

**U. PORTO**



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR  
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS NA  
POPULAÇÃO DE ANIMAIS DO ZOO DA MAIA**

Patrícia Helena dos Santos Camilo da Silva

Orientador(es)

**Paulo Manuel Rodrigues Vaz Pires**

Co-Orientador(es)

**Nuno Miguel Assunção Cruz Alvura**

Porto 2012

**U. PORTO**



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR  
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS NA  
POPULAÇÃO DE ANIMAIS DO ZOO DA MAIA**

Patrícia Helena dos Santos Camilo da Silva

Orientador(es)

**Paulo Manuel Rodrigues Vaz Pires**

Co-Orientador(es)

**Nuno Miguel Assunção Cruz Alvura**

Porto 2012

## Resumo

Durante o período de estágio no Zoo da Maia foram cumpridas diversas atividades de interesse para um médico veterinário.

O principal trabalho executado consistiu na realização de um estudo parasitológico, abrangendo a maior parte dos habitantes do zoo, sendo o objetivo principal determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais nestes animais. Para esse efeito, efetuaram-se colheitas de fezes e realizou-se o exame macroscópico e microscópico das mesmas. O exame microscópico incluiu dois métodos qualitativos distintos: esfregaço direto e flutuação direta. Após o diagnóstico laboratorial de parasitismo, os animais mais afetados receberam tratamento adequado e foram sujeitos, sempre que possível, a um novo exame coprológico, alguns dias depois, para confirmar o sucesso da desparasitação.

Foram realizados exames parasitológicos a vinte e oito espécies de mamíferos, vinte e duas espécies de aves, quatro espécies de anfíbios, vinte e uma espécies de répteis e duas espécies de artrópodes. Em mamíferos, observou-se uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 18%, sendo os nemátodes os mais frequentes. Nas aves, esta prevalência foi de 9%, estando os protozoários presentes nas duas espécies parasitadas. Todas as espécies de anfíbios estavam parasitadas, o que corresponde a uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 100%, e os protozoários eram os parasitas mais frequentes. Em répteis, foi encontrada uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 48%, sendo os nemátodes os mais frequentes. Nenhum artrópode estava parasitado.

Para além do estudo parasitológico houve contacto com as actividades quotidianas do Zoo, nomeadamente no que respeita ao maneo e alimentação dos animais, e foi possível intervir no acompanhamento de vários casos clínicos.

## **Agradecimentos**

É imprescindível agradecer a todas pessoas que tornaram o meu estágio curricular possível e também àqueles que o transformaram numa experiência enriquecedora e inesquecível.

Ao Dr. Nuno Alvura, médico veterinário do zoo, pela simpatia com que me recebeu e pela forma como sempre orientou a minha aprendizagem, com paciência e interesse. Foi um excelente co-orientador, explicando todas as atividades efetuadas e oferecendo-me a oportunidade de participar em cada caso.

À Dra. Mónica Correia, bióloga do zoo, pela gentileza e paciência demonstradas, todos os dias, durante o estudo parasitológico desenvolvido. A sua colaboração foi preciosa para a execução do meu trabalho e para a aquisição de novos conhecimentos em diversas áreas.

À Paula Telinhos e ao Paulo Carneiro, pela amabilidade e disponibilidade evidenciadas, e pelos conhecimentos transmitidos. A sua importante cooperação não será esquecida.

À Andreia Silva, engenheira zootécnica do zoo, pela simpatia e paciência com que me iniciou no funcionamento da cozinha e na arte da preparação da alimentação para os animais.

À Sónia Teixeira, treinadora do leão-marinho, pela gentileza demonstrada durante a minha curta passagem pelo seu local de trabalho e pela disponibilidade para responder às minhas questões.

À Andreia Rocha, pelo auxílio prestado nas colheitas realizadas no reptilário e pela sua simpatia e interesse.

Aos restantes funcionários, estagiários e voluntários do zoo. Sem todos eles esta etapa da minha vida teria sido mais difícil.

Aos funcionários do Bar do Zoo, pelas inúmeras refeições proporcionadas.

Ao Professor Paulo Vaz Pires, pelo apoio fornecido durante todo o período de estágio e pelo interesse evidenciado. Não poderia ter escolhido um melhor orientador.

Ao Professor Armando Lemos, pela colaboração na identificação parasitológica.

À minha família e aos meus amigos, por tudo. Eu não seria quem sou sem a sua ajuda.

## Índice geral

Resumo.....	Página iii
Agradecimentos.....	Página iv
1.Introdução.....	Página 1
2.Colheita e conservação de fezes.....	Página 2
3.Exame parasitológico de fezes.....	Página 3
3.1.Exame macroscópico.....	Página 3
3.2.Exame microscópico.....	Página 3
3.2.1.Esfregação direto.....	Página 4
3.2.2.Flutuação direta.....	Página 5
4.Resultados.....	Página 6
4.1.Mamíferos.....	Página 7
4.1.1. <i>Cebus apella</i> (Macaco Capuchinho).....	Página 7
4.1.2. <i>Hippopotamus amphibius</i> (Hipopótamo).....	Página 8
4.1.3. <i>Panthera leo</i> (Leão).....	Página 9
4.1.4. <i>Trichosurus vulpecula</i> (Opossum).....	Página 10
4.1.5. <i>Varecia variegata</i> (Lémure de colar).....	Página 11
4.2.Aves.....	Página 13
4.2.1. <i>Pavo cristatus</i> (Pavão).....	Página 13
4.2.2. <i>Rhea americana</i> (Nandu comum).....	Página 14
4.3.Anfíbios.....	Página 15
4.3.1. <i>Agalychnis callidryas</i> (Rã de olhos vermelhos).....	Página 16
4.3.2. <i>Ambystoma tigrinum</i> (Salamandra).....	Página 17
4.3.3. <i>Ceratophrys cranwelli</i> (Sapo cornudo ou Pacman).....	Página 18
4.3.4. <i>Phrynohyas resinifictrix</i> (Rã leitosa).....	Página 18
4.4.Répteis.....	Página 19
4.4.1. <i>Eublepharis macularius</i> (Gecko Asiático ou Leopardo).....	Página 19
4.4.2. <i>Gekko gekko</i> (Gecko Tokay).....	Página 20
4.4.3. <i>Gekko ulikovskii</i> (Gecko Dourado).....	Página 21
4.4.4. <i>Hemitheconyx caudicinctus</i> (Gecko Africano).....	Página 21
4.4.5. <i>Iguana iguana</i> (Iguana verde).....	Página 22
4.4.6. <i>Phelsuma madagascariensis</i> (Gecko de Madagascar).....	Página 22

4.4.7. <i>Pogona vitticeps</i> (Dragão barbudo).....	Página 23
4.4.8. <i>Python regius</i> (Piton Real).....	Página 23
4.4.9. <i>Uromastix acanthinurus</i> (Lagarto das Palmeiras).....	Página 24
4.4.10. <i>Varanus exanthematicus</i> (Monitor da Savana).....	Página 25
4.5.Artrópodes.....	Página 25
5.Conclusões.....	Página 26
6.Bibliografia.....	Página 27
7.Anexos.....	Página 30

## 1. Introdução

O Zoo da Maia foi fundado em 1985 por iniciativa da Junta de Freguesia da Maia, com o objetivo inicial de criar um espaço pedagógico e de lazer para as crianças. Os primeiros animais foram dois casais de saguis, três macacos e algumas aves, gentilmente cedidos pelo Jardim Zoológico de Lisboa. Entretanto a população do Zoo cresceu e, atualmente, apresenta uma variedade de espécies de mamíferos, aves, répteis e anfíbios e ainda alguns peixes e invertebrados.

Durante o período de estágio foi executado um estudo parasitológico que incluiu a maior parte dos animais residentes no zoo: vinte e oito espécies de mamíferos, vinte e duas de aves, vinte e uma de répteis, quatro de anfíbios e duas de artrópodes.

As doenças parasitárias são extremamente importantes no âmbito da saúde animal e humana, embora essa importância nem sempre seja reconhecida. A maior parte das parasitoses pode ser facilmente tratada e raramente é fatal. No entanto, os parasitas gastrointestinais, objeto do estudo realizado, são causa frequente de anorexia, perda de peso e diarreia, sinais clínicos que comprometem o desenvolvimento correto dos indivíduos e o seu bem-estar.

