

**UNIVERSIDADE VILA VELHA - ES**

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL**

**DESCRIÇÃO ANATOMICA E RADIOGRÁFICA DOS ÓRGÃOS  
CELOMÁTICOS DO JABUTI-PIRANGA (*CHELONOIDIS  
CARBONARIA*).**

**JULIANO IZIDORO DA SILVA**

**VILA VELHA**

**SETEMBRO / 2012**

**UNIVERSIDADE VILA VELHA - ES**

**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL**

**DESCRIÇÃO ANATOMICA E RADIOGRÁFICA DOS ÓRGÃOS  
CELOMÁTICOS DO JABUTI-PIRANGA (*CHELONOIDIS  
CARBONARIA*).**

Dissertação apresentada a Universidade Vila Velha, como pré-requisito do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal, para a obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal.

**JULIANO IZIDORO DA SILVA**

**VILA VELHA**

**SETEMBRO / 2013**

Catálogo na publicação elaborada pela Biblioteca Central / UVV-ES

S586d Silva, Juliano Izidoro da.

Descrição anatômica e radiográfica dos órgãos celomáticos do jabuti-piranga (*Chelonoidis Carbonaria*) / Juliano Izidoro da Silva. – 2012.

110 f. : il.

Orientadora: Flaviana Lima Guião Leite.

Dissertação (mestrado em Ciência Animal) - Universidade Vila Velha, 2012.

Inclui bibliografias.

1. Jabuti – pesquisa. 2. Radiografia veterinária. 3. Anatomia veterinária. I. Leite, Flaviana Lima Guião. II. Universidade Vila Velha. III. Título.

CDD 597.92

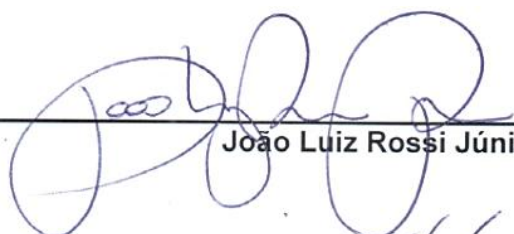
**JULIANO IZIDORO DA SILVA**

**DESCRIÇÃO ANATOMICA E RADIOGRÁFICA DOS ÓRGÃOS  
CELOMÁTICOS DO JABUTI-PIRANGA (*CHELONOIDIS  
CARBONARIA*).**

Dissertação apresentada a Universidade Vila Velha, como pré-requisito do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal, para a obtenção do grau de Mestre em Ciência Animal.

Aprovada em 26 de Setembro de 2012,

**Banca Examinadora:**



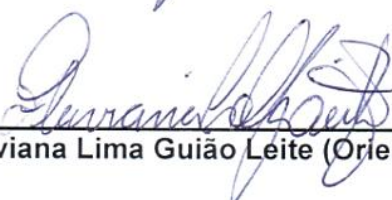
---

João Luiz Rossi Júnior (UVV)



---

Paulo Dias Ferreira Júnior (UVV)



---

Flaviana Lima Guião Leite (Orientadora)

## DEDICATÓRIA

*A MEUS PAIS E MINHA ESPOSA*

## AGRADECIMENTOS

AGRADEÇO A DEUS, POR TODOS OS ENSINAMENTOS QUE ELE ME PROPORCIONA A CADA DIA.

QUERO AGRADECER AO MEU AMIGO/IRMÃO FILIPE ALMEIDA E JOÃO LUIZ ROSSI JUNIOR, GRAÇAS A ELES ACABEI MUDANDO A TRAJETÓRIA DA MINHA VIDA, ACABEI VINDO ESTUDAR NO ESPÍRITO SANTO, CONHECI MINHA ESPOSA E FINALIZEI MAIS UMA ETAPA DE MINHA VIDA.

AGRADEÇO A MINHA ORIENTADORA PROF (A). DR (A). FLAVIANA LIMA GUIÃO LEITE PELA OPORTUNIDADE DE CONVIVÊNCIA PROFISSIONAL E A CONFIANÇA DEPOSITADA EM MIM PARA REALIZAÇÃO DESTE PROJETO.

AOS COLEGAS VETERINÁRIOS E GRANDES AMIGOS DA UNIVERSIDADE VILA VELHA, PROF (A). DR (A). BETÂNIA MONTEIRO DE SOUZA, PROF. MARCEL, PROF. GUSTAVO CANCIAN BAIOTO E PROF (A) SÉFORA. VETERINÁRIOS E AMIGOS PAULO NEY, CARLOS HENRIQUE, LAURA CONTI E LUCAS COELHO.

AO PROF. DR. EDUARDO RAPOSO MONTEIRO PELAS PALAVRAS DE APOIO.

UM ESPECIAL AGRADECIMENTO PROF (A). DR. CLARISSE SIMÕES COELHO E PROF. DR. VINICIUS DE SOUZA CUÑA POR ME FAZER ACREDITAR QUE EXISTEM PESSOAS QUE REALMENTE QUEREM AJUDAR E TE VER CRESCER, MUITO OBRIGADO PELO APOIO DURANTE O PROJETO.

AOS VETERINÁRIOS DO IBAMA GUSTAVO ATHAYDE E VINICIUS QUEIROZ AO BIÓLOGO E RESPONSÁVEL PELO CEREIAS – ARACRUZ JOSÉ DA PENHA, SEM A AJUDA E BOA VONTADE DOS SENHORES ESTE TRABALHO NÃO TERIA ACONTECIDO.

TODOS OS FUNCIONÁRIOS DO HOSPITAL VETERINÁRIO, LURDINHA, SANDROCA, SEU ZÉ, ZENAIDE, DEIZE, MARCIA, DONA LUCIA, MARIO, RODOLFO, JUKLEBER, DIEGO, FELIPE, MESSIAS, ROBERTO, FAUSER E MADALOM.

AOS COORDENADORES DO PARQUE ECOLÓGICO TIETE QUE COLABORAM COM NOSSO PROJETO.

AOS MEMBROS DO SETOR DE DIAGNÓSTICO POR IMAGEM PROF (A).  
FLAVIA MACHADO E O RESIDENTE JOÃO, PELA COLABORAÇÃO COM ESTE  
PROJETO.

**SILVA, J.I.** Universidade Vil Velha – ES, Setembro de 2012. **Descrição anatômica e radiográfica dos órgãos celomáticos do jabuti-piranga (*Chelonoidis carbonaria*).**

Orientador: Flaviana Lima Guião Leite.

## **RESUMO**

O objetivo deste trabalho foi criar técnicas radiográficas para *Chelonoidiscarbonaria* através da biometria do casco e peso dos animais, com isso criar um banco de dados de imagens para avaliações de estruturas da cavidade celomática. Para tal, foram avaliados 28 animais, divididos em três grupos assim definidos: grupo 1, formado por oito animais (03 machos e 05 fêmeas); grupo 2, formado por 6 animais (04 machos e 02 fêmeas); e o grupo 3, formado por 14 animais vivos. Os animais dos dois primeiros grupos foram necropsiados com o objetivo de identificar macroscopicamente as estruturas e comparar com as imagens radiográficas geradas. Nos animais do grupo 3 foram testadas técnicas de contenção física e química para realização do exame radiográfico, determinando quilovoltagem e miliamperagem para gerar uma imagem radiográfica de qualidade através da avaliação da biometria do casco e do peso dos animais. Foi possível observar resultados satisfatórios nas imagens geradas no exame radiográfico simples para avaliação do coração, fígado, pulmão e trato gastrointestinal. No exame radiográfico contrastado os resultados foram satisfatórios na avaliação do trato gastrointestinal e da vesícula urinária. A contenção química utilizando cetamina 20mg/kg/IM e midazolam 0,5mg/kg/IM obtivemos bons resultados e permitiu a realização de exames radiográficos nos posicionamentos dorsoventral, laterolateral e craniocaudal. O desenvolvimento destas novas técnicas permitirá o desenvolvimento de novos estudos acadêmicos e auxiliará na rotina veterinária de imagiologia.

**Palavras-chave:** raio X, cavidade celomática e jabuti dos pés vermelhos.



**SILVA, J.I.** Universidade Vila Velha – ES, September of 2012. **Radiographic and anatomical description of organs celomáticos the red footed tortoise (*Chelonoidis carbonaria*).** Fugleman: Flaviana Lima GuiãoLeite.

## **ABSTRACT**

The objective of this study was to create radiographic techniques *Chelonoidiscarbonaria* through biometrics Hull and weight of the animals, thereby creating a data bank of images for reviews of the coelomic cavity structures. To this end, we evaluated 28 animals were divided into three groups defined as follows: group 1, consisting of eight animals (03 males and 05 females), group 2 consisted of 6 animals (04 males and 02 females), and group 3 comprised 14 by live animals. The first two groups of animals were autopsied in order to identify and compare macroscopic structures with radiographic images generated. In group 3 were tested techniques of physical and chemical restraint for performing radiographic examination, determining kilovoltage and milliamperes to generate a radiographic image quality through evaluation of biometrics hull and weight of the animals. It was possible to observe the images generated satisfactory results in simple radiographic examination for evaluation of the heart, liver, lung and gastrointestinal tract. In contrast cystography results were satisfactory in the evaluation of the gastrointestinal tract and urinary bladder. A chemical restraint 20mg/Kg/IM using ketamine and midazolam 0.5 mg / kg / IM was excellent and allowed for radiographic positioning in dorsoventral, craniocaudal and laterolateral. The development of these new techniques enable the development of new academic studies and assist in routine veterinary image diagnoses.

**Key words:** X- Ray, coelomic cavity and red footed tortoise.

## SUMÁRIO

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	01
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	03
<b>3. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	04
3.1. Meio Ambiente.....	04
3.2. Répteis.....	05
3.3. <i>Testudinea</i> .....	06
3.3.1. <i>Chelonoidiscarbonaria</i> (jabuti-piranga ou jabuti dos pés vermelhos).....	07
3.3.2. Anatomia externa do <i>Chelonoidiscarbonaria</i> .....	09
3.4. Anatomia interna dos quelônios.....	10
<b>4. EXAME CLÍNICO DOS TESTUDINES</b> .....	16
<b>5. EXAMES COMPLEMENTARES</b> .....	18
5.1. Hemograma.....	18
5.2. Diagnóstico por imagem.....	19
<b>6. DIAGNÓSTICO POR IMAGEM EM RÉPTEIS</b> .....	23
6.1. Exame radiográfico e sua interpretação.....	23
6.1.1. Avaliação radiográfica.....	27
6.1.2. Exames contrastados.....	28
<b>7. MATERIAIS E MÉTODOS</b> .....	31
7.1. Animais.....	31
7.1.1 Animais mortos.....	31
7.1.1.1. Identificação macroscópica das estruturas celomáticas através de exame necroscópico para a realização do	

exame radiográfico.....	32
7.2. Animais vivos.....	39
7.2.1. Ambientação, identificação e biometria dos animais vivos ...	39
7.2.2. Aplicação da técnica radiográfica e exame radiográfico simples nos animais vivos.....	41
7.2.2.1. Exame radiográfico contrastado.....	46
<b>8. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....</b>	<b>49</b>
8.1. Animais vivos.....	49
8.1.1. Identificação macroscópica das estruturas celomáticas através do exame necroscópico para realização do exame radiográfico.....	49
8.1.2. Corte do casco.....	50
8.1.2.1. Técnicas de dissecação e separação do plastrão.....	51
8.1.3. Macroscopia e Topografia dos órgãos.....	52
8.2. Animais vivos.....	72
8.2.1. Contenção dos animais vivos.....	72

8.2.2. Técnica radiográfica.....	74
8.3. Avaliação radiográfica.....	77
8.3.1 Coração.....	77
8.3.2 Fígado e baço.....	84
8.3.3 Sistema urinário .....	86
8.3.3.1 Rins .....	86
8.3.3.2 Vesícula urinária .....	86
8.3.4 Sistema reprodutivo .....	88
8.3.4.1 Útero .....	88
8.3.4.2 Testículos .....	89
8.3.5 Trato gastrointestinal .....	89
8.3.5.1 Esôfago .....	90
8.3.5.2 Estômago .....	91
8.3.5.3 Alças intestinais .....	92
8.3.6 Sistema respiratório .....	93
8.3.6.1 Traqueia .....	93
8.3.6.2 Pulmão .....	94
<b>9 CONCLUSÃO.....</b>	<b>97</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>98</b>

## 1. INTRODUÇÃO

Os répteis são animais ectotérmicos e em sua maioria apresentam pele recoberta por escamas. Dentro deste grupo existem uma grande variedade espécies de lagartos, serpentes, testudines, anfisbenas e jacarés (MARTINS e MOLINA, 2008).

O gênero *Chelonoidis* compõe-se de répteis da ordem Chelonia, subclasse Anapsida, subordem Cryptodira da família dos Testudinidea que surgiram há aproximadamente 200 milhões de anos e fazem parte deste grupo os cágados e tartarugas (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

As espécies do gênero *Chelonoidis* ocorrem em toda América do Sul, com exceção do Chile e Uruguai (VINKE et al., 2008). O *C. carbonaria* é um animal terrestre, de corpo compacto, membros locomotores cilíndricos e robustos, próprios para suportar o pesado casco e caminhar em ambientes rústicos (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

Existem problemas no registro da ocorrência do *C. carbonaria* na América do Sul, principalmente no Brasil, devido à dificuldade de analisar as diferentes nomenclaturas utilizadas no registro destes animais ou até mesmo estarem presentes em regiões de difícil acesso (VINKE et al., 2008).

Segundo Matias et al. (2006) os répteis vem ganhando importância nas questões conservacionistas devido ao aumento do interesse de sua utilização como animais de companhia. Em alguns casos são até utilizados em projetos de Zooterapia com crianças e idosos, por ser um animal tranquilo, ideal para ser usado em Hospitais, Asilos e Escolas (RODRIGUES, MARTINS e PIERUZZI, 2012). Justamente por isso, os jabutis representam grande fração dos animais atendidos na clínica de animais selvagens. O jabuti piranga é provavelmente o quelônio que é mais mantido em cativeiro como animal de estimação, devido a fatores culturais e amplo comércio ilegal (MATIAS et al., 2006).

O exame radiográfico ainda se apresenta como uma importante ferramenta para auxiliar o clínico e o cirurgião em medicina veterinária na

pesquisa, diagnóstico de alterações músculo esqueléticas e na cavidade celomática (SAMOUR e NALDO, 2007; PINTO, 2007). A intensidade e o tempo de exposição podem variar para cada equipamento, tipo de filme, região avaliada e a experiência do profissional (BURK e ACKERMAN, 1996; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

O conhecimento da anatomia radiográfica é fundamental para avaliação precisa das radiografias, devido à sobreposição das estruturas e as diferentes densidades encontradas serem elementos que dificultam sobremaneira a interpretação dos exames de animais selvagens (BURK e ACKERMAN, 1996; PINTO, 2007).

## 2. OBJETIVOS

Diante do amplo número de casos atendidos de *C. carbonaria* como animais de estimação, objetivou-se através deste trabalho realizar necropsia dos animais a fim de avaliar macroscopicamente os órgãos da cavidade celomática e ainda utilizar animais saudáveis de cativeiro e de vida livre como referência nos estudos de imagens radiográficas [comparando Kilovoltagem (Kvp), Miliamperagem (mA) e o tempo de exposição (T') necessários], obtendo-se um banco de imagens para futuras investigações feitas em animais com processos mórbidos.

### **3. REVISÃO DE LITERATURA**

#### **3.1. Meio Ambiente**

O Brasil é o país com maior biodiversidade do mundo abrigando sete biomas, 49 ecorregiões já classificadas e diversos ecossistemas. Estima-se que o Brasil tenha entre 15 e 20% de toda diversidade biológica e o maior número de espécies endêmicas do planeta (ANDRIOLO, 2007; LIMA 2007). Por isso, torna-se de grande importância o enfoque sociocultural e econômico de políticas públicas mais eficazes em relação ao desenvolvimento e conservação, pois, desmatamento ilegal e o comércio ilegal da fauna e flora são comuns no dia a dia (LIMA, 2007).

Há aproximadamente quatro décadas são realizados encontros para discutir os aspectos dos problemas ambientais e é sabido das necessidades de mudanças nos modelos de desenvolvimento, hábitos e costumes da população mundial (LATORRE e MIYAZAKI, 2005). Deve-se ter a percepção que a natureza não é inesgotável e mesmo quem pensa em explorá-la, desejando o acúmulo de riqueza, deveria investir em estratégias de conhecimento e manejo para essas iniciativas (ANDRIOLO, 2007).

Latorre e Miyazaki (2005) relatam que a falta de informação e conhecimento por parte da população vem acarretando ao longo dos anos muitos problemas ambientais e que o conhecimento ajuda a desenvolver atitudes positivas em relação ao tráfico de animais silvestres, o que ajudaria a diminuir atitudes erradas e ou equivocadas por parte da população.

Saber da importância na manutenção da Fauna e Flora, assim como a interação entre todas as individualidades da natureza e demais recursos é fundamental para manutenção do equilíbrio. Por isso, faz-se necessário deixar claro que a forma biológica é constituída de relações e a ausência de qualquer peça altera a dinâmica do processo (ANDRIOLO, 2007; LIMA, 2007). O mais agravante é a diminuição da biodiversidade, empobrecendo o patrimônio genético, no período que a ciência mostra o potencial de recursos para o desenvolvimento científico que a natureza alberga (ZULAUF, 2000).



A defesa do meio ambiente, conceito que inclui restauração de ecossistemas, é uma atividade que teve seu desenvolvimento como conjunto de ações ordenadas. Educação e políticas públicas de ampliação de serviços voltados à defesa do meio ambiente são atividades com potencial de geração de empregos que não tem sido exploradas, a não ser de forma superficial no Brasil (ZULAUF, 2000). No contexto da educação o surgimento de disciplinas interativas como Biologia e Medicina da Conservação vem propor uma estratégia de amplo espectro de ação (ANDRIOLO, 2007).

### **3.2. Répteis**

Os répteis em sua grande maioria são especialistas em habitats, ou seja, sobrevivem em um ambiente com muitas ou com poucas alterações. No Brasil são mais abundantes em regiões mais quentes (MARTINS e MOLINA, 2008).

Existem cerca de 250 espécies de testudines espalhadas pelo mundo, na América do Sul são 40 espécies de cágados, quatro espécies de jabutis e sete espécies de tartarugas marinhas (MOLINA, MATUSHIMA e MAS, 2001).

No mundo há maior concentração da subordem Cryptodira, com 80% de exemplares e o restante da subordem Pleurodira. No Brasil esta relação é inversa, na qual dois terços de seus representantes são da subordem Pleurodira o que coloca o Brasil em destaque juntamente com a Austrália (MARTINS e MOLINA, 2008).

Atualmente são registradas 744 espécies de répteis no Brasil, dentro deste grupo estão presentes 36 espécies de testudines, 6 jacarés, 248 lagartos, 68 anfisbenas e 386 serpentes (BÉRNILS e COSTA, 2012). Destes exemplares aproximadamente 20 espécies (3% do total) são consideradas ameaçadas ou extintas e nesta lista são 9 espécies de testudines. Um em cada cinco testudines do Brasil encontra-se ameaçada (MARTINS e MOLINA, 2008).

### 3.3. Testudines

Os répteis evoluíram de seus ancestrais tetrápodes a cerca de 250 milhões de anos e são encontrados em todos continentes com exceção da Antártida (O'MALLEY, 2005). Os testudines são considerados os exemplares mais antigos e sua existência é datada em 200 milhões de anos (O'MALLEY, 2005).

Os testudines são facilmente distinguidos dos outros répteis devido suas características morfológicas, principalmente pelo corpo envolto por casca óssea recoberta por placas ou escudos de origem epidérmica (MOLINA, MATUSHIMA e MAS, 2001).

Existem relatos da existência do jabuti – piranga na Europa desde o século XVII, no museu do Louvre em Paris existem pinturas de Franz Snyders (1579 - 1657), uma delas intitulado “Les marchand despoissons à leurétal” (O comerciante de peixe em sua tenda), nele mostra um mercado de peixe Europeu com grande variedade de exemplares de animais, dentre eles é possível observar dois exemplares do jabuti – piranga. Existem relatos da existência destes animais em pequenos zoológicos e coleções particulares desde o século XVII (VINKE et al., 2008).

Segundo Norton (2005), os testudines apresentam grande expectativa de vida que muitas vezes ultrapassa a dos seres humanos e demoram para atingir a maturidade sexual. Esta demora em seu “amadurecimento” os torna mais susceptíveis as pressões humanas que os outros vertebrados.

Há um consenso entre Zulauf (2000), Norton (2005) e Martins e Molina (2008) que as seis principais fontes de ameaças estão relacionadas às pressões humanas e essas são: degradação do habitat, introdução de espécies invasoras, poluição, doenças, uso insustentável e mudanças climáticas.

Vinke et al., (2008) citam a tabela de 1998 da “International Union for Conservation of Nature and Natural Resources” –IUCN – (União Internacional para Conservação da Natureza e recursos naturais) que aponta jabutis e

tartarugas de água doce como espécies ameaçadas por isso *C. carbonaria* classificado na categoria 3 em seu plano de ação. Mesmo alcançando uma densidade adequada, muitos cientistas acreditam que em algumas áreas a espécie já se extinguiu. No Brasil, Vinke et al., (2008) comentam que houve uma estabilização no nascimento de indivíduos.

### 3.3.1. *Chelonoidis carbonaria* (jabuti - piranga)

A atual denominação *Chelonoidis* veio substituir a nomenclatura *Geochelone*, que anteriormente era utilizada para este gênero, devido a confusão criada nos últimos 30 anos dentro da família *Testudinidae*, por isso, a diferenciação entre as espécies foi realizada através das características morfológicas e da análise genética (Le et al., 2006).

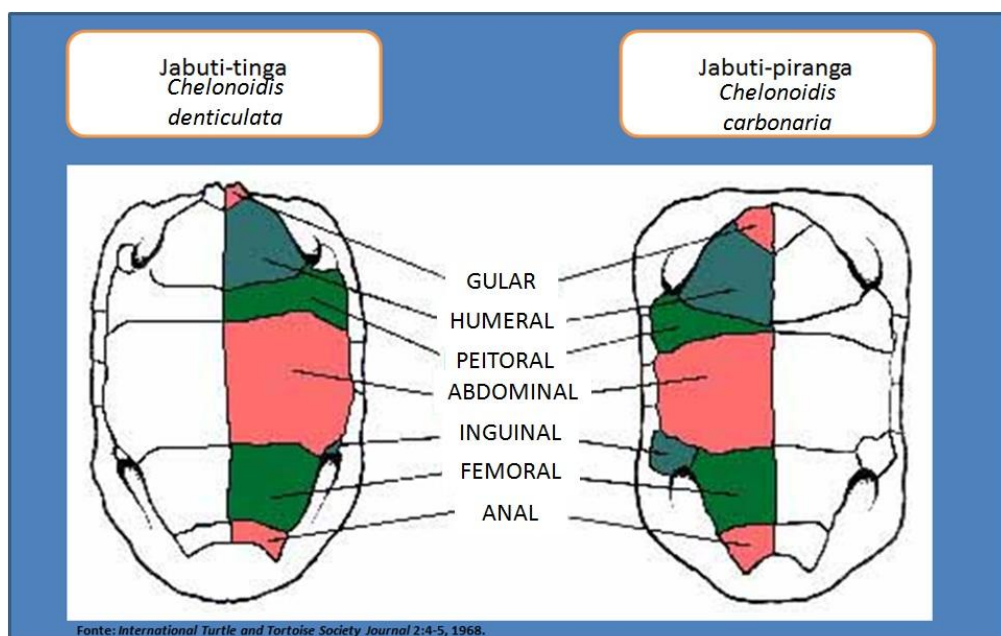
As espécies do gênero *Chelonoidis* ocorrem em toda América do Sul, com exceção do Chile (VINKE et al., 2008). No Brasil ocorrem duas espécies e apenas um gênero *Chelonoidis*: *C. carbonaria* (jabuti - piranga ou jabuti – dos – pés - vermelhos) e *C. denticulata* (jabutitinga ou jabuti - dos – pés - amarelos) estão distribuídos mais amplamente pelo território brasileiro (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

No que se diz respeito ao registro da ocorrência do *C. carbonaria* na América do Sul há grandes problemas, principalmente no Brasil, devido à dificuldade de analisar as diferentes nomenclaturas utilizadas nos registros destes animais ou até mesmo por estarem presentes em regiões de difícil acesso (VINKE et al., 2008).

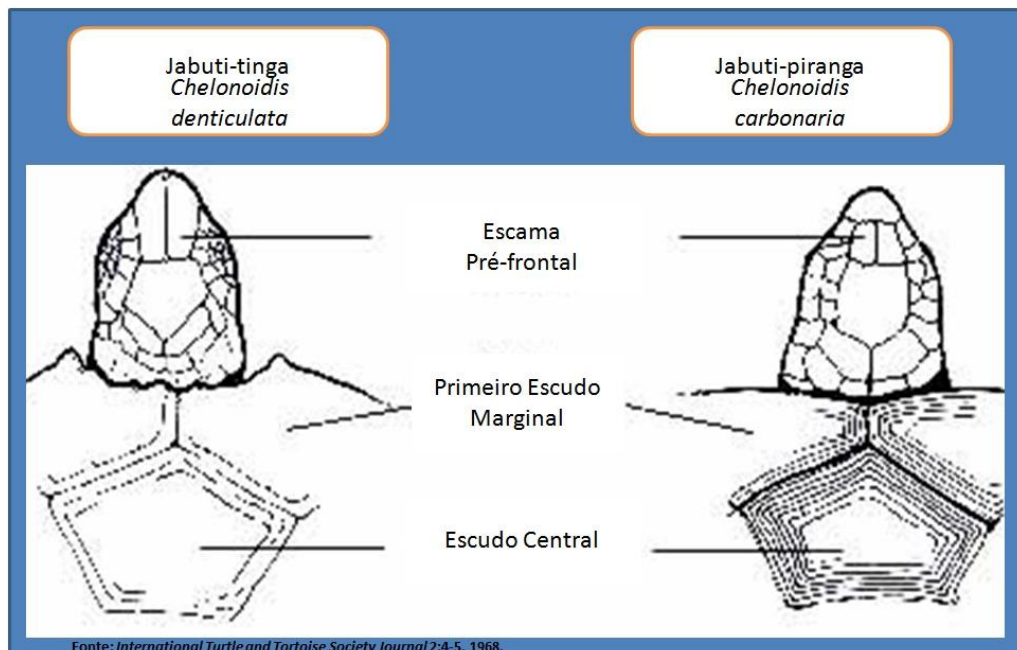
Os *C. carbonaria* em vida livre são, de modo geral, onívoros. Alimentam-se principalmente de folhas, flores, frutos, gramíneas, invertebrados, carcaça e outros alimentos que encontram no solo (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; MOLINA, MATUSHIMA e MAS, 2001), ele considerado o exemplar mais popular dentro da sua espécie. Seu casco enegrecido contrastando com as marcações amareladas em suas placas córneas e seus membros apresentam brilhantes

pigmentações avermelhadas sendo estas suas características marcantes (SENNEKE e TABAKA, 2012).

