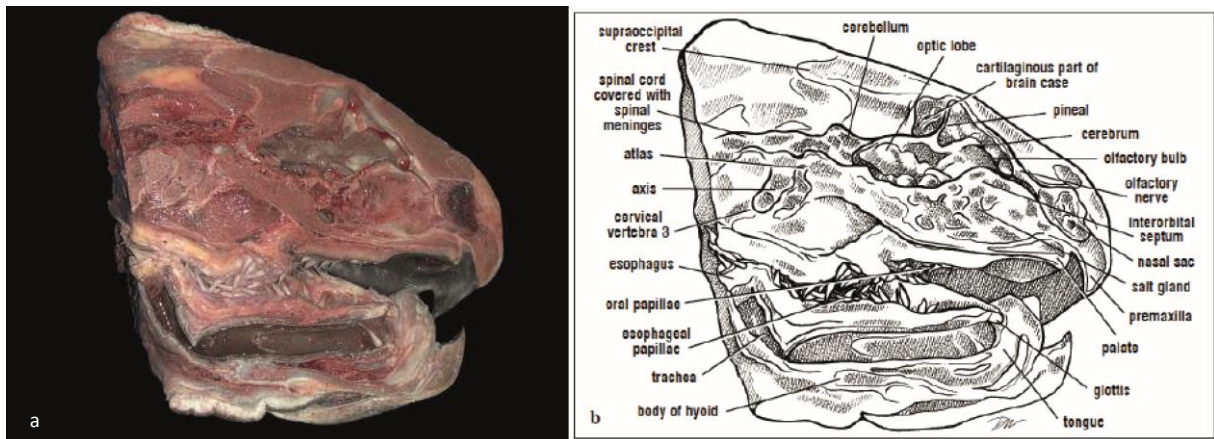


Figura 15. Corte sagital de uma cabeça de Tartaruga-de-couro. A caixa craniana é em grande parte cartilaginosa em torno dos aspectos dorsais e anteriores do prosencéfalo e mesencéfalo. Os ossos do crânio parietal e frontal cobrem esta porção cartilaginosa da caixa craniana. O cérebro está parcialmente em decomposição. A glândula de sal extremamente hipertrofiada é visível onde uma porção se estende medialmente ao olho.

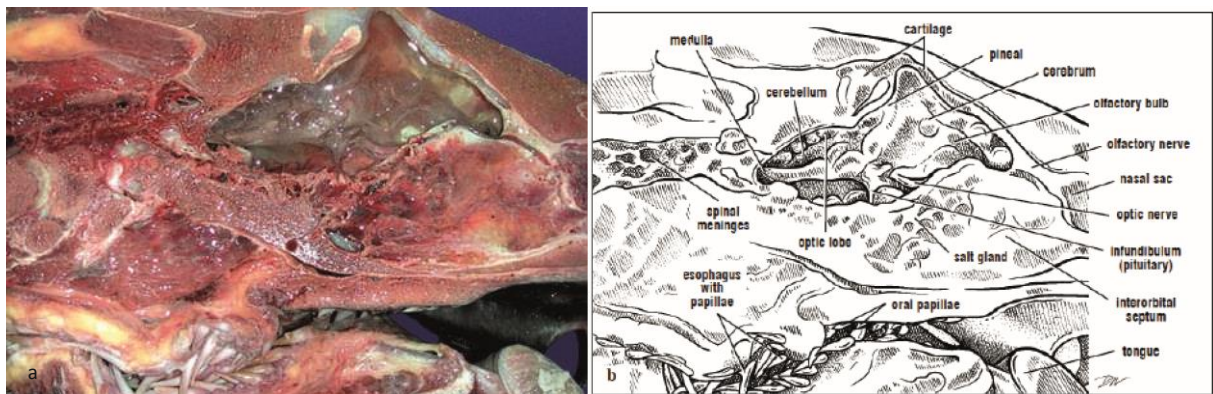


Figura 16. Corte sagital de uma cabeça de Tartaruga-de-couro adulta. O cérebro está parcialmente em decomposição, mas a pineal ainda está presa ao teto do crânio dorsalmente e o infundíbulo permanece ligado à hipófise ventralmente. As posições largamente cartilaginosas da caixa craniana são típicas das costas das Tartarugas-de-couro.



