

**UVV - CENTRO UNIVERSITÁRIO VILA VELHA
PROGRAMA DE MESTRADO EM CIÊNCIA ANIMAL**

**AVALIAÇÃO COPROPARASITOLÓGICA DE *CHELONOIDIS
CARBONARIA* (SPIX, 1824) (REPTILIA, TESTUDINIDAE) EM
CATIVEIRO NO ESPÍRITO SANTO.**

Samantha de Souza Rodrigues

VILA VELHA – ESPÍRITO SANTO

Fevereiro de 2011

UVV – CENTRO UNIVERSITÁRIO VILA VELHA

AVALIAÇÃO COPROPARASITOLÓGICA DE *CHELONOIDIS CARBONARIA* (SPIX, 1824) (REPTILIA, TESTUDINIDAE) EM CATIVEIRO NO ESPÍRITO SANTO.

Samantha de Souza Rodrigues

Orientador: Prof. Dr. Vinicius Ricardo Cuña de Souza

Co-orientadora: Profa. Dra. Flaviana Lima Guião Leite

Dissertação apresentada ao Programa de Mestrado em Ciência Animal do Centro Universitário Vila Velha, para a obtenção do título de Mestre em Ciência Animal.

VILA VELHA – ESPÍRITO SANTO

Fevereiro de 2011

Catálogo na publicação elaborada pela Biblioteca Central / UVV-ES

R696a Rodrigues, Samantha de Souza.

Avaliação coproparasitológica de *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824) (Reptilia, Testudinidae) em cativeiro no Espírito Santo. / Samantha de Souza Rodrigues. – 2011.

61 f. : il.

Orientador: Vinicius Ricardo Cuña de Souza

Co-orientadora: Flaviana Lima Guião Leite

Dissertação (mestrado em Ciência Animal) - Centro Universitário Vila Velha, 2011.

Inclui bibliografias.

1. Quelônio - Parasito. 2. Parasitologia veterinária. 3. Quelônio – Aracruz, ES. 4. Réptil - Doenças. 5. Quelônio – Doenças - Diagnóstico. I. Souza, Vinicius Ricardo Cuña. II. Leite, Flaviana Lima Guião. III. Centro Universitário Vila Velha. IV. Título.

CDD 597.9

“Fica estabelecida a possibilidade de sonhar coisas impossíveis
E de caminhar livremente em direção aos sonhos”.

Luciano Luppi.

“Este trabalho é dedicado primeiramente aos meus pais,
Minha irmã, minha querida sobrinha Eduarda, que é a luz
Da minha vida e ao meu noivo Diogo, que tanto insistiu que
Fizesse parte desse programa, sem o apoio deles eu
Não teria conseguido chegar até aqui, à todos eles
Dedico a felicidade do término de mais uma jornada”.

AGRADECIMENTO

Quero agradecer aos Médicos Veterinários (IBAMA) Vinícius de Seixas Queiroz e Gustavo Athayde, ao Biólogo (IBAMA) José da Penha Rodrigues e a Zootecnista (IBAMA) Sandra Giselda Paccagnella, que me ajudaram e abriram as portas do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS).

À colega, Médica Veterinária, Achiciane Furno Pires, que desde o início do mestrado, me apoiou.

Agradeço também ao meu orientador Prof. Dr. Vinicius R. C. de Souza, que se articulou com várias pessoas para que eu pudesse realizar esse trabalho.

Ao Prof. Mestre Leandro Abreu, que cedeu seu laboratório para fazermos as análises.

Ao amigo Evandro Neto, que me orientou no desenvolvimento das análises laboratoriais.

À Profa. Dra. Flaviana L. G. Leite e Prof. Dr. João Luiz Rossi Jr, que me ajudaram desde o início dessa minha nova empreitada.

À FAPES, Fundação de Amparo à Pesquisa do Espírito Santo, pois sem a ajuda de custo, não teria realizado essa pesquisa.

Especialmente ao meu querido noivo Diogo Ferreira Gama, que sem sua insistência, provavelmente eu não teria começado essa nova jornada profissional.

Aos meu pais, Samira e Allan, que nunca deixaram de acreditar em mim.

À todos que de alguma forma contribuíram para o desenvolvimento da minha pesquisa, ofereço um muito obrigada.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Dados percentuais (total; machos; fêmeas) obtidos pelas técnicas de Flutuação e Centrífugo-sedimentação; Comparação entre técnicas e comparação entre machos e fêmeas das amostras fecais de *Chelonoidis carbonaria* no Centro de Reintrodução de Animais Selvagens, Aracruz, ES... 37

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Viveiro de <i>Chelonoidis carbonaria</i> , no Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS/IBAMA), Aracruz, ES	29
Figura 2: Bandeja com restrição de espaço utilizada para a coleta de material fecal de <i>Chelonoidis carbonaria</i> do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens, Aracruz, ES	32
Figura 3: A. Etapas da Técnica de Centrífugo-sedimentação; B. Término da Técnica de Centrífugo-sedimentação, onde se observa a formação de 4 camadas	34
Figura 4: Comparação entre número de amostras positivas e negativas pelas técnicas de Flutuação e Centrífugo-sedimentação das amostras fecais de <i>Chelonoidis carbonaria</i> no Centro de Reintrodução de Animais Selvagens, Aracruz, ES	37
Figura 5: Ovos de nematóides presentes nas fezes de <i>Chelonoidis carbonaria</i> do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens, Aracruz, ES. (A) Aumento de 10X; (B) Aumento de 40X; (C) Aumento de 40X, nota-se semelhança com a figura anterior; (D) Aumento de 10X	39
Figura 6: Ovos de nematóides e cestóides presentes nas fezes de <i>Chelonoidis carbonaria</i> do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens, Aracruz, ES. (A) Nematóides e cestóides, aumento de 10X; (B) Cestóide observado no aumento de 10X, em destaque o opérculo; (C) Em destaque o opérculo, característica de ovos de helmintos da classe cestóide, aumento de 40X; (D) Vários ovos de cestóides, aumento de 10X	40
Figura 7: Ovos de cestóides, larva de nematóide e oocisto presentes nas fezes de <i>Chelonoidis carbonaria</i> do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens, Aracruz, ES. (A) Vários ovos de cestóides, visto em aumento de 10X; (B) Ovos de cestóides, aumento de 10X; (C) Larva de nematóide (aumento de 10X); (D) Oocisto de coccídeo, aumento de 4X	41

LISTA DE ABREVIATURAS

AP = aplicação

Ca:P = relação cálcio:fósforo

CEREIAS = Centro de Reintrodução de Animais Selvagens

DOM = doença ósseo metabólica

IBAMA = Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis

ICE = intracelomático

IM = intramuscular

PO = via oral

Q = a cada

SC = subcutânea

SID = uma vez ao dia

S6V1 = setor 06 viveiro 01

SUMÁRIO

	Página
1. INTRODUÇÃO	13
2. REVISÃO DA LITERATURA.....	16
2.1 Manejo de animais selvagens em cativeiro	16
2.2 Manejo de quelônios em cativeiro	20
2.3 A espécie <i>Chelonoidis carbonaria</i> (Spix, 1824)	24
2.4 Parasitas em quelônios	26
3. OBJETIVOS	27
3.1 Objetivo Geral	27
3.2 Objetivos Específicos	27
4. MATERIAL E MÉTODOS	28
4.1 Localização e caracterização fisiográfica da área de estudo	28
4.2 Estrutura física do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS)	28
4.3 Manejo do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS)	29
4.3.1 Informações dadas pela equipe técnica do CEREIAS	29
4.4 Coleta e característica das amostras de hospedeiros	30
4.5 Coleta e processamento das amostras fecais	31
4.5.1 Técnica de Flutuação	32
4.5.2 Técnica de Centrifugo-sedimentação	33
4.6 Identificação dos parasitos	34
4.7 Análise estatística	35
5. RESULTADOS	36
5.1 Técnicas coproparasitológicas	36
5.2 Análise estatística	37
5.3 Identificação dos parasitos	39
6. DISCUSSÃO	42
7. CONCLUSÃO	45
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	46
ANEXOS	51
ANEXO A	52
ANEXO B	53
ANEXO C	54
ANEXO D (Continua)	55

ANEXO D (Continuação)	56
APÊNDICE	57
APÊNDICE I	58
APÊNDICE II (continua)	59
APÊNDICE II (continuação, continua)	60
APÊNDICE II (continuação)	61

RODRIGUES, S. de S. **Avaliação coproparasitológica de *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824) (Reptilia, Testudinidae) em cativeiro no Espírito Santo.** [Dissertação de Mestrado]. Vila Velha: Pós-Graduação em Ciência Animal, UVV – Centro Universitário Vila Velha, 2011.

RESUMO

Animais selvagens são mantidos em cativeiro e no convívio com humanos há muito tempo. Consideráveis avanços ocorreram no cuidado e manejo de animais selvagens, mas observa-se a necessidade de mais pesquisas envolvendo doenças parasitárias. O manejo correto dos animais em cativeiro e, mais especificamente, o controle parasitário se faz necessário pelo grande risco de transmissão de doenças. Normalmente, o quadro de infestação parasitária é assintomático. Porém, na presença de más condições de higiene as doenças parasitárias levam a anorexia, perda de peso, diminuição de apetite e estresse. O objetivo da pesquisa é verificar quais os parasitas encontrados em quelônios mantidos em cativeiro no Projeto CEREIAS – Aracruz (ES). Determinar, por meio de exames coproparasitológicos, a presença de helmintos do trato digestório dos quelônios que vivem em cativeiro no Espírito Santo, investigando também infecções gastrintestinais por protozoários. As avaliações foram feitas através de exames coproparasitológicos, utilizando-se duas técnicas diferentes, Willis (1921) (técnica de flutuação) e Ritchie (1948) (técnica de centrífugo-sedimentação). Ao comparar as técnicas, a centrífugo-sedimentação foi mais eficaz, tendo como resultado 73 positivos e 22 negativos, enquanto que na flutuação foram 31 positivos e 64 negativos. Quando associadas as técnicas, melhores resultados foram registrados. Foram encontrados ovos e larva de nematóides, cestóides e coccídeos. Os resultados obtidos durante o experimento mostraram que ambas as técnicas deveriam ser utilizadas rotineiramente no controle parasitário desses animais em cativeiro, pois cada uma demonstra vantagens em relação a outra. A utilização de ambas é necessária para que todos os possíveis parasitas sejam detectados.

Palavras-chave: helmintos; jabutipiranga; parasitas; répteis; Testudinatas

RODRIGUES, S. de S. **Evaluation of parasitological *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824) (Reptilia, Testudinidae) in captivity in the Espírito Santo.** [Thesis]. Vila Velha: Graduate in Animal Science, UVV - Centro Universitário Vila Velha, 2011.

ABSTRACT

Wild animals are kept in captivity with the interaction with humans for a long time. Considerable advances have occurred in the care and management of wildlife, but there is a need for more researches involving parasitic diseases. The proper handling of animals in captivity and, more specifically, parasite control is necessary because of the high risk of disease transmission. Typically, parasitic infestations are asymptomatic. However, in the presence of poor hygiene conditions the sick animals may show signs of anorexia, weight loss, decreased appetite and stress. The research objective is to see which parasites found in turtles kept in captivity in Projeto CERIAS - Aracruz (ES). Determine through fecal examinations, the presence of helminths of the digestive tract of turtles living in captivity in the Holy Spirit also investigating gastrointestinal infections caused by protozoa. Fecal examinations were done using two different techniques, Willis (1921) (floating technique) and Ritchie (1948) (centrifugal-sedimentation technique). When comparing both techniques, the centrifugal-sedimentation was the most effective, resulting in 73 positive and 22 negative, whereas the fluctuation were 64 positive and 31 negative. When associating, best results were recorded. We found eggs and larvae of nematodes, cestodes and Coccidia. The results obtained during the experiment showed that both techniques should be used routinely in parasite control for animals in captivity because each one has its own advantages. The use of both is required to allow the detection of all possible parasites.