Sua principal diferença em relação aos outros membros de sua espécie é a presença de escamas vermelhas e alaranjadas nos membros, porém, existem outras diferenças morfológicas dos escudos epidermais (Figura 1), tal como a disposição e formato das escamas na região dorsal da cabeça (Figura 2), onde o *C. carbonaria* apresenta escamas pré-frontais pequenas e segmentadas (SENNEKE e TABAKA, 2012).



**Figura 1.** Diferenciação morfológica entre as espécies através do plastrão. Fonte: *Internationalturtleandtortoisesocietyjournal* 2:4-5, 1968.



**Figura 2.** Diferenciação morfológica entre as espécies através das escamas pré-frontais. Fonte: *Internationalturtleandtortoisesocietyjournal* 2:4-5, 1968.

### 3.3.2. Anatomia externa *Chelonoidiscarbonaria*

A anatomia externa pode variar de acordo com habitat e temperatura (O'MALEY, 2005). O casco é uma estrutura óssea formada pela fusão de ossos da coluna vertebral, costelas e cintura pélvica. A porção superior é denominada de carapaça e a porção ventral de plastrão, e estão unidas por pontes (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

A carapaça vista de cima dá a impressão de ser uma estrutura côncava e quando observada de perto, as margens parecem lisas (VINKE et al., 2008). Este arcabouço ósseo é revestido por placas córneas também chamadas de escudos epidermais, sendo cinco vertebrais, quatro pares pleurais, usualmente dois pares marginais e uma supra caudal (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; VINKE et al., 2008).

O plastrão é alongado e o lobo anterior é voltado para cima (arrebitado) e afina em direção cranial. Já no lobo posterior existe uma depressão (entalhe) entre os escudos epidermais, que pode apresentar pigmentação variada dependendo da região geográfica que a espécie é encontrada (VINKE et al., 2008).

O dimorfismo sexual nessa espécie é muito evidente. O macho geralmente é mais largo e sua cauda é mais longa quando comparado com as fêmeas (MOLINA, MATUSHIMA e MAS, 2001; VINKE et al., 2008).

Nestes exemplares o escudo supra caudal é mais verticalizado nos machos e as fêmeas por sua vez, apresentam a placa supra caudal maior (MOLINA, MATUSHIMA e MAS, 2001; VINKE et al., 2008).

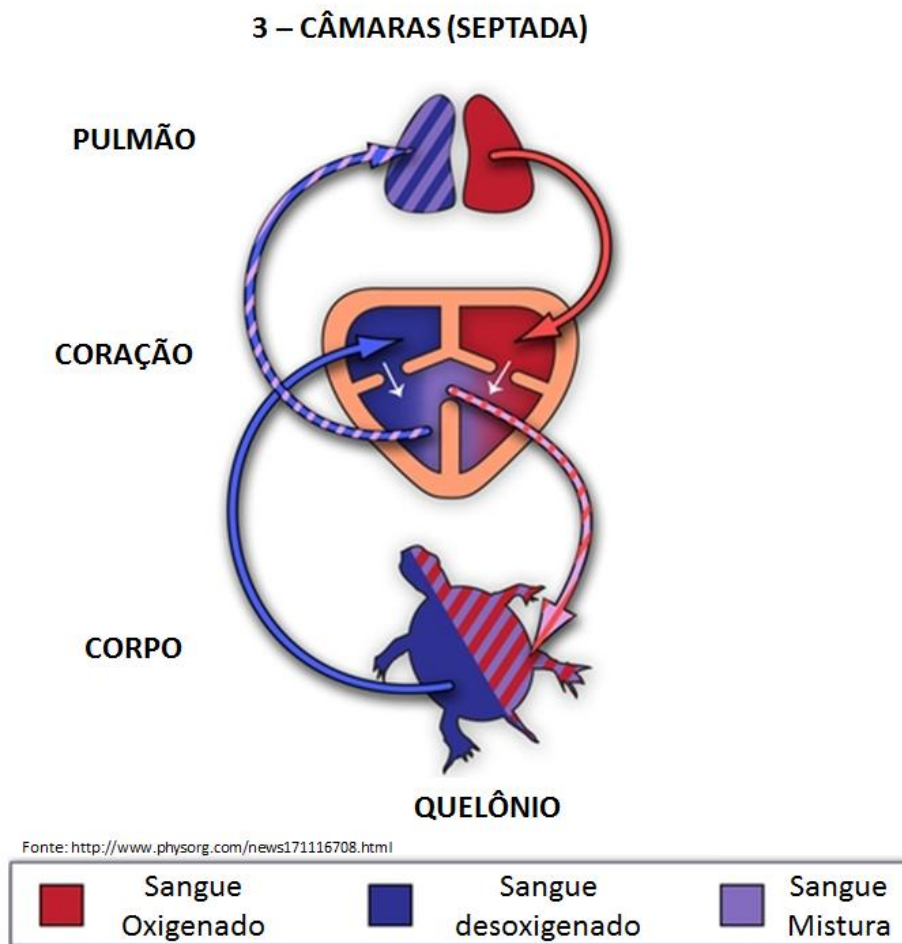
### **3.4. Anatomia Interna.**

O sistema circulatório dos répteis é muito parecido com o da maioria dos vertebrados. Inclui um coração com multicâmaras, um sistema arterial que leva o sangue para o corpo e um sistema venoso que traz o sangue para o coração e um sistema linfático sem linfonodos (MITCHELL, 2009).

O coração encontra-se na porção médio cranial, ligeiramente caudal à cintura peitoral (dorsal ao escudo umeral e peitoral) (O'MALEY, 2005, MITCHELL, 2009). Existem três câmaras cardíacas, dois átrios e um ventrículo. As câmaras ventriculares são separadas por um septo incompleto (O'MALEY, 2005; VALENTE et al., 2008). Como em todos os répteis, a drenagem venosa da região pélvica vai direto para o rim através do sistema porta renal (O'MALEY, 2005).

Para a divisão cardíaca encontrada existem duas classificações segundo Mitchell (2009). A divisão ocorre, pois, em crocodilianos o septo interventricular

não permite que haja mistura do sangue ventricular. Contudo alguns testudines apresentam uma abertura muito pequena neste septo, o que dá a impressão de haver duas camaras cardíacas (Figura 3).



**Figura3.** Sistema circulatório dos testudines. Fonte: <http://www.physorg.com/news171116708.html>

A anatomia do trato respiratório dos reptéis é muito diferente do trato respiratório dos mamíferos e aves (BENNETT, 2011; SCHUMACHER, 2011), sendo que ainda existem diferenças consideráveis dentro da própria ordem dos reptéis (SCHUMACHER, 2011).

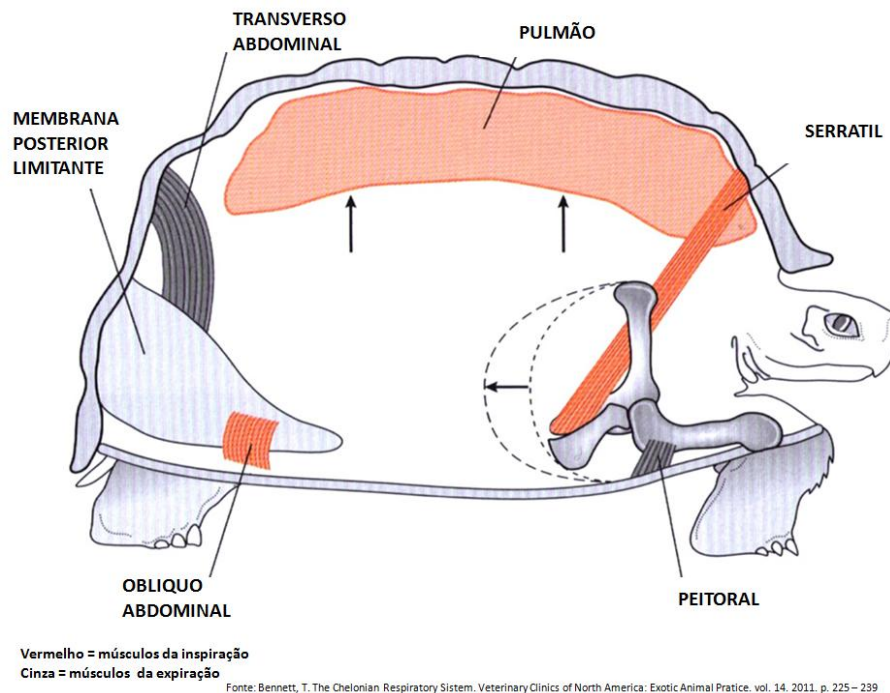
Eles não apresentam árvore brônquica e alvéolos, como existem nos mamíferos. Os locais onde ocorrem as trocas gasosas são chamados de *ediculi* e *faveoli* que são pequenas criptas (BENNETT, 2011).

Devido à presença da carapaça a capacidade de expansão do pulmão é reduzida e sua função é diminuída para um quinto quando a cabeça e os membros são recolhidos (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007). Os testudines respiram pelas narinas e sua glote está posicionada aboral a orofaringe, na base da língua. A traquéia é curta, com anéis cartilagosos completos e flexíveis que permitem que o animal faça a retração da cabeça (BENNETT, 2011). Na região caudal, a traquéia se bifurca na entrada da cavidade celomática, antes do pulmão, em um brônquio esquerdo e outro direito (BENNETT, 2011; SCHUMACHER, 2011).

O pulmão é esponjoso (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007) e apresenta-se em câmaras múltiplas, aderido ventralmente à carapaça e à coluna vertebral através do ligamento pulmonar (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; BENNETT, 2011; SCHUMACHER, 2011), estendendo-se até a região cranial dos rins (SCHUMACHER, 2011). É separado das vísceras por uma membrana não muscular (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; BENNETT, 2011). Assim como ocorre em outros répteis e em aves, os testudines não apresentam a musculatura do diafragma e a respiração ocorre através do movimento das musculaturas axial, inguinal e peitoral, que proporciona uma mudança de pressão na cavidade pleuroperitoneal (BENNETT, 2011; SCHUMACHER, 2011) (Figura 4).

Os testudines apresentam um movimento na região ventral à mandíbula chamado de "bomba gular" que difere dos anfíbios, onde nos répteis relaciona-se com a respiração e nos anfíbios esta atividade está relacionada ao olfato (BENNETT, 2011).





**Figura4.** Musculatura que auxilia na respiração dos testudines. Fonte: Bennett, T. The Chelonian Respiratory System. Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practic. Vol. 14. 2011. P 225 – 239.

O sistema digestório dos testudines é composto por cavidade oral, esôfago, estômago, intestino delgado e grosso, glândulas anexas, fígado e pâncreas e cloaca (MITCHELL e DIAZ – FIGUEROA, 2005; PINHEIRO et al., 2010).

Anatomicamente o trato gastrointestinal é muito peculiar. Não há dentes na cavidade oral, mas, em sua porção rostral estão presentes lábios córneos formados por placas queratinosas rígidas e afiadas, também denominados de bico córneo ou ranfoteca, com função de dilacerar os alimentos (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; PINHEIRO et al., 2010). Ainda na cavidade oral, dorsalmente encontra-se o palato duro, em que na sua lateral há continuação dos lábios e da comissura labial. Ventralmente à mandíbula, o osso hioide, a língua e músculos associam-se formando o assoalho da cavidade. Caudalmente é possível observar os limites da laringe (PINHEIRO et al., 2010). Para completar, o jabuti apresenta uma língua triangular muito volumosa (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

O esôfago está presente caudal à cavidade oral (PINHEIRO et al. 2010), como um órgão tubular muscular, inicialmente dorsal à traquéia (região cervical) e posiciona-se a esquerda da traquéia à medida que se direciona caudalmente. Ao entrar na cavidade celomática o esôfago posiciona-se a esquerda da traquéia e dorsal ao coração (PINHEIRO et al., 2010). Na junção com o estômago apresenta o esfíncter gastroesofágico (MAGALHÃES et al., 2010).

O estômago está localizado no antímero esquerdo (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; PINHEIRO et al., 2010). O órgão inicia com uma curvatura para esquerda formando o cárdia e em seguida, forma uma grande bolsa, que é a região fúndica. Logo em seguida ele ascende para direita, formando a região pilórica (MAGALHÃES et al., 2010). Na junção com o intestino delgado ele apresenta o esfíncter pilórico (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

O intestino delgado e grosso são diferenciados por inspeção externa através da diferença de espessura (PINHEIRO et al., 2010).

O intestino delgado é curto, quando comparado aos mamíferos (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007). O intestino delgado é formado pelo duodeno, jejuno e ílio, sendo difícil diferenciar a transição entre jejuno e ílio (MAGALHÃES et al., 2010; PINHEIRO et al., 2010). O duodeno está na região mais cranial pois inicia-se logo após o piloro (PINHEIRO et al., 2010). O intestino grosso apresenta uma espessura maior em relação ao intestino delgado (MAGALHÃES et al., 2010; PINHEIRO et al., 2010), entretanto não é possível realizar uma diferenciação entre os segmentos da alça, que são caracterizados por saculações (MAGALHÃES et al., 2010).

A cloaca é uma estrutura de compartimento único entre o sistema digestório, urinário e reprodutor (PINHEIRO et al., 2010).

O fígado está localizado ventralmente aos pulmões (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007), cranialmente ao estômago e ao intestino delgado e caudalmente ao coração, sendo separado por uma membrana fina (PINHEIRO et al., 2010). Estende-se de latero-lateralmente a cavidade

celomática (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; PINHEIRO et al., 2010).

A vesícula biliar é uma estrutura piriforme, com paredes delgadas e transparentes, preenchidas com conteúdo de coloração esverdeada (bile). Apresenta três regiões: o fundo, o corpo e o colo que está conectado ao ducto colédoco, inserido na margem mesenterial na região cranial do duodeno (PINHEIRO et al., 2010).

O pâncreas é uma estrutura macia, de coloração amarelo-clara e formato alongado (PINHEIRO et al., 2010). Está junto ao duodeno, na região antimesenterial, estendendo-se do piloro até o local que desemboca o ducto colédoco. Pode estar em contato direto com o baço ou separado pelo mesentério (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; PINHEIRO et al., 2010).

Os rins são as estruturas responsáveis pela osmorregulação e excreção do nitrogênio nos répteis (RAIDAL e RAIDAL, 2006). Estão distribuídos dorsocaudalmente na cavidade celomática, ventral a carapaça e caudal ao acetábulo (O'MALEY, 2005; HOLZ e RAIDAL, 2006; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007). Segundo Faria (2003) os rins estão localizados no terço distal da cavidade celomática cranialmente ao acetábulo. Nas fêmeas estão presentes posteriores ao ovário e nos machos em contato muito íntimo com a região do hilo renal. São estruturas largas, lisas e lobuladas (FARIA 2003; O'MALEY, 2005).

Os ureteres são curtos e conectam os rins com a vesícula urinária na região do colo (FARIA 2003; HOLZ e RAIDAL, 2006). A vesícula urinária liga-se a cloaca pela uretra (HOLZ e RAIDAL, 2006; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007). Para Faria (2003) não existe uma uretra propriamente dita, pois a vesícula urinária conecta-se diretamente a prega uretral na região crânio ventral no seio urogenital da cloaca.

As gonadas estão posicionadas na região dorsocaudal da cavidade celomática, caudal ao pulmão e ventral ao rim (WYNEKEN, 2001).

O sistema reprodutor feminino é formado por um par de ovários, oviduto, ligamentos suspensorios e mesentéricos. O tamanho do ovário e oviduto pode variar de acordo com a idade (WYNEKEN, 2001; RIVERA, 2008). Os ovários são simétricos e craniais ao rim. Eles são irregulares e parecem sacos, emparelhados com óvulos de diferentes tamanhos, dependendo do período reprodutivo que se encontra (O'MALEY, 2005; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; RIVERA, 2008).

O sistema reprodutor do macho é composto pelos testículos, epididimo, ducto deferente, ligamento suspensório e pênis (WYNEKEN, 2001). Os testículos, presentes na região cranioventral dos rins (O'MALEY, 2005), costumam ser longos, amarelados e ovais.

#### **4. Exame Clínico dos Testudines**

Os répteis são muito populares como animais de estimação em todo mundo. Por isso, é necessário que os veterinários atuantes na área estudem e atualizem-se mais sobre as espécies nativas e exóticas, oferecendo boas condições de criação ou tratamento de qualidade, seja ele clínico ou cirúrgico (NAVARRE, 2006).

Animais selvagens são normalmente encaminhados ao atendimento quando apresentam alguma alteração súbita, porém, em alguns casos podem ser alterações crônicas. A maioria das espécies “esconde” ou não apresentam sintomas ou alterações, pois, esta é uma das formas de sobrevivência quando em vida livre (NORTON, 2005).

O bem estar dos testudines em cativeiro está relacionado ao ambiente em que vivem. Por isso, deve ser oferecida temperatura adequada, dieta variada e suplementação nutricional necessária (JEPSON, 2010), pois de acordo com Matias (2006) o número de testudines atendidos na clínica médica vem aumentando nos últimos tempos, mas boa parte das alterações apresentadas pelos testudines criados como animal de companhia

está relacionado a erros de manejo nutricional ou de ambiente inadequados (OLIVEIRA et al., 2009, CONCEIÇÃO, BARROS e ALBUQUERQUE, 2011). Segundo Farrow (2009), Silverman e Janssen (1996) as principais afecções encontradas nos testudines são pneumonia, corpos estranhos, obstruções intestinais, alterações reprodutivas e alterações osteoarticulares.

Quando atendidos na rotina, é de extrema importância realizar uma anamnese detalhada (NORTON, 2005; NAVARRE, 2006). Para se chegar a um diagnóstico é preciso realizar exame físico se possível, exames complementares e de imagem (NORTON, 2005; NAVARRE, 2006).

Antes de iniciar o exame físico, deve-se observar a posição, postura, cor ou cores, o estado de alerta, habilidades locomotoras, agilidade, presença de ectoparasitas e atitude, por exemplo (NAVARRE, 2006).

A maioria dos testudines terrestres pode ser contida sem a preocupação de mordeduras, por isso a contenção física não apresenta grande dificuldade, sendo realizada segurando o animal pela porção dorso caudal da carapaça (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007; JENKINS, 1996; NAVARRE, 2006; JEPSON, 2010).

Segundo Norton (2005) o exame físico inclui a biometria da espécie e avaliação de anormalidades externas como deformidades e fraturas do casco, alterações ou ausência de membros e lacerações. A utilização de exames complementares através de imagens é importante para documentar lesões específicas ou acompanhamento de lesões em longo prazo.

O exame inicia-se pela cabeça, segurando a cabeça na porção caudal, mais precisamente na região caudal à mandíbula na altura dos ouvidos, utilizando os dedos polegar e indicador para estender o pescoço para fora do casco (NAVARRE, 2006; JEPSON, 2010). O interior da boca dos animais deve ser avaliado, sendo possível abrir a boca com facilidade usando apenas o dedo, pressionando na região da comissura labial (NAVARRE, 2006; JEPSON, 2010). Segundo Jenkins (1996) o exame da cavidade oral deve ser realizado utilizando-se uma sonda delicada ou uma espátula, pressionando delicadamente em sentido cranial (ranfoteca maxilar ou rinoteca). Pode-se puxar levemente a mandíbula para baixo quando o paciente está abrindo a boca lentamente (NAVARRE, 2006).

A inspeção da cabeça ainda inclui a avaliação dos olhos, observando brilho, profundidade e ainda, presença ou não de muco. Na pele observa-se a possível presença de lesões, petéquias e exsudato. Nas narinas e ouvidos deve-se estar atento a obstruções e a presença de secreção (NAVARRE, 2006).

Jenkins (1996) comenta que a espécie *Chelonoidis* apresenta um pouco mais de resistência que os demais testudines quando se quer avaliar os membros.

A frequência cardíaca pode ser aferida utilizando um estetoscópio, com pano molhado recobrimdo o paciente, estetoscópio esofágico ou Doppler, (NORTON, 2005; NAVARRE, 2006). A auscultação pulmonar em alguns casos pode ser realizada somente colocando uma toalha úmida sobre o casco (JEPSON, 2010; NAVARRE, 2006).

A avaliação das fezes e mucosas faz parte de um adequado exame físico (NORTON, 2005; NAVARRE, 2006).

Algumas vezes o exame físico não fornece informações suficientes e faz-se necessário a realização de exames complementares. Os exames laboratoriais e exames radiográficos podem fornecer informações valiosas sobre a condição geral do paciente (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

## **5. Exames complementares**

### **5.1. Hemograma**

Hemograma é um dos exames a ser solicitado. A quantidade de sangue a ser coletada varia, mas, o recomendado está entre 0,5 a 0,8mL/100g de peso para animais saudáveis (NORTON, 2005; JEPSON, 2010). Em alguns casos o volume adquirido é muito pequeno e por isso, Dyer e Cervasio (2008) recomendam a utilização de tubos de coleta humanos pediátricos, pois diminuem as possibilidades de diluição da amostra, que deve ser coletada em tubo de lítio heparinizado que é um anticoagulante (NORTON, 2005; HEATLEY

e RUSSELL, 2010; JEPSON, 2010), já que o EDTA pode causar lise das células vermelhas do sangue de testudines (NORTON, 2005; JEPSON, 2010). Além de coletar amostras em tubo, deve-se realizar o esfregaço das amostras imediatamente (HEATLEY e RUSSELL, 2010; JEPSON, 2010).

Deve-se tomar cuidado durante a coleta, pois o sangue dos testudines apresenta um fluxo venoso lento, sendo por isso necessário atenção para evitar pressão excessiva ao aspirar ao embolo da seringa, o que causaria colabação do vaso. Em contrapartida, o sangue destes animais demora consideravelmente para coagular (HEATLEY e RUSSELL, 2010).

O temperamento do animal, a temperatura e o tamanho podem ser obstáculos na coleta do sangue (HEATLEY e RUSSELL, 2010). Existem vários locais para se realizar a venopunção: as veias jugular, braquial e coccígea dorsal, porém, na veia coccígea dorsal pode haver contaminação por linfa (NAVARRE, 2006; DYER e CERVASIO, 2008; HEATLEY e RUSSELL, 2010; JEPSON, 2010).

Heatley e Russell (2010) comentam que em todos locais pode haver contaminação com linfa, porém, na veia jugular a contaminação da amostra é menor.

Deve-se evitar contaminar as amostras com linfa, pois, esta reduz os valores de glóbulos brancos, hematócrito, sólidos totais, sódio, potássio e os valores de cloreto (NAVARRE, 2006; STACY, ALLEMAN, SAYLER, 2011).

## **5.2. Diagnóstico por Imagem**

A história do diagnóstico por imagem está intimamente relacionada a descoberta dos raios - X, tanto que na área da medicina humana apenas o microscópio foi uma contribuição tecnológica comparável (SAMOUR e NALDO, 2007).

Para Berry, Love e Thrall (2002), a radiologia é uma mescla entre ciência e arte. A ciência pelo envolvimento de conhecimento atualizado da criação da radiografia e a identificação de anormalidades baseadas no conhecimento detalhado da anatomia radiográfica, patofisiologia, clínica médica e cirúrgica. A arte esta relacionada à experiência do leitor, aprimorando suas habilidades de interpretação radiográfica, compreendendo o básico para realizar e interpretar uma radiografia.

O exame radiográfico é uma ferramenta que dá uma visão geral da anatomia, tamanho, formato e localização das estruturas do objeto (HAN, 2007; THRALL e WIDMER, 2002; SCHUMACHER e TOAL, 2001). Berry, Love e Thrall (2002) salientam que a composição do tecido afeta a absorção dos raios - X e conseqüentemente a produção da imagem radiográfica do paciente. O exame radiográfico gera uma imagem bidimensional, mostrando o contorno das estruturas (PAPAGEORGES, 2002). Auxilia na detecção de alterações morfológicas ou de radiopacidade, porém, apresenta limitações no que se diz respeito a informações da arquitetura interna de órgãos e não detecta efusão celomática (SCHUMACHER e TOAL, 2001). Para se realizar um exame radiográfico de qualidade é preciso conhecer a composição do objeto, posicionar o objeto de forma correta, manter uma distância entre o foco e filme, respeitar a distância entre filme e objeto, e calibrar o aparelho de forma correta (HAN, 2007; THRALL e WIDMER, 2002; BERRY, LOVE e THRALL, 2002).

Existem quatro fatores que interferem na variação da densidade, contraste e detalhes no exame radiográfico a miliamperagem (mA), quilovoltagem (kVp), distância (foco/ filme e filme/ objeto) e tempo de exposição (THRALL e WIDMER, 2002). O foco de luz deve cobrir a região alvo que será atingida pelos raios - X, o foco que recobre uma pequena área irá gerar uma radiografia com melhores detalhes (THRALL e WIDMER, 2002). O conceito de miliâmperes por segundo ou mAs é utilizada para quantificar a quantidade de radiação produzida pela tubo de raios - X (HAN, 2007; THRALL e WIDMER, 2002). O tempo de exposição ou T permite que os raios - X sejam formados (HAN, 2007; THRALL e WIDMER, 2002). O aumento de mA aumenta o número de raios - X (THRALL e WIDMER, 2002).



QuilovoltagemKvou kVp é a voltagem aplicada entre ânodo e o cátodo, que é utilizado para acelerar os elétrons em direção ao alvo, gerando um feixe de raios - X com menor comprimento de onda e maior poder de penetração. Sua regulação esta relacionada a espessura da parte a ser radiografada, ou seja, quanto mais espessa maior é o ajuste do kVp (HAN, 2007).

Distância do alvo até a superfície deve ser mantida entre 80 a 100 cm (HAN, 2007) e para ThralleWidmer (2002) a distância deve ficar entre 100 e 150cm. RübelsKuoni e Frye (1991) sugerem que o foco deve ser mantido constante e posicionado a 120 cm de altura e para De La Navarre (2006) o foco deve ser mantido a 100 cm de altura. A distância entre o paciente e o filme deve ser a menor possível (HAN, 2007, THRALL e WIDMER, 2002).

O posicionamento adequado do paciente é muito importante para realizar a interpretação correta do exame radiográfico (HAN, 2007). Para realizar a solicitação do exame e descrever os achados é importante conhecer a terminologia direcional que foi padronizada pela Faculdade Americana de Radiologia Veterinária (HAN, 2007). A padronização consiste em gerar uma imagem que se difere em 90° uma da outra (KEALY e MACALLISTER, 2005).

As projeções são descritas de acordo com o ponto de penetração do feixe de raios - X até seu ponto de saída do local ou região que se deseja radiografar (HAND, 2007; KEALY e MACALLISTER, 2005; BERRY, LOVE e THRALL, 2002).

As projeções estão definidas como de acordo com o Quadro 1.