Figura 17. As vistas dorsais do cérebro das tartarugas recém-nascidas e juvenis mostram o crescimento alométrico negativo do cérebro em relação ao tamanho da cabeça. Os filhotes têm cérebros desproporcionalmente grandes.

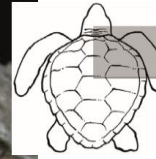
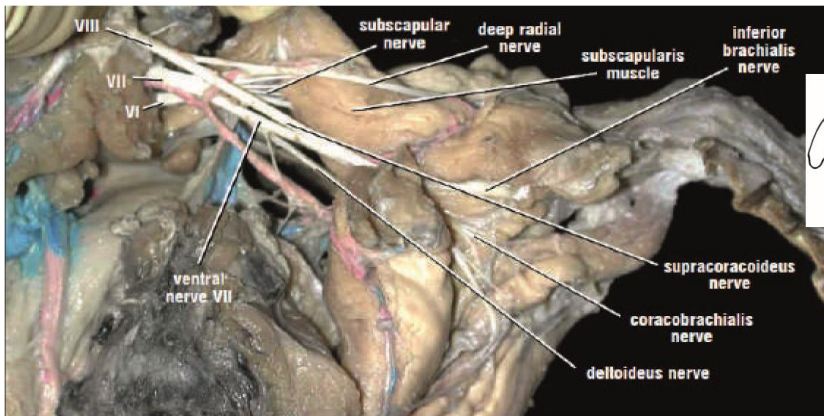


Figura 18. O plexo braquial de uma Tartaruga-de-pente. O plexo braquial surge das vértebras cervicais mais posteriores. Seus nervos inervam os músculos peitorais e as nadadeiras. A carapaça e os tecidos conjuntivos foram removidos para fornecer essa visão pósterio-anterior do plexo braquial. Seus 3 ramos originam-se do forame intervertebral e imediatamente passam por uma série de divisões e interconexões para formar os nervos do plexo braquial.

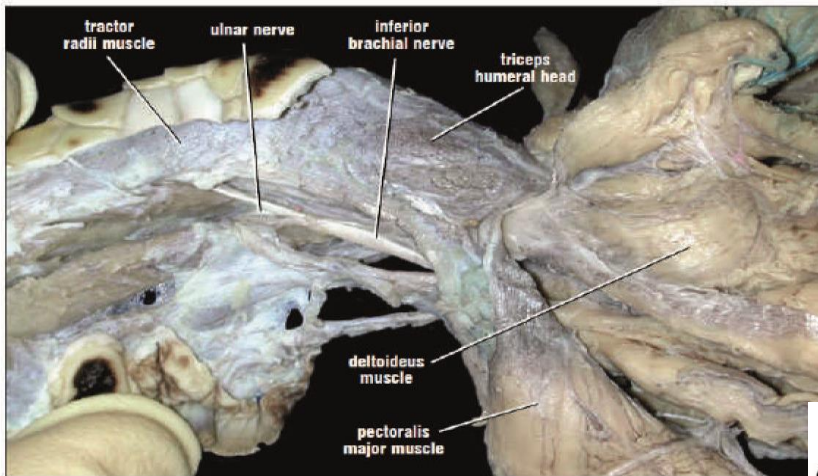


Figura 19. Ramo do plexo braquial de uma Tartaruga-de-pente (vista ventral). O nervo braquial inferior do plexo braquial percorre o aspecto ventral e anterior da nadadeira. O nervo ulnar é visto ramificando-se. O outro nervo principal do braço, o nervo mediano, é profundo até o nervo braquial inferior e não pode ser visto.