Keywords: helminths; parasites; red-footed tortoise; reptiles; Testudinatas

1 INTRODUÇÃO

Animais selvagens têm sido mantidos em cativeiro e no convívio de humanos desde tempos imemoriáveis. Consideráveis avanços ocorreram no cuidado e manejo de animais selvagens, mas observa-se a necessidade de um incremento nos estudos de enfermidades parasitárias para evitar a disseminação de doenças. Para isso, deve-se conhecer quais as espécies podem ser mantidas em cativeiro, além de seguir as práticas apropriadas de criação e procedimentos adequados de quarentena (VILANI, 2007).

Os endoparasitas e ectoparasitas frequentemente são encontrados em ambientes de zoológicos e criadouros conservacionistas, comerciais e científicos. Para isso, deve ser definido um período de quarentena. Para a estimativa desse período, devemos ter claro o período pré-patente e o de incubação. O período pré-patente é aquele compreendido desde a infecção do animal selvagem até a eliminação das formas detectáveis dos parasitas (ovos, oocistos ou larvas). Já o período de incubação é aquele compreendido desde a infecção dos animais por quaisquer patógenos até a manifestação dos primeiros sinais clínicos da doença (SILVA & CORRÊA, 2007).

Com isso, há uma necessidade de criar rigorosas medidas de manejo. A possibilidade de um indivíduo carrear um agente infeccioso ou parasitário fatal para um plantel requer que esses animais recém-chegados permaneçam por um período em quarentena e que adequados protocolos sanitários sejam seguidos, minimizando assim, a transmissão de doenças e parasitas. No tempo de quarentena serão feitos exames clínicos e testes diagnósticos, como coproparasitológicos, tratamento com anti-helmínticos e reavaliação coproparasitológica para confirmar a eficácia da terapia (VILANI, 2007).

O protocolo da quarentena tem como objetivo prevenir a introdução de agentes infecciosos e parasitários da população no cativeiro e estabelecer condutas de medicina veterinária preventiva para os diferentes grupos animais. Esse programa deve assegurar que apenas animais sadios sejam incorporados ao acervo (SILVA & CORRÊA, 2007).

A manutenção de espécies em cativeiro requer cuidados específicos, desde um manejo adequado a uma dieta balanceada e sadia. O cuidado com as condições das instalações do animal é extremamente indispensável. O ideal é que as instalações sejam o mais próximo do natural possível, mas deve-se ter cuidados higiênicos e manter as instalações sempre limpas.

Há muito se sabe que as enfermidades, em especial as infecto-parasitárias introduzidas em um novo habitat, exercem marcante impacto sobre a manutenção da biodiversidade e influenciam sobre o sucesso ou o fracasso de programas de manutenção de espécies selvagens em cativeiro (CATÃO-DIAS, 2003).

Para muitas espécies de animais criticamente ameaçadas de extinção, uma das poucas alternativas de sobrevivência existente é adoção de práticas intensivas de manejo e movimentação de indivíduos, seja através de translocações, seja por meio de propagação em cativeiro e subsequente reintrodução (CATÃO-DIAS, 2003).

Porém, a soltura de animais, seja através da translocação de espécimes de uma população natural para outra, da introdução de animais nascidos em cativeiro em uma população natural ou do retorno de animais reabilitados à natureza após algum tempo em cativeiro, implica em algum nível de risco de transmissão de doenças (SEAL & ARMSTRONG, 2003).

Existem quatro cenários principais de transmissão de doenças, associados com programas de reintrodução e translocação:

1) introdução de uma doença nova em um ambiente através de um animal selvagem translocado/reintroduzido;

2) transmissão de uma doença localmente existente na população selvagem para animais translocados/reintroduzidos;

3) transmissão de uma doença de um animal selvagem translocado/reintroduzido para animais domésticos existentes na área de soltura;

4) transmissão de doenças de animais domésticos existentes na área de soltura para uma espécie selvagem translocada/reintroduzida (DASZAK, CUNNINGHAM & HYATT, 2003).

Apesar do conhecimento desses cenários e dos riscos implícitos, muito pouco se sabe sobre as especificidades de cada situação, sendo consensual entre os pesquisadores da área que as informações existentes sobre incidência e distribuição de doenças nas populações cativas e, em especial em vida livre, são insuficientes (SEAL & ARMSTRONG, 2003). Além disso, a frequência com que o monitoramento médico-veterinário é efetuado durante translocação/reintrodução de animais selvagens é muito pequena, permanecendo abaixo dos índices de 60%, 50% e 40% para répteis, aves e mamíferos, respectivamente (BALLOU, 2003).

2 REVISÃO DA LITERATURA

O manejo correto dos animais em cativeiro e, mais especificamente, o controle parasitário se faz necessário pelo grande risco de transmissão de doenças, sendo que alguns dos endoparasitas podem ser bastante patogênicos para esses animais. Normalmente, esses parasitos não apresentam sinais clínicos quando os animais se encontram em liberdade, pois há uma relação entre parasito-hospedeiro e a interferência humana prejudicial aos animais, tornando-se sério problema em ambientes com más condições de higiene ou que sofrerão modificação/destruição da vegetação, resultando em animais com problemas de anorexia, perda de peso, prolapso de pênis, estresse, dentre outros (ALMOSNY & MONTEIRO, 2007).

Na medicina de animais selvagens, os exames laboratoriais podem ser considerados métodos para diagnosticar e prevenir doenças e inclusive servir como bioindicador de qualidade ambiental, uma vez que a saúde do meio ambiente influencia na biologia e ecologia dos organismos que nele vivem (ALMOSNY & MONTEIRO, 2007).

No sangue de animais selvagens, podem ser encontradas várias espécies de parasitas. Entretanto, devemos estar atentos para a relação parasita-hospedeiro, o estresse, o cativeiro, entre outros fatores, antes de considerarmos a patogenicidade desses agentes (ALMOSNY & MONTEIRO, 2007). Em geral, os hemoparasitas necessitam de um vetor mecânico para sua transmissão como mosquitos, moscas, carrapatos e ácaros hematófagos. Estes vetores são considerados hospedeiros definitivos e intermediários de diversas doenças (GOULART, 2007).

As principais situações de risco de transmissão de doenças são:

- a) Trocas de animais para recintos diferentes em casos de manejo de rotina;
- b) Quarentena, recebimento de animais;
- c) Surtos de doenças infecciosas e parasitárias, manutenção de animais;
- d) Estabelecimento de vazios sanitários, movimentação interna de animais, surtos e quarentena;

Para amenizar a situação devem-se tomar as seguintes precauções:

- a) Evitar formar grandes grupos;
- b) Fornecer alimento fresco e compatível com o animal;
- c) Observar o consumo alimentar, analisando as sobras;
- d) Retirar as sobras e eliminá-las;
- e) Evitar que o animal pise no alimento;
- f) Manter rigoroso controle de roedores – os ratos transmitem doenças pela urina e costumam urinar nos alimentos;
- g) Facilitar a alimentação dos animais doentes, preparando-a em pedaços pequenos e colocando-a bem próxima do animal (SILVA & CORRÊA, 2007).

Algumas medidas de condutas sanitárias também devem ser adotadas, como usar materiais para cada recinto específico, onde o tratador não deverá misturá-los, ao passar de um recinto para outro, como trocar as luvas, desinfetar as botas e, se possível, trocar a roupa (SILVA & CORRÊA, 2007).

Antes de incluir animal novo no recinto, será necessária a sua avaliação física e clínica, para que não transmita doenças para os demais, ficando em período de quarentena. Deve-se evitar juntar espécies diferentes no mesmo recinto e observar sempre se, entre eles, não há brigas (SILVA & CORRÊA, 2007).

Segundo Massana & Silvestre (2008), a manutenção de tartarugas terrestres, jabutis, e outros quelônios, precisa ser compatível com as condições climáticas de suas regiões de origem.

Os mesmos autores recomendam que “o espaço mínimo para o recinto de um réptil, deve ter duas vezes (2X) o comprimento total da amostra, notando que esta medida é obtida a partir de um adulto”.

O piso do recinto desses animais pode ser de terra, grama ou folha. Piso de cimento é conveniente para a varrição, mas pode ser abrasivo para o casco e para o pênis, quando exposto no momento da cópula. O abrigo, de tamanho suficiente, deve acomodar confortavelmente a população no recinto. É importante disponibilizar

comedouros e bebedouros removíveis para a higienização. Tanques rasos para banhos são apreciados por tais animais, principalmente em dias quentes (CUBAS & BAPTISTOTTE, 2007).

A alimentação em cativeiro, por vezes podem causar desequilíbrios metabólicos que causam doenças complexas (MASSANA & SILVESTRE, 2008).

Mader (2008) relatou que a Doença Óssea Metabólica (DOM) é comum em répteis cativos e a define como um termo designado a uma série de patologias médicas que afetam a integridade e função óssea. Há associadas várias condições e síndromes clínicas: o Hiperparatireoidismo Nutricional Secundário (deficiência dietária), a Osteoporose (perda de massa óssea), Osteomalácia (falha na calcificação óssea em animais adultos), Raquitismo (falha na calcificação óssea em animais jovens), Osteodistrofia Fibrosa (absorção óssea excessiva e fibrose secundária) e Hipocalcemia (baixos níveis de cálcio sanguíneo) (PARANZINI, et al. 2008).

Tais distúrbios são encontrados com frequência em iguanas e em vários tipos de quelônios (PARANZINI, et al. 2008).

A DOM manifesta-se de duas maneiras: em animais jovens, sinais relacionados com o sistema ósseo; e em animais adultos que se manifesta por sinais secundários a hipocalcemia (paresia, tremor muscular e apreensão) (PARANZINI, et al. 2008).

Em alguns quelônios, os sinais clínicos se desenvolvem antes ou depois da DOM. Se o animal ainda está em crescimento, a DOM resulta em anormalidades de carapaça e plastrão (PARANZINI, et al. 2008).

A carapaça comprometida pode ficar pequena em relação ao tamanho do quelônio e pode sofrer um crescimento piramidal (PARANZINI, et al. 2008).

O diagnóstico de DOM constata-se através do histórico da dieta e nos sinais clínicos, como fraturas sem indícios de trauma e também pelos exames de apoio com raios-X de ossos longos (perda da densidade da cortical). A bioquímica sérica pode revelar elevações séricas de aspartato aminotransferase (AST) ou creatina fosfoquinase (PARANZINI, et al. 2008).

Os sinais clínicos não são específicos. Frequentemente são percebidas apenas anorexia e letargia. Radiografias ocasionalmente revelam calcificação dos vasos sanguíneos ou outros órgãos (PARANZINI, et al. 2008).

Os quelônios se alimentam de folhas, flores, frutos, gramíneas, invertebrados, carcaças e demais alimentos que encontram no solo. São, inicialmente, herbívoros, mas, em cativeiro, necessitam de proteína animal e cálcio para seu bom desenvolvimento. A dieta deve ter alto teor de fibras e baixo teor de gordura. Como os estudos sobre necessidades nutricionais são escassos, e na ausência de rações balanceadas no mercado nacional, recomenda-se dieta variada composta, em sua maior parte, por vegetais (de 70 a 85%), frutas (10 a 20%), proteína animal (5 a 10%) e cálcio e minerais, importantes no desenvolvimento do casco (CUBAS & BAPTISTOTTE, 2007).