Nomenclatura	Abreviação	Significado
Dorsal	D	Em direção ao dorso ou coluna vertebral, aspectos superiores à cabeça, pescoço, tronco, cauda e região cranial dos membros até a articulação carpal e tarsocrural
Ventral	V	Em direção ao ventre ou membros, aspectos inferiores à cabeça, pescoço, tronco e cauda; no exame radiográfico são descritas como ventrodorsal
Cranial	Cr	Termo direcional que descreve estruturas ou áreas do pescoço, tronco e cauda em direção ao crânio a partir de um determinado ponto
Medial	M	Área do corpo situada em direção ao plano médio ou linha média
Lateral	L	Área do corpo situada à distância do plano mediano ou linha média
Rostral	R	Termo direcional que descreve estruturas ou áreas do crânio posicionadas em direção à narina
Caudal	C	Termo direcional que descreve estruturas ou áreas da cabeça, pescoço, tronco posicionados em direção à cauda
Palmar	P	Termo que descreve a face caudal do membro torácico a partir do ponto distal da articulação do carpo
Plantar	Pl	Termo que descreve a face caudal do membro pélvico a partir do ponto distal da articulação do tarsocrural.
Proximal	Pr	Termo que se refere à direção da raiz, ponto de inserção ou origem.
Distal	Di	Termo que se refere à direção oposta à raiz do membro, ponto de inserção ou origem.
Superior e Inferior		Utilizados para descrever a arco dentário superior e inferior, assim como os lábios e pálpebras.
Decúbito		Posição que o animal se encontra quando está contido ao realizar exame radiográfico

**Quadro1.** Nomenclatura e definições das projeções anatômicas e radiográficas.

## **6. Diagnóstico por Imagem em répteis**

O diagnóstico por imagem em répteis muitas vezes pode ser um desafio devido às diferenças anatômicas existentes dentro de cada ordem e que se difere muito quando comparado com mamíferos e aves. Por isso, o conhecimento da fisiopatologia das doenças é fundamental para escolha do melhor exame e sua interpretação (SILVERMAN e JANSSEN, 1996; SCHUMACHER e TOAL, 2001).

O diagnóstico por imagem inclui uma variedade de exames e técnicas de relevante importância (SILVERMAN e JANSSEN, 1996; MITCHELL, 2010). Cada uma das modalidades existentes se complementa e deve ser utilizada quando possível, pois, permite auxiliar o veterinário para que ele chegue a um diagnóstico ou indique os possíveis diagnósticos diferenciais (GUMPENBERGER e HENNINGER, 2001). Em alguns casos são pouco utilizados no auxílio de diagnóstico na clínica médica de répteis (SILVERMAN e JANSSEN, 1996). Mitchell (2010) comenta que muitas vezes isto se deve ao custo e à disponibilidade do exame.

### **6.1. Exame Radiográfico e sua interpretação**

O exame radiográfico, sem dúvida, se apresenta como uma importante ferramenta para auxiliar o clínico e o cirurgião em medicina veterinária na pesquisa, diagnóstico de alterações músculo esqueléticas e alterações na cavidade celomática (NORTON, 2005; HERNANDEZ-DIVERS, 2006; NAVARRE, 2006; SAMOUR e NALDO, 2007; PINTO, 2007). Para Schumacher (2011) essa é a primeira opção quando se solicita o auxílio do diagnóstico por imagem.

Testudines em geral apresentam um desafio maior devido à presença da carapaça, que torna a visualização dos órgãos internos prejudicados

(SCHUMACHER e TOAL, 2001). A intensidade e o tempo de exposição podem variar para cada equipamento, tipo de filme, região avaliada e a experiência do profissional. (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; BURK e ACKERMAN, 1996; NAVARRE, 2006; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

O equipamento radiográfico deve ser capaz de produzir 300 miliâmpères (mA), tempo de exposição de 1/60 s (0,017) ou mais rápido e conseguir atingir baixo quilovolt (Kv) (SILVERMAN e JANSSEN, 1996; BENNETT, 2011). Silverman e Janssen (1996) referem que o Kv é mais importante em mamíferos do que em répteis, pois, os répteis apresentam o esqueleto menos radiopaco. O foco deve ser mantido constante e posicionado a 120 cm de altura (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991). Já para De La Navarre (2006) o foco deve ser mantido a 100 cm de altura.

Para se obter uma imagem de qualidade é necessário realizar a contenção dos animais na posição correta. Os principais fatores que atrapalham na realização de exames em répteis são tamanho, agitação, peçonha, agressividade e condição física (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991). Norton (2005) sugere que antes da realização do exame radiográfico seja realizada a limpeza do casco para retirada de possíveis estruturas radiopacas.

Os testudines em geral são fáceis de posicionar e de conter para realização o exame radiográfico (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; SILVERMAN e JANSSEN, 1996, SCHUMACHER e TOAL, 2001; HERNANDEZ-DIVERS, 2006).

Rübel, Kuoni e Frye (1991) sugerem que a cabeça ou a carapaça devem ser suavemente balançadas, ou até mesmo virar o plastrão para cima por pouco tempo, pois assim, eles tendem a retrair e ao retornar a posição normal requerem um tempo maior para se reorientarem e neste momento pode ser realizado o exame. Hernandez-Divers (2006) recomenda que o animal deve ser suspenso, pois com isso o paciente fica mais calmo e relaxado para realização do exame radiográfico.

Quando houver necessidade, os animais podem ser sedados ou tranquilizados. Nestes casos, os principais fármacos escolhidos são:

Isoflurano a 3 e 5 % - tendo efeito entre 6 e 20 min (MOLINA, MATUSHIMA e MAS, 2001; CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007) e tiletamina e zolazepam, anestésicos dissociativos (melhor que a cetamina), na dose de 4 a 5 mg/kg/IM (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007). Já Molina, Matushima e Mas (2001) recomendam um intervalo de dose maior entre 4 e 6 mg/kg e relatam que a associação deste fármacos diminui a rigidez muscular provocada pela tiletamina e auxilia na indução para intubação. Cloridrato cetamina, outro anestésico dissociativo, pode ser aplicado sozinho ou em associações com tranquilizantes e analgésicos (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007). Molina, Matushima e Mas (2001) recomendam que este fármaco seja utilizado sozinho em pacientes que não tenham problemas renais ou hepáticos ou animais desidratados, devido ao baixo metabolismo e o mecanismo de desintoxicação dos testudines. Em animais sadios recomenda-se as doses de 60-80 mg/kg/IM, para relaxamento e intubação as doses de 20 a 40 mg/kg/IM.

A avaliação da qualidade anestésica pode ser feita através da observação da retração do pescoço, do reflexo de retração da cloaca e de dígitos e pelo reflexo da corneal (CUBAS e BAPTISTOTTE, 2007).

Geralmente a captação de imagens através do exame radiográfico nestas espécies e em outros répteis ocorre realizando exames do corpo todo em três projeções: dorsoventral, laterolateral e craniocaudal (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; HERNANDEZ-DIVERS, 2006; RIVERA, 2008; FARROW, 2009, BENNETT, 2011; SCHUMACHER, 2011). Para realização da projeção dorsoventral o paciente pode ser colocado diretamente sobre o chassi ou sobre a mesa bucky (SILVERMAN e JANSSEN, 1996).

Cubas e Baptistotte (2007) Hernandez-Divers (2006), Schumacher e Toal (2001) e Silverman e Janssen (1996) recomendam que a cabeça e os membros estejam para fora do casco durante a realização do exame para facilitar a visualização dos órgãos internos. Em alguns casos é necessário realizar outras projeções dorsoventrais e oblíquas quando há necessidade de pesquisar algo mais específico como fraturas de membros ou crânio.

O exame radiográfico do trato respiratório é de grande valor, pois, ele gera boas imagens (HERNADEZ – DIVERS, 2006; SCHUMACHER, 2011). O pulmão recobre todos os órgãos e por isso é possível visualiza-lo em todas as

três projeções (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; HERNADEZ – DIVERS, 2006). Na projeção craniocaudal os pulmões devem aparecer simétricos, na projeção laterolateral há sobreposição com as outras estruturas e na projeção dorsoventral a visualização só é possível em animais obesos ou com alterações pulmonares significativas (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

A principal alteração pesquisada nestes animais é pneumonia, pois esta é a alteração mais comum e que pode afetar um ou ambos os lobos pulmonares (FARROW, 2009). A alteração radiográfica observada é a de consolidação pulmonar, caracterizada pelo aumento da densidade do parênquima pulmonar (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; FARROW, 2009). O aumento da densidade pulmonar pode caracterizar fibrose e neoplasia, por isso sempre é necessário realizar mais de uma projeção (HERNADEZ – DIVERS, 2006).

A individualização do trato gastrointestinal é muito complicada. O estômago está no lado esquerdo, geralmente é possível localiza-lo e observar pedras por vários segmentos do trato gastrointestinal quando se realiza a projeção dorsoventral (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; HERNADEZ-DIVERS, 2006). Na maioria das vezes é possível encontrar corpos estranhos no estômago e intestino (FARROW, 2009). Na projeção laterolateral é possível visualizar as alças intestinais preenchidas por gás ou conteúdo alimentar, sobreposto ao pulmão (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

A ingestão de pedras ou areia pode causar obstrução parcial ou total de algum segmento de alça intestinal, caracterizando a alteração gastrointestinal mais comum (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; FARROW, 2009). Corpos estranhos são muito comuns e dependendo da estrutura podem apresentar radiodensidades diferentes. Quando são estruturas maiores há maior facilidade de identificação, mas, muitas vezes é necessária a utilização de contraste para observar a estrutura (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

O sistema circulatório é muito difícil de ser visualizado, pois o coração e os grandes vasos ficam sobrepostos à cintura escapular e a outras vísceras, respectivamente (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; HERNADEZ-DIVERS,

2006). Entretanto quando há mineralização das paredes dos vasos a visualização torna-se possível (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

Baço e fígado geralmente não podem ser individualizados em qualquer uma das projeções (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

O sistema urogenital e os rins estão na porção caudal da cavidade celomática junto do pulmão e de alças intestinais e nas fêmeas há proximidade ao trato genital. Podem ser visualizados quando apresentam aumento do tamanho e o pulmão está inflado. O sistema reprodutivo feminino é possível ser identificado quando há presença de ovos (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991). As alterações reprodutivas são muito comuns quando relacionadas a desordens no metabolismo de cálcio, acarretando em alterações na postura de ovos, como a retenção devido a presença de casca dura ou mole, dependendo da espécie (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; FARROW, 2009).

Hernandez-Divers(2006) afirma que o sistema urogenital não é visível ao exame radiográfico simples.

Afecções osteoarticulares, decorrente de gota são observadas através de alterações osteoarticulares simétricas nos membros torácicos e pélvicos, com início distal seguindo em sentido proximal (FARROW, 2009).

## **6.2 Avaliação Radiográfica.**

O primeiro desafio é a gerar uma imagem radiográfica de qualidade. Superado este obstáculo vem o segundo e não menos importante desafio, a interpretação das imagens (MADER, 1996).A anatomia radiográfica difere entre todos os grupos de répteis (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; SCHUMACHER e TOAL, 2001; SCHUMACHER, 2011) por isso, o conhecimento da anatomia interna é fundamental para a avaliação precisa das radiografias e por consequência de sua interpretação, que pode ser prejudicada devido à sobreposição das estruturas e as diferentes densidades encontradas (BURK e

ACKERMAN, 1996; MADER, 1996; SCHUMACHER e TOAL, 2001; PINTO, 2007; MITCHELL, 2010, SCHUMACHER, 2011).

A interpretação de exames radiográficos em testudines pode ser prejudicada devido à presença do plastrão e da carapaça que diminuem a diferenciação entre as estruturas (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991, SCHUMACHER e TOAL, 2001).

Com exceção do pulmão, os órgãos não são facilmente diferenciados a menos que estejam calcificados, preenchidos por ar ou quando apresentam conteúdo radiopaco (SCHUMACHER e TOAL, 2001). O sistema digestório e seu conteúdo são responsáveis pela radiopacidade da cavidade celomática. Nele observa-se pouca quantidade de gás e frequentemente são observadas pedras como conteúdo gástrico ou intestinal, conferindo aspecto granular. (PINTO, 2007).

### **6.3 Exames Contrastados**

Em todas as espécies de animais utilizam-se exames contrastados devido à variação de radiopacidade e radiolucência das estruturas (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991). O contraste oferece informações sobre tamanho, posição, forma, estrutura, sendo muito eficiente no trato gastrointestinal, sistema circulatório e urinário (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; SCHUMACHER e TOAL, 2001; HERNANDEZ-DIVERS, 2006). Os contrastes utilizados podem gerar imagens positivas ou negativas os produtos mais utilizados para gerar um contraste positivo são o sulfato bário, iodeto orgânico iônico e não iônico. Para realizar o contraste negativo são utilizados ar, oxigênio e dióxido de carbono (HURD, 2007).

Sulfato de bário é utilizado em contraste positivo do trato gastrointestinal é insolúvel em água e não é afetado por secreções gástricas (HURD, 2007). Iodetos orgânicos são solúveis em água nas formas iônicas e não iônicas, também são usados para procedimento de contraste positivo, podem



ser administrados por via intravenosa, oral, em cavidades viscosas ou dentro do espaço sub-aracnoide (HURD, 2007). Iodetos iônicos (diatrizoato de meglumina e de sódio) podem ser administrados por via oral e intravenosa. Podem causar vômito quando administrado de forma rápida na via intravenosa (HURD, 2007). Iodetos não iônicos devido sua baixa osmolaridade e natureza química, causa pouco efeito adverso, sendo, este o único a ser utilizado em todas as vias. São eles ioexol, iopamidol e iodixanol (HURD, 2007).

Contrastes negativo possuem baixo número atômico e aparecem radiolucentes no exame radiográfico. Deve-se tomar cuidado para não romper alguma estrutura devido ao risco de causar embolia gasosa (HURD, 2007).

São necessários em casos em que se suspeita de perfuração de algum dos órgãos do trato digestório, em obstrução intestinal ou corpos estranhos (NORTON, 2005; HERNANDEZ-DIVERS, 2006; PINTO, 2007). Também podem ser utilizados em alterações no interior da cavidade como neoplasias e abscessos (HERNANDEZ-DIVERS, 2006).

Alguns fatores devem ser levados em consideração para a realização do exame contrastado sobre o sistema digestório em répteis, pois, o tempo do trânsito gastrointestinal depende da temperatura ambiente, mudanças sazonais e da dieta (SCHUMACHER e TOAL, 2001).

Em testudines os exames radiográficos contrastados são utilizados, principalmente, quando se quer avaliar a morfologia e função do trato gastrointestinal (SCHUMACHER e TOAL, 2001).

A dose recomendada para realização do trânsito gastrointestinal é de 20 mL/kg do sulfato de bário, sendo que nesses animais a avaliação dos segmentos intestinais é dificultada tendo em vista que o tempo de trânsito pode ser muito lento, de 24 a 40 dias (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; PINTO, 2007). Pode ser realizada a associação do sulfato de bário e ar para avaliação do estômago (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991, SCHUMACHER e TOAL, 2001). Schumacher e Toal (2001) sugerem que o sulfato de bário seja administrado por sonda na dose de 10 a 15mL/kg.

Existem ressalvas na utilização do sulfato de bário devido à progressão lenta pelas alças intestinais, o que retarda o diagnóstico e há o risco da formação de enterólitos (PINTO, 2007). Ressalta-se que pacientes desidratados não devem receber a solução de iodo solúvel em água (diatrizoato de meglumina e diatrizoato solução de sódio) por se tratar de uma solução hiperósmotica (SCHUMACHER e TOAL, 2001).

Para avaliação do sistema circulatório e urinário deve ser administrado um volume que não exceda a dose de 1000 mg/kg de contraste médio e este deve ser injetado na veia jugular em testudines (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991).

## **7 Materiais e Métodos**

### **7.1. Animais**

Para as análises foram utilizados 28 animais de origem desconhecida distribuídos em três grupos. No primeiro grupo foram utilizados 8 cadáveres (03 machos e 05 fêmeas), que foram a óbito por causas naturais no Parque ecológico Tiete, localizado na cidade de São Paulo (SP) e enviados ao IBAMA-ES e posteriormente à Universidade Vila Velha ao setor de Anatomia. O segundo grupo foi constituído por outros 6 jabutis adultos, sendo 4 machos e 2 fêmeas no Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS) mantido em parceria entre o IBAMA-ES e a empresa FIBRIA, localizado em Aracruz - ES. O terceiro grupo foi composto por 14 animais, sendo 5 jabutis de vida livre cedidos pelo CEREIAS, 4 animais obtidos junto ao IBAMA e 5 animais que estavam sendo monitorados por rádio telemetria em uma área de soltura credenciada pelo IBAMA-ES, em Linhares.

#### *7.1.1. Animais mortos*

Todos os cadáveres (grupo 1 e 2) vindos de São Paulo e Aracruz foram congelados para o envio e transporte terrestre à cidade de Vila Velha. Os cadáveres ficaram conservados a temperatura negativa em um freezer horizontal no setor de Anatomia Veterinária, localizado no complexo Biopráticas da Universidade Vila Velha e descongelados, conforme a necessidade, em temperatura ambiente. O descongelamento ocorreu através de duas técnicas: na primeira os cadáveres foram mantidos submersos em água por 12 h e a outra técnica de descongelamento era deixar o cadáver em temperatura

ambiente por um período de no mínimo 12h. Em todos os casos, após o descongelamento as peças foram radiografadas e posteriormente iniciava-se a necropsia para identificação dos órgãos celomáticos.

#### *7.1.1.1. Identificação macroscópica das estruturas celomáticas através de exame necroscópico para a realização do exame radiográfico*

As peças foram identificadas e submetidas a exame radiográfico simples, antes de iniciar a necropsia. Para cada indivíduo foi necessário calibrar a quilovoltagem (Kv), miliamperagem (mA), tempo de exposição e a voltagem, para padronizar a técnica que seria melhor aplicada em diferentes animais.

Para a realização do exame radiográfico foi escolhido o filme Fuji tamanho 30x40 e o chassi compatível com o tamanho do filme. O chassi era deixado sobre a mesa. O aparelho para realização do exame radiográfico foi CRX-DM 125 com capacidade para produzir 130Kv/300mA. Para gerar a imagem, a luz do colimador era mantida acesa.

Todos os exames foram revelados de forma manual em sala escura pela mesma pessoa, para não haver variação na qualidade de revelação. Antes de abrir o chassi que continha o filme, a colgadura era separada. O filme permaneceu aproximadamente por 40 s no líquido revelador Kodak® para depois ser retirado do tanque e deixado escorrer o excesso do líquido. Posteriormente, o filme era colocado no tanque com água corrente e foram realizadas sete imersões lentas para lavar o filme. Deixou-se escorrer a água para só então o filme ser submergido no tanque com líquido fixador Kodak®, onde permanecia por volta de 60 s. Após este processo o filme foi lavado novamente com água e deixado para secar.

Na realização de necropsia foi possível identificar e familiarizar com as estruturas internas do *C. carbonaria*. Para a separação do casco e plastrão foram utilizadas três técnicas para acessar a cavidade celomática. A primeira tentativa foi feita com uma micro retífica 110VDremmel®, na segunda técnica foi utilizada uma serra de fita para osso Skymesen® (lâmina 1880mm) e a terceira e

mais adequada foi através da utilização de uma serra tico-tico SkillHobby® 380w da Bosch®. Para realizar a separação do casco do plastrão houve variação no posicionamento da peça. Quando foi utilizada a Dremmel®, o cadáver era mantido na posição lateral, enquanto uma pessoa realizava o corte a outra mantinha a estabilidade da peça. Com a serra de fita pra osso a peça era encaixada em posição vertical. Quando foi realizado o corte com a serra tico-tico houve a necessidade de encontrar um local que coubesse um jabuti por inteiro e que permitisse o corte do casco com a serra. Para isso foi utilizado um balde de 10 l em formato triangulare desta forma o cadáver permanecia com uma angulação de 45° (Figura5).



**Figura 5.** Demonstração dos equipamentos utilizados para o corte do casco e suporte do animal morto.

Para separação do plastrão foi utilizado cabo de bisturi e lâmina de bisturi nº 24, tesoura romba-fina, tesoura romba-romba, pinça dente de rato, pinça mosquito, pinça lisa, pinça Kelly, chave de fenda de 30 cm uma tesoura

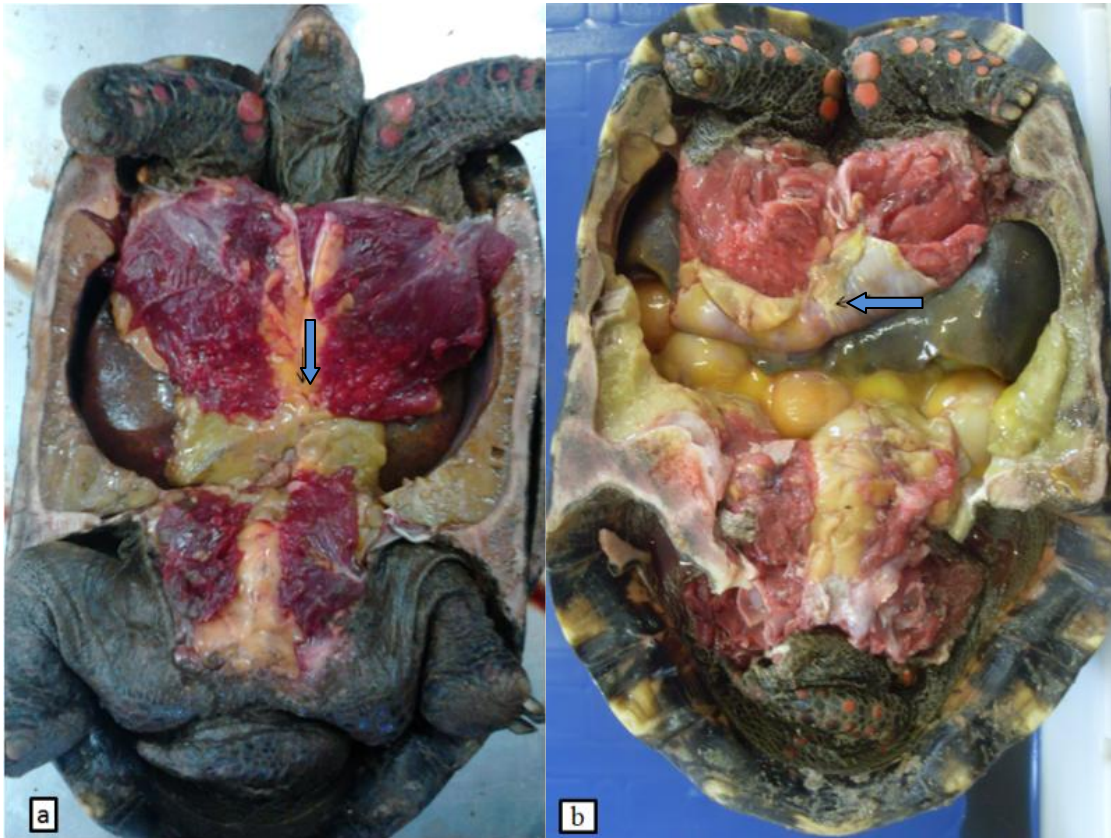
de jardineiro, além dos equipamentos de proteção e segurança, tal como luva de aço, luva de látex descartável, óculos de acrílico e máscara autofiltrante 3M® (Figura6).



**Figura6.** Equipamentos de segurança individual, para a separação do casco e dissecação da peça.

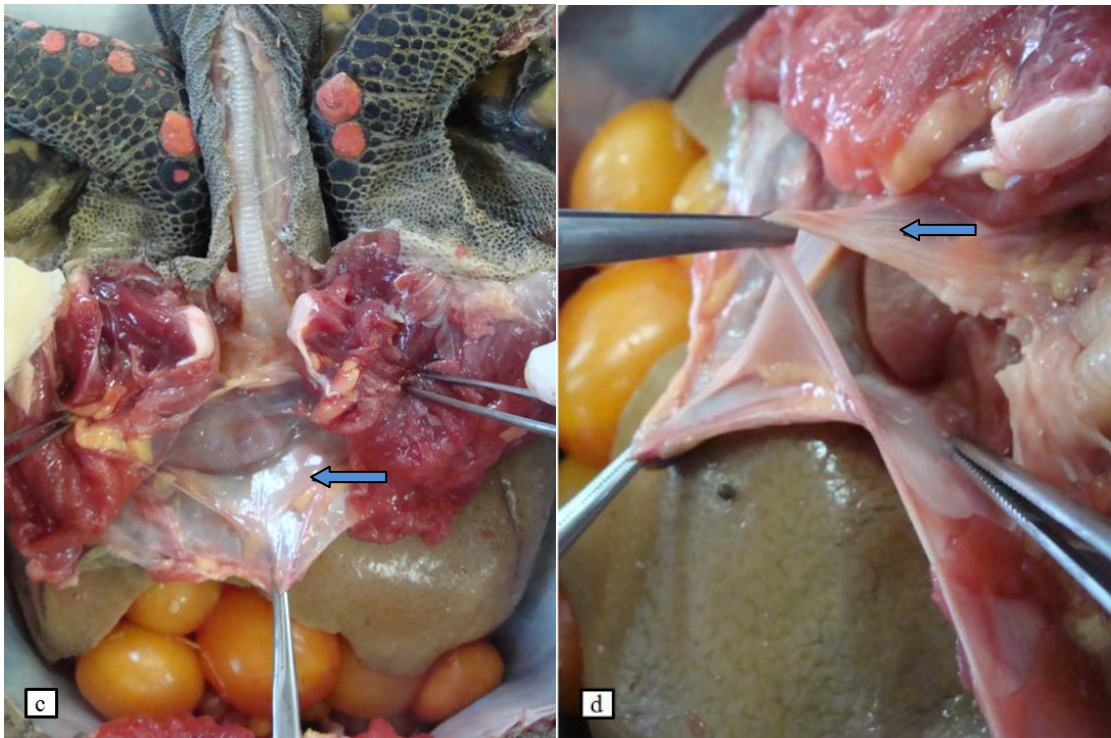
Realizado o corte e separação da carapaça e plastrão, iniciou-se a primeira fase de dissecação. Foi realizado um corte na pele da região da cintura pélvica e escapular, em sentido laterolateral. A peça sempre era mantida na posição vertical. Com o auxílio de uma pinça dente de rato e bisturi era realizada uma incisão na pele. Sempre estiveram presentes duas pessoas para realizar este procedimento, enquanto uma cortava e depois iniciava a dissecação com o bisturi a outra pessoa mantinha a peça na posição escolhida

e realizava uma pequena pressão para manter a abertura do local. Assim que o plastrão foi retirado o cadáver foi colocado em posição ventrodorsal e foi possível observar uma membrana muscular que estava aderida ao plastrão, e que revestia a cavidade celomática. Após um corte com tesoura romba-romba foi possível observar a musculatura peitoral, uma pequena porção cranial do pulmão, baço, região pilórica do estômago, alguns segmentos de alças intestinais (intestino delgado e intestino grosso) musculatura pélvica e quando gestante os ovos ocupavam a região na qual são visualizados o estômago e as alças intestinais (Figura 7). Além disso, outras duas membranas foram observadas, a membrana pericárdica revestindo o coração e seus vasos enquanto outra membrana pleural que separava o pulmão dos demais órgãos da cavidade celomática. (Figura 7 e 8)

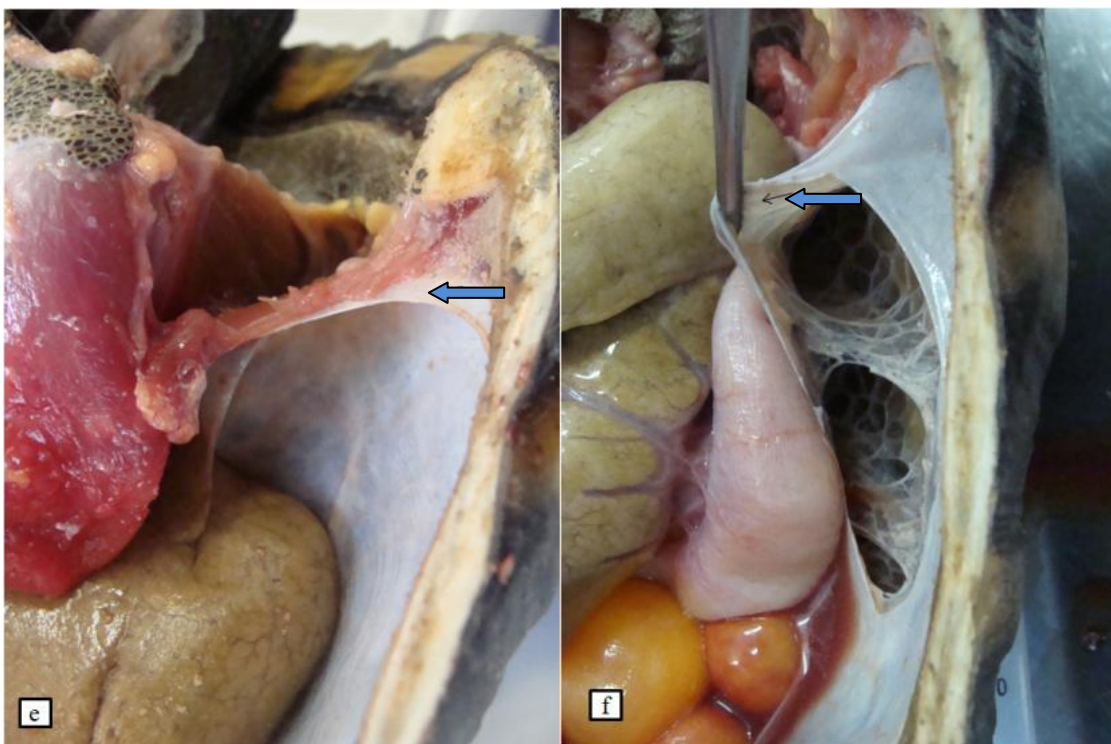


**Figura7 (a) e (b).**Identificação macroscópica das membranas existentes na cavidade celomática. Todas as membranas foram identificadas com uma seta representam a membrana peritoneal.