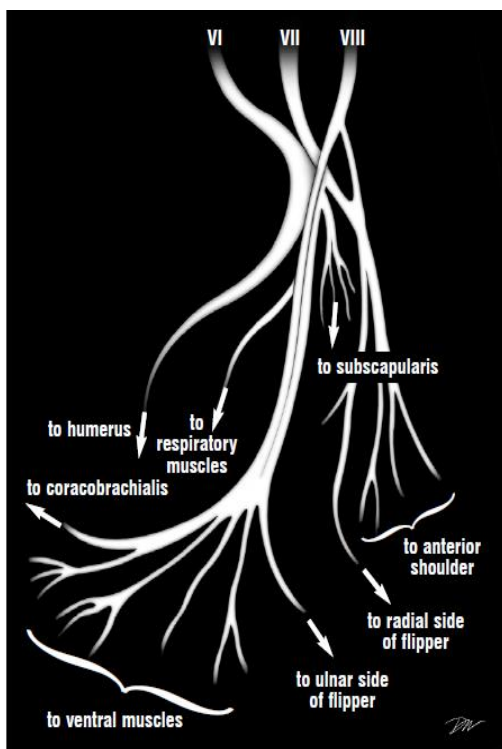


Figura 20. Diagrama do plexo braquial direito baseado em quelonóides. As três raízes do plexo braquial e suas interconexões com a musculatura da nadadeira e do ombro são mostradas. Os ramos para os músculos ventrais vão para o peitoral, o bíceps superficial, o bíceps profundo e o deltoide. Ramos maiores são mostrados como linhas mais grossas. Os ramos mais distais não são mostrados.

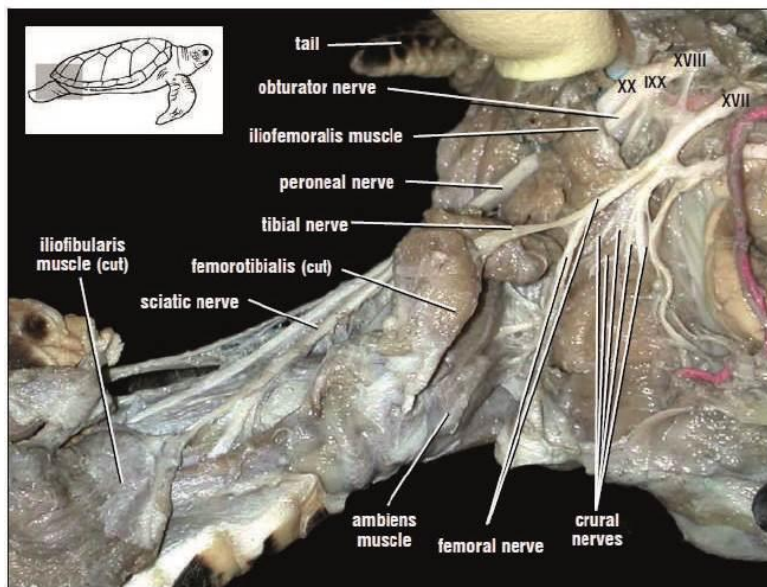


Figura 21. O plexo sacro de uma Tartaruga-de-pente. Esta visão lateral do plexo sacral mostra quatro raízes que originam os nervos interconectados que inervam os membros posteriores e os músculos respiratórios da região inguinal. O ramo mais posterior do plexo sacral se estende posteriormente, medialmente ao íliaco, e então viaja ao longo do membro posterior. Dá origem aos nervos ciático, tibial e fibular que inervam muitos dos músculos distais dos membros posteriores.

