

BEATRIZ ANTUNES BONIFÁCIO VÍTOR

**PREVALÊNCIA DE PARASITAS
GASTROINTESTINAIS EM RÉPTEIS DOMÉSTICOS
NA REGIÃO DE LISBOA**

Orientador: Doutora Ana Maria Duque de Araújo Munhoz

Co-orientador: Mestre Rui Filipe Galinho Patrício

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2018

BEATRIZ ANTUNES BONIFÁCIO VÍTOR

**PREVALÊNCIA DE PARASITAS
GASTROINTESTINAIS EM RÉPTEIS DOMÉSTICOS
NA REGIÃO DE LISBOA**

Dissertação defendida em provas públicas para a obtenção do Grau de Mestre em Medicina Veterinária no curso de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária conferido pela Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias, no dia 25 de Junho de 2018, segundo o Despacho Reitoral nº114/2018, perante a seguinte composição de Júri:

Presidente: Professora Doutora Laurentina Pedroso
Arguente: Professor Doutor Eduardo Marcelino
Orientadora: Dra. Ana Maria Duque de Araújo Munhoz
Co-orientador: Mestre Rui Filipe Galinho Patrício
Vogal: Professora Doutora Margarida Alves

Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

Faculdade de Medicina Veterinária

Lisboa

2018

Agradecimentos

Primeiramente à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias pela possibilidade de realização desta dissertação de mestrado e por todos os anos de aprendizagem ao longo do curso.

À professora Ana Maria Araújo por toda a ajuda e rápida disponibilidade na realização desta dissertação.

Ao professor Rui Patrício pelo auxílio a efetuar esta dissertação e pelos ensinamentos sobre a medicina de animais exóticos que me passou durante os últimos anos.

À professora Inês Viegas pela ajuda e rapidez na análise estatística dos dados.

À equipa da clínica veterinária VetExóticos que sempre me auxiliaram no que puderam, pela colaboração para este estudo e principalmente por me transmitirem todos os conhecimentos e gosto pela prática de medicina veterinária de animais exóticos.

A todas as lojas e proprietários que se mostraram disponíveis a ajudar e participar com o fornecimento de amostras.

Um agradecimento muito especial à minha família, que sem eles nada disto seria possível, principalmente à minha mãe que sempre me apoiou e ajudou em tudo durante o meu percurso académico.

Ao meu querido Marquês, fiel companheiro e amigo durante todos estes anos.

A todos os meus amigos que acompanharam o meu percurso académico e o tornaram inesquecível. Com um especial agradecimento à companheira de estudo e trabalhos Sara Sousa e ao Zé Catarino por todo o apoio e disponibilidade em me ajudar, à Filipa Lúcio, à Filipa Lyseight, à Soraia Alqueidão, à Jéssica Ramos, ao Suri, ao Pedro Loução, à Raquel Moreira, Guigas e aos gémeos João e Joana.

Resumo

PREVALÊNCIA DE PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM RÉPTEIS DOMÉSTICOS NA REGIÃO DE LISBOA

Nas últimas décadas o número de animais exóticos, incluindo os répteis, têm conquistado popularidade como animais de companhia em todo o mundo. Os répteis podem hospedar uma grande variedade de endoparasitas como protozoários, nemátodes, céstodes, tremátodes, acantocéfalos e pentastomídeos, destacando assim a grande importância do estudo das doenças parasitárias nestes animais.

Este estudo teve como principais objetivos avaliar a prevalência e apurar quais os parasitas gastrointestinais mais frequentes nos répteis domésticos na região de Lisboa e nos seus diferentes grupos taxonómicos de ofídios, sáurios e quelónios e encontrar uma possível relação entre o grupo taxonómico, o regime alimentar e a origem das amostras com a presença de parasitas gastrointestinais.

Para tal, durante um período de 10 meses, entre Abril de 2017 e Janeiro de 2018, foi efetuado um estudo parasitológico a uma população de 139 répteis na região de Lisboa, pertencentes a 10 espécies de ofídios (n=45), 14 espécies de sáurios (n=64) e 9 espécies de quelónios (n=30). As amostras foram recolhidas de lojas de comercialização de animais domésticos (n= 58), de pacientes que se apresentaram a uma clínica veterinária de animais exóticos (n=23) e de proprietários da região de Lisboa (n=58).

Foram utilizados três métodos de análise coprológica distintos, o método direto, o método de flutuação modificado e o método de sedimentação, sendo identificados doze parasitas gastrointestinais diferentes: oxiurídeos (41,01%), coccídea de género não identificado (23,02%), estrongilídeos (10,79%), *Isospora* spp. (10,79%), larvas de nemátodes (8,63%), protozoários flagelados (8,63%), *Nyctotherus* spp. (5,04%), *Eimeria* spp. (2,88%), ascarídeos (1,44%), espirurídeos (0,72%), *Strongyloides* spp. ou *Rhabdias* spp. (0,72%) e céstodes de género não identificado (0,72%).