Os parasitas que afetam o trato digestivo dos animais pertencem a dois grandes grupos: Helminatas (inclui os parasitas do filo dos Nematelmintas e do filo dos Platelmintas) e Protozoários. No estudo parasitológico desenvolvido foram encontrados diversos nemátodes (constituem a única classe, do filo dos Nematelmintas, com significado parasitário) e protozoários de várias classes.

A ocorrência de uma doença parasitária implica a existência e interação de numerosas condições, que dependem do nível de contaminação do meio ambiente e do estado imunitário do hospedeiro.

O grau de contaminação ambiental diverge de acordo com vários fatores, entre os quais se destaca o potencial biótico do parasita e o manejo dos animais. O potencial biótico pode definir-se como a capacidade de um organismo ter sucesso biológico medida pela sua fecundidade (Urquhart *et al.* 1998). Existem nemátodes que produzem milhares de ovos por dia, e os processos de esquizogonia e gametogonia praticados por alguns protozoários também são responsáveis por uma crescente contaminação. No que diz respeito ao manejo, o principal aspeto a ter em conta é a densidade populacional, já que a existência de um grande número de animais parasitados dá origem a uma maior contaminação.

O estado imunitário do hospedeiro varia de acordo com diferentes situações. A idade é uma das influências fundamentais, sendo que os animais mais jovens são, em geral, mais

suscetíveis, devido à ausência de imunidade adquirida. Os períodos de gestação e de lactação são também responsáveis por um aumento na suscetibilidade a doenças parasitárias, sobretudo porque as elevadas necessidades nutricionais das fêmeas, típicas destas fases, nem sempre são supridas. Quando isso acontece, cargas parasitárias baixas podem prejudicar a conversão alimentar materna, causando problemas no desenvolvimento fetal e diminuindo a produção de leite.

O diagnóstico laboratorial de parasitismo pode ser realizado com recurso a diferentes técnicas. Embora seja possível executar exames serológicos, o exame coprológico continua a ser o mais usado. No estudo desenvolvido, efetuaram-se várias colheitas de fezes e utilizaram-se dois métodos qualitativos de exame coprológico: esfregaço direto e flutuação direta.

As parasitoses podem ser controladas e prevenidas recorrendo ao uso de anti-helmínticos. Estes fármacos devem ser eficazes contra todos os estágios parasitários de determinada espécie, atóxicos para o hospedeiro, rapidamente metabolizados e excretados pelo hospedeiro e de fácil administração (Urquhart *et al.* 1998). O uso profilático pode ser vantajoso em relação ao uso terapêutico, uma vez que permite prevenir a ocorrência de doença. No entanto, deve ter-se em atenção a possibilidade de interferir no desenvolvimento de imunidade adquirida (quando há um excesso de controlo nos primeiros anos de vida) e estimular o desenvolvimento de resistência ao fármaco (quando o uso profilático é muito prolongado). No Zoo da Maia, antes de se iniciar o estudo parasitológico, realizava-se habitualmente a desparasitação profilática dos animais com ivermectina. Este anti-helmíntico do grupo das Avermectinas tem uma ótima ação contra numerosos nemátodes e alguns artrópodes. Afeta os canais de cloro dos parasitas, levando a paralisia e eventualmente morte dos mesmos (Urquhart *et al.* 1998).

De seguida serão apresentados os métodos utilizados e os resultados obtidos no estudo parasitológico, evidenciando as diferenças encontradas nas várias classes ou filos de animais.

## **2. Colheita e conservação de fezes**

Sempre que possível as fezes devem ser colhidas diretamente do reto dos animais. Quando é difícil fazê-lo, como no caso do Zoo, pode realizar-se a colheita de fezes frescas presentes no solo.

O exame parasitológico deve ser executado no prazo de um dia após a colheita, caso contrário a conservação das fezes é essencial.

A refrigeração permite conservar as fezes durante vinte e quatro a quarenta e oito horas. Quando o intervalo entre a colheita e o exame é superior a quarenta e oito horas ou quando a

refrigeração não é praticável, a conservação química é uma alternativa. A adição de formol a 10%, na proporção de 1:1, possibilita a conservação de ovos e larvas de helmintas.

No âmbito do estudo parasitológico desenvolvido no Zoo da Maia, efetuou-se a colheita de um total de duzentas e dez amostras de fezes. Estas foram colhidas a partir do solo dos habitats dos animais, tendo sido selecionados os dejetos mais recentes/frescos. Habitualmente, o exame coprológico realizou-se no dia da colheita. Quando o mesmo não foi possível, as amostras foram refrigeradas até ao momento do exame.

### **3. Exame parasitológico de fezes**

O processamento de material fecal para exames parasitológicos permite realizar uma fácil diferenciação entre os parasitas e os detritos fecais e concentrar as várias formas parasitárias. A escolha do método coprológico a ser utilizado depende, entre outros fatores, da espécie animal, aspeto qualitativo ou quantitativo e principalmente da suspeita clínica (Anónimo 2010).

#### **3.1. Exame macroscópico**

Consiste na determinação, por visualização macroscópica das fezes, de diversos parâmetros: consistência, odor, cor, presença ou ausência de sangue, de muco, de proglotes e de parasitas adultos ou outras situações anormais.

A consistência das fezes pode relacionar-se com o tipo de parasitas presentes. Os trofozoítos são normalmente encontrados nas fezes líquidas, pastosas ou nas muco-sanguinolentas, enquanto os cistos são diagnosticados nas fezes sólidas ou semissólidas. Ovos e larvas de helmintas podem estar presentes em todos os tipos de amostras fecais, apesar de nas amostras líquidas haver uma distribuição relativamente menor do número de ovos, devido ao fator de diluição (Anónimo 2009).

#### **3.2. Exame microscópico**

Existem diferentes métodos de preparação do material fecal para exame microscópico. Independentemente do método utilizado, uma pequena porção do material preparado é observada ao microscópio, disposta entre uma lâmina e uma lamela. A lâmina deve ser examinada em toda a sua extensão, recorrendo, em primeiro lugar, a uma objetiva de menor ampliação (10x), já que a maioria dos ovos de helmintas é visível desta forma. Seguidamente, se necessário, pode usar-se

uma objetiva de maior ampliação (40x) para medir os ovos e efetuar uma diferenciação morfológica mais pormenorizada.

No estudo parasitológico foram executados dois métodos distintos: esfregaço direto e flutuação direta.



Figura 1: Material utilizado no exame parasitológico de fezes

### 3.2.1. Esfregaço direto

Pode ser realizado de duas maneiras – diretamente sobre uma lâmina ou num tubo de ensaio.

#### Material:

- Suporte de plástico para os tubos;
- Tubos de vidro;
- Pipetas de Pasteur;
- Lâminas;
- Lamelas;
- Soro fisiológico (solução salina de cloreto de sódio) ou água;
- Haste de madeira;

- Microscópio.

#### Método:

- Mistura-se uma pequena porção de fezes com um pouco de água ou de soro fisiológico, agitando de seguida, com o auxílio de uma haste de madeira, para que os ovos mais leves se separem dos resíduos fecais mais pesados;
- Se a mistura ocorrer diretamente na lâmina, aplica-se uma lamela sobre o fluido e observa-se ao microscópio;
- Sendo utilizado um tubo de ensaio na preparação da mistura, deve retirar-se, com uma pipeta de Pasteur, uma gota do fluido, depositá-la numa lâmina e colocar uma lamela antes de examinar.

No Zoo efetuou-se o exame de acordo com a última forma descrita, tendo sido usado soro fisiológico.

Esta técnica permite visualizar os estágios de diagnóstico dos protozoários (trofozoítos e cistos) e dos helmintas (ovos, larvas e pequenos adultos), sendo vantajosa devido à facilidade de execução. No entanto, tendo em conta a pequena quantidade de fezes utilizada, podem ser detetadas apenas infestações relativamente maciças. Outra desvantagem baseia-se na dificuldade de observação que pode existir devido à permanência de muitos resíduos fecais.

### **3.2.2. Flutuação direta**

O objetivo de qualquer técnica de flutuação é, tal como o nome indica, provocar a flutuação dos ovos de parasitas, separando estas estruturas dos detritos fecais. Quando as fezes são misturadas com uma solução de densidade superior à dos ovos, estes flutuam. Os ovos de nemátodes e céstodes flutuam num líquido com densidade entre 1,10 e 1,20; os ovos de tremátodes requerem uma densidade de 1,30 a 1,35 (Urquhart *et al.* 1998).