Brachial Plexus	Innervations
Inferior brachial nerve	Tractor radii
Superficial radial nerve	Latissimus dorsi
Deep radial nerve	Latissimus dorsi Supratoracoideus Testoscapularis
Supratoracoideus nerve	Supratoracoideus Pectoralis major Biceps brachii (profundus and superficialis)
Subscapular nerve	Subscapularis
Axillary (= Deltoideus) nerve	Deltoideus (ventral parts) Brachialis
Radial nerve	Latissimus dorsi Teres major Tractor radii Triceps brachii (humeral head) Respiratory muscles
Ulnar nerve	Deltoideus (dorsal head) Latissimus dorsi Subscapularis Extensor radialis Medial flipper muscles Extensors of digits
Median nerve	Coracobrachialis Flexor carpi ulnaris Flexors of digits
Sacral Plexus	Innervations
Crural nerve	Inguinal muscles Thigh protractors (Triceps femoris complex)
Femoral nerve	Puboischiofemorals Dorsal hip muscles
Obturator nerve	Ventral hip muscles Caudi-iliofemorals Ischiotrocantericus Adductor femoris Flexor tibialis (internus & externus) Pubotibialis complex
Ischiadicus nerve	Posterodorsal hip muscles
Sciatic nerve	Gastrocnemius Iliofofemoralis Ventrolateral foot extensors
Peroneal nerve	Triceps femoris (ambiens, femorotibialis, Iliotibialis) Gastrocnemius Foot flexors
Tibial nerve	Flexor tibialis (internus & externus) Ambiens Pubotibialis Inguinal muscles Foot extensors



UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA

HOSPITAL DE MEDICINA VETERINÁRIA PROF. RENATO MEDEIROS NETTO

LABORATÓRIO DE PATOLOGIA VETERINÁRIA (LPV-UFBA)



FICHA DE NECROPSIA

Dados Gerais / Tratamento / Necropsia							RG N° _____	Tipo: VI () MT ()	Data: / /		
Regional		Base		Origem		AN	TT	Marca	Peso	Latitude e longitude	Reg. Fotográfico Sim () Não ()
Sp.	CC	EI	LO	CM	DC	Forma			Procedência		
CCC		LCC		Condição Corporal		Descrição do Tratamento			() Interação com a pesca:		
N° Ficha de tratamento				Boa () Média () Ruim ()					() Inserção de anzol:		
Coleta de DNA		Sim () Não ()							Tipo:		
Coleta de Sangue		Sim () Não ()							Local:		
Fibropapilomatose ()									() Sinal de rede		
Epibionte ()									() Afogamento		

Observações:

Data e hora do óbito: ___/___/___ :___:___	Autólise ()	Condição do cadáver a necropsia Boa () Média () Ruim ()	Compactação intestinal () Local:
Início e fim da necropsia ___:___:___ - ___:___:___	Sexo: F () M () I ()	Preservação do cadáver Fresco () Congelado ()	Parasito () Local:
RG LPV:	Resíduo antropogênico () Local / Tipo:		
Local da necropsia:	Coleta exame histopatológico () molecular () microbiológico () parasitológico AFA () FORMOL 5% () FEZES ()		

CC - *Caretta caretta* (tartaruga-cabeçuda)
EI - *Eretmochelys imbricata* (tartaruga-de-pente)
LO - *Lepidochelys olivacea* (tartaruga-oliva)

CM - *Chelonia mydas* (tartaruga-verde);
DC - *Dermochelys coriácea* (tartaruga-de-couro)

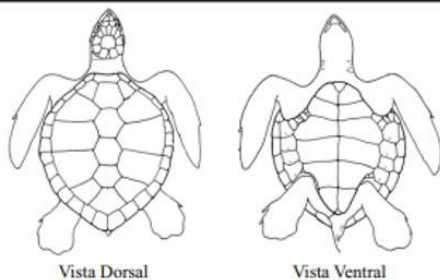
CCC - Comprimento curvilíneo do casco
LCC - Largura curvilínea do casco

VI - Viva MT - Morta
AN - Ambiente natural
TT - Tratamento

I- ACHADOS ANATOMO-PATOLÓGICOS

I.A. Exame Externo

Ranfoteca, Carapaça, Plastrão e Pele (cor e condição):



Vista Dorsal

Vista Ventral

Olhos e Orifícios naturais: _____

Estado nutricional _____

Deposição de gordura: Excelente () Muito Boa () Regular () Ruim/ Escasso () Caquético ()