Neste estudo foi observado que 65,47% dos animais encontravam-se parasitados, sendo os sáurios (82,81%) o grupo taxonómico mais parasitado, seguido dos quelónios (56,67%) e com menor prevalência os ofídios (46,67%). Através da realização da análise estatística foram verificadas relações significativas entre o grupo taxonómico e o regime alimentar com a presença de parasitas gastrointestinais, no entanto não foi sugerida nenhuma relação entre a origem das amostras e a presença de parasitas gastrointestinais nos animais analisados.

Palavras-chave: répteis, protozoários gastrointestinais, helmintes gastrointestinais, coprologia, Portugal.

Abstract

PREVALENCE OF GASTROINTESTINAL PARASITES IN DOMESTIC REPTILES IN THE REGION OF LISBON

In the last decades the number of exotic animals, including reptiles, have gained popularity as pets around the world. Reptiles can host a wide variety of endoparasites such as protozoa, nematodes, cestodes, trematodes, acanthocephals and pentastomids, thus highlighting the great importance of studying parasitic diseases in these animals.

The main objectives of this study were to evaluate the prevalence and to determine the most frequent gastrointestinal parasites in domestic reptiles in the Lisbon region and its different taxonomic groups of ophidians, saurians and chelonians and to find a possible relation between the taxonomic group, the diet and the origin of the samples with the presence of gastrointestinal parasites.

For such purpose, for a period of 10 months, between April 2017 and January 2018, a parasitological study was carried out on a population of 139 reptiles in the Lisbon region, belonging to 10 species of ophidians (n = 45), 14 species of saurians (n = 64) and 9 species of chelonians (n = 30). Samples were collected from pet trade stores (n = 58), from patients who presented to a veterinary clinic of exotic animals (n = 23) and owners of the Lisbon region (n = 58).

Using three distinct coprological analyzes, the direct observation method, the modified flotation method and the sedimentation method, twelve different varieties of gastrointestinal parasites were identified: oxyurids (41,01%), coccidia of unidentified genus (23,02%), Strongylida (10,79%), *Isospora* spp. (10,79%), nematode larvae (8,63%), flagellate protozoa (8,63%), *Nyctotherus* spp. (5,04%), *Eimeria* spp. (2,88%), ascarids (1,44%), spirurian (0,72%), *Strongyloides* spp. or *Rhabdias* spp. (0,72%) and cestodes of unidentified gender (0,72%).

In this study it was observed that 65.47% of the animals were parasitized, being the saurians (82,81%) the most parasitized taxonomic group, followed by the chelonians (56.67%) and with a lower prevalence ophidians (46,67%). Statistical analysis showed significant relationships between the taxonomic group and the diet with the presence of gastrointestinal parasites. However, no relationship was suggested between the origin of the samples and the presence of gastrointestinal parasites in the animals analyzed.

Key words: reptiles, gastrointestinal protozoa, gastrointestinal helminths coprology, Portugal.

Lista de abreviaturas

% - Percentagem

°C - Graus Celsius

µm - Micrómetro

BID - Duas vezes por dia, do latim *bis in die*

cm - Centímetro

ELISA - Ensaio de imunoabsorção enzimática, do inglês Enzyme-Linked Immunosorbent Assay

Et al. - E outros, do latim *et alii*

EUA - Estados Unidos da América

FMV-ULHT - Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de Humanidades e Tecnologias

g - Gramas

h - Horas

IC - Intervalo de confiança

ICe - Via intracelómica

ICNF - Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas

IM - Via intramuscular

IV - Via intravenosa

kg - Quilograma

L - Litros

L3 - Terceiro estadio larvar

m - Metro

mg - Miligrama

MgSO₄ - Sulfato de magnésio

ml - Mililitro

NaCl - Cloreto de sódio

NaNO₃ - Nitrato de sódio

nm - Nanómetro

OR - Odds Ratio

PCR - Reação em cadeia da polimerase, do inglês Polymerase Chain Reaction

PO – Via oral, do latim *per os*

prn - Quando requerido, do latim *pro re nata*

QOD - A cada dois dias, do latim *quaque altera die*

rpm - Rotações por minuto

SC - Via subcutânea

SID - Uma vez por dia, do latim *semel in die*

spp. - Duas ou mais espécies

TTA - Técnica de avanço da tuberosidade tibial, do inglês Tibial Tuberosity Advancement

UVB - Ultravioleta B

ZnSO₄ - Sulfato de zinco

Índice

Agradecimentos.....	2
Resumo	3
Abstract	4
Lista de abreviaturas.....	5
Índice.....	7
Índice de tabelas.....	12
Índice de figuras	13
Índice de gráficos.....	15
Relatório de estágio.....	16
Hospital Veterinário das Laranjeiras.....	16
Clínica Veterinária de Animais Exóticos VetExóticos.....	17
1. Introdução	21
1.1. Descrição das espécies em estudo	22
1.1.1. Ofídios.....	22
1.1.1.1. Boa constritora imperial.....	23
1.1.1.2. Cobra de casa africana.....	23
1.1.1.3. Cobra do milho	23
1.1.1.4. Cobra falsa coral	24
1.1.1.5. Cobra nariz de porco	24
1.1.1.6. Cobra rateira do Texas.....	25
1.1.1.7. Cobra real californiana.....	25
1.1.1.8. Piton real.....	25
1.1.1.9. Piton sangue	26
1.1.1.10. Piton tapete.....	26
1.1.2. Quelónios	26
1.1.2.1. Tartaruga de esporas africana.....	29
1.1.2.2. Tartaruga grega.....	29