Para ovos de nemátodes e céstodes são utilizadas soluções saturadas de cloreto de sódio, sulfato de magnésio ou soluções açucaradas de densidade 1,2. As soluções saturadas de cloreto de zinco ou sulfato de zinco são as mais usadas no caso dos ovos de tremátodes. Uma solução de sulfato de zinco a 33% é a preferida para visualizar estruturas de protozoários, que sofrem distorção com as outras substâncias. Todas as soluções podem ser conservadas durante alguns dias, sendo imprescindível verificar regularmente a densidade das mesmas, sobretudo imediatamente antes do uso. Para tal, deve retirar-se dez mililitros de solução e pesar essa

quantidade, a fim de determinar a massa correspondente ao volume recolhido. A densidade é depois calculada dividindo a massa pelo volume.

Independentemente da solução utilizada, o exame microscópico deve ser realizado rapidamente para evitar a distorção das estruturas parasitárias.

Material:

- Tubos de plástico;
- Filtros de plástico;
- Lâminas;
- Lamelas;
- Solução de flutuação;
- Haste de madeira;
- Microscópio.



Figura 2: Tubo e filtro usados no método da flutuação

Método:

- Mistura-se uma pequena quantidade de fezes com um pouco de solução de flutuação num tubo de plástico próprio, com o auxílio de uma haste de madeira;
- Introduce-se um filtro de plástico até baixo, no tubo, para separar os detritos fecais;
- Acrescenta-se solução de flutuação até a mesma formar um menisco convexo na extremidade superior do recipiente;
- Aplica-se uma lamela sobre a superfície convexa do fluido;
- Deixa-se em repouso durante dez a quinze minutos, para que as estruturas parasitárias possam flutuar;
- Remove-se a lamela verticalmente e deposita-se a mesma numa lâmina, para visualização ao microscópio.

No estudo parasitológico desenvolvido utilizou-se uma solução saturada de açúcar, de densidade 1,2, para a técnica da flutuação direta.

Este processo permite concentrar as formas parasitárias, de modo a aumentar a sensibilidade do diagnóstico, sendo por isso muito vantajoso.

#### **4. Resultados**

Cada classe ou filo de animais é discutida separadamente, efetuando-se primeiro uma exposição geral dos resultados obtidos. Seguidamente são apresentados, individualmente, os resultados de todas as espécies parasitadas. Os dados observados no exame parasitológico de fezes (macroscópico e microscópico) estão dispostos em quadros que facilitam a percepção da informação e para cada parasita identificado é realizada uma descrição sucinta dos aspetos mais relevantes.

#### **4.1. Mamíferos**

Foram realizados exames parasitológicos a vinte e oito espécies de mamíferos, tendo sido efetuada a colheita de noventa e oito amostras de fezes. Somente cinco espécies se encontravam parasitadas, o que corresponde a uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 18%, e nenhum animal apresentava quaisquer sinais clínicos de doença. Em quatro espécies (80%) foram encontrados apenas ovos de nemátodes e na restante espécie (20%) foram visualizados ovos de nemátodes e oocistos de protozoários.

##### **4.1.1. *Cebus apella* (Macaco Capuchinho)**

Foram observados raros ovos de *Trichuris* spp., numa amostra de fezes (Quadro 1).

Os nemátodes do género *Trichuris* são encontrados no ceco e no cólon de mamíferos, mas apenas ocasionalmente surgem em quantidades suficientes para causar doença. Normalmente as infeções são leves e assintomáticas. No entanto, quando presentes em grandes quantidades, estes parasitas causam uma inflamação diftérica da mucosa cecal, podendo ocorrer diarreia. O diagnóstico realiza-se através da observação dos ovos de formato típico (forma de limão, com um opérculo em cada extremidade) nas fezes. Estes são bastante resistentes, podendo sobreviver durante três ou quatro anos no ambiente se as condições forem favoráveis. Vários fármacos podem ser utilizados no tratamento: benzimidazóis, avermectinas/milbemicinas ou levamisol. Nos primatas do Novo Mundo surge a espécie *Trichuris trichiura* (Fowler 1993). Os ovos desta espécie, que afeta também o ser humano, possuem dimensões que variam entre 49 a 65 µm de comprimento e 20 a 29 µm de largura (Anónimo 2009). É muito difícil distinguir diferentes espécies de *Trichuris* apenas pelo tamanho dos ovos, uma vez que este é semelhante.

Neste caso não se efetuou qualquer tratamento, pois não se observou um nível significativo de parasitismo.



Figura 3: *Cebus apella*

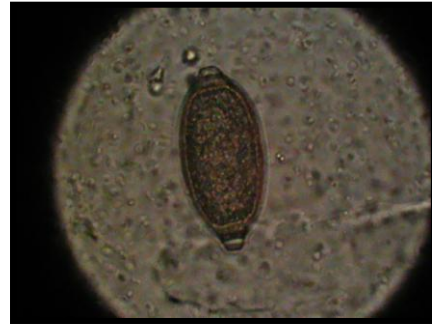


Figura 4: Ovo de *Trichuris* spp. (400x)

NOME COMUM: MACACO CAPUCHINHO	NOME CIENTÍFICO: <i>Cebus apella</i>
<b>Data: 10-11-2011 (duas amostras)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo (duas amostras)
<b>Data: 20-12-2011 (duas amostras)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> uma amostra apresentava raros ovos de <i>Trichuris</i> spp. (62,5 µm x 25 µm); negativo – outra amostra
<b>Data: 17-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 1: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Cebus apella* (Macaco Capuchinho)

#### 4.1.2. *Hippopotamus amphibius* (Hipopótamo)

Foram observados ovos de nemátode (não foi possível identificar o género) numa amostra de fezes (Quadro 2). No entanto, visto que não foi visualizado um nível significativo de parasitismo não se realizou qualquer tratamento.



Figura 5: *Hippopotamus amphibius*



Figura 6: Ovo de nemátode (400x)

NOME COMUM: HIPOPÓTAMO	NOME CIENTÍFICO: <i>Hippopotamus amphibius</i>
<b>Data: 22-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 20-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de nemátode (35 $\mu\text{m}$ x 25 $\mu\text{m}$ )
<b>Data: 16-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 2: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Hippopotamus amphibius* (Hipopótamo)

#### 4.1.3. *Panthera leo* (Leão)

Foram observados ovos de *Toxascaris leonina* em cinco amostras de fezes (Quadro 7 – Anexos).

Este parasita da família dos ascarídeos afeta várias espécies de canídeos e felídeos, domésticos e selvagens. No meio selvagem, os ascarídeos são mais importantes em animais jovens, uma vez que os adultos desenvolvem algum grau de imunidade. No entanto, os carnívoros de zoo não desenvolvem imunidade e podem reinfetar-se apesar das medidas higiénicas de controlo (Fowler 1993). No caso deste ascarídeo, em particular, a infeção ocorre

através da ingestão de ovos contendo a larva L2, ou pela ingestão de hospedeiros intermediários que possuam a L2 nos tecidos. Todas as subsequentes fases de desenvolvimento do parasita ocorrem na parede e no lúmen do intestino delgado do hospedeiro definitivo. O movimento dos parasitas adultos no lúmen intestinal pode provocar uma enterite, mas de um modo geral esta parasitose é pouco grave e raramente causa sinais clínicos. Os ovos ligeiramente ovais, com casca espessa e lisa, possuem dimensões que variam entre 75 a 85  $\mu\text{m}$  de comprimento e 60 a 75  $\mu\text{m}$  de largura (Nolan 2008) e podem ser facilmente identificados nas fezes dos animais parasitados, permitindo assim a realização do diagnóstico. Estas estruturas são muito resistentes aos fatores ambientais, podendo sobreviver durante dois anos em solos húmidos e com sombra. Vários fármacos podem ser utilizados no tratamento desta parasitose: piperazina, fenbendazol, febantel e ivermectina (são os mais eficazes), diclorvos, levamisol, embonato de pirantel e mebendazol (Fowler 1993). Uma higiene adequada das instalações é essencial para diminuir a possibilidade de ingestão de ovos.

No dia 2 de Janeiro de 2012 realizou-se o tratamento dos leões com ivermectina (1 ml/50 kg de peso vivo). O fármaco foi injetado nos músculos peitorais de frangos que serviram de alimento aos leões. O sucesso desta intervenção foi confirmado no dia 10 de Janeiro.



Figura 7: *Panthera leo*



Figura 8: Ovo de *Toxascaris leonina* (400x)

#### 4.1.4. *Trichosurus vulpecula* (Opossum)

Foram observados ovos de nemátode (não foi possível identificar o género), talvez da ordem Strongylida, prováveis larvas de nemátode (não foi possível ter a certeza de que estas larvas são de nemátodes gastrointestinais – podem pertencer a nemátodes de vida livre, parasitas do solo, etc.) e oocistos de coccídea numa amostra de fezes (Quadro 8 – Anexos).