I.B. Exame Interno:

Espaço subcutâneo: _____

Sistema linfático: _____

Tireoides /Paratireodes / Timo / Glândulas de Rathke's/ Adrenais: _____

I.B.1. Cavidade Celomática: Sistema Circulatório - Pericárdio/ coração e vasos: _____

Sistema Gastrointestinal e Fígado	Esôfago	Estômago
Intestinos	Pâncreas	Baço

Cloaca: _____

Sistema Respiratório - Traquéia / Brônquios / Pulmões: _____

Sistema Urinário - Rins / Bexiga: _____

Aparelho reprodutor Masculino / Feminino: _____

Músculos / Ossos / Articulações: _____

I.B.2. Cavidade Craniana: SNC / Glândula de sal: _____

II. OUTRAS OBSERVAÇÕES: _____

III. ALTERAÇÕES CADAVÉRICAS: _____

IV. MATERIAL COLETADO _____

V. DIAGNÓSTICO(S) ETIOLÓGICO / MORFOLÓGICO(S) _____

VI. CAUSA MORTIS: _____

Equipe executora: _____

Veterinário(s) Responsável(eis) _____

ANEXOS

Anexo 1 – Protocolo do Comitê de Ética em Experimentação Animal



Universidade Federal da Bahia
Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia
Comitê de Ética no Uso de Animais

Av. Ademar de Barros, 500 – Ondina-40170-110 Salvador-BA
 Fone: (071) 3283-6704/6708/ - Fax: 3283-6718
 E-mail: escmev@ufba.br

CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada "Principais processos patológicos em tartarugas marinhas do litoral norte baiano, seu impacto na conservação destas espécies e correlação com os achados necroscópicos na interação com a pesca", registrada com o nº 90/2018, sob a responsabilidade da Prof. Alessandra Estrela Lima, e que envolve a produção, manutenção ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto humanos), para fins de pesquisa científica (ou ensino), encontra-se de acordo com os preceitos da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, do Decreto nº 6.899, de 15 de julho de 2009, e com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi aprovada pela COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS (CEUA) da Escola de Medicina Veterinária da Universidade Federal da Bahia, em reunião de 03.10.2018.

Finalidade	() Ensino (X) Pesquisa Científica
Vigência da autorização	04/10/2018 à 04/10/2020
Nº da solicitação ou autorização SISBIO	64518-1
Atividade(s)	Captura: Não se aplica serão cadáveres de animais de vida livre que encalharem nas praias do litoral Norte Baiano encontrados mortos ou que evoluíram para o óbito durante Tratamento. Extração de material biológico: Todos os órgãos.
Espécies/Grupos taxonômicos	<i>Chelonia mydas</i> , <i>Caretta caretta</i> , <i>Eretmochelys imbricata</i> e <i>Lepidochelys olivácea</i>
Nº de animais	100
Sexo	Ambos
Origem	Projeto Tamar – Base Praia do Forte
Local (is) de realização das atividades	Hospital de Medicina Veterinária da UFBA, Setor de anatomia veterinária UFBA.

Salvador, 03 / 10 / 2018.


 Prof. Claudio de Oliveira Romão
 Coordenador CEUA/EMEVZ-UFBA

Anexo 2 – Autorização para atividades com finalidade científica – SISBIO



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: 64518-1	Data da Emissão: 10/09/2018 09:52:05	Data da Revalidação*: 10/09/2019
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: Alessandra Estrela da Silva Lima	CPF: 899.826.575-34
Nome da Instituição: Universidade Federal da Bahia	CNPJ: 15.180.714/0001-04

Cronograma de atividades

#	Descrição da atividade	Início (mês/ano)	Fim (mês/ano)
1	Padronização da técnica de necropsia	08/2018	10/2018
2	Identificação dos parasitos	08/2018	06/2020
3	Identificação e categorização dos resíduos antropogênicos	08/2018	06/2020
4	Elaboração do manual de necropsia	01/2019	12/2019