Massana & Silvestre (2008) enfatizam que, no geral, as espécies estritamente herbívoras não devem ser alimentadas com proteína animal em mais de 5% de sua dieta. As espécies predominantemente herbívoras complementam sua dieta com ingestão de proteína. Um exemplo é a tartaruga terrestre da espécie *Testudo hermanni hermanni* (Gmelin, 1789), que come caracóis, minhocas e gafanhotos. Estes são comidos já mortos pelas tartarugas, dada à incapacidade de caça nesta espécie. Em vida livre, algumas espécies de grandes herbívoros, como a *Stigmochelys pardalis* (Bell, 1828) (Tartaruga leopardo), consomem fezes de carnívoros como hienas, e comem ossos e peles de cadáveres, para aumentar a ingestão de cálcio necessário para o crescimento de sua carapaça ou calcificação dos ovos, no caso das fêmeas grávidas. Em geral, a alimentação de espécies herbívoras seria caracterizada pelos seguintes parâmetros: planta rica em fibras (plantas herbáceas); teor de minerais importantes, principalmente o cálcio; a presença de vitaminas A e D3 e relação Ca:P = 1,5-2:16; baixo teor de proteínas.

A melhor atitude para alimentar tartarugas terrestres é combinar a contribuição de plantas silvestres (caules, flores, frutos e folhas), nem sempre estão disponíveis nas cidades, com a introdução na dieta de vegetais cultivados ou hortaliças. A lista de frutas e legumes com boa relação Ca:P estão expostos no ANEXO A, podem ser adicionadas uma variedade de frutas e legumes como cerejas, peras, berinjela, melancia, melão, espinafre ou acelga, também podendo ser usado

na alimentação das espécies herbívoras e onívoras em cativeiro (MASSANA & SILVESTRE, 2008).

Segundo Cubas & Baptistotte (2007), alimentos que são apreciados pelos quelônios incluem: couve, brócolis, escarola, rúcula, agrião, espinafre, salsa, salsão, folha de beterraba, repolho, couve-flor, brotos diversos, abóbora, cenoura, beterraba, vagem, batata-doce, milho, feijão, ervilha, lentilha, pétala de rosa, hibisco e flor de ipê amarelo. Apreciam qualquer fruta: banana, maçã, mamão, uva, pêra, melão, melancia, amora, pêsego, nectarina, tomate, abacate e frutas regionais.

As principais fontes de proteína animal são carnes magras de bovino, frango, roedores de laboratório, sardinha e ovo cozido. As carnes podem ser oferecidas em pequenas quantidades diárias ou em dias alternados da semana. Um suplemento constante de cálcio deve ser adicionado ao alimento, que pode ser carbonato de cálcio ou fosfato bicálcico de boa qualidade, farinha de ostra ou casca de ovo cozido e triturado (CUBAS & BAPTISTOTTE, 2007).

A lista de espécies de plantas que podem ser consumidas pelos quelônios é enorme, mas o ANEXO B mostra algumas relativamente fáceis de encontrar. Destacam-se como a estrela da planta selvagem, e mais adequada em todos os casos e não devem faltar em qualquer dieta o Dente de Leão (*Taraxacum officinalis*). Esta planta selvagem comum contém vitaminas A e B, e uma relação Ca:P de 2,4:1. Outra espécie comum, na Espanha, é o Figo da Índia (*Opuntia ficu-indica*), considerado excelente alimento, com uma relação Ca:P de 2,3:1 (MASSANA & SILVESTRE, 2008).

Ainda, segundo Massana & Silvestre (2008), a elaboração do cardápio diário deverá ser o mais variado possível, estimulando a alimentação com novos produtos. A rotina alimentar geralmente cria desejos por comida a uma ou duas espécies de vegetais.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

O objetivo da pesquisa é verificar quais os riscos de transmissão de doenças parasitárias em cativeiro, suas consequências e as melhores estratégias para otimizar a condição de vida desses animais que vivem em cativeiro no Projeto CERETIAS – Aracruz (ES).

3.2 Objetivo específico

Determinar, por meio de exames coproparasitológicos, a presença de helmintos do trato digestivo dos quelônios que vivem em cativeiro no CERETIAS, investigando também infecções gastrintestinais por protozoários, para, assim, levantar informações e reformular estratégias para o manejo sanitário adequado a tal grupo animais.

4 MATERIAL E MÉTODOS

Primeiramente, fez-se um levantamento de como é realizado o manejo desses animais, quais as medidas de controle parasitário, que tipo de alimentação é fornecido, como estão dispostos nos recintos, em que periodicidade são avaliados clinicamente, dentre outros, através de questionário (APÊNDICE I), respondido pelo Analista Técnico e Médico Veterinário do IBAMA, Gustavo Castro Athayde. Logo após, demos início à coleta das fezes dos quelônios da espécie *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824).

As avaliações foram feitas através de exames coproparasitológicos, utilizando-se duas técnicas, sendo uma de Flutuação e outra de sedimentação, para que fossem detectados todos os tipos de ovos (pesados e leves) e de larvas. Os exames se realizaram no laboratório do Centro Universitário Vila Velha (UVV) e, assim que os primeiros resultados surgiam, em média 03 dias após a coleta, foram repassados à equipe técnica do CEREIAS, pois seriam utilizados na rotina do projeto.

4.1 Localização e caracterização fisiográfica da área de estudo

Ocupando uma área de 11,5 hectares, localiza-se em Barra do Riacho, município de Aracruz, no estado do Espírito Santo, afastado dos centros urbanos, não sofrendo impacto antrópico ou exploração de seus recursos naturais. O CEREIAS possui várias árvores, de pequeno, médio e grande porte, incluindo frutíferas, como goiaba, araçá, acerola, banana, dentre outros, frutos que servem de alimento para a maioria dos animais, além de gramíneas e arbustivas.

4.2 Estrutura Física do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS)

Os responsáveis técnicos do IBAMA que respondem pelo CEREIAS são: o Médico Veterinário, Vinícius de Seixas Queiroz; o Biólogo, José da Penha Rodrigues; a Zootecnista, Sandra Giselda Paccagnella e o Analista Técnico e Médico Veterinário, Gustavo Castro Athayde.

O CEREIAS possui as seguintes instalações: Sala de Recepção de Animais (27,4 m²); Quarentena (43 m²); Clínica (35 m²); Câmara Fria; Isolamento; Cozinha (23,8 m²); Escritório Administrativo (17,3 m²); Depósito (6,5 m²); Biotério (6,5 m²); Centro de Visitantes (auditório e museu); Alojamento (54,4 m²); Recintos para manutenção dos animais. Os viveiros estão assim divididos: 03 Corredores de Vão (entre 12 e 20 m²); 04 Recintos com tanque (acima de 8 m²); 34 Recintos (entre 2 e 8 m²); 04 Recintos (acima de 8m²); 08 Recintos com cambiamento (de 4 até 8 m²); 37 Viveiros (entre 1 e 2 m²) e 01 Viveiro (acima de 8 m²).

A entrada e saída de animais, em determinadas ocasiões depende do tamanho do viveiro. A quantidade máxima estimada seria para aproximadamente 56 quelônios (Figura 1), 107 Mamíferos e 1.790 Aves ao todo.



Figura 1 – Recinto dos quelônios (Jabutis) (Imagem de: Samantha de Souza Rodrigues).

4.3 Coleta e característica das amostras de hospedeiros

A espécie *Chelonoidis carbonaria* (Spix, 1824) foi selecionada, porque esses quelônios são encontrados em número elevado no CERFIAS, à coleta de fezes é relativamente mais simples, não sendo necessário qualquer tipo de contenção física ou química, e também porque não há muitos trabalhos referentes a tais animais, no que diz respeito à parasitologia, manejo e conservação. Utilizaram-se os animais, que, na época das coletas, estavam alocados no recinto S6V1 (setor 06 – viveiro 01) (Figura 1). Ali haviam 113 animais, dentre fêmeas e machos, jovens e adultos, com peso variando entre 0,3 e 12,0 Kg, coletamos amostras de 95 animais, com peso variando entre 1,1 e 8,6 Kg, sendo 74 machos e 21 fêmeas.

As coletas foram realizadas nos meses de maio, junho e agosto de 2010, devidamente autorizadas e agendadas pela equipe técnica do CERFIAS. No mês de julho, período de muita chuva, não houve coleta.

4.4 Coleta e processamento das amostras fecais

Os quelônios, colocados, individualmente, em bandejas coletoras com aproximadamente 44x64 cm e 18 cm de profundidade, com restrição de espaço, para permitir a coleta adequada (Figura 2). Foram identificados pela numeração do CERFIAS. Não possuindo identificação ou não sendo possível sua visualização, foram remarcados com placas numeradas. Tal individualização foi utilizada somente para não se repetir coleta no mesmo animal. As fezes foram coletadas no momento da defecação para que não houvesse contaminação pelo meio.

O material biológico foi armazenado em frasco apropriado, o mesmo utilizado para coleta de fezes de humanos e armazenados em local refrigerado à 4°C, até posterior processamento, adotando-se as técnicas descritas por Willis (1921) e Ritchie (1948).



Figura 2 – Restrição de espaço (Imagem de: Samantha de Souza Rodrigues).

4.4.1 Técnica de Flutuação

Foi utilizada a técnica de Flutuação simples desenvolvida por Willis (1921), descrita a seguir:

Colocamos uma quantidade de fezes de aproximadamente 1 a 2 g, coletada de várias partes do bolo fecal, em uma pequena cuba de vidro de 3 cm de diâmetro com capacidade aproximada de 20 mL. Completamos $\frac{1}{4}$ da capacidade do recipiente com solução saturada de cloreto de sódio.

Suspendemos as fezes na solução saturada salina até haver uma total homogeneização. Colocamos uma lamínula em contato com o menisco durante 30 a 45 minutos, não permitindo a formação de bolhas de ar entre a lamínula e a superfície do líquido. A gota contendo os ovos se aderiu à face inferior da lamínula. Removemos a lamínula e invertemos rapidamente a sua posição sobre uma lâmina. Inicialmente, examinamos ao microscópio com objetiva de pequeno aumento (10X).

Observação: Os ovos não flutuam na superfície do reagente quando a homogeneização do material fecal é incompleta, havendo uma imperfeita separação dos ovos e dos detritos fecais.

4.4.2 Técnica de Centrifugo-sedimentação

Utilizamos a técnica de Centrifugo-sedimentação desenvolvida por Ritchie (1948), descrita a seguir:

Colocamos de 1 a 2g de fezes coletadas de várias partes do bolo fecal em frasco contendo 10 mL de água corrente ou solução salina a 0,85%. Filtramos a suspensão através de gaze dobrada quatro vezes, e colocamos o filtrado em um tubo cônico de centrifuga de 15 mL. Centrifugamos (650 x *g* por minuto).

Decantamos o sobrenadante e adicionamos 1 a 2 mL de água corrente ou solução salina a 0,85% ao sedimento antes de ressuspendê-lo. Completamos com água corrente (ou solução salina a 0,85%) 2/3 do volume do tubo. Agitamos e centrifugamos (650 x *g* por 1 minuto). Repetimos essa última etapa até que o sobrenadante se apresentasse relativamente claro (Figura 3A).

Depois que o último sobrenadante foi decantado, ressuspendemos o sedimento com 1 a 2 mL de formalina a 10% (dar preferência à solução tamponada de formalina a 10%, pH. Neutro). Completamos o volume da suspensão em 10 mL com formalina a 10%. Deixamos em repouso durante 5 minutos.

Adicionamos 3 mL de éter ou acetado de etila, fechamos o tubo e agitamos vigorosamente, na posição invertida, por 30 minutos. Removemos a tampa com cuidado. Centrifugamos (500 x *g* por 1 minuto). Quatro camadas se formarão: (1) sedimento no fundo do tubo contendo os parasitas, (2) camada de formalina, (3) tampão de detritos fecais, e (4) camada de éter na superfície (Figura 3B).