Os protozoários pertencentes à família *Eimeriidae*, também designados genericamente por coccídeas, são sobretudo parasitas intracelulares do epitélio intestinal. Possuem uma fase de reprodução assexuada, designada por esquizogonia, e uma fase sexuada, designada por gametogonia, e ambas ocorrem no hospedeiro. Após a gametogonia forma-se um zigoto que se

divide e produz esporos (processo denominado esporulação), em geral fora do hospedeiro. O hospedeiro infeta-se por ingestão do oocisto esporulado. Os oocistos são bastante resistentes no meio ambiente, podendo persistir durante vários anos. Estes parasitas provocam alterações na mucosa intestinal, estando a gravidade das lesões relacionada com a densidade parasitária e a localização dos protozoários na mucosa, e podem ser causa de enterites e diarreias. O diagnóstico é realizado através da observação de oocistos nas fezes. No caso do gênero *Eimeria*, os oocistos têm forma esférica, oval ou elipsoide e as dimensões variam entre 15 e 50  $\mu\text{m}$ ; os oocistos esporulados possuem quatro esporocistos no seu interior, cada qual contendo dois esporozoítos (Urquhart *et al.* 1998). Para o controle de coccidioses é recomendado o tratamento com fármacos do grupo das sulfamidas.

No dia 12 de Dezembro de 2011 realizou-se o tratamento do opossum com levamisol (1 ml/20 kg de peso vivo), por via intramuscular, uma vez que este é o protocolo mais recomendado para tratar parasitismo por nemátodes nesta espécie. Este anti-helmíntico do grupo dos Imidazotiazóis tem uma ótima ação contra numerosos nemátodes, sobretudo os do trato gastrointestinal, atuando como agente bloqueador neuromuscular despolarizante (Urquhart *et al.* 1998). O sucesso desta intervenção foi confirmado no dia 20 de Dezembro.



Figura 9: *Trichosurus vulpecula*

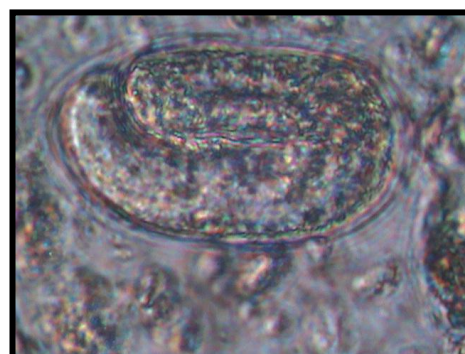


Figura 10: Ovo de nemátode com larva (400x)



Figura 11: Provável larva de nemátode (400x)



Figura 12: Oocistos de coccídea (400x)

#### 4.1.5. *Varecia variegata* (Lémure de colar)

Foram observados ovos de nemátode (não foi possível identificar o género) e prováveis larvas de nemátode numa amostra de fezes e ovos de *Capillaria* spp. noutra amostra (Quadro 9 – Anexos).

Os nemátodes do género *Capillaria* são encontrados no trato digestivo ou respiratório de mamíferos e aves. Os ovos são parecidos com os de *Trichuris* spp., apresentando também opérculos bipolares. Dependendo da espécie de *Capillaria*, as dimensões destas estruturas variam entre 36 a 67 µm de comprimento e 21 a 35 µm de largura (Friant 2007). Uma vez que não foi possível identificar a espécie encontrada não podem ser apresentados mais pormenores sobre este parasita, já que as diferenças entre cada espécie são muitas (hospedeiro, localização, ciclo evolutivo, etc.).

No dia 1 de Fevereiro de 2012 foi iniciado o tratamento dos lémures com mebendazol, por via oral, através da mistura do fármaco nos alimentos, uma vez por dia. O tratamento prolongou-se durante três dias. Procurou-se estabelecer uma dose de 10 mg/kg de peso vivo, tendo sido desparasitado todo o grupo (constituído por quinze animais) em conjunto. Para tal utilizou-se um peso médio de 2-3 kg. Este anti-helmítico do grupo dos Benzimidazóis tem uma ótima ação contra numerosos nemátodes. Liga-se a uma tubulina das células intestinais dos helmintas, impedindo a absorção de glicose, o que acaba por causar a morte dos parasitas (Urquhart *et al.* 1998). Não foi possível confirmar o sucesso da desparasitação.



Figura 13: *Varecia variegata*



Figura 14: Ovo de *Capillaria* spp. (400x)

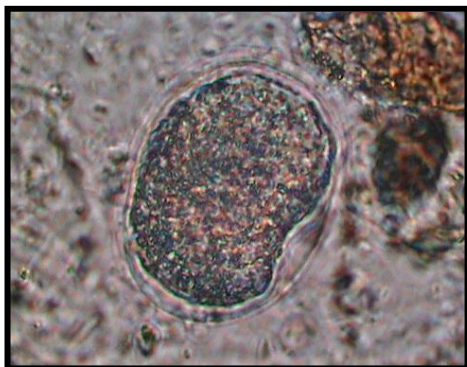


Figura 15: Ovo de nemátode (400x)



Figura 16: Provável larva de nemátode (400x)

## 4.2. Aves

Foram realizados exames parasitológicos a vinte e duas espécies de aves, tendo sido efetuada a colheita de quarenta e duas amostras de fezes. Apenas duas espécies se encontravam parasitadas, o que corresponde a uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 9%, e nenhum animal apresentava quaisquer sinais clínicos de doença. Numa espécie (50%) foram encontrados apenas oocistos de protozoários e na outra (50%) foram visualizadas estruturas parasitárias pertencentes aos protozoários e aos nemátodes.

### 4.2.1. *Pavo cristatus* (Pavão)

Foram observados oocistos de *Isospora* spp. numa amostra de fezes (Quadro 3). Os protozoários do género *Isospora* pertencem à família *Eimeriidae*, tal como os do género *Eimeria*. Deste modo, as características descritas anteriormente para este último género também se aplicam neste caso. Existe, no entanto, uma diferença importante: os oocistos esporulados de *Isospora* spp. possuem dois esporocistos no seu interior, cada qual com quatro esporozoítos. Em aves, as coccidioses podem ser assintomáticas ou podem surgir diversos sinais clínicos – diarreia mucoide ou hemorrágica, penas eriçadas, inapetência, depressão e morte (Samour 2000). Neste caso não se efetuou qualquer tratamento, pois não se observou um nível significativo de parasitismo.



Figura 17: *Pavo cristatus*



Figura 18: Oocisto de *Isospora* spp. (400x)

<b>NOME COMUM: PAVÃO</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Pavo cristatus</i></b>
<b>Data: 17-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros oocistos de <i>Isospora</i> spp., com 20 µm de diâmetro

<b>Data: 12-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 16-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 3: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Pavo cristatus* (Pavão)

#### 4.2.2. *Rhea americana* (Nandu comum)

Foram observados *Trichomonas* spp. numa amostra de fezes, e ovos de nemátode (não foi possível identificar o género) e de *Capillaria* spp. noutra amostra (Quadro 4).

Os protozoários do género *Trichomonas* pertencem à classe Mastigophora, que se caracteriza pela existência de locomoção através de um ou mais flagelos. Várias espécies de *Trichomonas* podem surgir no trato digestivo de diversos animais, aparentemente como comensais (Urquhart *et al.* 1998). Em aves, podem provocar diferentes sinais clínicos (depressão, penas eriçadas, anorexia, perda de peso, vômitos, dispneia), sendo por vezes assintomático (Samour 2000). Quando necessário aplicar um tratamento recomenda-se a utilização de dimetridazol ou metronidazol. Visto que o animal não apresentava qualquer sinal clínico e como estes protozoários podem ser comensais, não se realizou qualquer tratamento.

Em aves, os nemátodes do género *Capillaria* normalmente afetam o trato digestivo, podendo causar diversos sinais clínicos (regurgitação, diarreia, disfagia, anorexia, caquexia, melena e perda de peso) ou permanecer assintomático (Samour 2000). O diagnóstico é realizado através da inspeção da cavidade oral e do exame parasitológico do muco oral e das fezes para pesquisa de ovos. Vários fármacos podem ser usados no tratamento: mebendazol, fenbendazol, ivermectina e levamisol. Neste caso não se efetuou qualquer tratamento, pois não se observou um nível significativo de parasitismo.