Equipe

#	Nome	Função	CPF	Nacionalidade
1	Danielle Nascimento Silva	Pesquisadora	011.075.365-88	Brasileira
2	Thanielle Novaes Fontes	Pesquisadora	364.630.898-26	Brasileira
3	ELAINE MARIA BEANES DA SILVA SANTOS	Pesquisadora	045.390.845-42	Brasileira
4	GUSTAVO RODAMILANS DE MACEDO	Pesquisador	011.928.475-80	Brasileira
5	Wendell Marcelo de Souza Perinotto	Pesquisador	306.937.188-46	Brasileira
6	CATERINA MURAMOTO	Pesquisadora	260.550.488-33	Brasileira

Observações e ressalvas

1	A autorização não eximirá o pesquisador da necessidade de obter outras anuências, como: I) do proprietário, arrendatário, posseiro ou morador quando as atividades forem realizadas em área de domínio privado ou dentro dos limites de unidade de conservação federal cujo processo de regularização fundiária encontra-se em curso; II) da comunidade indígena envolvida, ouvido o órgão indigenista oficial, quando as atividades de pesquisa forem executadas em terra indígena; III) do Conselho de Defesa Nacional, quando as atividades de pesquisa forem executadas em área indispensável à segurança nacional; IV) da autoridade marítima, quando as atividades de pesquisa forem executadas em águas jurisdicionais brasileiras; V) do Departamento Nacional da Produção Mineral, quando a pesquisa visar a exploração de depósitos fossilíferos ou a extração de espécimes fósseis; VI) do órgão gestor da unidade de conservação estadual, distrital ou municipal, dentre outras.
2	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 falta 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.
3	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.
4	O titular de licença ou autorização e os membros de 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.
5	Esta autorização NÃO exime 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

Anexo 3 – Certidão do Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado (SISGEN)



Ministério do Meio Ambiente
CONSELHO DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO

SISTEMA NACIONAL DE GESTÃO DO PATRIMÔNIO GENÉTICO E DO CONHECIMENTO TRADICIONAL ASSOCIADO

Certidão

Cadastro nº A0F349F

Declaramos, nos termos do art. 41 do Decreto nº 8.772/2016, que o cadastro de acesso ao patrimônio genético ou conhecimento tradicional associado, abaixo identificado e resumido, no Sistema Nacional de Gestão do Patrimônio Genético e do Conhecimento Tradicional Associado foi submetido ao procedimento administrativo de verificação e não foi objeto de requerimentos admitidos de verificação de indícios de irregularidades ou, caso tenha sido, o requerimento de verificação não foi acatado pelo CGen.

Número do cadastro: **A0F349F**
 Usuário: **UFBA**
 CPF/CNPJ: **15.180.714/0001-04**
 Objeto do Acesso: **Patrimônio Genético**
 Finalidade do Acesso: **Pesquisa e Desenvolvimento Tecnológico**

Espécie

Chelonia mydas

Caretta caretta

Eretmochelys imbricata

Lepidochelys olivacea

Título da Atividade: **Principais processos patológicos em tartarugas marinhas do litoral norte baiano, seu impacto na conservação destas espécies e correlação com os achados necroscópicos na interação com a pesca.**

Equipe

ALESSANDRA ESTRELA DA SILVA LIMA	UFBA
Danielle Nascimento Silva	UFBA
Caterina Muramoto	UFBA
Gustavo Rodamilans de Macedo	UFBA
WENDELL MARCELO DE SOUZA PERINOTTO	UFRB
José Luiz Catão-Dias	USP

Data do Cadastro: **03/11/2018 23:40:59**
 Situação do Cadastro: **Concluído**

Conselho de Gestão do Patrimônio Genético
 Situação cadastral conforme consulta ao SisGen em **20:31** de **06/04/2021**.



SISTEMA NACIONAL DE GESTÃO
 DO PATRIMÔNIO GENÉTICO
 E DO CONHECIMENTO TRADICIONAL
 ASSOCIADO - **SISGEN**