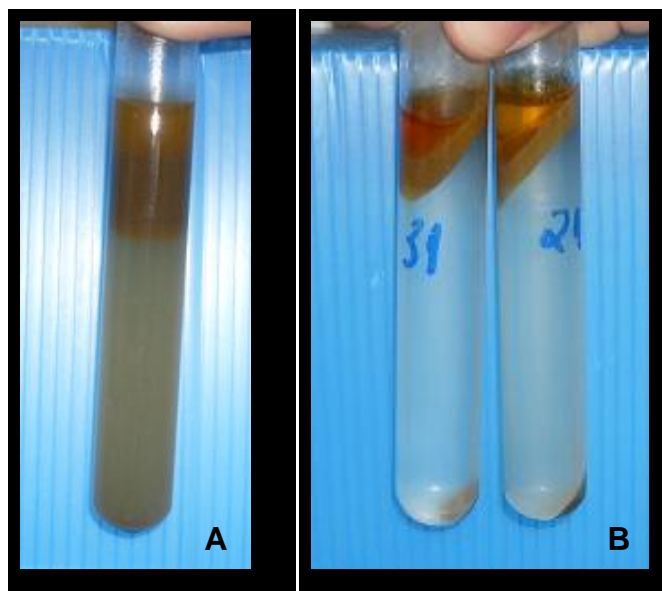


Figura 3 – A. Início da técnica de Centrífugo-sedimentação (1ª etapa); **B.** Término da técnica de Centrífugo-sedimentação, onde observamos a formação de 4 camadas.

Afrouxamos e separamos o tampão de detritos das paredes do tubo com um estilete fino e com cuidado decantamos as três camadas superiores. Limpamos com swab de algodão as paredes do tubo, removendo os detritos remanescentes. Uma pequena quantidade de líquido que permaneceu nas paredes do tubo escorreu para o fundo junto ao sedimento. Misturamos o líquido e o sedimento, preparando as lâminas para a pesquisa de ovos, larvas e cistos.

Observação: A centrífuga utilizada foi de marca Centribio, *Centrifuger* TDL80-2B.

4.5 Identificação dos parasitos

Os parasitos foram observados através de microscópio óptico Nykon YS100, utilizando as lentes de 4x, 10x e 40x, quando possível, para melhor visualização e captura de imagens. A máquina fotográfica utilizada foi Samsung Lens S860, zoom 6.3 – 18.9 mm, 8.1 mega pixels.

A identificação dos parasitos, até o nível taxonômico de espécie, através de

ovos, é difícil de ser feita, por isso foi realizada triagem das classes taxonômicas que foram encontradas, essa determinação foi realizada através da descrição feita pelos seguintes autores Sloss; Kemp; Zajac (1999), Foreyt (2005), Cubas; Silva; Catão-Dias (2007).

4.6 Análise estatística

A interpretação dos resultados foi realizada utilizando-se o programa estatístico computadorizado SYSTAT (12.02). Foram utilizados testes para dados categorizados, pois se referem a contagem de frequência de uma variável classificada ou subdividida em categorias. Embora esse procedimento seja típico de dados referentes a variáveis qualitativas, é possível, também, criar categorias para dados de variáveis quantitativas. O objetivo dos testes para dados categorizados é determinar, segundo algum critério válido de decisão, se o fator discriminante exerce alguma influência sobre o fator discriminado (ARANGO, 2009).

Utilizamos o Teste de *Qui-quadrado* (χ^2) clássico para verificar se há significância entre os métodos utilizados, tal teste é utilizado quando há somente duas variáveis.

Os valores de $p \leq 0,005$ forma considerados estatisticamente significativos.

5 RESULTADOS

5.1 Manejo do Centro de Reintrodução de Animais Selvagens (CEREIAS)

5.1.1 Informações dadas pela equipe técnica do CEREIAS.

Todas as informações aqui descritas foram passadas pelo Analista Ambiental e Médico Veterinário (IBAMA), Gustavo Castro Athayde, através de questionário (APÊNDICE I). Ao darem entrada no CEREIAS, os animais são encaminhados para a sala de recepção, com aproximadamente 27,4 m², e são identificados, avaliados comportamental e clinicamente, para posterior transferência ao Setor de Quarentena. A recepção possui capacidade para abrigar apenas animais de pequeno porte como passeriformes, algumas espécies de aves e pequenos mamíferos. Outros animais são encaminhados diretamente para os viveiros aptos a receber a espécie, sem a realização de quarentena. O tempo de sua permanência na recepção é variável, pois são submetidos a protocolo terapêutico inicial que difere conforme a espécie do animal (FERRAZ, 2007).

A marcação dos animais é feita da seguinte forma: aves recebem anilhas; répteis são identificados por marcação no casco (quelônios) ou microchip; mamíferos, com microchips e coleiras, dependendo da espécie.

Quanto à profilaxia, o controle de endo e ectoparasitos é realizado durante o período entre a triagem e a quarentena, podendo ser efetuado após exames coproparasitológicos ou sem sua execução, dependendo do grupo animal.

Existe controle ambiental dos viveiros que é realizado contra os ectoparasitas, ovos e larvas de endoparasitas. É feito um vazio sanitário, empírico-intuitivo, que se baseia somente na experiência ou observação, ou por elas se guia, sem levar em consideração teorias ou métodos científicos; rotineiro. Cada recinto é minuciosamente lavado, desinfetado com cloro e passada vassoura-de-fogo, porém, não existe padronização na execução, bem como no período em que o recinto fica sem animais, podendo, inclusive, recebê-los no dia seguinte à limpeza. Quando os

animais estão nos recintos, existe a remoção mecânica de sujidades e lavagem e, novamente a frequência de realização é variável.

Ao dar entrada no CERFIAS, todas as aves recebem 0,02 mL/0,1 Kg de Ivermectina no bico, para prevenção da entrada de ectoparasitas. Os passeriformes não passam por coproparasitológicos e são tratados profilaticamente com Sulfametoxazol associado a Trimetoprima, na água *ad libitum* (por 12 dias) para evitar entrada de coccidioses (*Eimeria* e *Isospora*). Mebendazol na água *ad libitum* (por 3 dias) visando evitar entrada de helmintos.

Os psitacídeos passam por coproparasitológicos e são tratados profilaticamente com Sulfametoxazol associado a Trimetoprima, no alimento (por 12 dias) evitando a entrada de coccidioses (*Eimeria* e *Isospora*). Albendazol no bico (0,02 mL/0,1 Kg) afastando os helmintos.

Quanto aos quelônios e mamíferos, todos são submetidos a exames coproparasitológicos e só recebem tratamento em caso de resultados positivos. Os quelônios são tratados com Fembendazol, dose 50-100 mg/Kg (repetidos por duas semanas).

Os animais que não são soltos, transferidos ou que vivem apenas um ano (menos de 2% do total), são examinados anualmente para detectar nas fezes presença de ovos de helmintos e oocistos de coccídeos (*Eimeria* e *Isospora*).

Quanto à transmissão de zoonoses, todos os funcionários são imunizados contra raiva, hepatite, tétano e febre amarela na rede pública de saúde. São disponibilizados aventais, botas, máscaras, luvas e materiais de contenção apropriados, e os funcionários orientados a utilizar sempre que entrarem em contato com fluidos corpóreos dos animais.

Os surtos de doenças estão associados a momentos de superpopulação dos recintos e foram observados alguns de ascaridíase e candidíase em papagaios (*Amazona* spp), como o ocorrido logo após a realização da Operação Rosa dos Ventos II (BRASIL, 2005), e utilizada Piperazina, para diminuir a carga parasitária e, a seguir, Fembendazol, mostrando-se mais satisfatório. Porém, a resolução da questão do problema, e da candidíase, somente ocorreu com a diminuição da lotação nos recintos do CERFIAS, após a transladação dos animais para outras

instituições.

5.1.2 Observações feitas durante as coletas.

Durante as três coletas, observamos que não houve limpeza ou desinfecção no recinto dos quelônios.

A vasilha que continha água estava suja e constatamos a presença de lodo, e também que não havia fonte de água natural para os animais se refrescarem, eles utilizavam a água de beber para essa finalidade.

Quanto à alimentação, observamos que os animais eram alimentados com frutas variadas, que ficavam diretamente em contato com o substrato (areia e terra) e ali permaneciam até que acabassem ou apodrecessem. Vários frutos estragados estavam misturados a alimentação fresca, permitindo que várias moscas se aglomerassem próximas à comida.

No recinto encontramos pequenas árvores e uma caixa d'água, que serviam de abrigo (sombra) e refúgio para os animais.

Com relação à proporção de animais, apesar de os técnicos do CEREIAS afirmarem, através de documentos, que no recinto dos répteis haviam aproximadamente 56 animais, observamos que a população do recinto S6V1 (setor 6 – viveiro 1) aproximada era de 113 animais no período das coletas.

5.2 Técnicas coproparasitológicas

Realizamos a técnica de Flutuação simples (Willis, 1921) em todas as 95 amostras de fezes coletadas e em 31 delas encontramos ovos de helmintos. Nessa técnica, os ovos observados em maior quantidade foram de nematóides e cestóides,

sendo que o primeiro prevaleceu em quantidade.

Também realizamos a técnica de Centrífugo-sedimentação (Ritchie, 1948) em todas as 95 amostras de fezes, destas, 73 estavam contaminadas por ovos e/ou larvas. Os ovos observados nessa técnica foram de nematóides e cestóides, este último em grande quantidade.

Dos 95 animais utilizados para a realização deste experimento, detectamos que 77 deles estavam contaminados, o que foi concluído através do resultado positivo em uma das técnicas ou ambas.

De acordo com os resultados obtidos neste experimento, a técnica de Ritchie (1948) mostrou-se mais eficaz do que a técnica de Willis (1921), porém não podemos descartar nenhuma delas, a utilização das duas técnicas associadas nos dão um resultado mais amplo e seguro, pois os ovos mais leves, dificilmente são detectados através da técnica de Ritchie (1948), que é utilizada para explorar ovos mais pesados e larvas de helmintos, enquanto que a técnica de Willis (1921) é mais eficaz para a detecção de ovos mais leves.

Observando a Figura 4, podemos comparar os resultados e as técnicas utilizadas. Assim, pudemos perceber o quanto a associação de duas técnicas diferentes, cada uma sendo utilizada com um objetivo, foi útil para o nosso experimento, se tivéssemos utilizado somente uma das técnicas o resultado não seria tão amplo. Como vemos, na técnica de Flutuação (Willis, 1921) dos 95 animais examinados, somente 31 estavam contaminados, mas ao realizarmos a técnica de Centrífugo-sedimentação (Ritchie, 1948) nos mesmo 95 animais, vimos que 73 estavam contaminados. Por isso, voltamos a afirmar, precisamos utilizar sempre técnicas associadas.

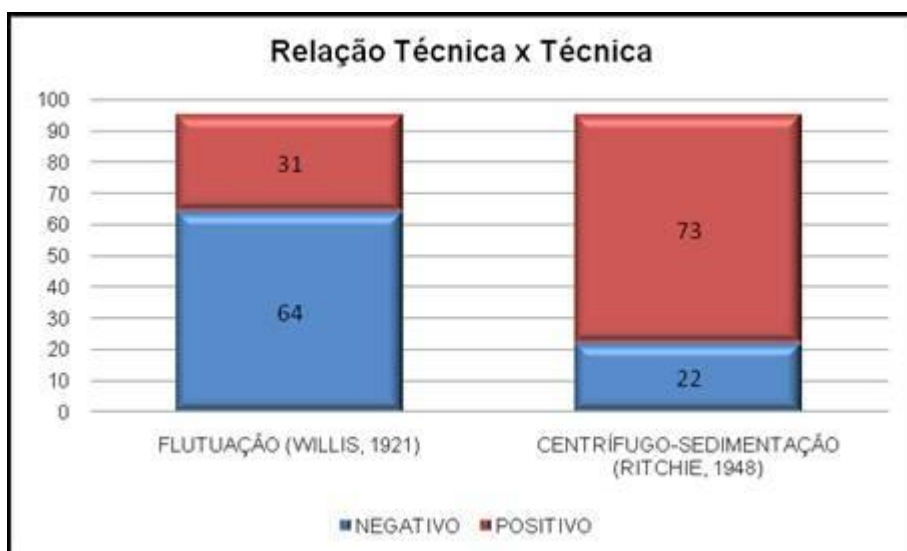


Figura 4 – Relação Técnica x Técnica.