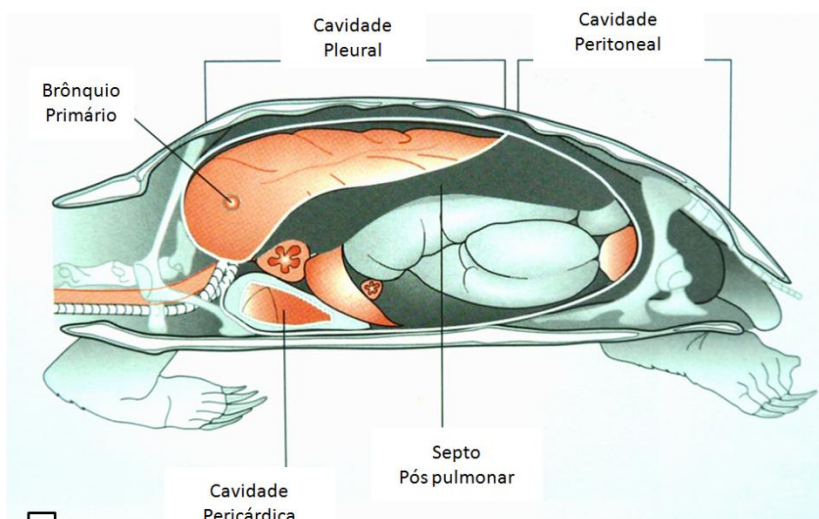


**Figura7 (c) e (d).** Identificação macroscópica das membranas existentes na cavidade celomática. Todas as membranas foram identificadas com uma seta representam a membrana pericárdica.



**Figura7 (e) e (f).** Identificação macroscópica das membranas existentes na

cavidade celomática. Todas as membranas foram identificadas com uma seta representam a membrana pleural.



Fonte: Bennett, T. The Chelonian Respiratory System. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice, vol. 14, 2011, p. 225 – 239

**Figura 8.** Ilustração que esquematiza a compartimentalização da cavidade celomática por membranas em um cágado. Fonte: Bennett, T. The Chelonian Respiratory System. Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice. Vol. 14, 2011. P 225 – 239.

Uma vez acessada a cavidade celomática, os órgãos foram identificados macroscopicamente, fotografados e injetado contraste de sulfato de bário no sistema escolhido. Para cada animal foi escolhido apenas um sistema por vez para ser avaliado e assim, haver maior precisão e qualidade das imagens. Logo após, o plastrão foi reposicionado junto ao casco através de esparadrapo e o cadáver passou por um segundo exame radiográfico, onde foi possível observar a delimitação dos órgãos que continham o contraste.

O cadáver utilizado para realizar o exame contrastado do sistema respiratório teve a cavidade oral explorada, e foi possível identificar a abertura traqueal e introduzir uma sonda uretral nº6. A sonda foi fixada utilizando um cordão de barbante. Foi feita administração de 30mL de sulfato de bário e a peça permaneceu apoiada pela região da cauda com os membros torácicos e crânio para cima para só então ser radiografada. Este contraste não deve ser utilizado nesta via em animais vivos.

Para contrastar o trato gastrointestinal foi utilizada uma sonda nasogástrica nº12, introduzida através da cavidade oral até atingir o estômago. Foi utilizado para este sistema 30 mL de sulfato de bário. Após a administração, as alças foram massageadas no sentido craniocaudal para auxiliar na dispersão do contraste por todo o trato digestório e ainda, a peça permaneceu posicionada apoiada pela região da cauda com os membros torácicos para cima durante um determinado tempo para só então serem radiografadas novamente.

Outra técnica foi utilizada para o sistema digestório com os mesmos procedimentos, entretanto, junto ao contraste foi administrado duas seringas de ar através de uma seringa de 20 mL pela sonda nasogástrica.

## **7.2. Animais Vivos**

### *7.2.1. Ambientação, identificação e biometria dos animais vivos.*

Os animais do grupo 3 foram recebidos no Hospital Veterinário Prof. Ricardo Alexandre Hippler e mantidos no Setor de Animais Selvagens, onde foi realizada ambientação por um período de 2 dias e avaliação clínica de cada indivíduo. Para ambientação os animais receberam alimentos variados com frutas (manga, mamão, maçã, banana, uva e pera), couve, legumes (cenoura, beterraba e chuchu), água *ad libitum* e ração para cães, além de permanecerem em baias ou capineira (área aberta com a presença de pequena vegetação) na qual os animais puderam explorar o terreno e forragear. Posteriormente, os animais foram mantidos em baias fechadas com água e comida *ad libitum*.

Os animais foram pesados, identificados e separados em grupos que continham um macho e uma fêmea, escolhidos de forma aleatória. Antes de realizar qualquer procedimento, todos os animais foram lavados e retiradas todas as sujidades presentes sobre o casco ou plastrão.

A marcação dos animais foi realizada com uma caneta Pilot® azul ou preta e esta identificação era feita diretamente no casco. Os animais foram divididos em grupos com a identificação M e F, para macho e fêmea, respectivamente e a numeração que corresponde o seu grupo. Ao todo foram feitos 6 grupos e mais duas fêmeas (Quadro 2).

<b>Animal</b>	<b>Peso</b>	<b>Sexo</b>	<b>Biometria</b>
<b>1 M1</b>	3,7 kg	<b>MACHO</b>	Não mensurado
<b>2 F1</b>	5 kg	<b>FÊMEA</b>	Não mensurado
<b>3 M2</b>	4,1 kg	<b>MACHO</b>	Não mensurado
<b>4 F2</b>	4,5 kg	<b>FÊMEA</b>	Não mensurado
<b>5 M3</b>	5,2 kg	<b>MACHO</b>	41,5cm x 38,7cm
<b>6 F3</b>	4,7 kg	<b>FÊMEA</b>	37cm x 33,4cm
<b>7 M4</b>	4,8 kg	<b>MACHO</b>	40,6cm x 32,8cm
<b>8 F4</b>	4 kg	<b>FÊMEA</b>	33,9cm x 32,4cm
<b>9 M5</b>	4,8 kg	<b>MACHO</b>	41cm x 37,2cm
<b>10 F5</b>	1,5 kg	<b>FÊMEA</b>	20,1cm x 17,7cm
<b>11 M6</b>	8,4 kg	<b>MACHO</b>	52,7cm x 42,3cm
<b>12 F6</b>	6,3 kg	<b>FÊMEA</b>	43,4cm x 37,5cm
<b>13 F7</b>	4,1 kg	<b>FÊMEA</b>	37,8cm x 36,4cm
<b>14 F8</b>	4,1 kg	<b>FÊMEA</b>	37,8cm x 36,7cm

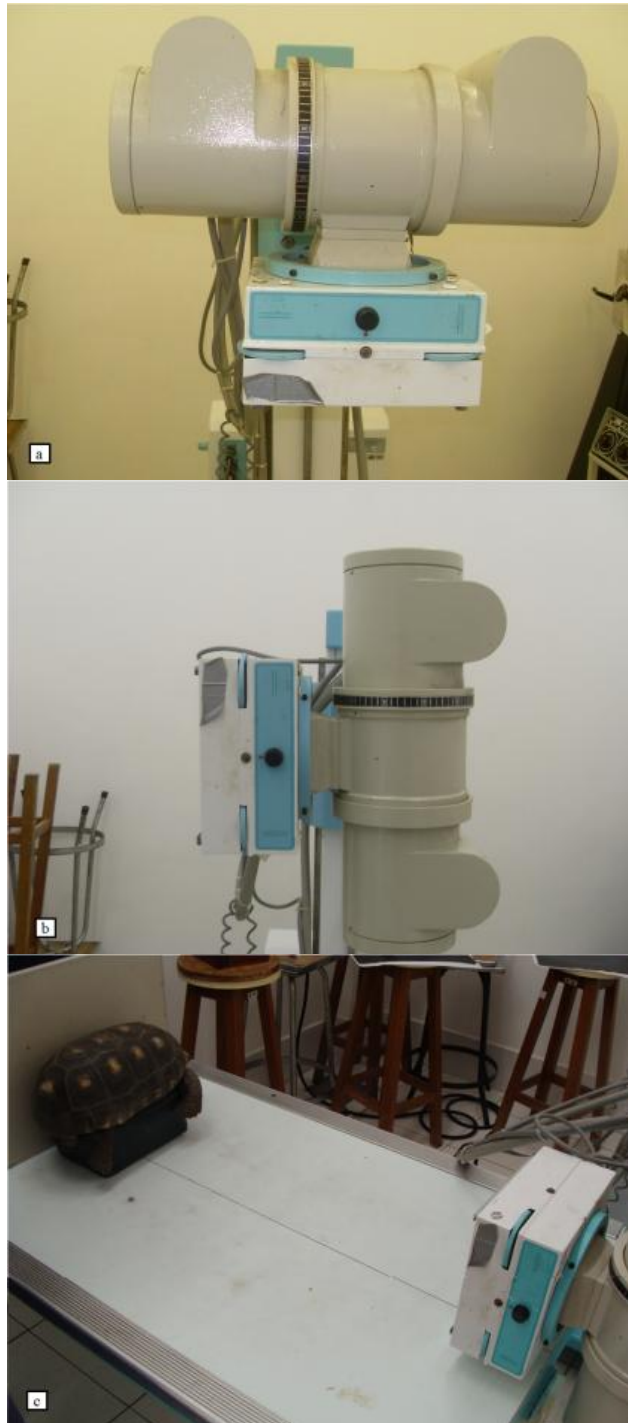
**Quadro2.** Identificação, peso, sexagem, biometria dos animais e seus respectivos grupos.

### 7.2.2. Aplicação da técnica radiográfica nos Animais Vivos

Foram radiografados 14 animais vivos e destes 10 animais foram utilizados para padronizar a técnica radiográfica de acordo com peso e a biometria do casco (Quadro2). Para realizar o exame radiográfico foram utilizadas técnicas de contenção física e química. Para contenção física os animais foram posicionados em sentido ventrodorsal e deixados nesta posição por 30 s, após este tempo o animal era colocados em posição ventral sobre o chassi e imediatamente era acionado o sistema de raios-X.

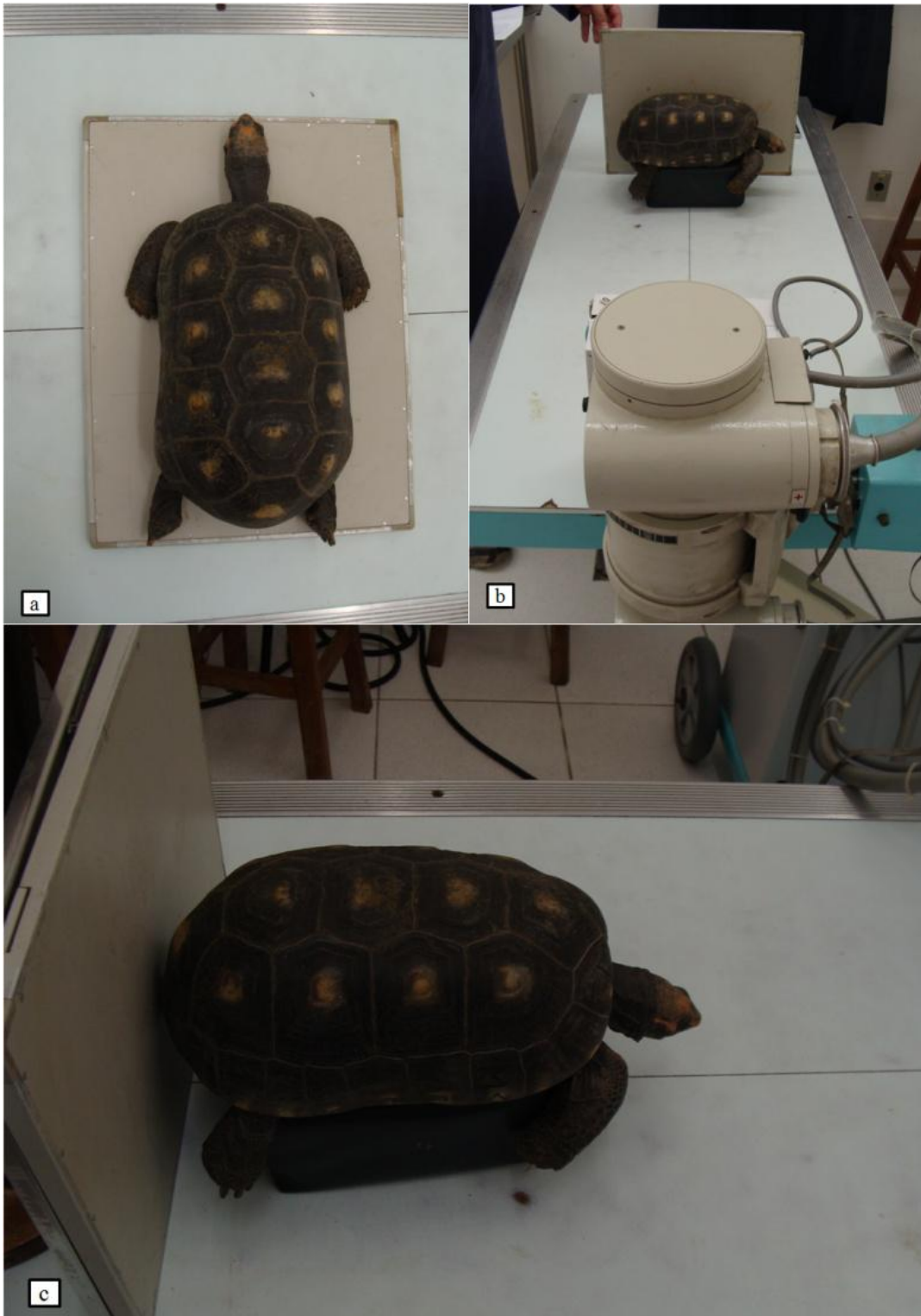
A sala de exames radiográficos foi climatizada de duas maneiras diferentes a primeira em temperatura ambiente que variou entre 26 °C e 30 °C e outra com o ar condicionado na temperatura a 16°C.

As projeções escolhidas para realização do exame foram dorsoventral, laterolateral e craniocaudal, projeções padrões utilizadas na rotina veterinária na pesquisa de alterações na cavidade celomática. Em todas as projeções os animais foram centralizados em relação ao feixe de luz do colimador e ficaram em contato direto com o chassi.(Figura9).



**Figura9.** Imagens digitais que representam o posicionamento do colimador. Imagem identificada com a letra (a) mostra o colimador na posição padrão horizontal, imagem (b) representa o colimador com um giro de 90° a esquerda mantendo a posição vertical e a imagem (c) exemplifica como foi centralizado o feixe de luz.

Para projeção dorsoventral o animal foi colocado com o plastrão sobre o chassi, já para as projeções laterolateral e craniocaudal os animais foram mantidos suspensos por uma base retangular de espuma revestida por couro sintético. O chassi foi posicionado sobre a mesa de raios-X ou de forma vertical de acordo com a projeção desejada(Figura. 10). O colimador foi posicionado rente à mesa e seu feixe de luz girado 90°, o chassi foi posicionado a uma distância de 83cm para os exames laterolateral e craniocaudal.(Figura9).



**Figura10.**Posicionamento dos animais para realização do exame radiográfico. (a) projeção dorsoventral, (b) projeção laterolateral, (c) projeção craniocaudal.



Foram realizados exames radiográficos simples e contrastados. Em todos os exames simples a análise dos exames foi comparada com os achados topográficos da avaliação macroscópica dos exames necroscópicos realizados nos animais mortos. Foi necessário criar pontos ou marcadores radiográficos que simplificassem a localização dos órgãos nos exames radiográficos, com isso sempre houve tentativas de avaliações do coração, fígado, baço, estômago, alças intestinais, vesícula urinária, rins, pulmão, traqueia e trato reprodutivo. Já a avaliação dos exames contrastados foi realizada por sistemas específicos; circulatório, respiratório, gastrointestinal e urinário.

Houve variações na forma de contenção realizada nos animais para as técnicas radiográficas aplicadas. Os animais que foram contidos apenas fisicamente são os animais identificados por M1, F6 e F7. Na contenção física os animais foram deixados de cabeça a baixo (posição ventrodorsal) durante um período de 1 min enquanto o equipamento de raios-X era calibrado, a paramentação com a roupa de chumbo (avental e protetor de tireóide) das pessoas envolvidas com o exame radiográfico e posicionamento do foco no chassi.

O restante dos animais passou por contenção química utilizando Zoletil<sup>®</sup> ou uma associação de cetamina (Dopalen<sup>®</sup>) e midazolam (Dormire<sup>®</sup>).

Os animais que foram contidos quimicamente ficaram em jejum alimentar por no mínimo 12 h. Os animais do grupo 1 e 2 foram utilizados para as técnicas de contraste positivo do sistema circulatório. Neste caso estes animais receberam medicação pré-anestésica (MPA) com Zoletil<sup>®</sup> 50 (cloridrato de tiletamina e cloridrato de zolazepan) na dose de 8mg/kg/IM e intubados com sonda traqueal N<sup>o</sup> 3 e mantidos em anestesia inalatória com isoflurano, diluído em oxigênio a 100% através de circuito com re-inalação baraká, para dissecação da veia jugular e infusão do contraste positivo (Quadro3).

Para infusão contínua foi utilizada uma seringa de 60mL, equipo macro, cateter N<sup>o</sup>24, um *plug* adaptador PRN e um equipamento de infusão contínua de seringa InjetLifemed<sup>®</sup>. Nestes animais foram infundidos o contraste em volume do produto de acordo com cálculo alométrico. Após a infusão foram imediatamente radiografados (Quadro3).

Foram escolhidos aleatoriamente grupos para receberem contrastes iônicos e não iônicos. O grupo 4 para recebeu contraste positivo não iônico (sulfato de bário) para avaliação contrastada do trato gastrointestinal, enquanto os grupos 1, 2, 3 e 5 receberam contraste positivo iônico (ioexol e iopamidol) para avaliação do sistema circulatório e trato urinário.

#### *7.2.2.1. Exame radiográfico contrastado*

Os animais do grupo 4 que receberam o sulfato de bário para avaliação do trato gastrointestinal foram sedados com cetamina 20mg/kg/IM e midazolan 0,5mg/kg/IM. Para esta técnica foi utilizada sonda nasogástrica nº 12 introduzida no esôfago, abre boca e seringa de 50mL. O fármaco escolhido foi o Bariogel 100%,Cristália® e composição sulfato de bário na dose de 10ml/kg/VO.

Os animais foram sedados para facilitar a abertura da boca. Após a sondagem a seringa com o contraste era acoplado e injetado. Imediatamente assim que foi retirada a sonda o paciente foi posicionado sobre o chassi e realizado o exame radiográfico. Foram realizados exames no tempo zero, 15 min e 30 min depois de injetado o contraste. Depois deste tempo os animais foram observados e quando recuperados da sedação foram devolvidos às baias.

Foram realizados exames radiográficos diários durante 31 dias até a eliminação completa do contraste nas fezes ou quando não houvesse mais contraste nos exames radiográficos.

Para avaliação dos exames com contraste iodado foram utilizados os grupos 1, 2, 3 e 5. Todos estes animais receberam medicação pré-anestésica (MPA) e foram mantidos com anestesia inalatória para receber contraste iodado através de infusão contínua e por bólus. Para infusão contínua foi utilizada a técnica acima citada. Foram usadas duas técnicas de medicação pré-anestésica (MPA). Para o primeiro grupo foi escolhido o Zoletil®(Quadro4) já

para estes grupos foi utilizado a associação de cetamina na dose de 40mg/kg/IM e midazolan com a dose de 1mg/Kg/IM.

Os fármacos utilizados para realização do contraste são Pamigraf 300 da Bergamo<sup>®</sup> composição Iopamidol e ou contraste radiológico é Ominipac 300 da GE Healthcare<sup>®</sup> composição Ioxol (Quadro4).

<b>ANIMAIS</b>	<b>PESO</b>	<b>ZOLETIL<sup>®</sup></b>	<b>OMINIPAC<sup>®</sup></b>
M1	3,7 kg	0,44 mL	15,43mL
F1	5 kg	0,6 mL	19,33 mL
M2	4,1 kg	0,49 mL	16,66 mL
F2	4,5 kg	0,54 mL	17,87 mL

**Quadro3.** Identificação dos animais, peso e dose dos Zoletil<sup>®</sup> e Ominipac<sup>®</sup> utilizados em cada indivíduo.

<b>ANIMAIS</b>	<b>PESO</b>	<b>CETAMINA 10%</b>	<b>MIDAZOLAN</b>	<b>PAMIGRAF<sup>®</sup></b>	<b>OMINIPAC<sup>®</sup></b>
M3	5,2 kg	2,08mL	1,04mL	20mL	20mL
F3	4,7 kg	1,88mL	0,94mL	18mL	18mL
M5	4,8 kg	1,92mL	0,96mL	18,5mL	18,5mL
F5	1,5 kg	0,6mL	0,3mL	5,79mL	5,79mL

**Quadro4.** Identificação dos animais, peso e dose de cetamina/midazolan e Pamigraf<sup>®</sup> e Ominipac<sup>®</sup> utilizados em cada indivíduo.

Os animais permaneceram suspensos através de uma base cilíndrica plástica ou balde virado com a boca para baixo com cerca de 20 cm de altura. Os animais que são suspensos apresentavam maior relaxamento.

A técnica de infusão contínua foi realizada após cateterizar a veia jugular e o animal completamente relaxado. O volume de contraste calculado por alometria era puxado em uma seringa de 60mL, que era acoplada em uma das extremidades de um equipo, e a outra extremidade era conectada ao catéter. Durante o período de 30 min foi infundido o volume (mL/kg/hora) de contraste.

A técnica de infusão por bólus foi realizada após canular o vaso e com o auxílio de uma seringa de 20mL foi injetado o contraste de uma forma lenta e diretamente no vaso.

A dissecação do vaso foi realizada no centro cirúrgico, tanto para técnica de infusão quanto para o bólus. A infusão contínua foi feita no centro cirúrgico que fica próximo a sala de exames radiográficos. Assim que era concluída a infusão do contraste o animal era levado à sala para realizar o exame radiográfico. Todo processo foi realizado em 5 min. Para a técnica de bólus o paciente foi mantido em plano anestésico e levado a sala de exames radiográficos para então receber o contraste na dose calculada.

Os animais que passaram pela dissecação foram medicados com enrofloxacin 5mg/kg/IM durante cinco dias e cetoprofeno 2mg/kg/IM durante três dias.

Após os exames radiográficos os animais permaneceram no setor de animais silvestres recebendo alimentação variada e água a vontade, além de ficarem soltos na capineira, até serem devolvidos ao IBAMA após o término do tratamento.

## **8. RESULTADOS e DISCUSSÃO**

### **8.1. Animais mortos**

Todos os cadáveres (grupo 1 e 2) vindos de São Paulo e Aracruz foram descongelados durante 12 horas.

Os animais descongelados em temperatura ambiente resultaram a técnica mais eficaz e não gerou alterações no exame radiográfico, porém, quando houve o descongelamento mantendo o jabuti submerso em água, houve melhor eficácia quando foi realizada a técnica para contrastar o pulmão e por outro lado devido a presença de água foi necessário alterar a calibragem da máquina de raios-X aumentando o 4 Kv.

#### *8.1.1. Identificação macroscópica das estruturas celomáticas através de exame necroscópico para a realização do exame radiográfico*

Os exames radiográficos realizados antes e depois a avaliação macroscópica dos órgãos celomáticos serviram de comparação para os exames radiográficos realizados nos animais vivos. Nos exames radiográficos realizados nos animais descongelados e que não foram abertos, os exames radiográficos apresentam-se mais radiopacos devido à presença de água no interior da cavidade celomática, não importando se o descongelamento foi na temperatura ambiente ou submerso em água. Os exames radiográficos realizados após a abertura do casco e a avaliação das estruturas geraram melhores imagens radiográficas, devido à retirada da água que existia no interior da cavidade e agora devido à presença de ar.

O conhecimento da anatomia interna das estruturas foi fundamental para a avaliação radiográfica das imagens geradas, a presença da carapaça e em alguns casos quando os membros estavam recolhidos para o interior do casco fez com que o Kv fosse aumentado, como comenta Mitchel (2010) ao citar o

exame radiográfico no auxílio na clínica de répteis, para Schumacher (2011) autilizar o exame radiográfico na pesquisa de alterações respiratórias, Hernandez-Divers (2006) quando descreve técnicas radiográficas em Répteis, ainda comenta que a presença da carapaça dificulta a penetração dos feixes de raios - X e faz-se necessário maior poder de penetração e com isso perda de detalhes dos tecidos moles. Mader (1996) ressalta a necessidade do conhecimento da anatomia interna no auxílio avaliação radiográfica e que seria uma tarefa quase impossível devido à existência de várias espécies de répteis.