Figura 19: *Rhea americana*



Figura 20: Ovo de *Capillaria* spp. (400x)



Figura 21: Ovo de nemátode (400x)

NOME COMUM: NANDU COMUM	NOME CIENTÍFICO: <i>Rhea americana</i>
<b>Data: 17-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> bastantes <i>Trichomonas</i> spp.
<b>Data: 15-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> vestígios
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de nemátode (137,5 $\mu\text{m}$ x 100 $\mu\text{m}$ ); raros ovos de <i>Capillaria</i> spp. (52 $\mu\text{m}$ x 27 $\mu\text{m}$ )
<b>Data: 30-12-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 17-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 4: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Rhea americana* (Nandu comum)

### 4.3. Anfíbios

Foram realizados exames parasitológicos a quatro espécies de anfíbios, tendo sido efetuada a colheita de dez amostras de fezes. Todas as espécies estavam parasitadas, o que corresponde a uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 100%, mas nenhum animal apresentava quaisquer sinais clínicos de doença. Numa espécie (25%) foram encontrados apenas ovos de nemátodes, noutra espécie (25%) foram visualizadas estruturas parasitárias pertencentes aos protozoários e aos nemátodes e nas restantes duas espécies (50%) foram observados apenas protozoários.

#### 4.3.1. *Agalychnis callidryas* (Rã de olhos vermelhos)

Foram observados protozoários ciliados, ovos de nemátode (não foi possível identificar o género), talvez da ordem Strongylida, prováveis larvas de nemátode e *Trichomonas* spp. numa amostra de fezes e ovos de nemátode e prováveis larvas de nemátode noutra amostra (Quadro 5).

Os protozoários ciliados, tal como o nome indica, têm grande parte da sua superfície corporal revestida por cílios (organelos semelhantes a curtos e finos pelos). Estes são utilizados nos processos de locomoção e de alimentação. Apesar de a maioria destes organismos ser de vida livre e aquática, tal como o *Paramecium*, muitos são ectocomensais (vivem, sem causar danos, nas brânquias ou na superfície exterior de alguns invertebrados) e alguns são parasitas, tal como o *Balantidium* (Anónimo 2012). Em anfíbios, não está claramente demonstrado que a presença de protozoários ciliados no trato gastrointestinal cause efeitos patogénicos no hospedeiro (Mader 2006).

Realizou-se o tratamento da rã de olhos vermelhos com um desparasitante de nome comercial “Dactycid”, criado originalmente para se dissolver na água de aquários para o tratamento de parasitismo em peixes. Pode ser também utilizado em anfíbios, devendo aplicar-se na superfície da pele destes animais (via percutânea). Este fármaco contém dois princípios ativos: levamisol e praziquantel. O levamisol era o princípio ativo pretendido neste caso, para atuar contra os nemátodes. O praziquantel tem ação contra céstodes. Aplicou-se o produto no dia 10 de Novembro de 2011 e efetuou-se um exame parasitológico no dia 7 de Dezembro para averiguar o resultado da intervenção. Visto que o animal continuava significativamente parasitado, repetiu-se o tratamento no dia 9 de Dezembro. O sucesso da desparasitação foi confirmado no dia 30 de Dezembro.



Figura 22: *Agalychnis callidryas*



Figura 23: Ovo de nemátode (400x)



Figura 24: Provável larva de nemátode (400x)

NOME COMUM: RÃ DE OLHOS VERMELHOS	NOME CIENTÍFICO: <i>Agalychnis callidryas</i>
<b>Data: 10-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> bastantes protozoários ciliados; alguns ovos (50 µm x 25 µm) e larvas (400 µm) de nemátode; algumas <i>Trichomonas</i> spp.
<b>Data: 07-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> alguns ovos (50 µm x 25 µm) e bastantes larvas (325 µm e 200 µm) de nemátode
<b>Data: 30-12-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 16-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 5: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Agalychnis callidryas* (Rã de olhos vermelhos)

#### 4.3.2. *Ambystoma tigrinum* (Salamandra)

Foram observados ovos de nemátode (não foi possível identificar o género), talvez da ordem Strongylida, e prováveis larvas de nemátode em duas amostras de fezes, colhidas em datas diferentes (Quadro 10 – Anexos).

No dia 24 de Janeiro de 2012 realizou-se o tratamento da salamandra com o mesmo desparasitante utilizado na rã de olhos vermelhos. Não foi possível confirmar o sucesso da intervenção.



Figura 25: *Ambystoma tigrinum*



Figura 26: Ovo de nemátode (400x)



Figura 27: Provável larva de nemátode (400x)

#### 4.3.3. *Ceratophrys cranwelli* (Sapo cornudo ou Pacman)

Foram observados protozoários ciliados numa amostra de fezes (Quadro 11 – Anexos).

No dia 18 de Janeiro realizou-se o tratamento do sapo cornudo com metronidazol (150 mg/kg de peso vivo), por via oral, por precaução, para atuar sobre os protozoários ciliados que surgiram em quantidade considerável. Este fármaco da família dos nitro-5-imidazóis apresenta um espectro de atividade antimicrobiana que abrange exclusivamente microrganismos anaeróbios e tem ação antiparasitária contra diversos protozoários (Anónimo 2012). Não foi possível confirmar o sucesso da intervenção.



Figura 28: *Ceratophrys cranwelli*

#### 4.3.4. *Phrynohyas resinifictrix* (Rã leitosa)

Foram observados *Trichomonas* spp. e protozoários ciliados numa amostra de fezes, e protozoários ciliados e flagelados noutra amostra (Quadro 12 – Anexos).

Os protozoários flagelados, tal como o nome indica, possuem um ou mais flagelos. Estas estruturas são fibras contráteis que possibilitam a locomoção. Os flagelados podem ser solitários,

coloniais, de vida livre ou parasitas. As formas parasitárias vivem no intestino ou na corrente sanguínea do hospedeiro (Anônimo 2012). Neste caso não se efetuou qualquer tratamento, pois não se observou um nível significativo de parasitismo.



Figura 29: *Phrynohyas resinificatrix*

#### 4.4. Répteis

Foram realizados exames parasitológicos a vinte e uma espécies de répteis, tendo sido efetuada a colheita de cinquenta e oito amostras de fezes. Dez espécies encontravam-se parasitadas, o que corresponde a uma prevalência de parasitas gastrointestinais de 48%, mas nenhum animal apresentava quaisquer sinais clínicos de doença. Em duas espécies (20%) foram encontradas apenas estruturas de protozoários, em três (30%) observaram-se apenas ovos de nemátodes e nas restantes cinco espécies (50%) foram visualizadas estruturas parasitárias pertencentes aos dois grupos mencionados.

##### 4.4.1. *Eublepharis macularius* (Gecko Asiático ou Leopardo)

Foram observados ovos de oxiurídeo em três amostras de fezes (Quadro 6).

Os oxiurídeos são dos parasitas mais comuns em répteis. Normalmente não causam qualquer patologia, a não ser quando a carga parasitária é muito intensa, e são altamente hospedeiro-específicos (Mader 2006). Os parasitas adultos localizam-se no intestino grosso do hospedeiro, podendo atingir números significativos no cólon, sobretudo de iguanas e quelônios herbívoros, o que aumenta o risco de impactação. Quando presentes em grande número podem causar também anorexia (Montón 2008). O diagnóstico realiza-se através da observação de ovos embrionados ou não embrionados nas fezes. As dimensões dos ovos variam de acordo com a espécie de oxiurídeo. Na maior parte nos casos não é necessário aplicar qualquer tratamento.



Figura 30: *Eublepharis macularius*



Figura 31: Ovo de oxiurídeo (400x)

<b>NOME COMUM: GECKO ASIÁTICO OU LEOPARDO</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Eublepharis macularius</i></b>
<b>Data: 04-11-2011 (macho e fêmea)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (87,5 µm x 50 µm) – macho e fêmea
<b>Data: 30-12-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (87,5 µm x 50 µm)

Quadro 6: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Eublepharis macularius* (Gecko Asiático ou Leopardo)

#### 4.4.2. *Gekko gekko* (Gecko Tokay)

Foram observados oocistos de *Eimeria* spp. em três amostras de fezes (Quadro 13 – Anexos).

Em répteis, nem todas as infecções por coccídeas causam doença, sendo a coccidiose, habitualmente, uma doença de animais jovens. Nestes animais, os sinais clínicos podem não ser detetados, embora em lagartos se possa observar atrasos no crescimento e na maturação (Mader 2006). Nos lagartos em geral podem surgir sinais clínicos pouco específicos, tais como anorexia, letargia, diarreia ou disenteria (Beynon 1992).