5.3 Análise estatística

De acordo com o teste do *Qui-quadrado*, quando relacionamos Técnica X Técnica, para um grau de liberdade, a resposta é altamente significativa ($p \leq 0,005$), tendo como resultado uma significância de $p = 0,0000$, como mostra a Tabela 1.

Isso significa que entre as técnicas de Flutuação e Centrífugo-sedimentação, esta última tem uma resposta altamente significativa.

Tabela 1 – Relação Técnica X Técnica, para um grau de liberdade.

Estatísticas do <i>Qui-quadrado</i>	
<i>Qui-quadrado</i> de Pearson	37,4732
Grau de liberdade	1,0000
Nível de significância	0,0000

Na técnica de Flutuação, dos 74 machos, 50 foram negativos e 24 positivos, e dentre as 21 fêmeas, 7 estavam negativas e 14 positivas.

Na técnica de Centrífugo-sedimentação, do total de machos, 56 deram resultado positivo e 18 negativos, e dentre as fêmeas, 17 estavam positivas e 4 negativas.

Também utilizando o teste do *Qui-quadrado*, onde relacionamos Sexo X Resultado, observamos que não houve diferenças significativas entre os parâmetros, na técnica de Flutuação ($p = 0,9381$), como também, na técnica de Centrífugo-sedimentação ($p = 0,6129$).

Confrontamos os resultados Técnica X Sexo, primeiro com os dados dos machos e novamente, vimos que os resultados foram altamente significantes, com $p = 0,0000$, mostrando que a técnica de Centrífugo-sedimentação foi mais eficaz, do que a técnica de Flutuação, mas isso pode ser explicado pelo n de machos. Dos 74 machos, na técnica de Flutuação, 24 estavam positivos, enquanto que na técnica de Centrífugo-sedimentação, dos mesmos 74 machos, 56 estavam contaminados.

Agora utilizando os resultados obtidos na relação Técnica X Sexo, para as fêmeas. Das 21 fêmeas, na técnica de Flutuação, 7 estavam contaminadas, enquanto que na técnica de Centrífugo-sedimentação, 17 deram resultado positivo para presença de helmintos.

O teste do *Qui-quadrado* revelou haver diferença estatística significativa na relação Técnica X Sexo (Fêmea), com $p = 0,0018$.

Apesar da técnica de Centrífugo-sedimentação ter se mostrado mais eficaz que a técnica de Flutuação, alguns dos resultados divergiram, em alguns animais deu positivo na técnica de Flutuação, mas negativo na Centrífugo-sedimentação (APÊNDICE II).

5.4 Identificação dos parasitos

Foram encontrados ovos de nematóides (Figuras 5A, 5B, 5C e 5D), cestóides (Figuras 6A, 6B, 6C, 6D, 7A e 7B), larva de helminto (Figura 7C) e coccídios (Figura

7D).

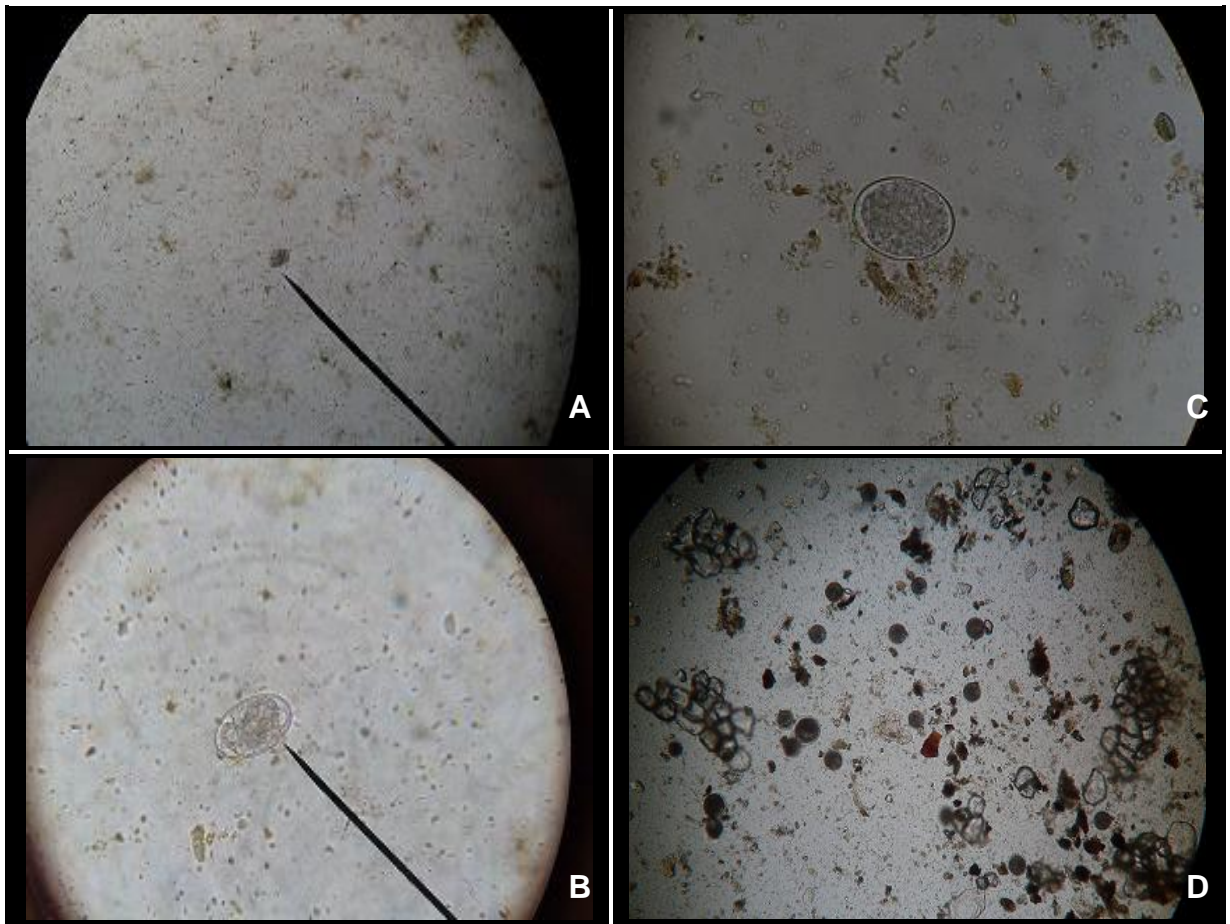


Figura 5 – A. Nematóide observado em menor aumento (10X); **B.** Nematóide observado em maior aumento (40X); **C.** Nematóide observado em maior aumento (40X), nota-se semelhança com a figura anterior; **D.** Ovos de nematóides observados em menor aumento (10X) (Imagens de: Samantha de Souza Rodrigues).

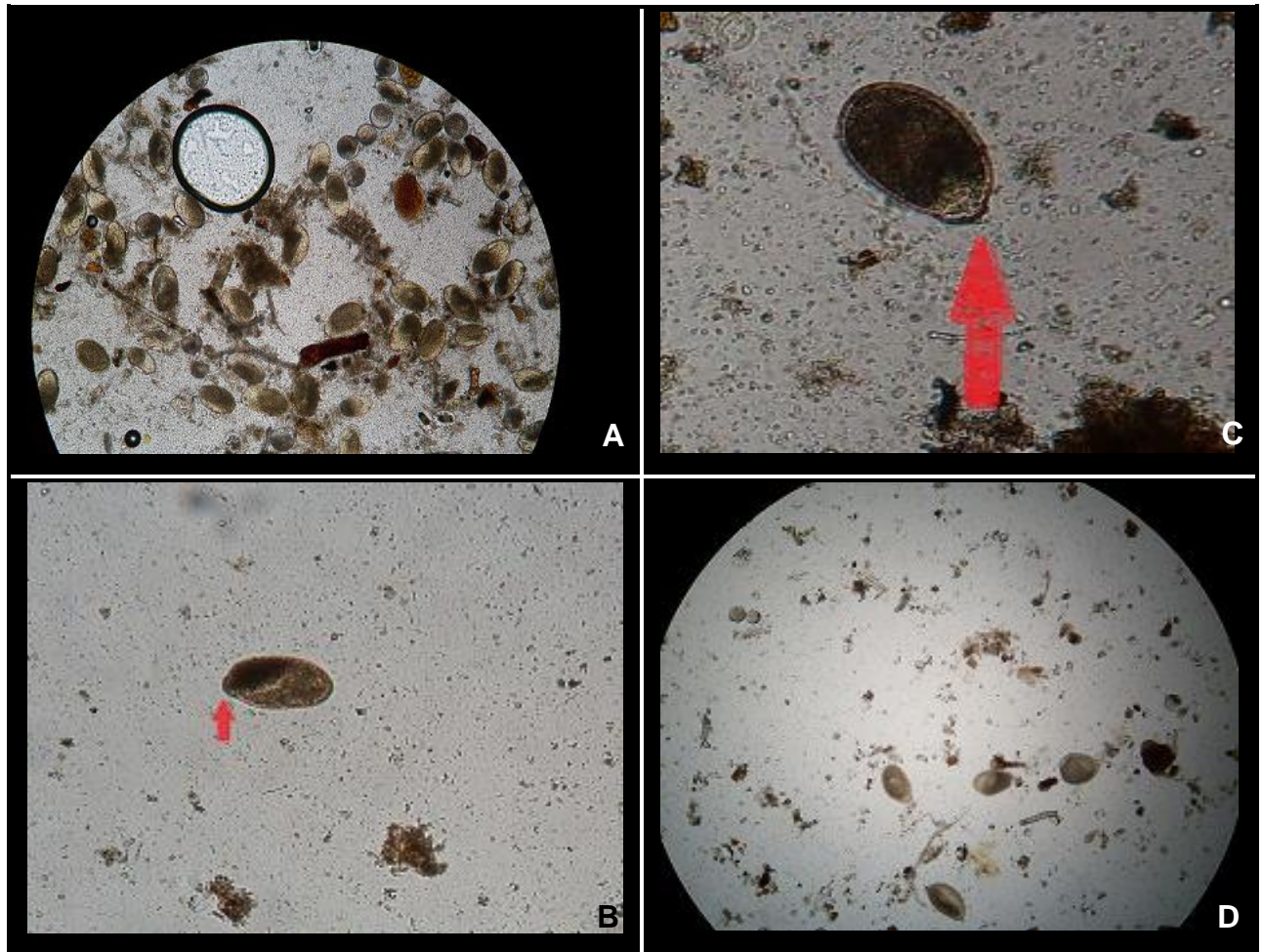


Figura 6 – A. Nematóides e cestóides; **B.** Cestóide observado em menor aumento (10X), em destaque o opérculo; **C.** Em destaque o opérculo, característica de ovos de helmintos da classe cestóide; **D.** Vários ovos de cestóides (Imagens de: Samantha de Souza Rodrigues).