### *8.1.2. Corte do casco*

As três técnicas de abertura do casco com a utilização de serra condizem com Garner (2005) para quem estes equipamentos são de grande valor. No experimento foram testados três equipamentos para separar o plastrão do casco, em todos casos foram utilizadas serras elétricas com potências diferentes e espessuras variadas da lâmina.

Quando se utilizou a Dremel<sup>®</sup> era possível realizar o corte linear perfeito, porém a lâmina deste equipamento gerou pouca profundidade em seu corte. Houve grande desgaste da lâmina sendo necessário em média 5 discos para abrir um jabuti. Todos os órgãos se mantiveram preservados durante o corte com a Dremel<sup>®</sup>. O tempo médio para realizar a separação por completo do casco e o plastrão foram de 2 h e 30 min. Para auxiliar na separação do plastrão, foram utilizadas chaves de fendas que foram inseridas no corte para dar espaço para encaixar a tesoura de jardineiro e com isso cortar os segmentos do casco ligado ao plastrão que faltavam.

Serra de fita para osso foi outra técnica de corte utilizada. Para realização desta técnica, o cadáver era posicionado em posição vertical e a peça era angulada de acordo com a região. O corte no casco foi retilíneo e com adequada profundidade, porém, os membros pélvicos e torácicos foram danificados e em alguns casos o fígado e ovos no interior da cavidade foram danificados e acabaram com pequenos cortes. Estes danos causados estão

relacionados à falta de mobilidade do equipamento, angulação e o posicionamento necessário para cortar o casco.

Os problemas enfrentados neste equipamento se relacionam à dificuldade de posicionar e manter cadáver na posição vertical durante a realização do corte. Em alguns casos o corte não foi suficiente para separar o casco do plastrão e foi necessário utilizar a chave de fenda e a tesoura de jardineiro da mesma maneira descrita com a Dremel<sup>®</sup>. O tempo médio gasto para abrir o casco com este equipamento foi de 30 min.

Na última técnica de corte do casco foi utilizada a serra tico-tico. Este equipamento foi o que realizou o corte mais preciso e sem a necessidade da utilização de outros equipamentos para completar a separação. Com a serra tico-tico não houve danos aos órgãos da cavidade celomática, devido ao posicionamento utilizado que fez com que os órgãos fossem para o lado oposto por gravidade. O tempo médio para abrir o casco foi de 15 min, sendo considerada a melhor técnica de separação do casco e do plastrão. Estes achados correspondem com Garner (2005) que comenta que deve-se posicionar a peça em 45° para preservar os órgãos internos.

#### *8.1.2.1. Técnicas de dissecação e separação do plastrão.*

Nossos achados corroboram com Wyneken (2001) e Work (2000) ao descrever as técnicas na separação do plastrão.

A utilização da tesoura romba-romba, pinça dente de rato e o bisturi foi eficiente para a realização do corte da pele, divulsão e separação da musculatura e a membrana peritoneal que ficam aderidas ao plastrão e estes achados condizem com Garner (2005) que recomenda a utilização destes equipamentos. Ao retirar o plastrão e cortar a membrana pericárdica não foi necessário retirar a musculatura peitoral ou escapular, nestes casos os tecidos eram apenas afastados e as imagens registradas.

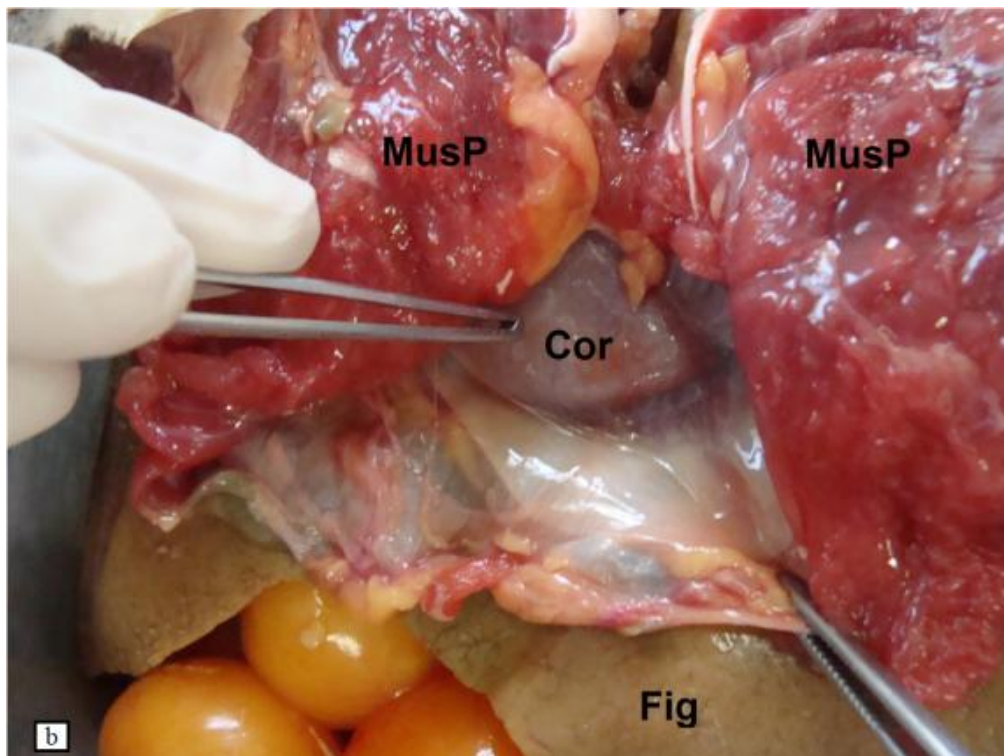
Na avaliação macroscópica foi possível observar e individualizar todas as estruturas da cavidade celomática. Para Wyneken (2001) a cavidade

celomática é uma estrutura compartimentalizada ao descrever a necropsia de tartarugas marinhas, o que também foi observado para jabuti-piranga. Schumacher (2003) ao descrever a anatomia do sistema respiratório de répteis relata a existência de uma estrutura que separa o pulmão das demais estruturas da cavidade celomática, porém, não esta relacionada com movimentos respiratórios.

### 8.1.3. *A macroscopia e topografia dos órgãos.*

O coração está localizado entre o processo acrômio da escápula e o osso coracóide da cintura escapular e caudal ao ventrículo esta o fígado. Os achados topográficos do coração coincidem com os relatados por Kik e Mitchell (2005) quando fazem a revisão sobre o sistema cardiológico de répteis, O'Maley (2005) e Mitchell (2009) para a cardiologia dos répteis e Hernandez-Divers (2006) ao descrever o exame radiográfico de testudines (Figura 11).

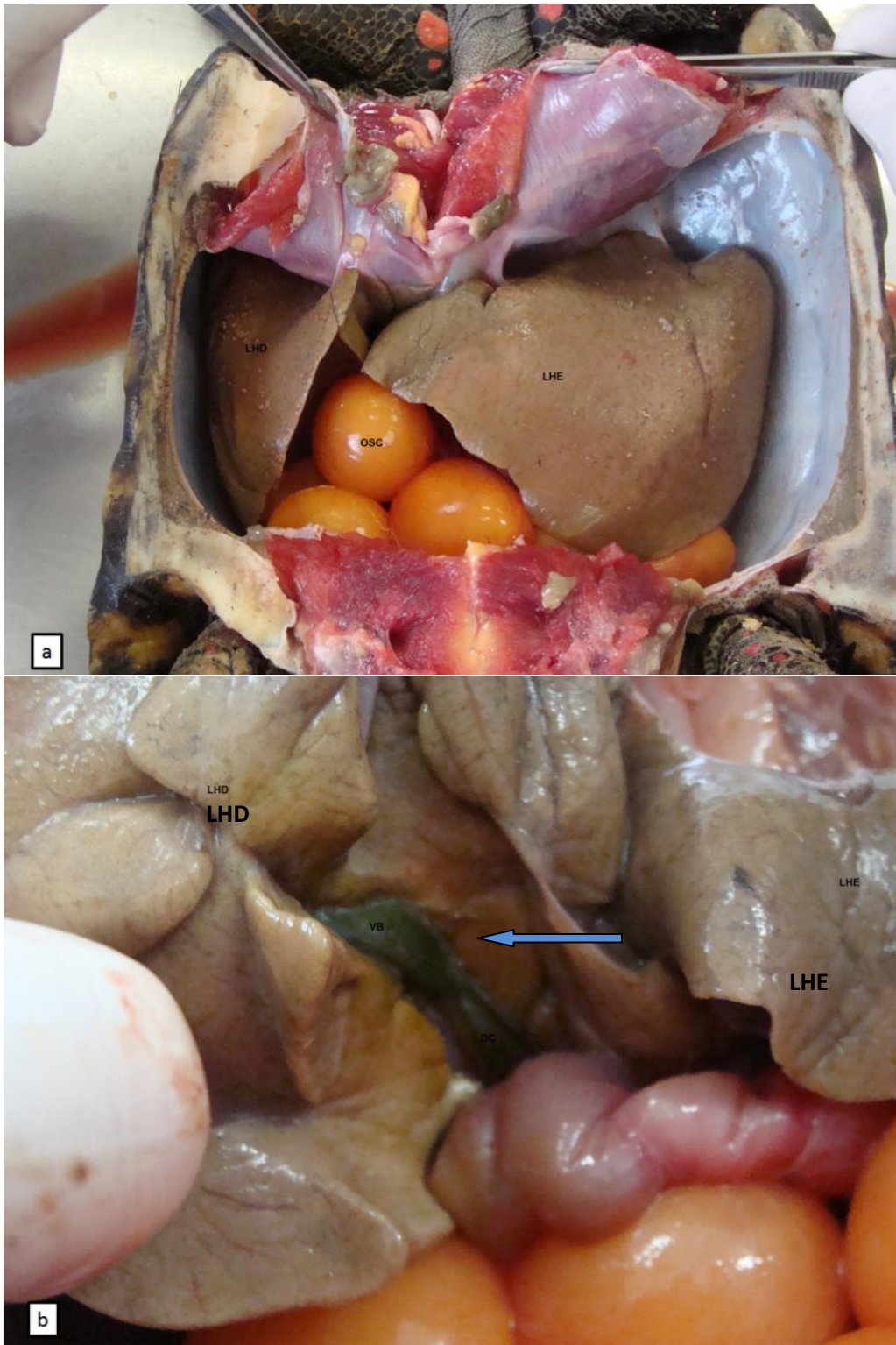




**Figura11.** Imagens digitais que representam a identificação macroscópica e topográfica do coração. Imagem identificada com a letra (a) mostra as estruturas que circundam o coração na sua região dorsal fígado - lobo hepático direito (LHD), lobo hepático esquerdo (LHE) e cranial a ele estão traquéia (Traq) e o Esôfago (Esf). A imagem identificada com a letra (b) mostra as estruturas que esta em contato com a região ventral e cranial musculatura peitoral (MusP).

O fígado relaciona-se cranialmente com a musculatura peitoral e a região ventricular do coração. A borda lateral direita e esquerda são delimitadas pela parede do casco, em alguns casos pode ser separada por uma camada de gordura. A margem caudal do fígado é margeado pelo piloro e antro pilórico do estômago e intestino delgado e grosso. Nossos achados condizem com os relatos de O'Maley (2005), Cubas e Baptistotte (2007) quando descrevem o fígado de testudines e Pinheiro (2010) que relatam que o fígado de cágados sul americanos ocupam a extensão laterolateral da cavidade celomática. (Figura 12).

A descrição feita por Pinheiro et al., (2010) sobre a vesícula biliar foram os mesmos encontrados em nosso projeto, sendo uma estrutura piriforme, transparente e preenchida com conteúdo escuro.

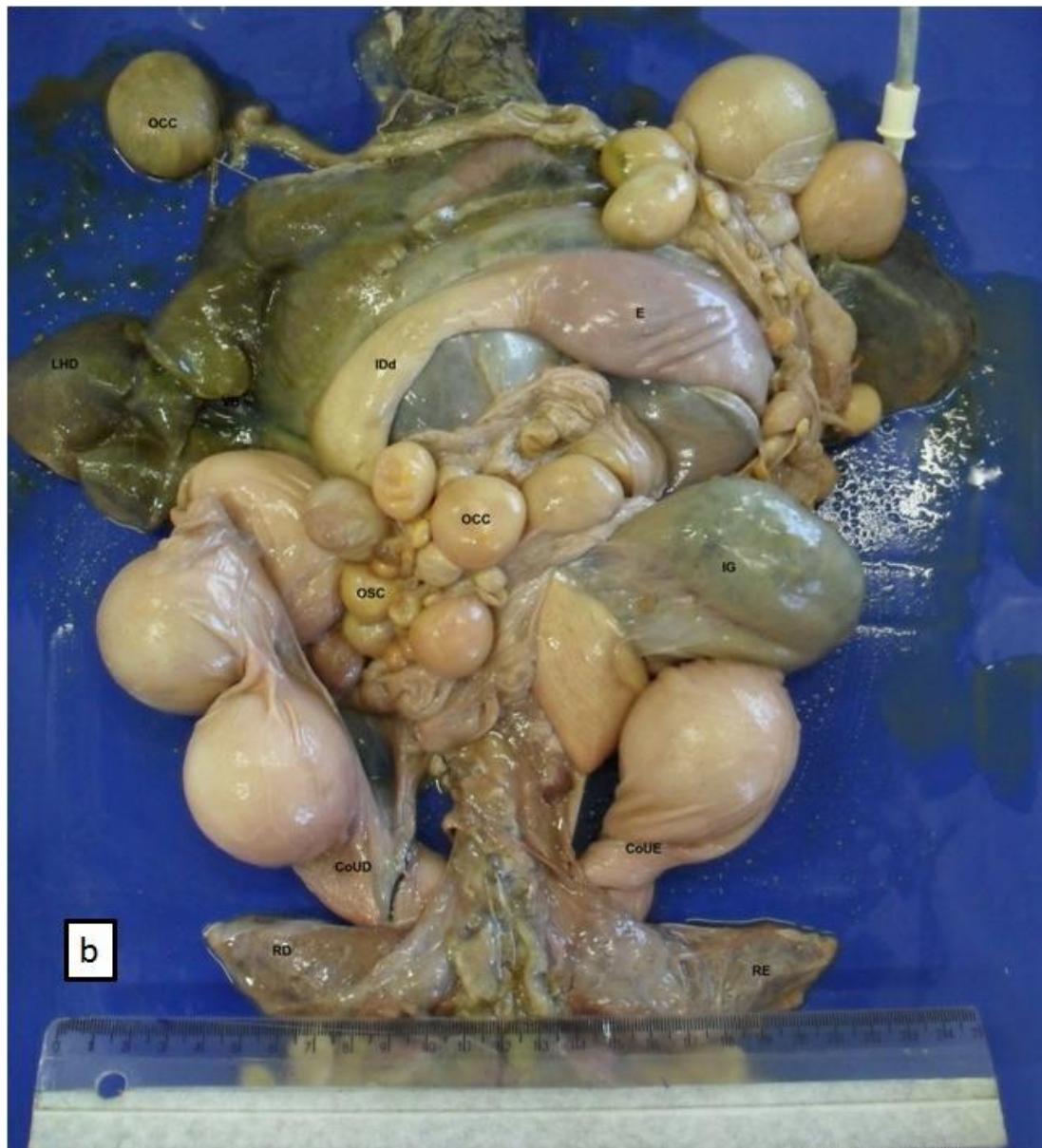


**Figura12.**Identificação macroscópica e topográfica do fígado (a) lobos hepáticos direito (LHD) e esquerdo (LHE) e sintopia com o fígado na caudodorsal neste caso são os ovos sem casca (OSC) (b) mostra os lobos hepáticos (LHD e LHE) e a vesícula biliar e o ducto colédoco indicado com a seta.

Os rins estão posicionados na região dorsocaudal e cranial ao acetábulo, como descrito por Selleri e Hernandez-Divers (2006) e Faria (2003) que descreve a topografia do sistema urinário de *C. carbonaria*. Nossos achados não coincidem com a descrição feita por Cubas e Baptistotte (2007) que relatam que os rins de testudines estão posicionados caudal ao acetábulo. Os rins de *C. carbonaria* são estruturas triangulares e apresentam aspecto cerebróide o que não confere com as descrições de Faria (2003). O'Maley (2005) por sua vez que caracteriza os rins como estruturas largas, lobuladas e caudal ao acetábulo. Segundo Wyneken (2001) os rins de tartarugas marinhas não apresentam distinção entre a região cortical e medular, o que coincide com o que foi observado nos cadáveres de *C. carbonaria* deste projeto. Eles estão localizados imediatamente ao final do pulmão. São margeados cranialmente pelas alças intestinais e pulmão. O útero localiza-se ventral ao rim. Caudal ao rim está o casco e pelve. Entre os rins está o reto. (Figura 13).



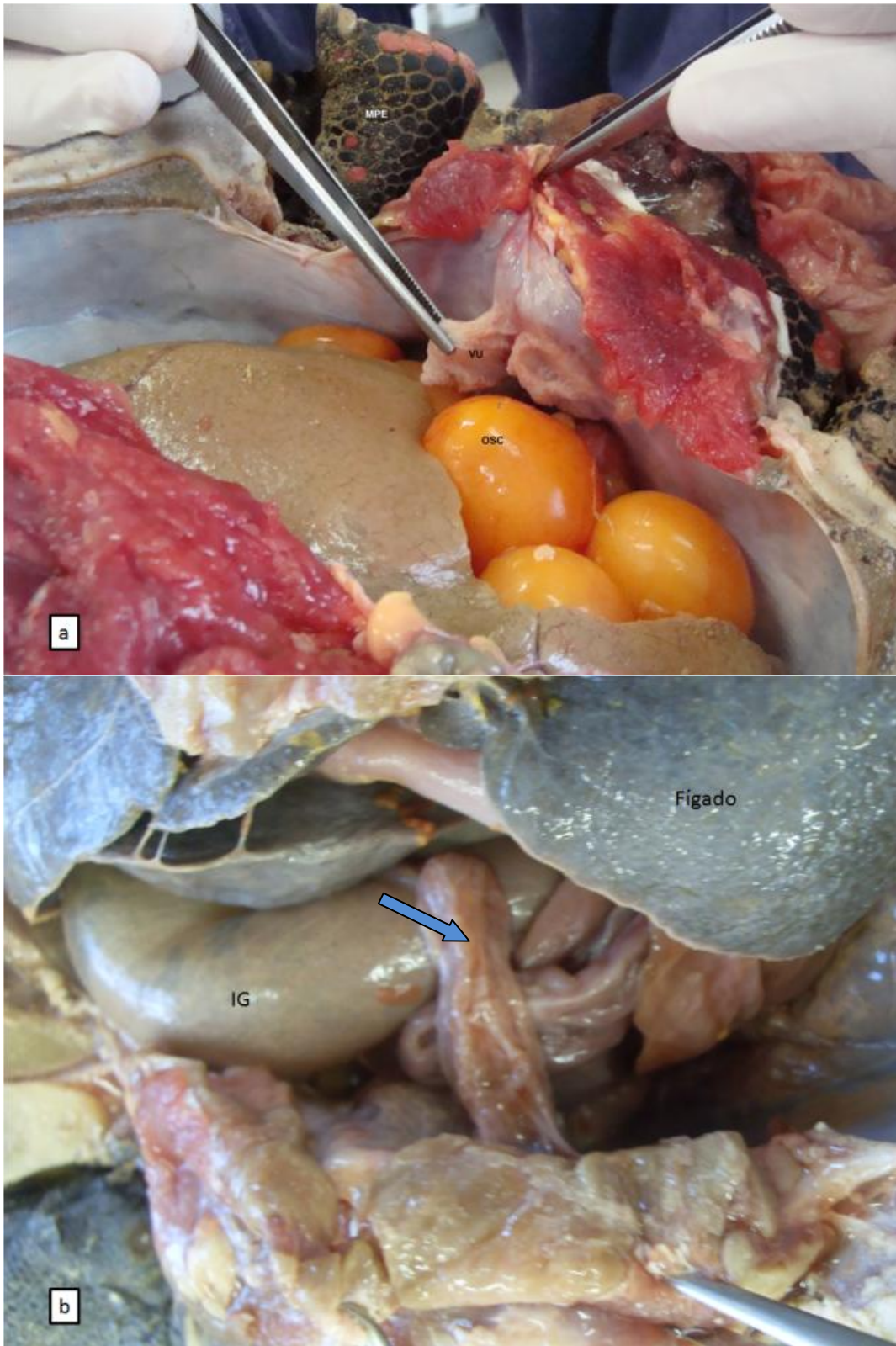
**Figura 13 (a).** Identificação macroscópica rins, formato piramidal e a seta identifica seu aspecto cerebroide.



**Figura13 (b).** Identificação topográfica dos rins. Trato geniturinário onde é possível identificar os rins direito e esquerdo (RD e RE respectivamente), ovos com casca (OCC), ovos sem casca (OSC), corno uterino esquerdo e direito (CoUE e CoUD respectivamente), intestino delgado (ID), intestino grosso (IG) e estômago (E).

A vesícula urinária apresenta uma característica alongada com formato de vírgula ou vibrião. Está presente na região crânio ventral à pelve, próxima ao assoalho da cavidade celomática. Este órgão está em sintopia com as alças intestinais e útero, quando há presença de ovos. Nossa observação condiz com os relatos de Faria (2003). Para Cubas e Baptistotte (2007) além de se relacionar com as estruturas por nós citadas, o fígado recobre o lobo direito da vesícula urinária, sendo para eles uma estrutura bilobulada, que pode dar esta característica de vírgula (Figura 14).

A vesícula urinária está cranial a pelve, ventral da cavidade celomática e está presente na região médio caudal dos quadrantes 5 e 6. Sua localização é semelhante a encontrada por Wyneken (2001) em tartarugas marinhas, porém, este autor ainda comenta que é possível encontrar algumas estruturas no interior da vesícula urinária devido ao seu contato íntimo com o ânus.

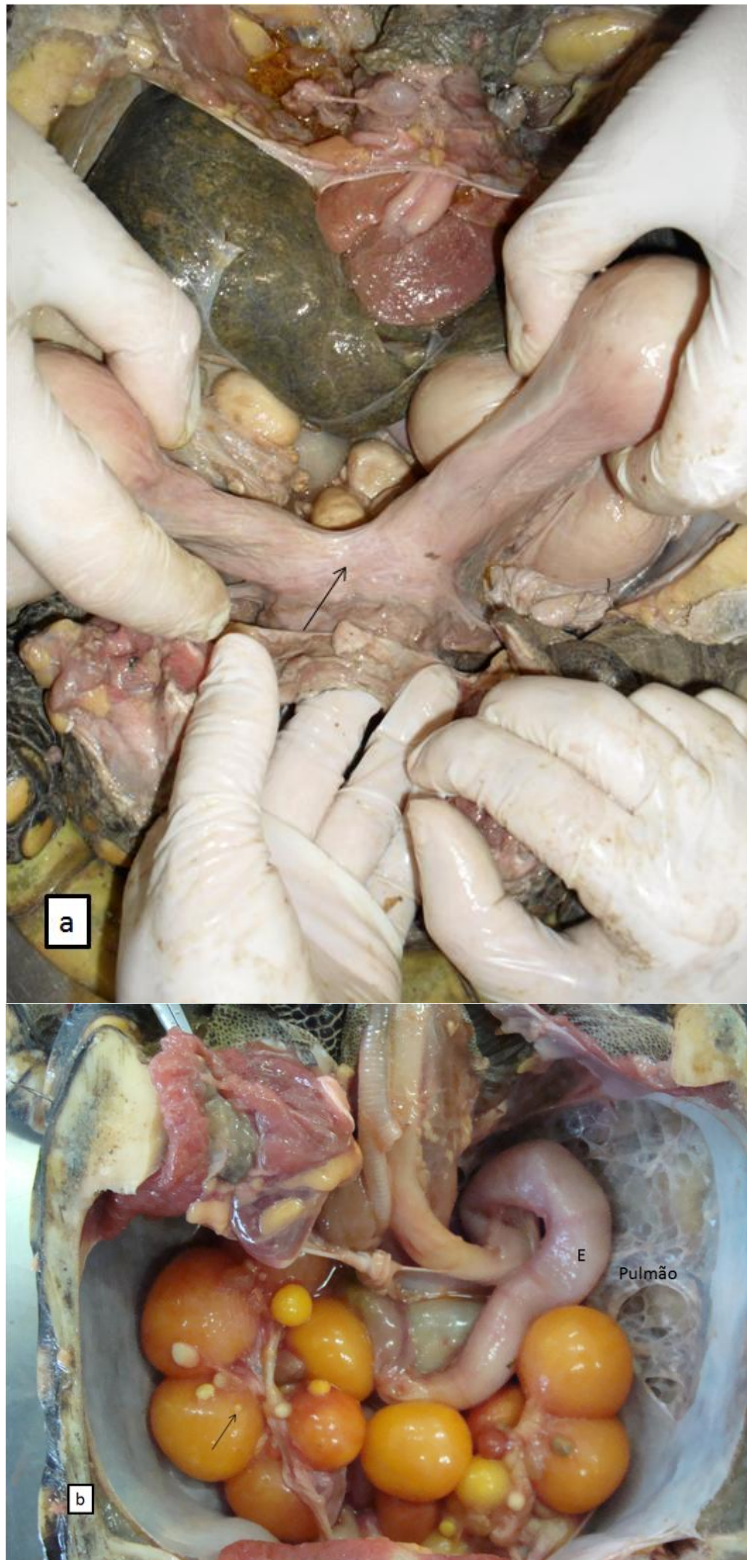


**Figura 14.** Identificação macroscópica e topográfica da vesícula urinária. (a) e (b) mostram as estruturas localizadas na região dorsal e cranial a vesícula urinária. Dorsal encontram-se o intestino delgado (IG) e ovos sem casca (OSC). Cranial a vesícula urinária está o fígado.



Útero apresentou-se como uma estrutura irregular, com um par de ovários e ovidutos e com a presença de várias estruturas circulares, os folículos maduros e ou ovos com ou sem casca. Quando as fêmeas estão gestantes os ovos são de grande destaque, ocupando a região médiocaudal da cavidade celomática. Estes achados foram semelhantes aos encontrados por Rivera (2008) ao descrever a avaliação do trato reprodutivo de reptéis e Wyneken (2001), porém, em nosso projeto não houve fêmeas jovens e não podemos descrever como seria um útero imaturo como descreve Wyneken (2001) (Figura 15).