No dia 30 de Novembro de 2011 realizou-se o tratamento dos geckos com toltrazuril (4 mg/kg de peso vivo), por via oral. Este fármaco é um coccidicida de amplo espectro que impede o desenvolvimento das fases intracelulares das coccídeas (Anónimo 2010). Efetuou-se um exame parasitológico, no dia 12 de Dezembro, para averiguar o sucesso da desparasitação, tendo sido verificada uma melhoria considerável.



Figura 32: Oocisto de *Eimeria* spp. (400x)

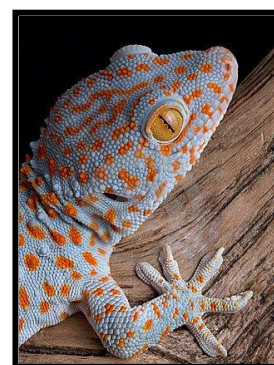


Figura 33: *Gekko gekko*

#### 4.4.3. *Gekko ulikovskii* (Gecko Dourado)

Foram observados ovos de nemátode (não foi possível identificar o gênero), talvez da ordem Strongylida, e ovos de oxiurídeo numa amostra de fezes (Quadro 14 – Anexos).

No dia 6 de Janeiro de 2012 realizou-se o tratamento dos geckos com uma dose única de mebendazol (100 mg/kg de peso vivo), por via oral. O sucesso da intervenção foi confirmado no dia 12 de Janeiro.



Figura 34: *Gekko ulikovskii*

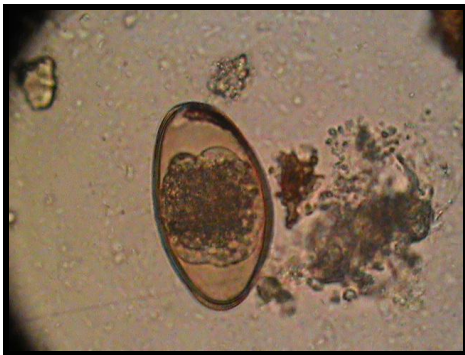


Figura 35: Ovo de oxiurídeo (400x)



Figura 36: Ovo de nemátode com larva (400x)

#### 4.4.4. *Hemitheconyx caudicinctus* (Gecko Africano)

Foram observados *Trichomonas* spp., prováveis larvas de nemátode e ovos de oxiurídeo numa amostra de fezes (Quadro 15 – Anexos).

Em répteis, protozoários do gênero *Trichomonas* são observados várias vezes nas fezes, sendo importante distingui-los da flora normal (Messonnier 1996). Os protozoários flagelados, nesta classe de animais, raramente causam qualquer patologia, a não ser quando existe uma doença primária concomitante (Mader 2006). Recomenda-se o tratamento com metronidazol, quando necessário.

No dia 18 de Janeiro de 2012 realizou-se o tratamento dos geckos, alojados na enfermaria, com uma dose única de mebendazol (100 mg/kg de peso vivo), por via oral. Não foi possível confirmar o sucesso da desparasitação.



Figura 37: *Hemitheconyx caudicinctus*

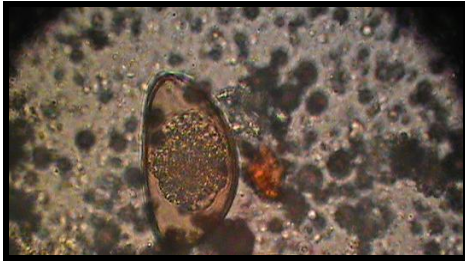


Figura 38: Ovo de oxiurídeo (400x)



Figura 39: Provável larva de nemátode (400x)

#### 4.4.5. *Iguana iguana* (Iguana verde)

Foram observados ovos de nemátode (não foi possível identificar o género) numa amostra de fezes (Quadro 16 – Anexos). Neste caso não se efetuou qualquer tratamento, pois não se observou um nível significativo de parasitismo.



Figura 40: *Iguana iguana*



Figura 41: Ovo de nemátode (400x)

#### 4.4.6. *Phelsuma madagascariensis* (Gecko de Madagáscar)

Foram observados *Trichomonas* spp. e oocistos de *Isospora* spp. numa amostra de fezes, oocistos de *Isospora* spp. noutra amostra, e oocistos de *Isospora* spp. e de *Eimeria* spp. noutra amostra (Quadro 17 – Anexos).

No dia 3 de Fevereiro de 2012 realizou-se o tratamento dos geckos com sulfadiazina associada a trimetoprim (25 mg/kg de peso vivo), por via oral. A sulfadiazina pertence ao grupo das sulfamidas e tem uma ótima ação contra coccídeas. Não foi possível confirmar o sucesso da desparasitação.



Figura 42: *Phelsuma madagascariensis*

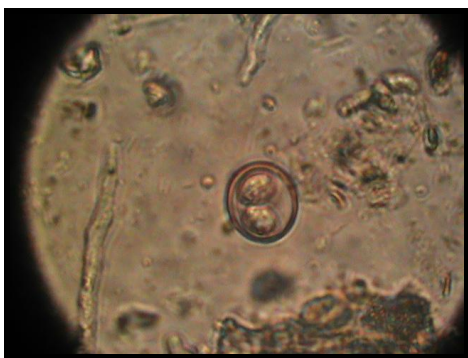


Figura 43: Oocisto de *Isospora* spp. (400x)



Figura 44: Oocisto de *Eimeria* spp. (400x)

#### 4.4.7. *Pogona vitticeps* (Dragão barbudo)

Foram observados *Trichomonas* spp. em três amostras de fezes, e ovos de oxiurídeo noutras duas amostras (Quadro 18 – Anexos).

No dia 9 de Dezembro de 2011 realizou-se o tratamento dos dragões barbudos, expostos ao público, com metronidazol (250 mg/kg de peso vivo), por via oral. Efetuou-se um exame parasitológico no dia 16 de Dezembro, para averiguar o sucesso da desparasitação, tendo sido observada uma melhoria significativa, embora o resultado não fosse negativo.

No dia 5 de Janeiro de 2012 realizou-se o tratamento do dragão barbudo, alojado na enfermaria, com uma dose única de mebendazol (100 mg/kg de peso vivo), por via oral. Esta intervenção foi efetuada com o objetivo de evitar que este indivíduo contaminasse o habitat dos restantes dragões, na altura da sua transferência para junto dos últimos. No dia 11 de Janeiro verificou-se, através do exame parasitológico, que ainda existiam raros ovos de oxiurídeo. No entanto, como em pequena quantidade os oxiurídeos não causam patologia realizou-se a transferência, tal como estava previsto.



Figura 45: *Pogona vitticeps*



Figura 46: Ovo de oxiurídeo (400x)

#### 4.4.8. *Python regius* (Piton Real)

Foram observados ovos de oxiurídeo em duas amostras de fezes, e ovos de nemátode (não foi possível identificar o género), prováveis larvas de nemátode, ovos de oxiurídeo e oocistos de *Eimeria* spp. noutra amostra (Quadro 19 – Anexos).

Em cobras, as coccídeas podem causar diferentes sinais clínicos: diarreia, anorexia e perda de condição corporal (Beynon 1992).

No dia 2 de Fevereiro realizou-se o tratamento de uma das pitons, alojada na enfermaria (enfermaria 2), com ivermectina (1 ml/50 kg de peso vivo), por via subcutânea. Não foi possível confirmar o sucesso da desparasitação.



Figura 47: *Python regius*



Figura 48: Ovo de oxiurídeo (400x)



Figura 49: Oocisto de *Eimeria* spp. (400x)



Figura 50: Ovo de nemátode (400x)



Figura 51: Provável larva de nemátode (400x)

#### 4.4.9. *Uromastix acanthinurus* (Lagarto das Palmeiras)

Foram observados ovos de oxiurídeo, *Trichomonas* spp. e protozoários ciliados numa amostra de fezes, e ovos de oxiurídeo noutras duas amostras (Quadro 20 – Anexos).

Os protozoários ciliados são mais frequentemente encontrados em répteis herbívoros, sendo os géneros mais habituais *Balantidium* e *Nyctotherus*. Estes possuem, normalmente, mais

de 60 µm de comprimento e não existe qualquer indicação de que sejam causa de doença nesta classe de animais (Mader 2006).

Neste caso não se efetuou qualquer tratamento, pois não se observou um nível significativo de parasitismo.