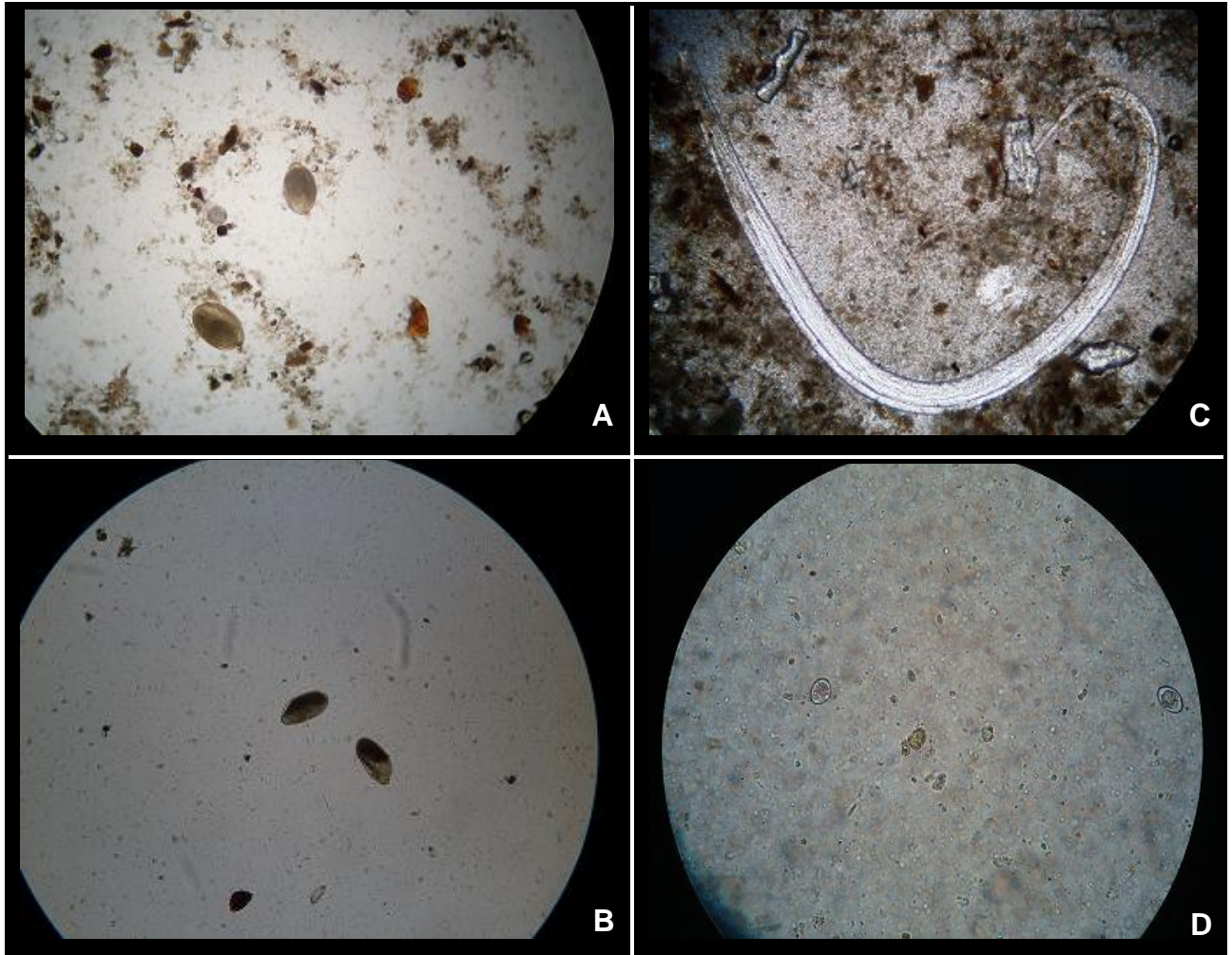


Figura 7 – A. Vários ovos de cestóides; **B.** Ovos de cestóides; **C.** Larva de helminto; **D.** Coccídios (Imagens de: Samantha de Souza Rodrigues).

Os ovos de helmintos mais observados durante o estudo foram de nematóides e cestóides.

Não foi possível a identificação a nível taxonômico de gênero e espécie, pois para isso o ideal é que seja realizada uma minuciosa necropsia parasitária, procurando helmintos machos e fêmeas adultos, por isso só foram separados por filo, ajudando assim na prescrição medicamentosa.

6 DISCUSSÃO

Os resultados obtidos durante o experimento mostraram que ambos os testes deveriam ser utilizados rotineiramente no controle parasitário desses animais em cativeiro, pois cada um tem seu objetivo, que é encontrar um determinado grupo de helmintos, Flutuação para encontrar ovos mais leves e Centrífugo-sedimentação para os mais pesados e larvas. A utilização de ambos é necessária para que todos os possíveis parasitas sejam detectados.

O manejo realizado no CERFIAS é dividido em três etapas: recepção, quarentena e encaminhamento ao recinto.

Durante a quarentena, os animais recebem medicamentos contra endo e ectoparasitos, porém, a técnica realizada pelo CERFIAS, para detecção desses helmintos é somente o de Flutuação, que é eficaz, mas somente para um determinado grupo de helmintos, com ovos leves, enquanto que outros grupos passam despercebidos, parecendo que os animais estão “livres de helmintos”. Este teste mostrou-se ineficaz, já que os resultados obtidos no presente trabalho indicaram que, mesmo com resultado negativo, ao realizarmos a técnica de Centrífugo-sedimentação, o resultado mudou. Mas, lembramos que isso ocorreu, pois essa última tem o objetivo de encontrar outros grupos de helmintos, como ovos mais pesados e também larvas. Assim, os animais passavam por tratamentos medicamentosos direcionados somente ao que era encontrado e os tratamentos, mais específicos, acabavam não sendo observados e em seguida os animais eram encaminhados para os recintos teoricamente “livres de helmintos” o que potencialmente acabava contaminando os demais.

Com isso, verificamos que deve ser criada uma nova estratégia para detecção de helmintos no CERFIAS, utilizando-se as duas técnicas coparassitológicas, pois uma complementar a outra, dando um resultado mais amplo e seguro. Para tanto, sugerimos a adoção de técnicas com objetivos diferentes, neste caso, utilizamos a de Ritchie (1948), que se mostrou mais eficaz, pois alcançou seu objetivo, porém não se deve descartar a técnica de Willis (1921), que também alcançou seu objetivo, apesar de ser mais simples e se comparada com a anterior, não se mostrou muito

eficaz. Ambas são valiosas e devem ser utilizadas em associação.

Sabe-se que o equipamento (centrífuga) necessário para a realização da técnica de Ritchie (1948) possui valor elevado e que por isso torna-se inviável sua realização no CERFIAS, porém, pensando na otimização da vida desses animais e na não proliferação de doenças, já que o objetivo do CERFIAS é a soltura, esses exames poderiam ser realizados em parceria com instituições de ensino como o Centro Universitário Vila Velha (UVV).

Quanto ao manejo medicamentoso, os animais devem ser tratados para os helmintos específicos, já que o uso do Fembendazol (Cubas et. al., 2007) mostrou que não há grande eficácia quando usado nesses quelônios, mas isso ocorreu porque esse medicamento é mais indicado para ascaridíase, o que nós não encontramos nos animais. Sugerimos o uso de medicamentos específicos para os helmintos encontrados em tartarugas terrestres ou répteis em geral, sugestões essas encontradas no ANEXO C. Os principais endoparasitas, suas doenças e seus anti-helmínticos e agentes anti-protozoários, respectivamente, são apresentados no ANEXO D.

Para que não haja risco de proliferação de doenças e parasitoses, é preciso realizar medicina veterinária preventiva e manejo sanitário adequado, para cada espécie animal.

Todas as instituições que mantêm animais selvagens, que é o caso do CERFIAS, devem estabelecer um programa de medicina veterinária preventiva e protocolo de manejo sanitário, para que a vida dos animais e dos tratadores seja preservada.

A medicina preventiva é realizada no CERFIAS, porém notamos algumas falhas como, por exemplo, não haver uma periodicidade de realização de exames no plantel e os animais só são examinados quando ocorre proliferação de alguma doença no recinto. Segundo Silva & Corrêa (2007), o correto seria criar um protocolo de controle parasitário, realizando exames com mais frequência. Isso faria com que, caso surgisse resultado positivo, sua detecção precoce poderia evitar proliferação maior. A periodicidade desses exames tem de ser constante, sendo semestral ou anual, devendo-se realizar três exames consecutivos até a obtenção do resultado

negativo. Deve-se utilizar duas técnicas diferentes, para que uma possa completar a outra e nos dar um resultado mais amplo e seguro, para isso as técnicas devem ter objetivos diferentes, como foi o utilizado nesse experimento, a de Flutuação para ovos mais leves e a de Centrífugo-sedimentação para ovos pesados e larvas. No caso de resultados positivos, deve-se tratar os animais com anti-helmínticos ou anti-protozoários específicos e depois realizar mais três sequências de exames até que os resultados sejam negativos.

O tamanho do plantel também deve ser observado, já que a superpopulação pode resultar em estresse e isso desencadearia uma vasta lista de doenças. O nível de estresse muito alto, em animais selvagens em cativeiro, pode fazer que com eles iniciem uma competição por espaço e comida, inclusive levando-os a óbito. Assim afirmaram Broom & Molento (2004), o estresse pode ser definido como um estímulo ambiental sobre um indivíduo que sobrecarrega seus sistemas de controle e reduz sua adaptação, ou parece ter potencial para tanto. Ao se utilizar esta definição, a relação entre estresse e bem-estar fica muito clara. Em primeiro lugar, considerando-se que bem-estar se refere a uma gama de estados de um animal, desde muito bom até muito ruim, sempre que existe estresse o bem-estar tornar-se pobre. Em segundo lugar, estresse refere-se somente a situações nas quais existe falência de adaptação, porém bem-estar pobre se refere ao estado de um animal, seja em condições onde existe falência de adaptação ou quando o indivíduo está encontrando dificuldades em se adaptar. É importante que este último tipo de bem-estar pobre seja incluído na definição de bem-estar, assim como as ocasiões nas quais haja estresse.

Com relação à higienização e desinfecção dos recintos e equipamentos, os desinfetantes atuam, geralmente, por contato com as partes externas dos microorganismos, desnaturando os seus constituintes protéicos ou dissolvendo os seus componentes lipídicos. Para a escolha do seu uso deve-se analisar custo, eficácia no espectro de ação contra diferentes tipos de microorganismos, atividade na presença de matéria orgânica, toxicidade para homens e animais, atividade residual, corrosividade para tecido e metais, atividade na presença de sabão (detergente); solubilidade (acidez, alcalinidade, pH) e tempo de contato necessário para efetiva desinfecção. Dessa maneira, como os desinfetantes possuem ação limitada em matéria orgânica (fezes, entre outras), é importante a lavagem prévia

das superfícies com detergentes antes da desinfecção para a sua melhor eficácia (SILVA & CORRÊA, 2007). As fezes e restos de comida devem ser removidos diariamente, juntamente com toda a matéria orgânica, para que a contaminação através do meio seja minimizada. Também é necessária a realização de desinfecção dos recintos periodicamente, utilizando-se vassoura de fogo, para diminuir os riscos de contaminação.

Um dos principais problemas que se pode enfrentar no ambiente em cativeiro é a contaminação do substrato dos recintos dos animais selvagens por ovos ou proglotes grávidas de helmintos, cistos e oocistos de protozoários. Todas essas formas infectantes são extremamente resistentes ao meio ambiente, podendo permanecer viáveis por longos períodos, principalmente em solos úmidos e sombreados (SILVA & CORRÊA, 2007).