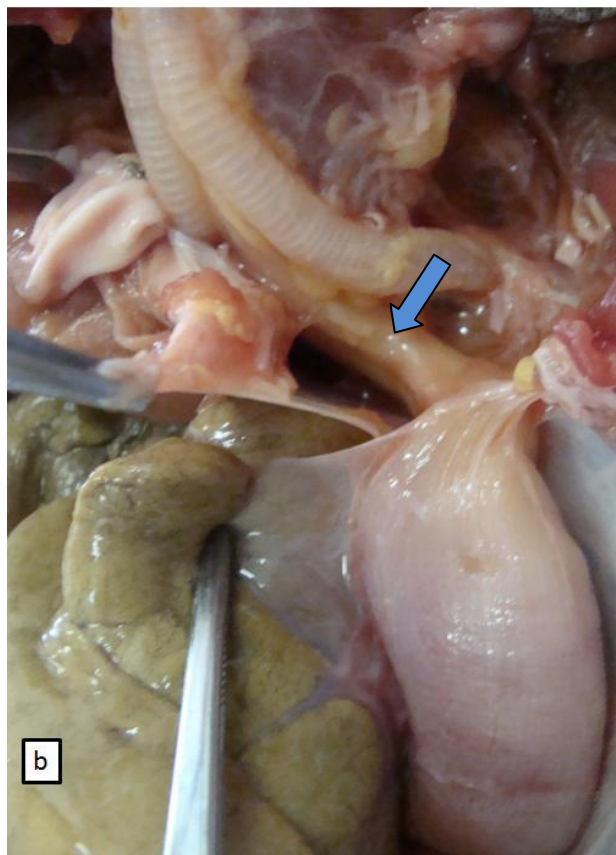
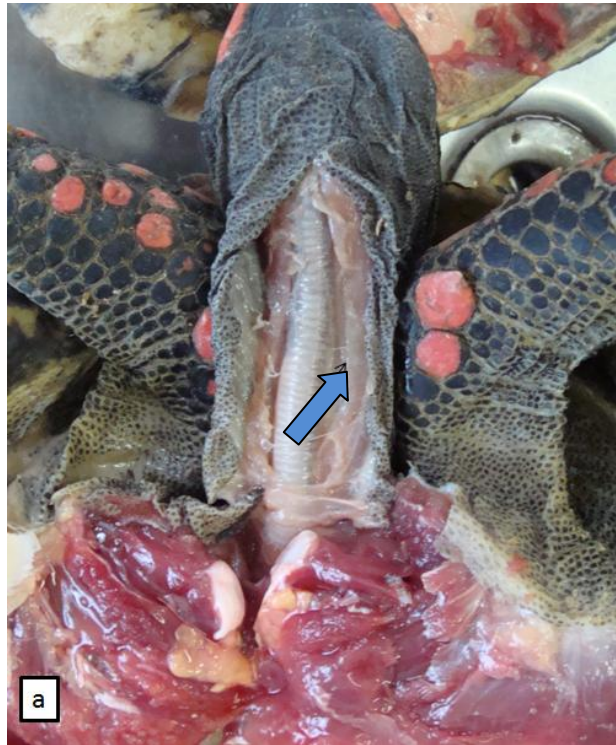
Testículos são pequenas estruturas ovais e com a superfície irregular, presentes no interior da cavidade celomática e dorsal aos rins. aWyneken (2001) e Rivera (2008) relatam as mesmas características nesta estrutura.



**Figura15.**Identificação macroscópica e topográfica do útero. (a) útero (seta). (b) disposição dos ovos em vários estágios de desenvolvimento.

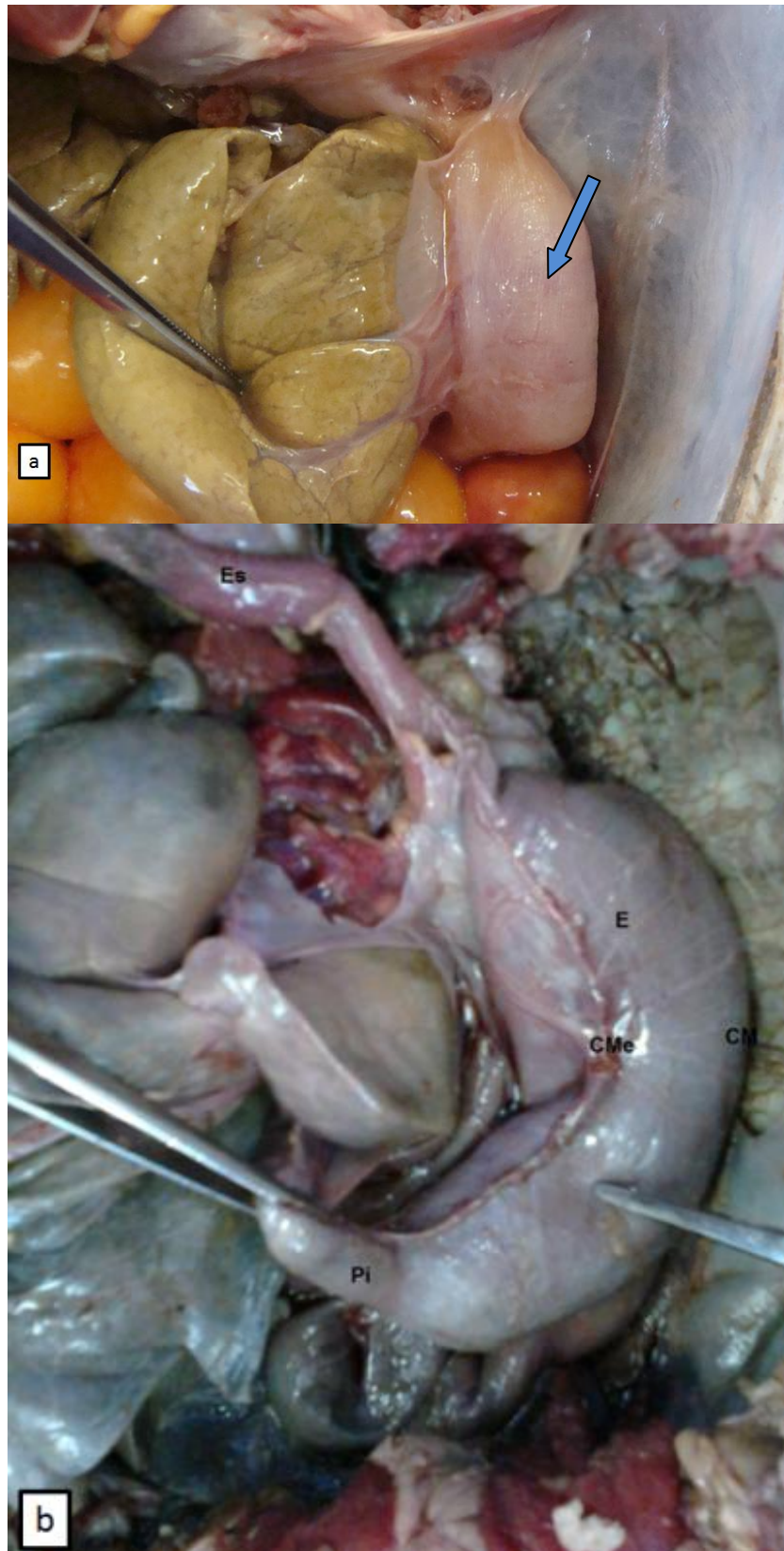
Os achados no sistema reprodutivo feminino coincidem com os relatos de O'Maley (2005), Cubas e Baptistotte (2007) e Rivera (2008) e no masculino segundo Wyneken (2001).

O esôfago está posicionado dorsal à traquéia e até inserir-se na cavidade celomática está posicionado no lado esquerdo da traquéia, como descrito por Pinheiro et al., (2010) quando relataram a macroscopia do cágado sulamericano (*Mesoclemmysvanderhaegei*). Na cavidade celomática o esôfago ocupa a região central entre a cintura escapular pela bifurcação da traquéia, imediatamente a bifurcação ele apresenta uma curvatura a esquerda da cavidade celomática e vai em sentido cranial a cavidade. Pinheiro et al., (2010) relataram que o esôfago posiciona-se a esquerda da traquéia ao entrar na cavidade celomática, porém além de ficar a esquerda o esôfago passa entre bifurcação da traquéia. Logo após apresentar esta curvatura ele se insere no estômago. O esôfago esta dorsal ao coração fica em contato com fígado e baço, cranial a ele está à musculatura peitoral confirmado por Pinheiro et al., (2010) (Figura 16).



**Figura16.**Identificação macroscópica e topográfica do esôfago. (a) localização dorsal à traquéia na região cervical. (b) local que o esôfago passa entre a bifurcação da traquéia e apresenta uma curvatura a esquerda antes de inserir-se ao estômago.

O estômago está presente no lado esquerdo e posicionado mais cranialmente na cavidade celomática, como relatado por O'Maley (2005) e Pinheiro et al., (2010). Cubas e Baptistotte (2007) que descrevem o estômago de testudines ocupando uma região central e esquerda, em nossos achados o estômago está mais presente na no antímero esquerdo. Apresenta um formato côncavo e indo a sentido da lateral direita, ou formato de "U" como relata Pinheiro et al., (2010) ao descrever o estômago do cágado sulamericanos. Ele este é circundado dorsalmente pelo pulmão e parte do baço, sua margem direita está em sintopia com o fígado e baço, e em sua margem lateral esquerda pela parede do casco. A localização das estruturas são semelhantes às descritas por Pinheiro et al., (2010) (Figura 17).



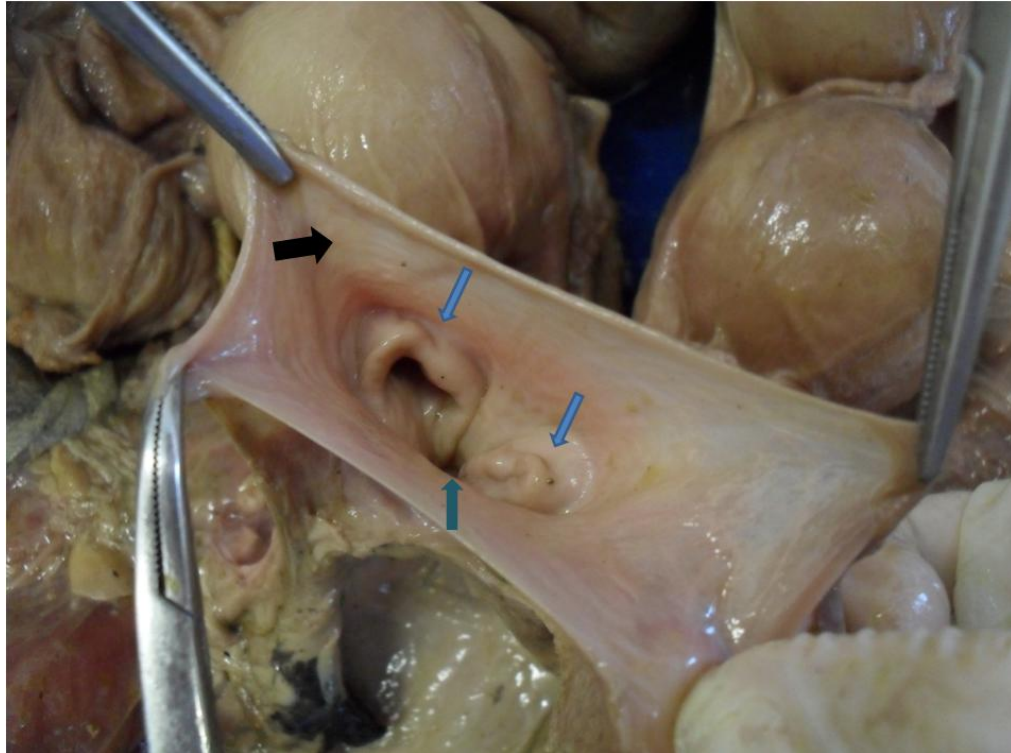
**Figura17.** Identificação macroscópica e topográfica do estômago. (a) localização do estômago (seta), no antímero esquerdo da cavidade celomática. (b) divisão do estômago em regiões curvatura maior (CM), curvatura menor (CMe) e piloro (Pi).

As alças intestinais estão em contato com o fígado e estômago na sua porção cranial. São margeadas lateralmente pelo casco e caudalmente estão vesícula urinária, pelve e rins. São de difícil individualização.

O intestino delgado é formado pelo duodeno, jejuno e ílio, porém, o duodeno é mais fácil de ser visualizado por ser a estrutura imediatamente após o estômago, pois, não há diferença entre a transição dos segmentos de alça. O intestino grosso apresenta-se com uma estrutura mais grossa em relação ao intestino delgado (MAGALHÃES et al., 2010). Para Pinheiro et al., (2010) a diferenciação dos segmentos de alças é feito através da avaliação da espessura das estruturas, sendo o intestino delgado é mais fino que o intestino grosso.

Pinheiro et al., (2010) que relataram a cloaca apresenta-se como um compartimento único entre o sistema urinário, reprodutivo e digestório, porém, o que não foi descrito com clareza na literatura consultada é a presença de um divertículo que recobre a saída da uretra e conduto reprodutivo, onde há o encontro destas estruturas com o reto não permitindo o contato direto das fezes com estes sistemas (WYNEKEN, 2001).

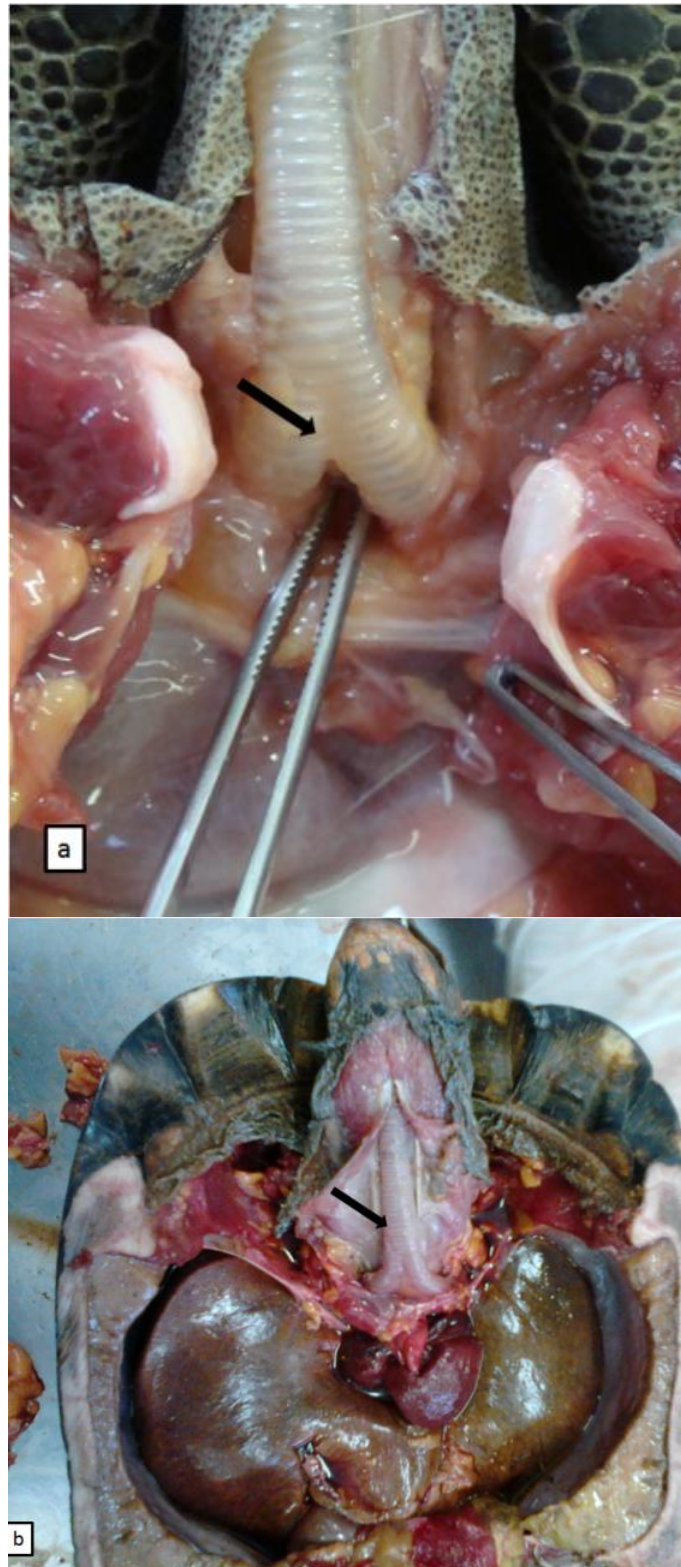
Pinheiro et al., (2010) quando descrevem a cloaca e também não relataram a existência de um divertículo nesta região, porém, Rivera (2008) descreve o local de encontro das estruturas na cloaca como apresentando uma papila genital e Faria (2003) apresenta uma descrição sobre uma prega uretral, na região do seio urogenital da cloaca (Figura 18).



**Figura18.** Identificação macroscópica e topograficamente o divertículo. A seta preta mostra o divertículo, as setas com contornos azuis mostram o óstio dos cornos uterinos e a seta verde mostra a uretra.

A traquéia apresenta anéis cartilagosos e esta posicionada ventral ao esôfago e ao inserir-se na cavidade celomática este se bifurca antes de se ligar ao pulmão. Estes achados são semelhantes aos relatos de Schumacher (2003) ao descrever o trato respiratório de répteis, Bennett (2011) e Schumacher (2011). Ele ocupa a porção mais cranial e central dos quadrantes 1 e 2. Em suas margens laterais está em contato com a musculatura peitoral e na região caudal esta em contato com o coração (Figura 19).





**Figura19.**Imagens digitais que representam a identificação macroscópica e topográfica da traquéia. Imagem identificada com a letra (a) mostra a bifurcação da traquéia em ramos direito e esquerdo. Imagem (b) mostra a traquéia na região cervical.

O pulmão ocupa a metade superior cavidade celomática, aderido à carapaça e à coluna vertebral pelo ligamento pulmonar. Seu posicionamento é semelhante ao descrito por Bennett (2011), Schumacher (2011), Cubas e Baptistotte (2007), Schumacher e Toal (2001), O'Maley (2005) e Schumacher (2003). Ele é separado por uma membrana não muscular que o reveste e separa o pulmão do restante dos órgãos da cavidade celomática. Esta membrana é descrita por Bennett (2011), O'Maley (2005), Schumacher (2003) e Cubas e Baptistotte (2007). O pulmão não apresenta árvore brônquica, existe um brônquio não ramificado, também chamado de brônquio primário, achados que condizem com a descrição de Bennett (2011) e de laNavarre (2006) ao descrever o sistema respiratório de testudines, porém, a região interna onde está presente a *edículi* ou *faveoli* tem o aspecto de uma "teia de aranha". Bennett (2011) e De laNavarre (2006) relatam que a *edículi* tem o aspecto de criptas o que não se assemelha com o que foi observado em nosso projeto. Estes achados também não coincidem com o pulmão esponjoso relatado por O'Maley (2005) e Cubas e Baptistotte (2007). Para Schumacher (2003) ao avaliar o sistema respiratório de répteis comenta que o pulmão apresenta brônquios bem desenvolvidos, terminam em tecido alveolar e sacos aéreos, estes achados não coincidem nossos achados (Figura 20).



**Figura20.**Identificação macroscópica e topográfica do pulmão. (a) interior da estrutura e a edículi. (b) inserção da traquéia conhecida como brônquio primário.

## 8.2. Animais Vivos

### 8.2.1. Contenção dos animais vivos

Os animais foram contidos para realização do exame radiográfico simples e contrastado. Para a técnica radiográfica simples os animais precisaram ser contidos por um longo período, os membros e a cabeça relaxados para fora do casco, para realizar o exame radiográfico nas projeções dorsoventral, laterolateral e crâniocaudal. Para a realização do exame contrastado houve a necessidade de os animais serem contidos para dissecação, canulação da veia jugular esquerda, intubação, injeção do contraste nas vias escolhidas.

A contenção física para esses animais é simples e de fácil realização conforme descrevem Rübél, Kuoni, e Frye (1991), de La Navarre (2006) e Schumacher e Toal (2001) ao citarem os avanços na realização de exame radiográfico de testudines. Entretanto, para Mader (2009) e Hernandez-Divers(2006), esta técnica deve ser realizada de forma rápida, pois os animais quando reposicionados tendem a movimentar os membros deslocando-se sobre o chassi. Mader (2009) comenta que uma caixa de papelão com o fundo cortado é uma boa técnica e que os animais podem ser suspensos, concordamos em parte com Mader (2009) sobre a elevação dos animais, pois, a utilização de suporte só deve ser realizada nas projeções laterolateral e craniocaudal.

Os animais que foram contidos apenas fisicamente são os animais identificados por M1, F6 e F7. A contenção física não variou, notou-se que quando havia climatização da sala, ao final dos exames, os animais estavam mais letárgicos. A contenção física dos animais é fácil de realizar e obtivemos bons resultados, entretanto, não foi a desejada para realização do exame radiográfico. Em todos os casos os animais mantiveram a cabeça e os membros recolhidos a carapaça, aumentando o contato entre as estruturas internas, conseqüentemente aumentando sua densidade e dificultando a

avaliação radiográfica das estruturas. Nestes casos houve a necessidade de aumentar em 4 a quilovoltagem. O aumento da quilovoltagem é prejudicial ao exame, pois quanto maior a técnica menor é a definição dos tecidos moles.

A maioria dos autores relata que o exame de melhor qualidade é realizado quando os membros e cabeça estão relaxados para fora do casco (SCHUMACHERE TOAL,2001; CUBASE BAPTISTOTTE, 2007; HERNANDEZ-DIVERS, 2006). Mader (2009) comenta que em alguns casos os animais podem ser sedados e ainda Schumacher e Toal (2001) e Silverman e Janssen (1996) descrevem a técnica de sedação para esses animais para realização do exame radiográfico simples ou contrastado. De La Navarre (2006) relata que a contenção física destes animais é simples e quando se quer avaliar a cavidade oral é necessário realizar uma pressão com os dedos polegar e indicador na região pré-maxila para abrir a boca ou utilizar algum instrumento para auxiliar neste processo, em alguns casos é necessário à utilização de contenção química. Não concordamos com os relatos de De La Navarre (2006), pois, abrir a boca destes animais não é simples mesmo quando estes animais estão sedados, em todos os casos utilizamos um abre boca paraos animais não morderem a sonda traqueal ou nasogástrica.

A dose escolhida possibilitou a realização de todas as projeções (dorsoventral, laterolateral e crâniocaudal) com os animais totalmente relaxados por um longo período.

A dose escolhida de Zoletil foi maior do que a recomendada por Cubas e Baptistotte (2007) e Molina, Matushima e Mas (2001) e mesmo assim não houve o relaxamento muscular esperado.

A associação de Cetamina e Midazolan por sua vez em todos os animais utilizados tiveram um bom relaxamento muscular e boa sedação, isto facilitou a intubação traqueal, passagem da sonda nasogástrica e reduziu o consumo de isoflurano. Concordamos com Cubas e Baptistotte (2007) ao relatar que a associação de Cetamina e outro fármaco pode gerar melhores resultados. Não foi utilizado Cetamina sozinho como recomenda Molina, Matushima e Mas (2001) e Mader (2009) (Figura 21).



**Figura21.** Sondagem traqueal

### *8.2.2. Técnica radiográfica*

A quilovoltagem (Kv) variou de acordo com o peso dos animais e a projeção escolhida (quadro5). Os outros valores de miliamperagem, tempo de exposição e voltagem foram mantidos sempre os mesmo.

ANIMAL	BIOMETRIA	PESO	KV PROJEÇÃO		
			DV	CC	LL
<b>M3</b>	41,5cm x 38,7cm	5,2 kg	74	100	84
<b>F3</b>	37 cm x 33,4cm	4,7 kg	72	98	84
<b>M4</b>	40,6cm x 32,8cm	4,8 kg	72	100	84
<b>F4</b>	33,9cm x 32,4cm	4 kg	70	96	80
<b>M5</b>	41cm x 37,2cm	4,8 kg	72	100	84
<b>F5</b>	20,1cm x 17,7cm	1,5 kg	60	86	70
<b>M6</b>	52,7cm x 42,3cm	8,4 kg	92	118	104
<b>F6</b>	43,4cm x 37,5cm	6,3 kg	78	110	90
<b>F7</b>	37,8cm x 36,4cm	4,1 kg	70	98	82
<b>F8</b>	37,8cm x 36,7cm	4,1 kg	70	98	82

**Quadro 5.** Quilovoltagem utilizada de acordo com peso e biometria do casco.

Schumacher e Toal (2001), Bennett (2011) e de La Navarre (2006) tinham razão ao descrever que a realização do exame radiográfico em testudines é um desafio devido à presença da carapaça. Os fatores que aumentam este desafio é que a maioria das literaturas consultadas afirmam que a técnica pode variar para cada equipamento, tipo de filme, a região avaliada e experiência do profissional (RÜBEL, KUONI E FRYE, 1991; BURK E ACKERMAN, 1996; NAVARRE, 2006; CUBASE BAPTISTOTTE, 2007), porém, o que fizemos foi tentar padronizar uma técnica radiográfica de acordo com a biometria do casco e o peso do animal. Houve exames que apresentaram

superexposição ou subexposição de imagens até chegar a padronização dos exames.

Foram realizadas a projeção dorsoventral (DV), craniocaudal (CC) e laterolateral (LL) como sugerem Mitchell (2010) e Pinto (2007) ao comentar sobre o posicionamento de testudines para o exame radiográfico. Para Schumacher e Toal (2001) devem ser realizadas no mínimo duas projeções radiográficas, assim como é feito na maioria dos vertebrados e Rivera (2008) reforça a necessidade de realizar três projeções ao se avaliar testudines. Para Bennett (2011) as projeções DV, VV e LL devem ser realizadas quando se deseja avaliar o sistema respiratório de testudines. De La Navarre (2006) descreve que as projeções mais importantes são a CC e LL para os répteis, principalmente em testudines. Para Gumpenberger (2007), Schumacher (2011) e Schumacher e Toal (2001) nos exames de diagnóstico por imagem em testudines devem ser realizados as projeções DV e a LL, porém quando o alvo for o pulmão deve ser realizada ainda a projeção CC. Estes comentários coincidem com nossos exames, porém, para avaliação do sistema digestório preferimos realizar apenas a projeção DV assim como Hernandez-Divers (2006) comenta que a projeção DV é a melhor quando se quer avaliar o sistema digestório. Mader (2009) realiza a projeção DV para avaliar o trato gastrointestinal e o sistema urinário e sistema respiratório. Para Gupemberger (2007), Mitchell (2010) e Rivera (2008) deve-se sempre realizar mais projeções.

O aparelho de raio x atendia as especificações comentadas por Silverman e Janssen (1996) e Bennett (2011) foco não foi mantido a 120cm de altura como recomenda Rübél, Kuoni e Frye (1991) ou a 100cm como comenta De La Navarre (2006), mantivemos o foco a uma distância de 83 cm. Bennett (2011) quando comenta sobre exame radiográfico de testudines relata que deve ser usado uma miliamperagem (mA) alta devido a dificuldade de gerar uma imagem radiográfica em testudines pela presença do casco e ele ainda recomenda a utilização de um aparelho digital para gerar as imagens. Em nosso projeto foi utilizado 100 mA, porém, não foi utilizado um aparelho digital para gerar as imagens radiográficas.



Mader (2009) comenta que a técnica radiográfica pode variar com o aparelho utilizado, porém, ele utiliza como base a técnica para o crânio de cães realizando a biometria dos animais, nossa técnica foi baseada na biometria e peso dos jabuti-piranga, assim se o paciente estiver com alguma alteração metabólica pode-se realizar o exame comparando a biometria e peso.