Figura 52: *Uromastyx acanthinurus*



Figura 53: Ovo de oxiurídeo (400x)

#### 4.4.10. *Varanus exanthematicus* (Monitor da Savana)

Foram observados ovos de oxiurídeo e oocistos de coccídea numa amostra de fezes (Quadro 21 – Anexos).

No dia 6 de Janeiro de 2012 realizou-se, por precaução, o tratamento do monitor macho com uma dose única de mebendazol (100 mg/kg de peso vivo), por via oral, para atuar sobre os oxiurídeos. O sucesso da intervenção foi confirmado no dia 11 de Janeiro.



Figura 54: *Varanus exanthematicus*



Figura 55: Ovo de oxiurídeo (400x)



Figura 56: Oocistos de coccídea (400x)

### 4.5. Artrópodes

Foram realizados exames parasitológicos a duas espécies de artrópodes, tendo sido efetuada a colheita de duas amostras de fezes. Nenhuma das espécies se encontrava parasitada.

As espécies examinadas foram as seguintes: *Brachypelma albopilosum* (Tarântula) e *Acheta domesticus* (Grilo).



Figura 57: *Brachypelma albopilosum*



Figura 58: *Acheta domesticus*

## 5. Conclusões

O estudo parasitológico foi uma mais-valia para o zoo, uma vez que permitiu conhecer o estado sanitário dos animais, neste aspeto, e tomar conhecimento dos parasitas que mais frequentemente os atingem. Seria muito vantajoso prolongar este estudo, de forma rotineira, para realizar um melhor controlo das doenças parasitárias, evitando a utilização profilática de fármacos em animais que não necessitam. Desta forma, seria possível tratar apenas os animais significativamente parasitados, empregando o princípio ativo mais eficaz contra o parasita em questão, e evitar, assim, o desenvolvimento de resistência aos desparasitantes. Este esquema de desparasitação, para além dos benefícios que traz para os animais, é mais ecológico e económico. Ecológico, porque o uso mais controlado de fármacos implica uma menor contaminação do ambiente com resíduos químicos. E económico, porque desta forma os custos em medicação profilática são inferiores. Estas vantagens demonstram como seria benéfico se outros zos realizassem um trabalho deste género.

Claro que um exame parasitológico de fezes requer a dedicação de algum tempo, mas as técnicas descritas são bastante acessíveis e não exigem a utilização de material muito dispendioso. A principal dificuldade é a identificação dos parasitas encontrados. No que diz respeito a espécies exóticas, ainda não existe muita informação sobre parasitas, sobretudo em termos de imagens que sirvam para comparar com o que se observa ao microscópio. No entanto, é possível reconhecer um ovo de nemátode, um oocisto de protozoário, ou outra estrutura parasitária, mesmo que não se consiga alcançar uma identificação mais completa e específica. E dessa forma é possível orientar o tratamento, se necessário.

## 6. Bibliografía

### Livros e artigos:

- Beynon PH (1992) “Gastrointestinal System” **Manual of Reptiles**, 1ª Ed., BSAVA, 109-113
- Fowler ME (1993) “Parasites of New World Primates” **Zoo & Wild Animal Medicine Current Therapy 3**, 3ª Ed., W. B. Saunders Company, 378-387
- Fowler ME (1993) “Parasitic Diseases of Carnivores” **Zoo & Wild Animal Medicine Current Therapy 3**, 3ª Ed., W. B. Saunders Company, 400-403
- Friant SC (2007) “Appendix 4. Information on Parasites Recovered” **An Investigation of Gastro-intestinal Parasites in Captive and Semi-captive Cercopithecine Primates of Southern Nigeria**, 82
- Frye FL (1991) “Applied Clinical Nonhemic Parasitology of Reptiles” **Reptile Care an Atlas of Diseases and Treatments (Volume I)**, 1ª Ed., T. F. H. Publications, Inc., 284-300
- Mader DR (2006) “Gastrointestinal Anatomy and Physiology” **Reptile Medicine and Surgery**, 2ª Ed., Elsevier Saunders, 154-156
- Mader DR (2006) “Parasitology” **Reptile Medicine and Surgery**, 2ª Ed., Elsevier Saunders, 347-350
- Mader DR (2006) “Overview of Amphibian Medicine” **Reptile Medicine and Surgery**, 2ª Ed., Elsevier Saunders, 959-961
- Mader DR (2006) “Appendix B. Reptile Parasites – Summary Table” **Reptile Medicine and Surgery**, 2ª Ed., Elsevier Saunders, 1162-1169
- Messonnier SP (1996) “Part II: Common Diseases of Reptiles – Chapter 9. Parasites” **Common Reptile Diseases and Treatment**, 1ª Ed., Blackwell Science, Inc., 132-136
- Montón JO (2008) “Sección 2 Patologías más frecuentes en saurios (orden Squamata, suborden Sauria) – Capítulo 5 Enfermedades Parasitarias” **Atlas de Patología de Reptiles**, 1ª Ed., Editorial Inter-Médica, 92-93
- Rataj AV, Lindtner-Knific R, Vlahović K, Mavri U, Dovč A (2011) “Parasites in pet reptiles” **Acta Veterinaria Scandinavica**, 53:33, 2-13
- Samour J (2000) “Infectious Diseases” **Avian Medicine**, 1ª Ed, Harcourt Publishers Limited, 225-243

- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Superfamília ASCARIDOIDEA” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 64
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Superfamília TRICHUROIDEA” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 82-84
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Filo PROTOZOA” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 183-184
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Classe COCCIDIA” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 196-199
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Epidemiologia de Doenças Parasitárias” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 223-226
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Anti-helmínticos” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 233-234
- Urquhart GM, Armour J, Duncan JL, Dunn AM, Jennings FW (1998) “Diagnóstico Laboratorial de Parasitismo” **Parasitologia Veterinária**, 2ª Ed., Editora Guanabara Koogan S. A., 239

Documentos da internet:

- “Aula Prática – Exames copro-parasitológicos”, consultado em [«http://www.coccidia.icb.usp.br/disciplinas/BMP222/aulas/Aula\\_Pratica\\_10\\_Exames\\_coproparasitologicos.pdf»](http://www.coccidia.icb.usp.br/disciplinas/BMP222/aulas/Aula_Pratica_10_Exames_coproparasitologicos.pdf), no dia 06/02/2012
- “Ciliate”, consultado em [«http://www.britannica.com/EBchecked/topic/117781/ciliate»](http://www.britannica.com/EBchecked/topic/117781/ciliate), no dia 21/02/2012
- “Conhecendo os vários métodos de exame parasitológico de fezes”, consultado em [«http://www.tecsa.com.br/media/File/pdfs/DICAS%20DA%20SEMANA/PET/PET%20Conhecendo%20mtodos%20parasitologicos%20de%20fezes.pdf»](http://www.tecsa.com.br/media/File/pdfs/DICAS%20DA%20SEMANA/PET/PET%20Conhecendo%20mtodos%20parasitologicos%20de%20fezes.pdf), no dia 07/02/2012
- “Flagellate”, consultado em [«http://www.britannica.com/EBchecked/topic/209243/flagellate»](http://www.britannica.com/EBchecked/topic/209243/flagellate), no dia 21/02/2012

- “Metronidazol – Bula do remédio”, consultado em  
«<http://www.medicinanet.com.br/bula/3368/metronidazol.htm>», no dia 01/03/2012
- “Table 8a – Differential Morphology of the Diagnostic Stages of Helminths Found in Humans: Eggs (Nematodes)”, consultado em  
«<http://dpd.cdc.gov/dpdx/html/MorphologyTables.htm>», no dia 16/02/2012
- “Toltrazol”, consultado em  
«<http://www.mayorslab.com.ar/enfermedades/toltrazolaplicaciones.pdf>», no dia 01/03/2012
- “*Toxascaris leonina* Life Cycle”, consultado em  
«[http://cal.vet.upenn.edu/projects/parasit06/life%20cycles/Toxascaris\\_Leonina/Biology.htm](http://cal.vet.upenn.edu/projects/parasit06/life%20cycles/Toxascaris_Leonina/Biology.htm)», no dia 17/02/2012