Para a desinfecção de recintos e gaiolas pode-se utilizar o hipoclorito de sódio a 2% e água corrente, eventualmente com soluções a base de formol. Para a higienização de comedouros e bandejas de alimentação devem ser utilizados sabão líquido, sabão em pedra e detergente comum diariamente (SILVA & CORRÊA, 2007).

Para a desinfecção das botas dos tratadores e técnicos que atuam em determinadas áreas isoladas, deve ser utilizado o “pedilúvio” (com concentrado de lodophor®, ácido fosfórico e excipiente q.s.p) (SILVA & CORRÊA, 2007).

O alimento deve ser disposto em locais mais apropriados, como em uma parte cimentada ou em recipientes de fácil acesso (bandejas), para uma melhor higienização, como lavagem com água e sabão, enxágue e utilização de desinfetantes. A comida fornecida a esses animais deve estar bem higienizada e conservada, assim como todos os utensílios para o seu processamento, transporte e distribuição para os animais. Segundo Silva & Corrêa (2007), as bancadas em que os alimentos serão manipulados devem ser higienizadas diariamente com água e sabão líquido, as bandejas e o chão com hipoclorito de sódio a 2%, água e sabão líquido. Três vezes por semana, as bandejas devem ficar mergulhadas por 24 horas em solução com detergente químico (cloreto de benzalcônio) ou cloro diluído em água. As câmaras frias e refrigeradas devem ser higienizadas periodicamente com hipoclorito de sódio a 2% e água.

Em situações ambulatoriais no serviço veterinário deve-se minimizar a contaminação do meio ambiente por meio da desinfecção das instalações do ambulatório e do laboratório clínico, assim como dos equipamentos e instrumentais utilizados no atendimento médico veterinário, sempre utilizando sabão neutro, solução de álcool iodado a 20% ou álcool a 70%, para desinfecção de mesas de atendimento e instrumental médico (SILVA & CORRÊA, 2007).

7 CONCLUSÃO

De acordo com os resultados obtidos na presente pesquisa, verificamos que uma nova estratégia de manejo deve ser estabelecida no Projeto CEREIAS. Estabelecemos alguns objetivos para execução de medicina veterinária preventiva e manejo sanitário, já descritos por Silva & Corrêa (2007). São eles:

1. Definir protocolos de conduta na rotina médica veterinária ambulatorial e laboratorial;
2. Condutas padronizadas de avaliações clínicas nas diferentes espécies;
3. Avaliar clínica anual nas diferentes espécies;
4. Avaliar clínica anual e acompanhamento de espécies de interesse reprodutivo estratégico dentro de programas e manutenção de espécies ameaçadas;
5. Condutas de quarentena para as diferentes espécies;
6. Normas de conduta sanitária em ambientes de manutenção e em condutas de manejo de animais;
7. Aperfeiçoar banco de dados de informações quanto à avaliações clínicas dos animais atendidos;
8. Minimizar danos à saúde dos animais e aperfeiçoar condições de manutenção e reprodução das espécies.

Esses procedimentos visam prevenir a introdução de agentes infecciosos e parasitários em população de animais em cativeiro e estabelecem condutas de medicina veterinária preventiva para os diferentes grupos animais: invertebrados, peixes, anfíbios, répteis, aves e mamíferos (SILVA & CORRÊA, 2007).

Segundo Silva & Corrêa (2007), para répteis (quelônios e crocodilianos), o tempo de quarentena deve durar, em média, 60 dias; os exames clínicos devem abranger exame físico do animal, aferição e observação dos parâmetros fisiológicos (frequência respiratória, frequência cardíaca e temperatura), biometria, sexagem e pesagem que devem ser realizados no início e no final do período de quarentena.

Quanto aos exames laboratoriais, sugere-se a execução de hemograma completo, bioquímica sérica renal e hepática, cultura de fezes, por exemplo, *Salmonella* spp., exames parasitológicos (três resultados negativos com intervalo de 7 dias) e pesquisa de ecto e hemoparasitas (SILVA & CORRÊA 2007).

Exames complementares também são sugeridos, como radiológico e outros por imagem e reprodutivo. Uma conduta profilática seria a vermifugação.

Após resolvido os protocolos de quarentena, é importante pensar no encaminhamento ao recinto, o grupo de animais estudado encontrava-se alocado em recinto onde com superpopulação e não se verifica abrigo para os animais se protegerem do sol, bem como não há local onde os animais pudessem se refrescar. Para todos esses problemas encontrados, sugere-se que alguns animais sejam encaminhados para outros recintos, dividindo o plantel. Assim, a população estaria em equilíbrio e também há a necessidade de inserir abrigos nos recintos, já que os animais vivem, praticamente, todo o dia debaixo de sol, sem qualquer proteção e acabavam se “amontoando” uns sobre os outros para se protegerem. Também há necessidade de lago artificial para que os animais possam se refrescar. Essas alterações visam à otimização da sua saúde.

Todas as medidas de higiene, tanto nos recintos dos animais, quanto com a alimentação e a instrumentação, condutas sanitárias dos tratadores, devem ser seguidas, visando, também, a melhora da condição de vida dos animais.

Os exames coproparasitológicos realizados no presente trabalho demonstraram que mesmo esses animais tendo sido vermifugados no período de quarentena, muitos deles estavam parasitados por um ou mais tipos de helmintos. Notamos que a maioria dos animais estava infectada pelos helmintos que continham ovos mais pesados, porque ao serem tratados com anti-helmínticos, os mesmos eram específicos para parasitas encontrados no teste de Flutuação. Para o tratamento contra parasitas de ovos mais leves, nesse caso, tratados para coccídios e ascaridíase, quase não foram encontrados. Nesse sentido, vimos que a técnica de Flutuação realizada no Projeto CEREIAS, foi eficaz, mas somente visando os helmintos que produzem ovos mais leves, enquanto que, os helmintos que produzem ovos mais pesados passavam despercebidos e não eram tratados, por isso encontramos muitos animais positivos ao realizarmos a técnica de Centrífugo-

sedimentação.

Desta maneira, como pudemos constatar nesse trabalho, as duas técnicas, Flutuação e Centrífugo-sedimentação, embora atendam a diferentes finalidades, se tornam complementares para a melhora do manejo sanitário de animais selvagens em cativeiro, pelo menos no caso dos quelônios, no Projeto CEREIAS.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALMOSNY, N.R.P.; MONTEIRO, A.O. Patologia Clínica. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO DIAS, J.L. **Tratado de Animais Selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. Cap 59, p. 939-966.

ARANGO, H. G. **Bioestatística: teórica e computacional: com banco de dados reais em disco**. 3ªed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2009.

BALLOU, J. D. Infectious disease risk assessment in captive propagation, reintroduction and wildlife conservation. In: CATÃO-DIAS, J. L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. **Ciência e cultura**. São Paulo: v. 55, n. 3, Jul/set 2003.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. IBAMA. **Relatório solicitado conforme ordem de serviço nº 029/05-IBAMA/ES**. Espírito Santo: 2005.

BOURDEAU, E. **Pathologie des tortues**. 2e partie: affections cutanées et digestives. Point Vétérinaire, v. 20, n. 118, p. 19-32, 1989.

BROOM, D. M.; MOLENTO, C. F. M. Bem-estar animal: conceito e questões relacionadas – revisão. **Archives of Veterinary Science**. v. 9, n. 2, p. 1-11, 2004.

CAMPBELL, T.W. Hematology of reptiles. In: THRALL et al. **Veterinary hematology and clinical chemistry**. Philadelphia: Lippincott Williams and Wilkins, 2004. p.259-276.

CATÃO-DIAS, J. L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. **Ciência e cultura**. São Paulo: v. 55, n. 3, Jul/set 2003.

CUBAS, P. H.; BAPTISTOTTE, C. Chelonia (Tartaruga, cágado, jabuti). In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. p.86-119. ISBN 85-7241-649-8.

CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. 1354 p. ISBN 85-7241-649-8.

DASZAK, P.; CUNNINGHAM, A. A.; HYATT, A. D. Emerging infectious diseases of wildlife – threats to biodiversity and human health. In: CATÃO-DIAS, J. L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. **Ciência e cultura**, São Paulo: v. 55, n. 3, Jul/set 2003.

DAVIES, A.J.; JOHNSTON, M.R.L. The biology of some intraerythrocytic parasites of fishers, amphibians e reptiles. In: BAKER, J.R.; MULLER, R.; ROLLINSON, D. **Advances in Parasitology**, v. 45. London: Copyright Academic Press, 2000. p.1- 107.

FERRAZ, J. M. **Relatório de estágio no Centro de reintrodução de animais selvagens – CEREIAS**. Universidade Federal de Lavras. Departamento de Medicina Veterinária. 2007. 49 p.

FOREYT, W. J. **Parasitologia veterinária**: manual de referência. Tradução de Márcio Botelho de Castro e Lúcia Padilha Cury Thomaz de Aquino. 5. ed. São Paulo: Editora Roca Ltda. 2005. 240 p. ISBN 85-7241-555-6.

GOULART, C.E.S. Répteis. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO DIAS, J.L. **Tratado de Animais Selvagens**. São Paulo: Roca, 2007. Cap 7, p. 58-67.

HOFFMAN, W. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. **The sedimentation concentration method**. In: *Schistosoma mansoni*. J. Pub. Health Trop. Med., 9:281-298, 1939.

LUTZ, A. **Schistosomum mansoni e a schistosomatose, segundo observações, feitas no Brasil**. Mem. Inst. Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, v.11, n.1, p.121-125, jan/fev 1919.

MADER, D. R. How I treat metabolic bone diseases in reptiles. In:

PARANZINI, C. S.; TEIXEIRA, V.N.; TRAPP, S.M. Principais Distúrbios Nutricionais Encontrados em Répteis Cativos: Revisão Bibliográfica. UNOPAR Cient., **Ciênc. Biol. Saúde**, Londrina, v. 10, n. 2, p. 29-38, Out. 2008.

MARTEL, A.; BLAHAK, S.; VISSENAEEKENS, H.; PASMANS, F. Reintroduction of clinically healthy tortoises: the herpesvirus Trojan horse. **J Wildl Dis.** 2009 Jan; 45(1): 218-20.

MASSANA, J. S.; SILVESTRE, A. M. Manejo y alimentación de tortugas y galápagos em cautividad. **Consulta Difus Vet.** 2008. 147: 33-41.

PARANZINI, C. S.; TEIXEIRA, V.N.; TRAPP, S.M. Principais Distúrbios Nutricionais Encontrados em Répteis Cativos: Revisão Bibliográfica. UNOPAR Cient., **Ciênc. Biol. Saúde**, Londrina, v. 10, n. 2, p. 29-38, Out. 2008.

RITCHIE, L. S. **An ether sedimentation technique for routine stool examination.** Bulletin of the United States Army Medical Department. 1948; (8): 326.

SEAL, U. S.; ARMSTRONG, D. Comments on the Executive Summary and recommendations. In: CATÃO-DIAS, J. L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. **Ciência e cultura**, São Paulo: v. 55, n. 3, Jul/set 2003.

SILVA, J. C. R.; CORRÊA, S. H. R. Manejo Sanitário e Biosseguridade. In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J. C. R.; CATÃO-DIAS, J. L. **Tratado de Animais Selvagens.** São Paulo: Roca, 2007. p.1226-1244. ISBN 85-7241-649-8.

SLOSS, M. W.; KEMP, R. L.; ZAJAC, A. M. **Parasitologia Clínica Veterinária.** Tradução de Renata Diniz e Claudia Cristina Pedigone. 1. ed. São Paulo: Editora Manole Ltda. 1999. 198 p. ISBN 85-205-0808-7.

WILLIS, I. I. **A simple levitation method for the detection of hookworm ova.** Med. J. Aust., 8: 375-376, 1921.