### **8.3. Avaliação Radiográfica**

Foram realizados exames radiográficos simples e contrastados. Os exames simples foram comparados com os achados topográficos da avaliação macroscópica dos exames necroscópicos realizado nos animais mortos. Foi necessário criar pontos ou marcadores radiográficos que simplificassem a localização dos órgãos nos exames radiográficos. Com isso sempre houve tentativas de avaliações do coração, fígado, baço, estômago, alças intestinais, vesícula urinária, rins, pulmão, traqueia e trato reprodutivo. Já a avaliação dos exames contrastados foi realizada em sistemas específicos como o circulatório, respiratório, gastrointestinal e urinário.

O exame contrastado é de grande auxílio, porém, nossos resultados obtidos no exame contrastado do sistema circulatório foram diferentes do relatado por Rübél, Kuani e Frye (1991), Schumacher e Toal (2001) e Hernandez-Divers (2006).

#### **8.3.1. Coração**

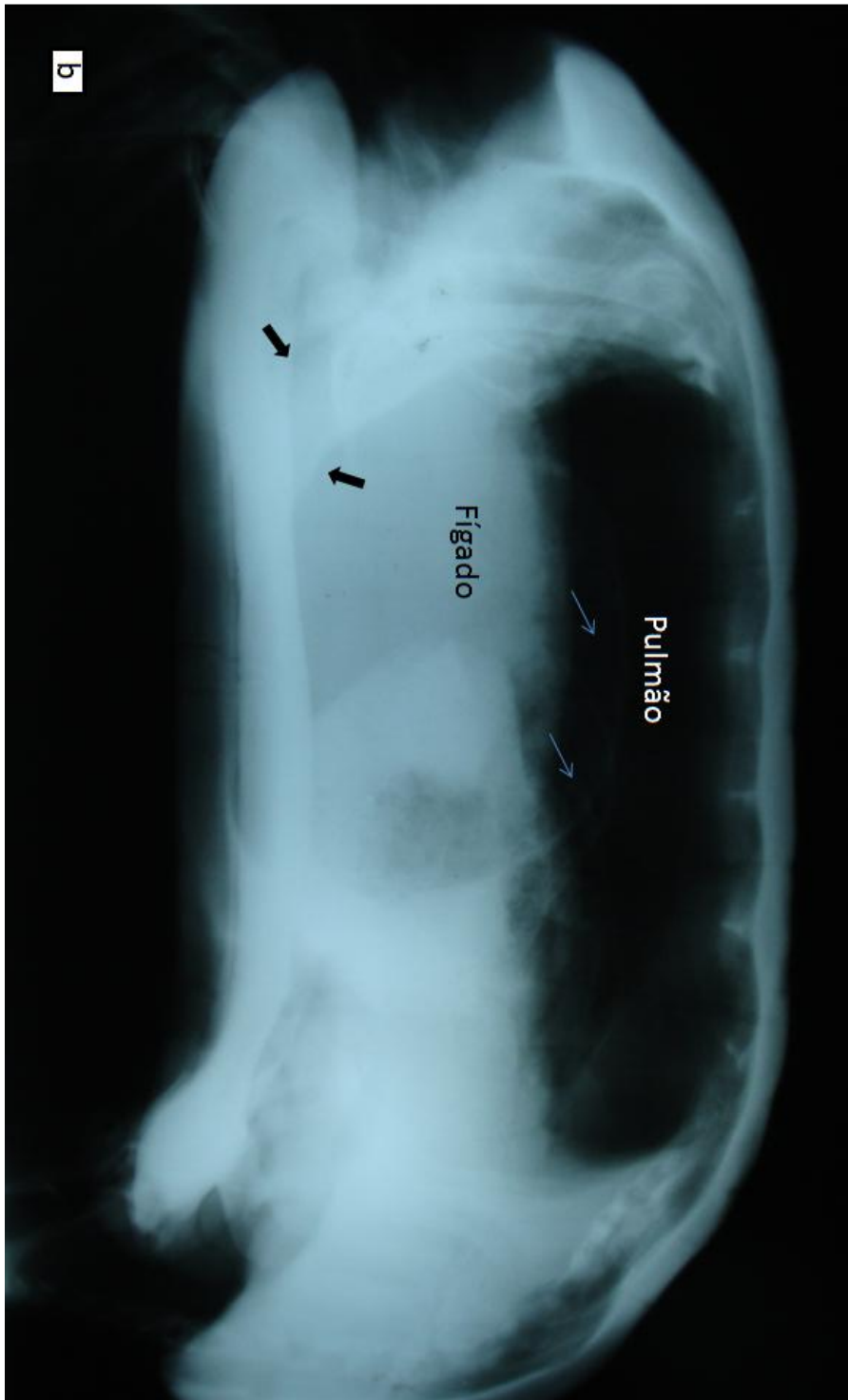
Este órgão não pode ser visualizado com precisão no exame radiográfico simples. Para a avaliação deste órgão a projeção DV e LL apresentou um leve contorno da estrutura, uma pequena delimitação da região ventricular, sendo possível observar uma linha com tom mais radioluciente na projeção DV e na projeção LL é possível ver um aumento de radiopacidade no formato da estrutura. Porém, uma avaliação precisa da estrutura não foi que condiz com a

descrição feita por Mitchell (2009), Hernandez-Divers (2006) e Pinto (2007) que atribuíram esta à sua sobreposição com a carapaça e o plastrão ou outros órgão como fígado por exemplo. Alterações cardíacas levam a alterações em outros órgão e isso também pode prejudicar a avaliação radiográfica da estrutura, devendo levar em consideração hepatomegalia, mineralização de vasos e edema pulmonar são alterações associadas a doença cardiovascular. Quando o animal apresenta com os membros recolhidos, sua visualização fica impossibilitada. Segundo Kik e Mitchell (2005) o coração não pode ser visualizado no exame radiográfico de testudines devido à semelhança na densidade entre as estruturas que o circundam.

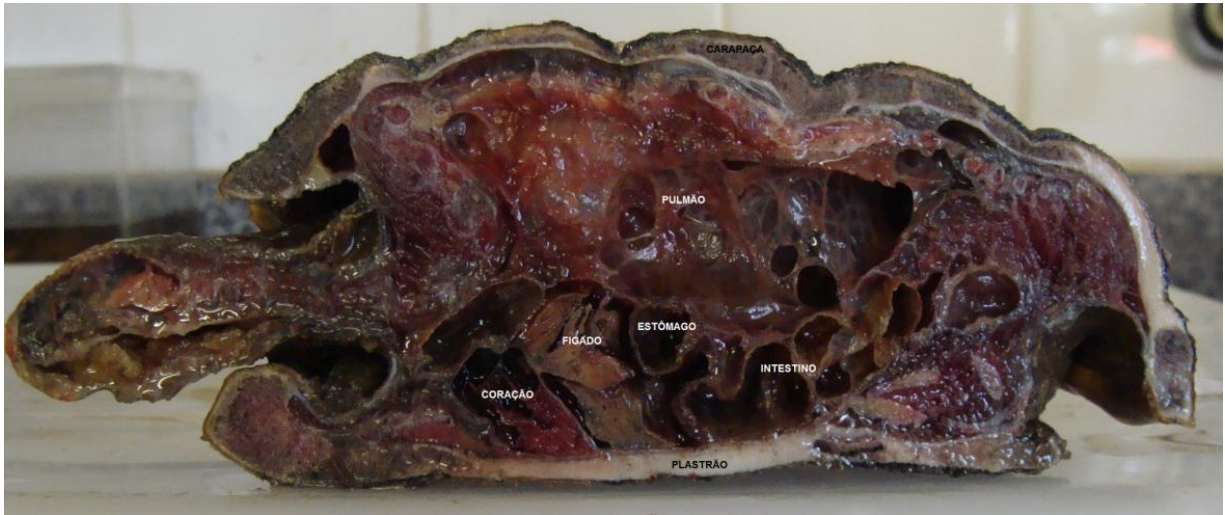
Rübel, Kuoni e Frye (1991) e Hernandez-Divers (2006) comentam que a sobreposição das estruturas dificulta a visualização das estruturas que compõe o sistema circulatório e concordamos com isso, porém, quando foi padronizada a técnica é possível observar discretamente a silhueta do ventrículo sobre o fígado possibilitando a identificação topográfica da estrutura (Figura 22 a, b, c).



**Figura22(a).**Exame radiográfico na projeção dorsoventral, sendo visíveis os brônquios primários delimitados por círculos pretos, alças intestinais preenchidas por conteúdo de radiopacidade mista (radiopaco e radioluciente) e silhueta cardíaca pode ser percebida por linhas radiolucentes indicada pelas setas.



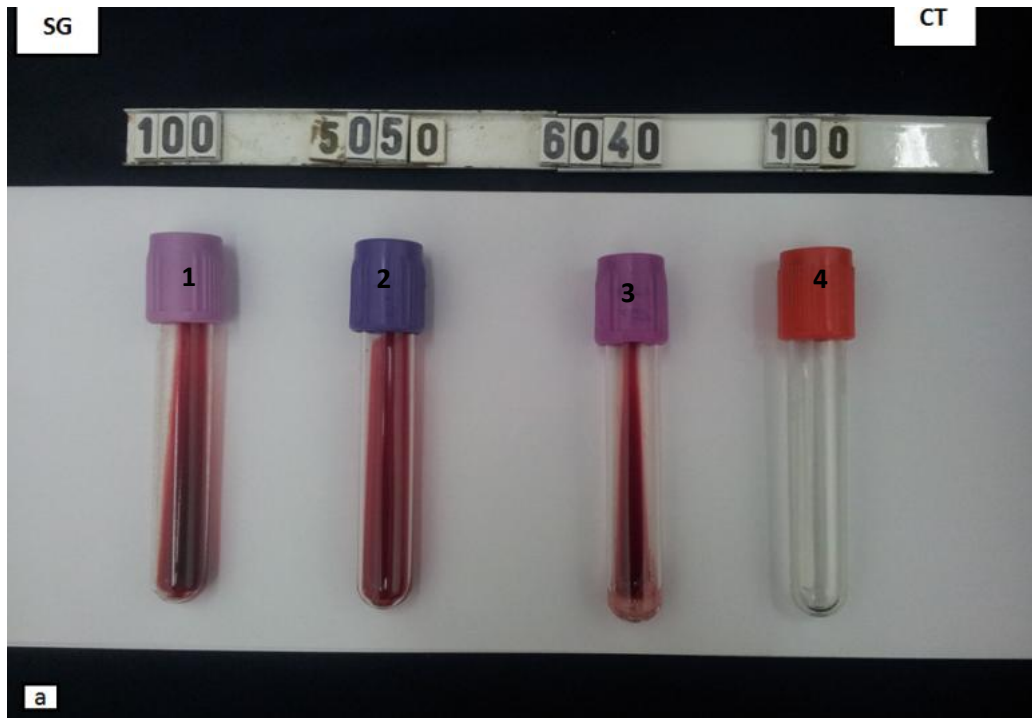
**Figura22 (b).**Exame radiográfico na projeção laterolateral, sendo visível ao exame radiográfico o fígado como uma estrutura radiopaca presente imediatamente caudal a escápula, o pulmão como uma estrutura radiolucida preenchendo a metade dorsal da cavidade celômica, as alças intestinais podem ser percebidas (setas azuis) e o coração como uma estrutura cranioventral e mais radiopaca que o fígado, dorsal ao osso coracóide e com formato característico.



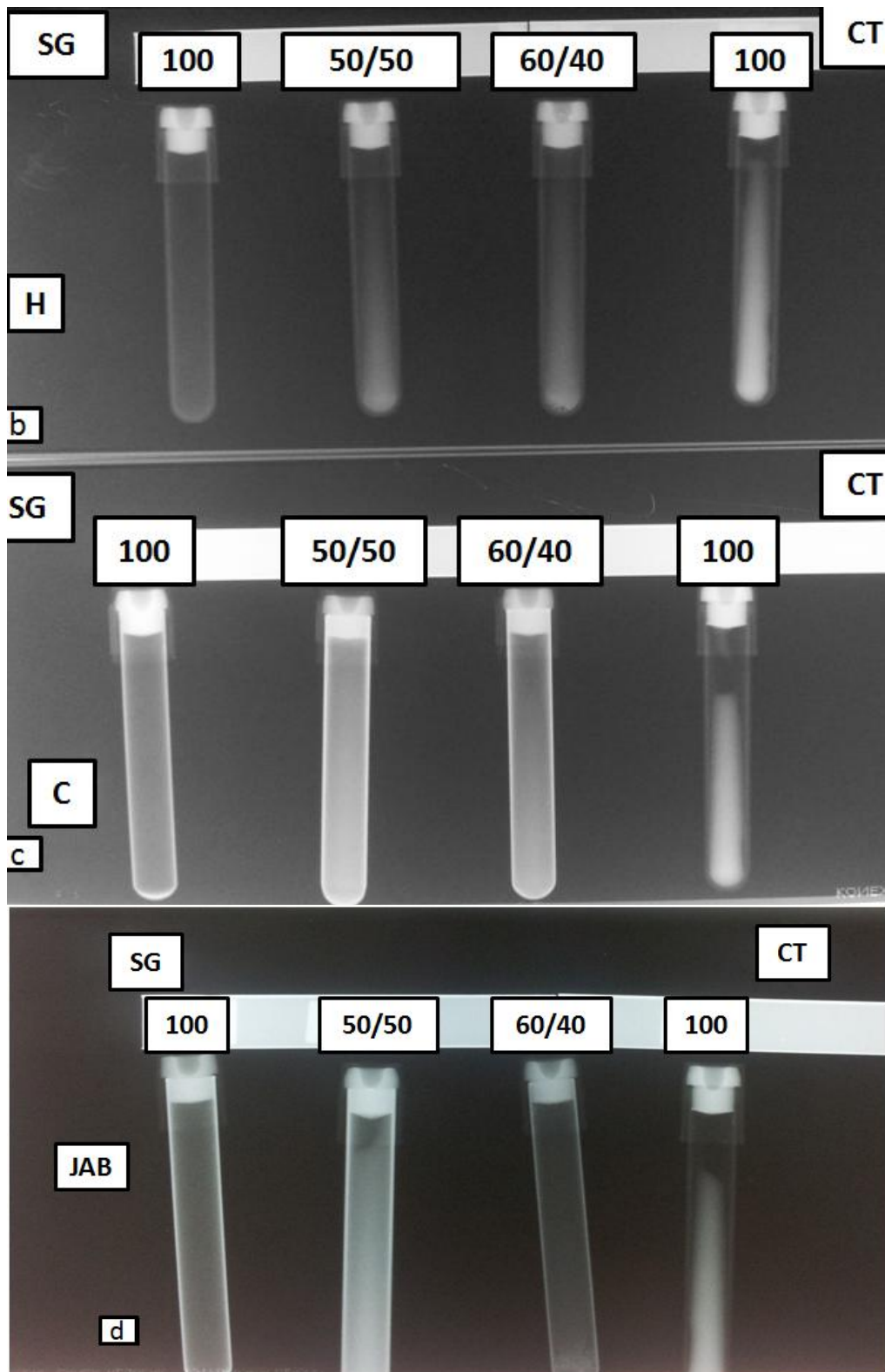
**Figura22 (c).**Corte longitudinal de uma peça anatômica e a identificação do coração, fígado, porção pilórica do estômago, alças intestinais e o pulmão.

Para o exame contrastado foram utilizadas duas técnicas, em ambos os casos só foi possível visualizar a delimitação do contraste da veia jugular até sua inserção na cavidade celomática, depois deste ponto não é possível observar o caminho do contraste. A dose foi calculada por alometria.

Para entender a ausência do contraste no sistema circulatório de jabuti, fizemos uma teste com 1,1 mL de sangue de 3 espécies diferentes e 1,1 mL de ioexol. Humano, pois, é produzido para ser utilizado neste espécie. Canino, espécie que apresenta rotina em Medicina Veterinária. Jabuti-piranga utilizado em nosso projeto. 9 tubos com heparina e 3 tubos sem reagentes. Em cada um deles foi colocado amostras de sangue, mistura em concentrações diferentes de sangue e contraste positivo e somente o contraste. Nas avaliações feitas com o sangue humano e contraste; sangue canino e contraste foram observadas imagens radiográficas no tubo que continham o contraste geraram uma imagem radiopaca ou contraste positivo como era esperado. Quando avaliamos o exame radiográfico que continha sangue de *C.carbonaria* vimos que o tubo que continha maior concentração de sangue não apresentou alteração ou imagem radiográfica esperada (Figura 23).



**Figura23 (a)** Avaliação do contraste no sistema circulatório de Jabuti posicionamentos dos tubos e a concentração de sangue e contraste, sendo o tubo 4 preenchido com 100% de contraste (0,5 mL), o tubo 3 preenchido com 60% sangue e 40% de contraste, o tubo 2 preenchido com 50% de sangue e 50% de contraste e o tubo 1 preenchido com 100% de sangue (0,5 mL).



**Figura23 (b) (c) (d).** Avaliação do contraste no sistema circulatório de Jabuti. (b) teste com amostra de sangue humano. (c) amostra de sangue de cão (d) amostra de sangue de jabuti.

### *8.3.2 Fígado e Baço.*

Não foi possível delimitar e individualizar o fígado e o baço na projeção dorsoventral. Na região em que as estruturas estão localizadas só foi possível observar uma área radiopaca, estes achados foram semelhantes aos achados de Rübel, Kuoni e Frye (1991).

Concordamos com os achados de Gumpenberger (2007) relata que é possível avaliar o tamanho do fígado pela projeção LL (Figura 24).





**Figura24.**Projeção laterolateral do fígado como uma estrutura radiopaca caudal às estruturas da cintura escapular (osso da escápula e osso coracóide).

### **8.3.3 Sistema urinário**

#### **8.3.3.1 Rins**

Não foi possível observar as estruturas ao exame radiográfico simples que coincide com Selleri e Hernandez-Divers (2006). Já para Rübél, Kuoni e Frye (1991) e Hernandez-Divers (2006) relatam que é possível visualizar estas estruturas quando há o aumento do tamanho, mineralização da estrutura e ou quando o pulmão esta inflado.

A urografia excretora foi realizada por uma técnica canulando a veia jugular ou canulando a veia coccígea dorsal. Porém, não houve sucesso em nessas técnicas, pois o contraste não é visualizado quando esta no sistema circulatório. Não foi possível canular a veia coccígea dorsal. Selleri e Hernandez-Divers (2006) comentam que para realizar o exame contrastado deve-se canular a veia jugular e utilizando o contraste iodado médio aquoso (iopamidol) na dose de 800 a 1000 mg/Kg devendo realizar exames seriados por até 60 minutos e injetar ar na cavidade celomática.

#### **8.3.3.2 Vesícula urinária**

Não foi possível observar as estruturas no exame radiográfico simples que correspondem aos relatos de Hernandez-Divers (2006) e Pinto (2007).

O exame contrastado da vesícula urinária é de difícil execução devido à dificuldade para sondar o animal em razão da presença de um divertículo que recobre a saída de uretra e cornos uterinos, além dos orifícios da uretra e o cornos uterinos serem muito próximos. Nesta modalidade de exame não foi possível visualizar o ureter, porém, foi possível ter o posicionamento exato do órgão e realizar com grande precisão a avaliação radiográfica. Ao realizar a avaliação radiográfica contrastada é possível visualizar uma estrutura em formato bilobado (formato de grão de feijão invertido) posicionado cranialmente à pelve (Figura 25).

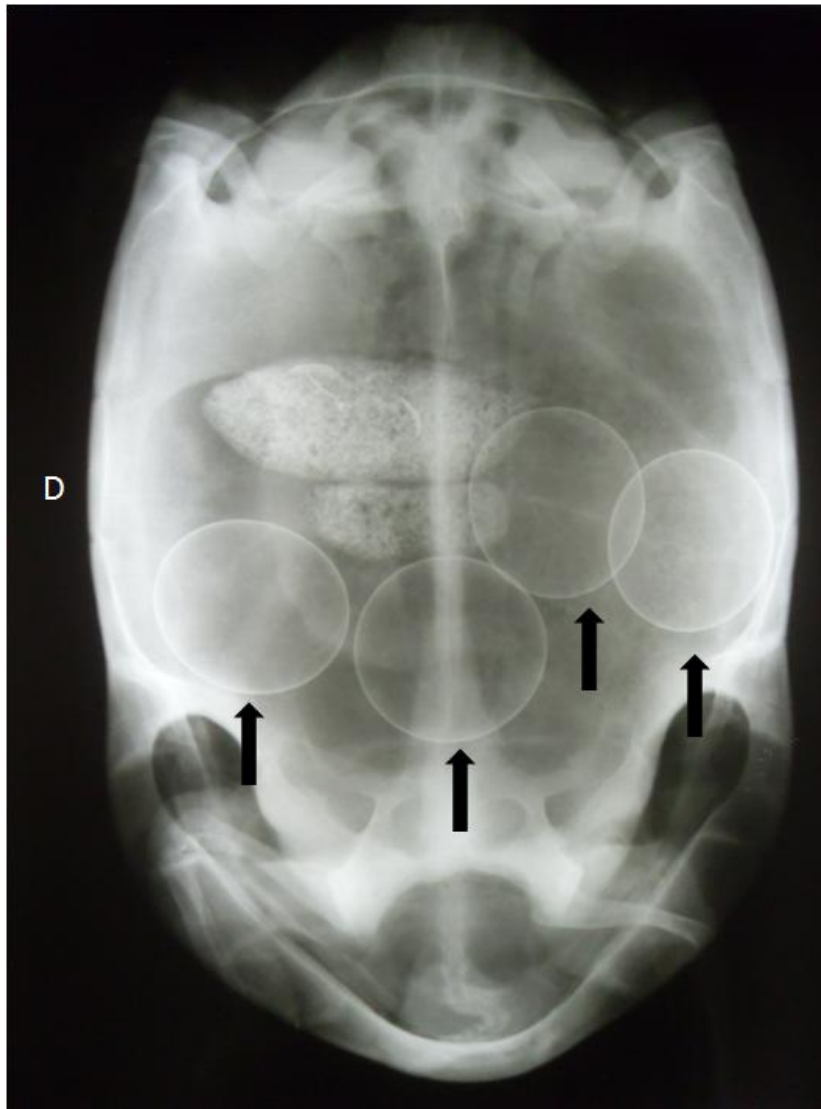


**Figura 25.** Exame radiográfico contrastado (iopamidol e ar) da vesícula urinária na projeção dorsoventral. Seta preta mostra o contraste da vesícula urinária. Seta azul mostra a sonda uretral preenchida por contraste positivo.

### *8.3.4 Sistema reprodutivo*

#### *8.3.4.1 Útero*

Não foi possível observar as estruturas ao exame radiográfico simples, exceto quando há presença de ovos. Na avaliação do exame radiográfico de uma fêmea gestante é possível visualizar linhas circulares radiopacas dispersas entre a região cranial da pelve e ocupando 2/3 da cavidade celomática (Figura 26). A pesquisa de radiográfica do útero gravídico o exame radiográfico foi viável e de fácil execução (RÜBEL, KUONI e FRYE, 1991; FARROW, 2009).



**Figura26.**Exame radiográfico simples na projeção dorsoventral onde é possível visualizar círculos radiopacos ocupando a região mediocaudal da cavidade celomática. Seta preta identifica os ovos.

#### *8.3.4.2 Testículos*

Não foi possível observar as estruturas ao exame radiográfico simples ou contrastado.

#### *8.3.5 Trato gastrointestinal*

A presença de gás ou conteúdo no interior das alças intestinais, estômago e esôfago e ainda a presença de ar nos pulmões melhoram

visualização das estruturas da cavidade celomática. A individualização por si só do trato gastro intestinal é complicada, nossos achados coincidem com relatos de Rübél, Kuoni e Frye (1991), Hernandez-Divers (2006) e Pinto (2007) ao descrever as técnicas radiográficas em testudines.

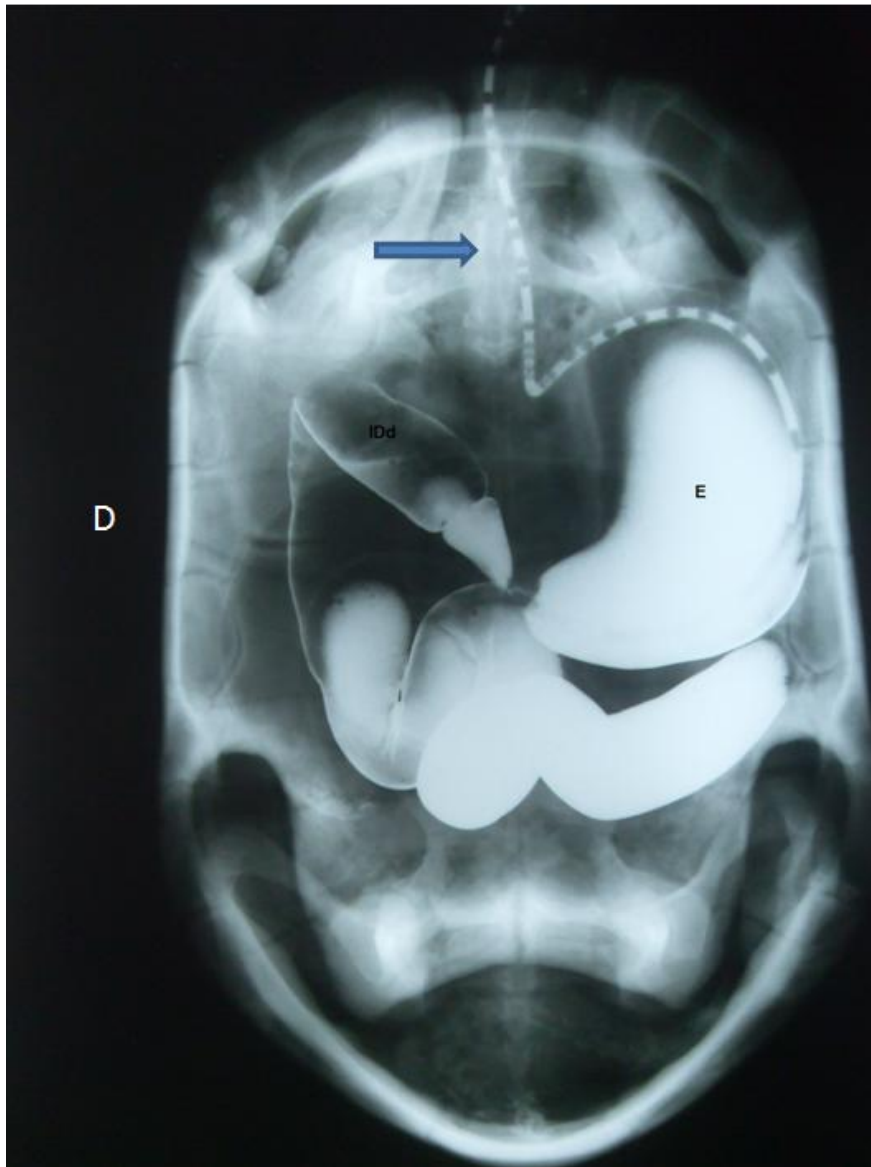
Para Gumpenberger (2007) a avaliação das estruturas deve ser feita através das projeções DV e LL, o que é condizente com nossos achados sendo estas as projeções de escolha para avaliação deste sistema.