## 7. Anexos

<b>NOME COMUM: LEÃO</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Panthera leo</i></b>
<b>Data: 07-11-2011 (leoa – Gata)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de <i>Toxascaris leonina</i> (90 µm x 65 µm)
<b>Data: 10-11-2011 (leoa – Gata, leoa – Mara, leão)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole (leoa), dura (leão)
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente (leoa); presente (leão)
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de <i>Toxascaris leonina</i> (82,5 µm x 70 µm) – Gata e leão; negativo – Mara
<b>Data: 16-12-2011 (leão)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de <i>Toxascaris leonina</i> (82,5 µm x 70 µm)
<b>Data: 20-12-2011 (leoa – Gata)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de <i>Toxascaris leonina</i> (100 µm x 62,5 µm)
<b>Data: 10-01-2012 (leoa – Gata, leoa – Mara, leão)</b>	<b>Cor:</b> castanho claro (leão), castanho-escuro (Mara), amarela (Gata)
	<b>Consistência:</b> mole (leoa), dura (leão)
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente (leoa), presente (leão)
	<b>Exame microscópico:</b> negativo (todos)

Quadro 7: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Panthera leo* (Leão)

<b>NOME COMUM: OPOSSUM</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Trichosurus vulpecula</i></b>
<b>Data: 29-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho claro
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente

	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos (57,5 µm x 37,5 µm) e algumas larvas (375 µm e 750 µm) de nemátode; raros oocistos de coccídea, com 22,5 µm de diâmetro
<b>Data: 20-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 8: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Trichosurus vulpecula* (Opossum)

<b>NOME COMUM: LÉMURE DE COLAR</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Varecia variegata</i></b>
<b>Data: 17-11-2011 (duas amostras)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo (nas duas amostras)
<b>Data: 20-12-2011 (quatro amostras)</b>	<b>Cor:</b> castanho alaranjado
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos (50 µm x 35 µm) e algumas larvas (550 µm e 250 µm) de nemátode – numa amostra; negativo (nas restantes três amostras)
<b>Data: 16-01-2012 (três amostras)</b>	<b>Cor:</b> castanho esverdeado
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de <i>Capillaria</i> spp. (52,5 µm x 27,5 µm) – numa amostra; negativo (nas restantes duas amostras)

Quadro 9: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Varecia variegata* (Lémure de colar)

<b>NOME COMUM: SALAMANDRA</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Ambystoma tigrinum</i></b>
<b>Data: 07-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente

	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos (57,5 µm x 30 µm) e larvas (600 µm e 400 µm) de nemátode
<b>Data: 16-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos (45 µm x 30 µm) e algumas larvas (420 µm e 275 µm) de nemátode

Quadro 10: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Ambystoma tigrinum* (Salamandra)

<b>NOME COMUM: SAPO CORNUDO OU PACMAN</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Ceratophrys cranwelli</i></b>
<b>Data: 26-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 18-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> alguns protozoários ciliados

Quadro 11: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Ceratophrys cranwelli* (Sapo cornudo ou Pacman)

<b>NOME COMUM: RÃ LEITOSA</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Phrynohyas resinifictrix</i></b>
<b>Data: 05-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho-escuro
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> algumas <i>Trichomonas</i> spp.; raros protozoários ciliados
<b>Data: 12-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros protozoários ciliados (30 µm x 25 µm); raros protozoários flagelados (57,5 µm x 37,5 µm)

Quadro 12: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Phrynohyas resinifictrix* (Rã leitosa)

NOME COMUM: GECKO TOKAY	NOME CIENTÍFICO: <i>Gekko gecko</i>
<b>Data: 24-11-2011 (duas amostras)</b>	<b>Cor:</b> castanho claro
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> numerosos oocistos de <i>Eimeria</i> spp., com 25 µm de diâmetro
<b>Data: 12-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho alaranjado
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> alguns oocistos de <i>Eimeria</i> spp., com 22,5 µm de diâmetro

Quadro 13: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Gekko gecko* (Gecko Tokay)

NOME COMUM: GECKO DOURADO	NOME CIENTÍFICO: <i>Gekko ulikovskii</i>
<b>Data: 06-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de nemátode (65 µm x 37,5 µm); raros ovos de oxiurídeo (87,5 µm x 50 µm)
<b>Data: 12-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 14: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Gekko ulikovskii* (Gecko Dourado)

NOME COMUM: GECKO AFRICANO	NOME CIENTÍFICO: <i>Hemitheconyx caudicinctus</i>
<b>Data: 30-12-2012</b>	<b>Cor:</b> verde
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 12-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura

	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> algumas <i>Trichomonas</i> spp.; raras larvas de nemátode (550 µm); raros ovos de oxiurídeo (87,5 µm x 50 µm)

Quadro 15: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Hemitheconyx caudicinctus* (Gecko Africano)

<b>NOME COMUM: IGUANA VERDE</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Iguana iguana</i></b>
<b>Data: 03-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 10-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de nemátode (125 µm x 52,5 µm)

Quadro 16: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Iguana iguana* (Iguana verde)

<b>NOME COMUM: GECKO DE MADAGÁSCAR</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Phelsuma madagascariensis</i></b>
<b>Data: 04-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> algumas <i>Trichomonas</i> spp.; alguns oocistos de <i>Isohora</i> spp. (17,5 µm x 12,5 µm)
<b>Data: 30-12-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros oocistos de <i>Isohora</i> spp. (17,5 µm x 12,5 µm)
<b>Data: 16-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente

	<b>Exame microscópico:</b> alguns oocistos de <i>Isospora</i> spp., com 20 µm de diâmetro; bastantes oocistos de <i>Eimeria</i> spp., com 25 µm de diâmetro
--	---

Quadro 17: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Phelsuma madagascariensis* (Gecko de Madagascar)

<b>NOME COMUM: DRAGÃO BARBUDO</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Pogona vitticeps</i></b>
<b>Data: 07-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> presente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> bastantes <i>Trichomonas</i> spp.
<b>Data: 07-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> presente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> bastantes <i>Trichomonas</i> spp.
<b>Data: 16-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> presente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> algumas <i>Trichomonas</i> spp.
<b>Data: 30-12-2012 (enfermaria)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (92,5 µm x 50 µm)
<b>Data: 11-01-2012 (enfermaria)</b>	<b>Cor:</b> castanho esverdeado
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> presente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (100 µm x 50 µm) e (87,5 µm x 50 µm)

Quadro 18: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Pogona vitticeps* (Dragão barbudo)

<b>NOME COMUM: PITON REAL</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Python regius</i></b>
<b>Data: 09-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura

	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (187,5 $\mu\text{m}$ x 50 $\mu\text{m}$ )
<b>Data: 19-01-2012 (enfermaria 1)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (190 $\mu\text{m}$ x 80 $\mu\text{m}$ )
<b>Data: 02-02-2012 (enfermaria 2)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> alguns ovos (55 $\mu\text{m}$ x 27,5 $\mu\text{m}$ ) e larvas (475 $\mu\text{m}$ e 187,5 $\mu\text{m}$ ) de nemátode; raros ovos de oxiurídeo (177,5 $\mu\text{m}$ x 52,5 $\mu\text{m}$ ); raros oocistos de <i>Eimeria</i> spp., com 22,5 $\mu\text{m}$ de diâmetro

Quadro 19: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Python regius* (Piton Real)

<b>NOME COMUM: LAGARTO DAS PALMEIRAS</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Uromastyx acanthinurus</i></b>
<b>Data: 03-11-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 16-12-2011</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (100 $\mu\text{m}$ x 52,5 $\mu\text{m}$ ); algumas <i>Trichomonas</i> spp.; raros protozoários ciliados (150 $\mu\text{m}$ x 75 $\mu\text{m}$ e 137,5 $\mu\text{m}$ x 77,5 $\mu\text{m}$ )
<b>Data: 30-12-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente

	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (100 µm x 50 µm)
<b>Data: 17-01-2012</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> alguns ovos de oxiurídeo (67,5 µm x 52,5 µm e 80 µm x 50 µm)

Quadro 20: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Uromastyx acanthinurus* (Lagarto das Palmeiras)

<b>NOME COMUM: MONITOR DA SAVANA</b>	<b>NOME CIENTÍFICO: <i>Varanus exanthematicus</i></b>
<b>Data: 06-01-2012 (macho)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> raros ovos de oxiurídeo (180 µm x 47,5 µm); alguns oocistos de coccídea, com 22,5 µm de diâmetro
<b>Data: 11-01-2012 (macho)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> dura
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo
<b>Data: 31-01-2012 (fêmea)</b>	<b>Cor:</b> castanho
	<b>Consistência:</b> mole
	<b>Muco:</b> ausente
	<b>Sangue:</b> ausente
	<b>Exame microscópico:</b> negativo

Quadro 21: Resultados dos exames parasitológicos das fezes da espécie *Varanus exanthematicus* (Monitor da Savana)