VILANI, R. G. O. C. Estrutura hospitalar, quarentenário e centros de triagem.

In: CUBAS, Z. S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO DIAS, J.L. **Tratado de Animais Selvagens**.
São Paulo: Roca, 2007. Cap 5, p. 33-42.

ANEXOS

ANEXO A - Legumes e frutas usadas na alimentação de tartarugas terrestres herbívoros e onívoros e Ca: P (Adaptada de Massana & Silvestre, 2008).

ALIMENTO	CALCIO (mg/100g)	FÓSFORO (mg/100g)	Ca:P
Alface	25,9	30,2	0,86:1
Brócolis (cozido)	160	54	2,96:1
Couve-flor	23	33	0,69:1
Pepino	22,8	24,1	0,95:1
Cenoura	36,9	16,7	2,21:1
Banana	6,8	28,1	0,24:1
Tomate	13,3	21,3	0,62:1
Maçã	3,6	8,5	0,42:1

ANEXO B - Lista de espécies de plantas e frutos, muitas vezes empregada na alimentação de tartarugas herbívoras e onívoras (Adaptada de Massana & Silvestre, 2008).

Gênero/Espécie	Nome comum	Partes a consumir
<i>Ficus carica</i>	Figueira	Fruto
<i>Convolvulus arvensis</i>	Trepadeira	Flores e folhas
<i>Cichorium intybus</i>	Chicória	Folhas
<i>Medicago sativa</i>	Alfafa	Folhas e caule
<i>Morus albanigra</i>	Amoreira	Folhas e fruto
<i>Cynodon dactylon</i>	Gramma do mediterrâneo	Tudo
<i>Opuntia ficus-indica</i>	Opúncia	Fruto, caule e folhas
<i>Taraxacum officinale</i>	Dente-de-leão	Folhas, caule e flor
<i>Trifolium sp.</i>	Trevo	Folhas e caule
<i>Rosa sp.</i>	Rosa	Flor
<i>Sedum sediforme</i>	Unhas-de-gato	Caule
<i>Eriobotrya japonica</i>	Nêspera	Fruto
<i>Diospyrus kaki</i>	Caqui	Fruto
<i>Sonchus sp.</i>	Cardos	Tudo
<i>Lactuca serriola</i>	Alface silvestre	Tudo
<i>Calendula arvensis</i>	Calêndula do campo	Folhas, caule e flor
<i>Rubus ulmifolius</i>	Mato	Folhas e fruto
<i>Plantago sp.</i>	Plátano	Tudo
<i>Hordeum murinum</i>	Cevada silvestre	Folhas
<i>Papaver rhoeas</i>	Papoula	Tudo

ANEXO C – Doses sugestivas de anti-helmínticos e antiparasitários para Répteis. (Adaptada de Cubas et. al., 2007).

Droga	Espécie/Indicação	Dose (mg/kg)	Frequência (h)	Via
Albendazol	Quelônios	60-66	Dose única	PO
	Serpentes e lagartos	50-75	Dose única	PO
Cloroquina	Quelônios: hemoparasitas	125	48h, 3 ap.	PO
Emetina	Trematódeos	0,5	SID, durante 10 dias	IM, SC
Fembendazol	Pítton-bola	25*	Repetir em 14 dias, máximo 4 ap.	PO
	Répteis em geral	50-100	Repetir em 2 semanas	PO
	Iguanas	50-100	48h, 4 ap.	PO
	Terrapene (tartaruga terrestre): ascaridíase	100	24h, durante 3 dias. Repetir o tratamento em 3 semanas	PO
Fipronil	Répteis em geral: ácaros e carrapatos	Pronto para uso	7-10 dias	Pulverização na pele
Levamisol	Répteis em geral	5-10	Repetir em 14 dias.	SC, ICE
	Quelônios (usar com cuidado)	5	Repetir em 14 dias.	IM
	Crocodilianos	10	Repetir em 15 dias.	ICE
	Serpentes em geral	10	Repetir em 14 dias.	ICE
	Lagartos	10	Repetir q 14 dias, durante 1 a 2 meses	ICE
Mebendazol	Répteis em geral: estromgilídeos e ascarídeos (nematóides).	20-25	Repetir em 14 dias	PO
Praziquantel	Répteis em geral: cestódeos e alguns trematódeos.	3,5-8	Repetir em 2 e 4 semanas	PO
Sulfadimetoxina	Répteis em geral: coccidiose	45	12 horas, dose inicial	PO
		45	24 horas, durante 7 dias	PO
Trimetoprima + sulfadiazina	Répteis em geral: coccidiose	15-30	24 horas, dose inicial	IM
		15-30	48 horas, dose de manutenção	IM
	Répteis em geral	15	12-24	PO

* Doses derivadas de estudos farmacocinéticos.

ap. = aplicações; q = a cada; ICE = intracelomático; IM = intramuscular; PO = via oral; SC = subcutânea; SID = uma vez ao dia.

ANEXO D – Os principais endoparasitas, suas doenças e seus anti-helmínticos e agentes anti-protozoários (Adaptado de Silva & Corrêa, 2007).

(Continua)

Helmintos	Grupo químico	Fármacos
NEMATÓIDES	<i>Piperazinas</i>	sais de piperazina, dietilcarbamazina
	<i>Imidazotiazóis</i>	tetramisol, levamisol
	<i>Tetraidropirimidinas</i>	pirantel, morantel, oxantel
	<i>Benzimidazóis</i>	albendazol, cambendazol, fenbendazol, flubendazol, luxabendazol, mebendazol, oxibendazol, oxfendazol, parbendazol, tiabendazol
	<i>Pró-benzimidazóis</i>	febantel, netobimina, tiofanato
	<i>Avermectinas e milbemicinas</i>	ivermectina, abamectina, doramectina, moxidectina, óxido de milbemicina
	<i>Organofosfarados</i>	diclorvós, haloxom, triclorfom (metrifonato), coumafós
	<i>Substitutos fenólicos e salicilanilidas</i>	disofenol, nitroscanato, closantel
	<i>Arsenicais</i>	tiacetarsamida sódica, melarsamida sódica
	TREMATÓDEOS	<i>Substitutos fenólicos</i>
<i>Salicilanilidas</i>		closantel, rafoxanida, oxiclozanida, brotitanida, clioxanida, niclosamida, resorantel
<i>Benzimidazóis/pró-benzimidazóis</i>		triclabendazol, albendazol, luxabendazol,
		netobimina
<i>Outros</i>		clorsulona

ANEXO D – Os principais endoparasitas, suas doenças e seus anti-helmínticos e agentes anti-protozoários (Adaptado de Silva & Corrêa, 2007).

(Continuação)

Helmintos	Grupo químico	Fármacos
CESTÓDEOS	<i>Substitutos fenólicos</i>	biotinol, diclorofeno, bromofenol, hexa-clorofeno
	<i>Salicilanilidas</i>	niclosamida, nitroscanato, resorantel
	<i>Pirazinoisoquinolonas</i>	praziquantel, epsiprantel
	<i>Benzimidazóis</i>	mebendazol, albendazol, fenbendazol, oxfendazol
	<i>Outros</i>	bunamidina, arecolina, pirantel nicarbazina (carbanilido), robenidina
PROTOZOÁRIOS OU SUAS DOENÇAS	<i>Medicamentos anticoccidianos - preventivos sintéticos</i>	(gua-nidinas), halofuginona (quinazolininas), ácido 3-nitro monensina, lasalocida, narasina, salinomicina, maduramicina, senduramicina
	<i>Medicamentos anticoccidianos - preventivos ionóforos</i>	toltrazurila (triazinonas simétricas), amprólio (antagonistas de tiamina), sulfonamidas, sulfaquinoxalina
	<i>Medicamentos anticoccidianos - tratamento</i>	arsenicais (carbazona), nitarsona
	<i>Histomonose (Histomonas meleagridis) preventivos</i>	
	<i>Babesioses</i>	azul de tripan, derivados do quinurônio, derivados das diamidinas, derivados das carbanilidas
	<i>Anasplamose</i>	dipropionato de imidocarbe, tetraciclina
	<i>Tricomonose</i>	metronidazol
<i>Giardiose</i>	metronidazol, fenbendazol, cloridrato de quinacrina	

APÊNDICE

APÊNDICE I – Questionário elaborado para levantamento de informação do Projeto Cereias.

QUESTIONÁRIO - PROJETO CEREIAS

Responsáveis técnicos:

Médico(a) Veterinário(a): _____

Biólogo(a): _____

Outros: _____

Área total: _____ Instalações: _____

Quantidade de viveiros: _____ Animais por viveiro: _____

Marcação dos animais: _____

Recepção/Triagem: _____

Quarentena: _____

Profilaxia: _____

Controle parasitário (periodicidade) _____

Soltura: _____

Cuidados quanto à zoonoses: _____

Surtos de doenças: _____

Observações: _____

APÊNDICE II – Resultado dos exames coproparasitológicos (Técnicas de Flutuação e Centrífugo-sedimentação).

(Continua)

Resultado dos exames coproparasitológicos			
Indivíduo	Sexo	Willis (1921)*	Ritchie (1948)**
1	M	+	+
2	M	-	-
3	M	-	+
4	F	+	+
5	M	-	+
6	F	-	+
7	M	-	+
8	F	-	+
9	M	-	+
10	M	+	+
11	M	+	+
12	M	+	+
13	M	+	+
14	M	+	+
15	M	+	+
16	M	-	-
17	M	+	+
18	M	-	+
19	M	+	+
20	F	-	+
21	M	-	+
22	F	-	+
23	M	+	+
24	F	-	+
25	F	+	-
26	F	-	+
27	M	+	-
28	M	+	+
29	M	-	+
30	M	-	-
31	F	-	+
32	M	-	+
33	F	-	-
34	M	-	+
35	M	+	+
36	M	-	+
37	M	-	+
38	M	-	-

* Técnica de Flutuação; ** Técnica de Centrífugo-sedimentação.

APÊNDICE II – Resultado dos exames coproparasitológicos (Técnicas de Flutuação e Centrífugo-sedimentação).

(continuação, continua)

Resultado dos exames coproparasitológicos			
Indivíduo	Sexo	Willis (1921)*	Ritchie (1948)**
39	F	-	-
40	F	+	+
41	M	-	-
42	M	-	-
43	M	+	-
44	M	-	-
45	M	+	-
46	M	-	+
47	M	+	+
48	F	+	+
49	M	+	+
50	M	-	+
51	M	-	-
52	F	+	+
53	M	-	+
54	F	+	+
55	M	-	+
56	M	-	-
57	M	+	+
58	F	-	-
59	M	+	+
60	M	-	-
61	M	+	+
62	F	-	+
63	M	-	+
64	F	-	+
65	M	-	+
66	M	-	-
67	M	-	-
68	M	-	-
69	M	-	+
70	F	-	+
71	M	+	+
72	M	-	+
73	M	-	+
74	M	+	+
75	M	+	+
76	M	-	+

* Técnica de Flutuação; ** Técnica de Centrífugo-sedimentação.

APÊNDICE II – Resultado dos exames coproparasitológicos (Técnicas de Flutuação e Centrífugo-sedimentação).

(Continuação)

Resultado dos exames coproparasitológicos			
Indivíduo	Sexo	Willis (1921)*	Ritchie (1948)**
77	M	-	+
78	M	-	+
79	M	-	+
80	M	+	+
81	M	-	+
82	F	+	+
83	M	-	+
84	M	-	-
85	M	-	+
86	M	-	+
87	M	-	+
88	M	-	+
89	F	-	+
90	M	-	+
91	M	-	+
92	M	-	-
93	M	-	+
94	M	-	+
95	M	-	+

* Técnica de Flutuação; ** Técnica de Centrífugo-sedimentação.