Para Mitchell e Diaz-Figueroa (2005) a avaliação radiográfica do sistema gastro intestinal deve ser realizada com contraste e deve-se manter uma temperatura adequada para manter a motilidade adequada das estruturas. Hernandez-Divers (2006) comenta que o exame contrastado é de grande auxílio no diagnóstico de alterações intra ou extra luminal como foi observado em nossos exames radiográficos.

#### *8.3.5.1 Esôfago*

O esôfago ao exame radiográfico simples não foi visualizado. Sua visualização somente é possível quando há presença de ar. Na projeção dorsoventral o esôfago esta presente no antímero esquerdo da região cervical e segue paralela a traquéia.

O exame contrastado quando realizado apresenta maior precisão do posicionamento do órgão, boa definição das paredes e visualiza-se uma curvatura acentuada a esquerda localizada caudal aos brônquios primários antes do esôfago se ligar ao estômago. Este posicionamento varia se o animal estiver com o pescoço esticado ou retraído (Figura 27).



**Figura27.**Exame radiográfico contrastado na projeção dorsoventral identificando o estômago (E) e o duodeno, porção inicial do intestino delgado (IDd) . A seta identifica a sonda esofágica e marca o caminho até o esôfago.

#### 8.3.5.2. *Estômago*

O estômago foi de fácil visualização ao exame radiográfico simples devido à presença de conteúdo alimentar, ar ou gás, sendo possível distinguir todos seus segmentos (fundo, antro e piloro) e o seu formato característico. Na avaliação do exame radiográfico simples é possível visualizar as paredes com linhas radiopacas e o interior depende da característica do conteúdo. No exame contrastado as paredes do estômago são bem delimitadas e o seu

interior fica preenchido por conteúdo radiopaco. Ocupa a região cranial esquerda da cavidade celomática. O contraste começa a preencher o duodeno nos primeiros 30 min.

O contraste de sulfato de bário e iodado apresentou a mesma eficiência para visualização deste órgão.

#### *8.3.5.3. Alças intestinais*

No exame radiográfico simples foi possível visualizar alguns segmentos das alças, porém, não é possível diferenciá-las.

No exame contrastado foi possível visualizar e diferenciar entre o intestino delgado ou grosso Mitchell e Diaz-Figueroa (2005) sugerem que o exame contrastado de répteis deve-se utilizar contraste para uma melhor avaliação e definição das estruturas. Hernandez-Divers (2006) comenta que o sulfato de bário deve ter a concentração de 30%. Em nosso projeto foi utilizado na concentração de 100% e não houve problema na avaliação do trânsito gastro intestinal o autor em questão ainda relata que existe a possibilidade de realizar o exame com o contraste iodado iohexol.

Transito intestinal variou de 5 dias para 24 dias com o sulfato de bário. Esta diferença pode ser explicada pela dieta. O animal que teve o trânsito mais rápido havia sido alimentado com alface, apresentando fezes amolecidas com a presença do contraste no terceiro dia nas fezes e a temperatura nos dias estava mais elevada o que aumenta metabolismo destes animais. Estes fatores são comentados por Schumacher e Toal (2001) como causas que podem influenciar o exame contrastado e Cubas e Baptistotte (2007) e Pinto (2007) comentam que temperatura, tipo e frequência de alimentação influenciam no trânsito gastrointestinal.

A técnica com contraste iodado (ioexol) durou quatro dias no trato gastro intestinal, sendo uma boa escolha para a avaliação quando houver suspeita de alterações gástricas ou duodeno.

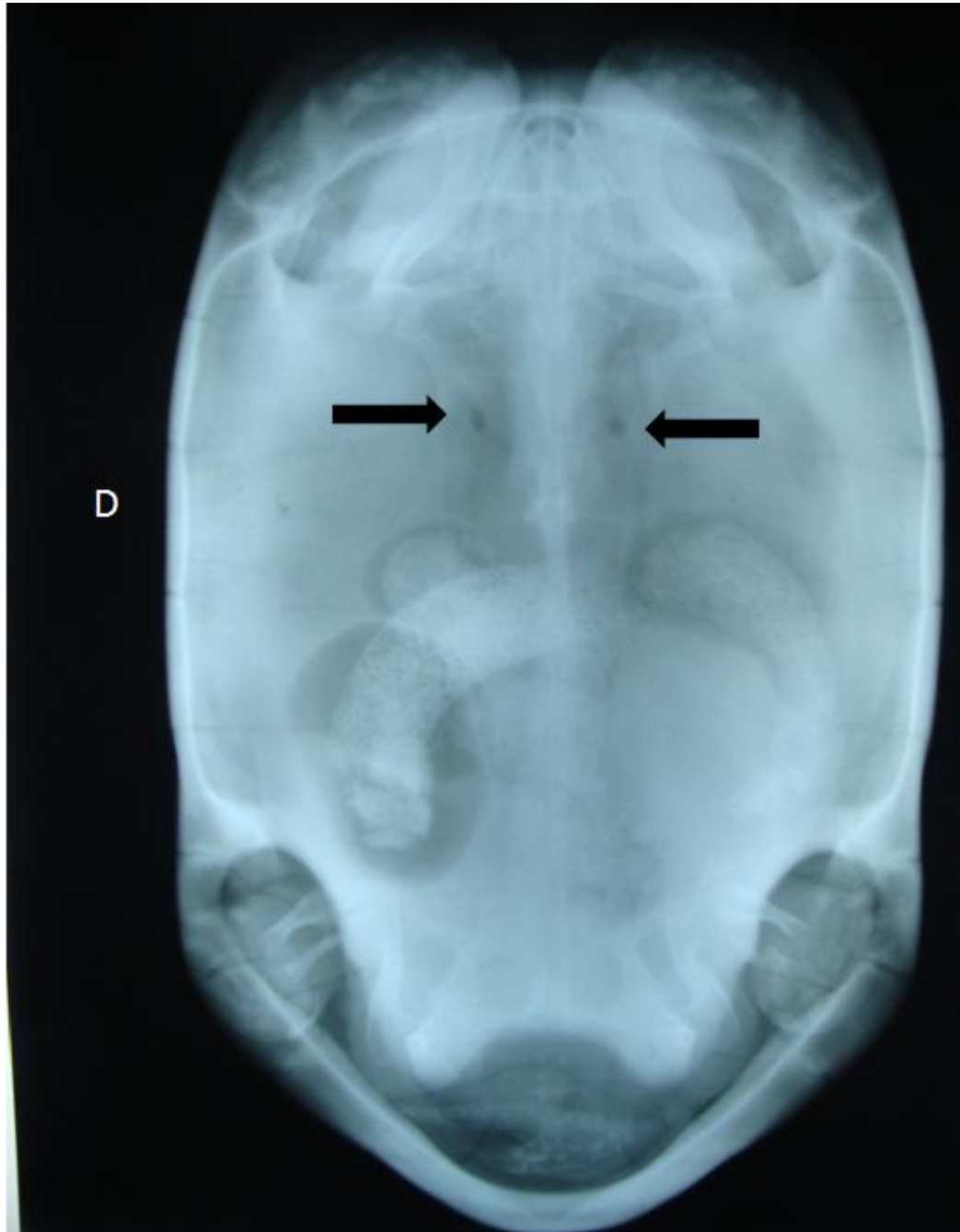


Em todas as técnicas foram utilizadas a dose de 10mL/kg de sulfato de bário e ioexol, apresentando um bom resultado no exame radiográfico que coincide com a dose recomendada por Schumacher e Toal (2001), estes valores diferem dos recomendados por Rübél, Kuani e Fry (1991) e Pinto (2007), porém a associação de ar melhorou a visualização do estômago.

### *8.3.6 Sistema respiratório*

#### *8.3.6.1 Traquéia*

A traquéia foi de difícil identificação no exame radiográfico simples nas projeções DV, LL e CC. A presença de ar no seu interior facilita sua visualização e os anéis cartilagosos possibilitam uma melhor visualização devido sua maior radiopacidade. Na projeção DV é possível identificar sua inserção no pulmão (brônquios primários) e apresenta-se como duas circunferências radiopacas ao exame. As projeções LL e CC ficam prejudicadas devido à sobreposição com os órgãos internos e as estruturas que compõe o casco e a cintura escapular (Figura 28).



**Figura28.**Exame radiográfico simples na projeção dorsoventral onde identificar os brônquios primários (seta preta).

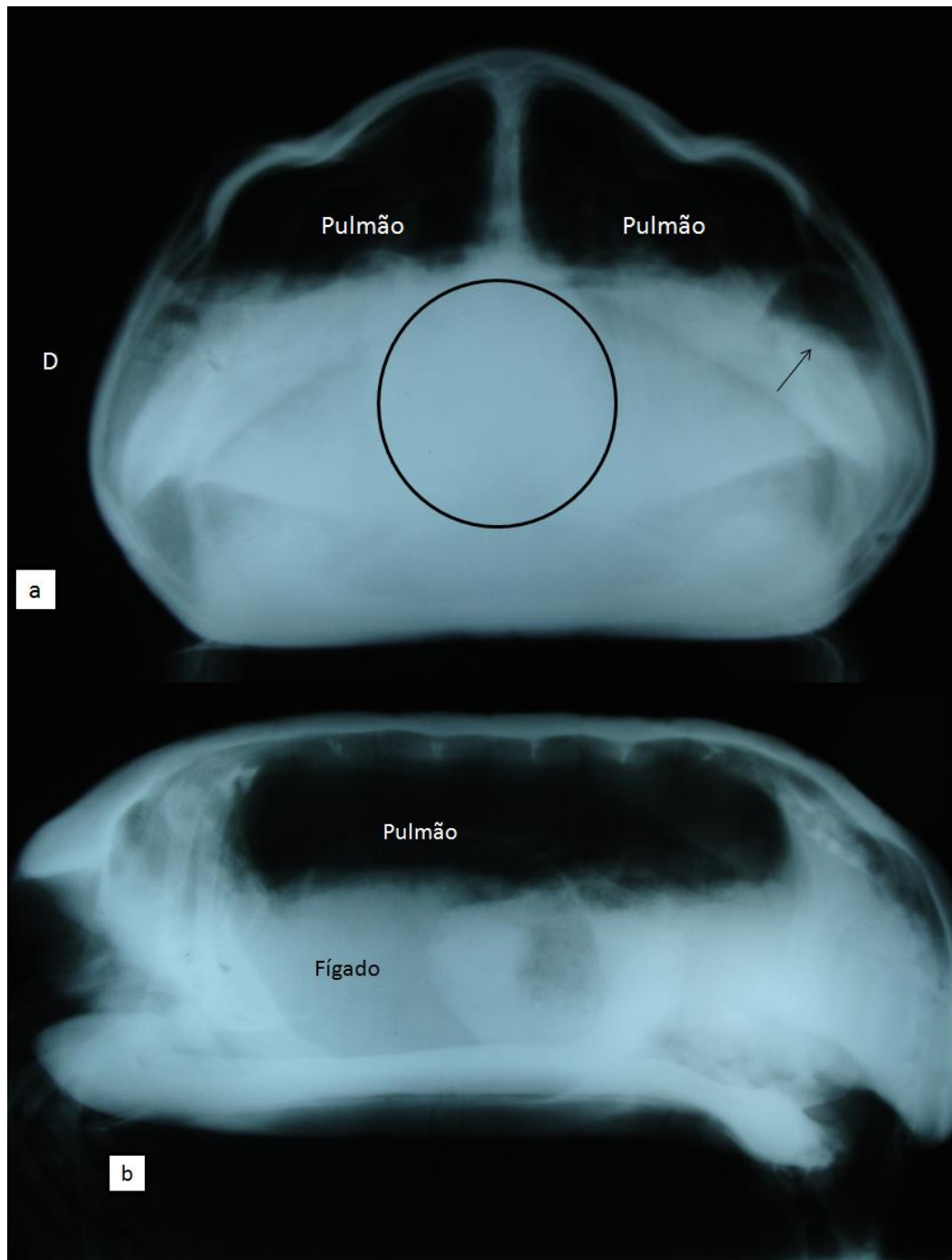
#### 8.3.6.2 *Pulmão*

Pode ser identificado no exame radiográfico simples em todas as projeções realizadas DV, CC e LL, assim como Bennett (2011) ao descrever os métodos de diagnóstico por imagem em testudines. Nas projeções CC e LL é

possível perceber que o pulmão está em contato direto com o casco e que está em contato com a maioria dos órgãos da cavidade celomática. Para Gumpenberger (2007) a melhor projeção para avaliação do pulmão é a CC, porém, uma avaliação completa deste órgão deve ser feita as projeções DV e LL. Concordamos com Hernandez-Divers (2006) quando ele relata que a sobreposição do estômago, fígado e outras estruturas torna-se um desafio.

Na projeção dorsoventral é possível identificar os ramos iniciais da *ediaculi* ao redor dos brônquios primários. Na projeção LL é possível delimitar com precisão a região que o pulmão ocupa e que perfaz metade da cavidade celomática e segue da cintura escapular até a região cranial da cintura pélvica. Na projeção craniocaudal é possível visualizar o órgão com precisão e delimitar suas margens ventrais.

As projeções realizadas e a avaliação do pulmão são semelhantes com o que diz Hernandez-Divers (2006), Schumacher (2011), Rübél, Kuoni e Frye (1991), pois, o exame deste órgão gera excelentes imagens e com algumas sobreposições na projeção laterolateral. (Figura29).



**Figura29.**Exame radiográfico pulmonar simples. (a) projeção craniocaudal é possível visualizar o campo pulmonar (na imagem é dividida por uma linha radiopaca, da coluna vertebral). Nesta mesma imagem é possível distinguir outras estruturas com o estômago (seta) e a região do crânio. (b) projeção laterolateral.

## **9. CONCLUSÃO**

O exame radiográfico simples se mostrou eficaz quando se deseja avaliar o coração, fígado, sistema gastrointestinal, pulmões e útero quando há presença de ovos com casca.

A utilização de contraste positivo resultou em boas imagens radiográficas da vesícula urinária utilizando iopamidol ou ioexol (iodeto não iônico) opostamente, na avaliação do sistema circulatório, tais contrastes não se mostraram eficientes. Para o trato gastrointestinal a utilização sulfato de bário (iodeto iônico) gerou boas imagens radiográficas.

A técnica radiográfica utilizada o peso e biometria do casco foi satisfatória.

## REFERÊNCIAS

Andriolo, A. Desafios para a Conservação da Fauna. In: Cubas, Z. S; Silva, J. C. R., Catão-Dias, J. L. Tratado de Animais Selvagens. editora Roca. São Paulo. 2007. p 19 – 24.

Bennett, T. The Chelonian Respiratory Sistem. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Praticce. vol. 14.2011. p. 225 – 239.

Bérnils, R. S; Costa, H. C. *Brazilian reptiles – List of species*. Acessível em:<http://www.sbherpetologia.org.br/>. Sociedade Brasileira de Herpetologia. 2012. Acessado em 08 de fevereiro de 2013.

Berry, C. R; Love, N. E; Thrall, D. E. Introduction to Radiographic Interpretation. In: Thrall, D. E. Textbook of Veterinary Diagnostic Radiology. 4º edição. Editora Saunders. Philadelphia. 2002. p. 42 – 55.

Burk, R. C., Ackerman, N. Small animal radiology and ultrasonography. 2º edição. ed.Saunders. Philadelphia. 1996. p 215.

Conceição, A. M. Barros, S. L. B. Albuquerque, I. M. B. Presença de Corpos Estranhos no Aparelho Digestório de Jabuti - piranga (*Chelonoidis carbonaria*). Acta Veterinaria Brasilica, v.5, n.2, p.197-202, 2011

Cubas, P. H., Baptistotte, C. Chelonia in: Cubas, Z. S; Silva, J. C. R., Catão-Dias, J. L. Tratado de Animais Selvagens. editora Roca. São Paulo. 2007. p 86 – 108.

Dyer, S. M; Cervasio, E. L. An Overview of Restraint and Blood Collection Techniques in Exotic Pet Practice. Veterinary Clinics of North America: Exotical Animal Praticce. Vol. 11. 2008. p. 423 – 443.

Farias, T. N. Topografia e morfologia do sistema urinário de jabuti "*Geochelone carbonaria*" (Spix, 1824). Tese de doutorado. Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinaria e Zootecnia. Departamento de cirurgia. 2003. p. 1 – 58.

Farrow, C. S. Veterinary Diagnostic Imaging Birds, Exotic pets, and Wildlife. Editor Elsevier. Missouri. 2009. p 403.

Frye, F. L. Anesthesia. Reptile care an Atlas os diseases and treatments. T.F.H Publications.Vol. 2. Neptune. 1991. P. 421 – 437.

Garner, M. M. The reptile necropsy: Collection and Submission of Pathologic Samples. North America Veterinary Conference. Orlando. 2005. P. 1275 – 1277.

Gumpenberger, M; Henninger, W. The Use of Computed Tomography in Avian and Reptile Medicine. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine.vol. 10.nº 4. 2001. p 174-180.

Gunderman, R. B. Fundamentos de Radiologia. 2º edição. editora Guanabara. Rio de Janeiro. 2007. p 02 – 03.

Han, C. M. Obtenção de Qualidade Radiográfico In: Han, C. M., Hurd, C. D. Diagnóstico por imagem para a prática veterinária. Editora.Roca. São Paulo. 2007. p. 10- 58.

Heatley, J. J; Russell, K. E. Box Turtle (*Terrapenespp.*)Hematology.Journal of Exotic Pet Medicine.Vol 19. No 2. 2010. p 160–164.

HERNANDEZ-DIVERS, S. J. REPTILE RADIOLOGY: TECHNIQUES, TIPS AND PATHOLOGY. The North American Veterinary Conference. 2006. P. 1626 – 1630.

Holz, P. H; Raidal, S. R. Comparative Renal Anatomy of Exotic Species. Veterinary Clinics of North America: Exotical Animal Praticce. Vol. 9. 2006. p. 1- 11.

Hurd, C. D. Estudos de Contraste. In: Han, C. M., Hurd, C. D. Diagnóstico por imagem para a prática veterinária. Editora. Roca. São Paulo. 2007. p. 128 - 130.

INMETRO IDEC. Meio Ambiente e Consumo. Educação para o consumo responsável. Ministério do Desenvolvimento. Brasília. 2002.

Jacobi, P. Meio Ambiente e Sustentabilidade. O município do século XXI cenários e perspectivas. *Ed. Especial. São Paulo. P. 175-183. 1999.*

Jenkins, J. Diagnostic and Clinical Techniques in: Mader, D. R. Reptile Medicine and Surgery. Philadelphia. Ed. Saunders. 1996. P 264 -276.

Jepson, L. Clínica de animais exóticos. Referencia rápida. Editora Elsevier. Rio de Janeiro. p. 358 – 364. 2010.

Kealy, J. K.,McAllister, H. Radiologia e ultra sonografia do cão e do gato. São Paulo. Ed. Manole. 3º edição. 2005. p 3 – 6.

Latorre, D. C. P., Miyazaki, S. L. O analfabetismo ambiental como agravante para o tráfico de animais silvestres. *Integração*.Ano XI. Nº 43. P. 319 – 323. out. nov.dez. 2005.

Le, M; Raxworth, C. J; McCord, W. P; Mertz, L. A molecular phylogeny of tortoises (Testudines: Testudinidae) based on mitochondrial and nuclear genes. *Molecular PhylogeneticsandEvolution*, v. 40. 2006. p. 517–531.

Lima, G. G. B. A conservação da fauna e da flora silvestres no Brasil: a questão do tráfico ilegal de plantas e animais silvestres e o desenvolvimento sustentável. *RevistaJurídica*. Brasília, v. 9, n. 86, p.134-150, ago./set., 2007.

Mader, D. R; Radiographic Anatomy in: Reptile Medicine and Surgery. Philadelphia. Ed. Saunders. 1996. p. 484-489.

Mader, D. R. ReptilianRadiology. Publicado IVIS 2009 <http://www.ivis.org/>.acessado 25 de julho de 2012.

Magalhães, M. S; Freitas, M. L; Silva, N. B; Moura, C. E. B. Morfologia do tubo digestório da tartaruga verde (*Cheloniamydas*). *Pesquisa Veterinária Brasileira*. vol.30(8). 2010. p. 676-684.

Martins, M; Molina, F. B. Panorama Geral dos répteis ameaçados do Brasil. In: Machado, A. B. M; Drummond, G. M; Paglia, A. P. Livro Vermelho da Fauna Brasileira Ameaçada de Extinção. 1.ed. - Brasília, DF. Fundação Biodiversitas. 2008. P. 327 – 334.



Matias, C. A.R., Romão, M. A. P., Tortelly, R., Bruno, S. F. Aspectos fisiopatológicos da retenção de ovos em Jabuti - piranga (*Geochelone carbonaria* Spix, 1824). *Ciência Rural*, Santa Maria, v. 36, n.5, p. 1494-1500, 2006.

Mitchell, M. A; Diaz – Figueroa, O. Clinical Reptile Gastroenterology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. vol. 08. 2005. p. 277 – 298.

Mitchell, M. A. Reptile Cardiology. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. vol. 12. 2009. p. 65 – 79.

Mitchell, M. A. Managing the Reptile Patient in the Veterinary Hospital: Establishing a Standards of Care Model for Nontraditional Species. *Journal of Exotic Pet Medicine*. Vol. 19. No 1. 2010. p. 56 – 72.

Molina, F. B; Matushima, E. R; Mas, M. Class Reptilia, orerChelonia (Testudinata) (Chelonians): Turtles, Tortoise in: Fowler, M. E; Cubas, Z. S. *Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals*. Iowa State University Press. Iowa. 2001. p. 15 – 25.

Murray, M. J. Endoscopy. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Vol. 9. Nº 4. 2000. p. 225-233.

Navarre, B. J. S. Common Procedures in Reptiles and Amphibians. *Veterinary Clinics of North America: Exotical Animal Practice*. Vol. 9. 2006. p. 237 – 267.

Norton, T. M. Emergency and Critical care. *Topics in Medicine and Surgery. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine, Vol 14, No 2 (April), 2005: pp 106–130*

Oliveira, F. S. Delfini, A. Martins, L. L. Faria, D. J. Machado, M. R. F. Obstrução Intestinal e enterotomia em Tigre D´água (*Trachemys dorbinyi*). *Acta Scientiae Veterinariae*. 37(3): 307-310. 2009.

O´Maley, B. *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species*. Editor Elsevier Saunders. Alemanha. 2005. p 41 – 56.

Papageorges, M. Visual Perception and Radiographic Interpretation. In: Thrall, D. E. Textbook of Veterinary Diagnostic Radiology. 4<sup>o</sup> edição. Editora Saunders. Philadelphia. 2002. p. 35 – 40.

Pinheiro, J. N; Godoy, I; Brito, E. S; Strümann, C; Ferraz, R. H. S. Macroscopia do aparelho digestório do cágado sul-americano *Mesoclemmysvanderhaegei*(Bour, 1973). Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science. São Paulo, v. 47, n. 6, 2010, p. 429-438.

Pinto, A. C. B. C. F. Radiologia in: Cubas, Z. S; Silva, J. C. R., Catão-Dias, J. L. Tratado de Animais Selvagens. editora Roca. São Paulo. 2007. p 896 – 910.

Raidal, S. R; Raidal, S. L. Comparative Renal Physiology of Exotic Species. Veterinary Clinics of North America: Exotical Animal Praticce. Vol. 9. 2006. p. 13 – 31.

Rivera, S. Health Assessment of the Reptilian Reproductive Tract. Journal of Exotic Pet Medicine. Vol 17. No 4. 2008. p 259–266.

Rodrigues, A. L. B., Martins, M. F., Pieruzzi, P. A. P. Estudo da Flora Intestinal do Jabuti-piranga utilizados em projetos de Zooterapia com crianças e idosos. <https://sistemas.usp.br/siicusp/cdOnlineTrabalhoVisualizarResumo?numeroInscricaoTrabalho=1100enúmeroEdicao=19>. Acessado em 06 de março de 2012.

Rübel, A. Kuoni, W. Frye, F. L. Radiology and Imaging in: Frye, F. L. Reptile care an Atlas os diseases and treatments. T.F.H Publications. Vol. 1. Neptune. 1991. P. 185 – 208.

Samour, J. H., Naldo, J. L. Anatomical and Clinical Radiology of Birds of Prey. Editora Elsevier. Espanha. 2007. p 01.

Santos, A. L. Q. Silva, J. M.M. Kaminishi, A. P. S. Simone, S. B. S. Cardoso, J. L. Menezes, L. T. Pereira, H. C. Estudo radiográfico contrastado do tempo de trânsito gastrintestinal em *Caracarasplancus*. PUBVET, Londrina, V. 5, N. 13, Ed. 160, Art. 1084, 2011.

Schumacher, J. Respiratory Medicine of Reptiles. Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Praticce. vol. 14. 2011. p. 207 – 224.

Schumacher, J; Toal, R. L. Advanced Radiography and Ultrasonography in Reptiles. Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine.Vol. 10.Nº. 4. 2001. p. 162-168.

Selleri, P; Hernandez-Divers, S. J. Renal Disease of Reptiles. Veterinary Clinics of North America: Exotical Animal Praticce. Vol. 9. 2006. p. 161 – 174.

Senneke, D. Tabaka, C. Red-foot Tortoise.2003 in. [www.chelonia.org](http://www.chelonia.org).acessado em 06 de março de 2012.

Silverman, S. Janssen, D. L. DiagnosticImaging in: Mader, D. R; Reptile Medicine andSurgery. Philadelphia. Ed. Saunders. 1996. p. 258 - 264.

Stacy, N.I; Alleman, A. R; Sayler, K. A. Diagnostic Hematology of Reptiles.Clinics in Laboratory Medicine.vol. 31. 2011. P. 87 – 108.

Thrall, D. E., Widmer, W. R. Radiation Physics, Radiation Protetion, and Darkroom Theory. In: Thrall, D. E. Textbook of Veterinary Diagnostic Radiology. 4º edição.Editora Saunders. Philadelphia. 2002. p 01 - 17.

Valente, A. L. S; Parga, M; Espada, Y; Lavin, S; Alegre, F; Marco, I; Cuenca, R. Evaluation of Doppler ultrasonography for the measurement of blood flow in young loggerhead sea turtles (Caretta caretta). The Veterinary Journal. vol. 176. 2008. p. 385–392.

Valente, A. L. S; Cuenca, R; Zamora, M; Parga, M. L; Lavin, S; Alegre, F; Marco, I. Computed tomography of the vertebral column and coelomic structures in the normal loggerhead sea turtle (Caretta caretta). The Veterinary Journal. vol. 174. 2007. p. 362–370.

Vinke, S., Vetter, H., Vinke, T., Vetter, S. Chelonian Library.editoraChimaira. Frankfurt. 2008. p 38 – 53.

Wyneken, J. The Anatomy of Sea turtle.U.S.A. Department of Commerce.Miami. 2001. P. 33 – 165.

Work, T. M. Manual de Necropsia de Tortugas Marinhas para Biologos em refúgios o áreas remotas. NationalWildlife Health Center. Hawaii. 2000. p. 03 – 24.

Zulauf, W. E. O Meio Ambiente e o Futuro. Estudos Avançados. V. 14. Numero 39. P. 85 – 100. 2000.