1.1.2.3. Tartaruga leopardo	30
1.1.2.4. Tartaruga mediterrânea	27
1.1.2.5. Tartaruga russa	28
1.1.2.6. Tartaruga chinesa de 3 quilhas	28
1.1.2.7. Tartaruga corcunda do Mississippi	28
1.1.2.8. Tartaruga da Florida	31
1.1.2.9. Tartaruga mordedora	29
1.1.3. Saurios	31
1.1.3.1. Anolis verde	32
1.1.3.2. Basilisco verde	32
1.1.3.3. Camaleão de lémen	33
1.1.3.4. Dragão barbudo	33
1.1.3.5. Dragão de água chinês	34
1.1.3.6. Geco de crista	34
1.1.3.7. Geco diurno gigante de Madagáscar	35
1.1.3.8. Geco leopardo	35
1.1.3.9. Geco terrestre de Madagáscar (<i>Paroedura pictus</i> , Peters 1854)	36
1.1.3.10. Geco tokay	36
1.1.3.11. Iguana verde	36
1.1.3.12. Lagarto armadilha	37
1.1.3.13. Varano da savana	37
1.1.3.14. Varano glauerti	37
1.2. Descrição dos parasitas mais frequentes em répteis	38
1.2.1. Protozoários	38
1.2.1.1. Amebas	38
1.2.1.1.1. <i>Entamoeba invadens</i>	38
1.2.1.2. Coccídeas	39
1.2.1.2.1. <i>Eimeria</i> spp.	41
1.2.1.2.2. <i>Isospora</i> spp.	42

1.2.1.2.3. <i>Caryospora</i> spp.	42
1.2.1.2.4. <i>Sarcocystis</i> spp.....	43
1.2.1.3. <i>Cryptosporidium</i> spp.....	43
1.2.1.3.1. <i>Cryptosporidium serpentis</i>	44
1.2.1.3.2. <i>Cryptosporidium saurophilum</i>	45
1.2.1.4. Protozoários ciliados	45
1.2.1.4.1. <i>Balantidium</i> spp.	45
1.2.1.4.2. <i>Nyctotherus</i> spp.....	46
1.2.1.5. Protozoários flagelados	46
1.2.1.5.1. <i>Giardia</i> spp.	47
1.2.1.5.2. <i>Hexamita</i> spp.....	47
1.2.1.5.3. <i>Leptomonas</i> spp.	48
1.2.1.5.4. <i>Monocercomonas</i> spp.....	48
1.2.2. Nemátodes	48
1.2.2.1. Ascarídeos	49
1.2.2.2. <i>Capillaria</i> spp.....	50
1.2.2.3. Estrongilídeos.....	50
1.2.2.3.1. <i>Kalicephalus</i> spp.....	51
1.2.2.3.2. <i>Chapiniella</i> spp.	52
1.2.2.3.3. <i>Oswaldocruzia</i> spp.	52
1.2.2.4. Espirurídeos	53
1.2.2.5. Oxiurídeos	53
1.2.2.6. <i>Strongyloides</i> spp.	55
1.2.3. Céstodes	56
1.2.3.1. Ordem Pseudophyllidea	57
1.2.3.2. Ordem Proteocephalidea.....	57
1.2.3.3. Ordem Cyclophyllidea	57
1.2.4. Tremátodes	58
1.2.5. Pentastomídeos.....	58

1.2.6. Pseudoparasitas e falsos parasitas	59
1.3. Métodos coprológicos.....	61
1.3.1. Métodos qualitativos	62
1.3.1.1. Método direto	62
1.3.1.2. Método de flutuação	62
1.3.1.3. Método de sedimentação	64
1.3.1.4. Método de Baermann	65
1.3.1.5. Coprocultura.....	65
1.3.2. Métodos quantitativos.....	65
1.3.3. Métodos imunológicos e moleculares	65
1.4. Tratamento	66
1.5. Profilaxia	68
1.6. Objetivos	69
2. Materiais e métodos	70
2.1. Amostragem	70
2.2. Armazenamento e métodos de conservação.....	71
2.3. Análise das amostras	71
2.4. Métodos coprológicos.....	72
2.4.1. Método direto.....	72
2.4.2. Método de flutuação modificado	72
2.4.3. Técnica de sedimentação	73
2.5. Análise estatística	73
3. Resultados	74
3.1. Prevalência parasitária nos ofídios	76
3.2. Prevalência parasitária nos sáurios	79
3.3. Prevalência parasitária nos quelônios	83
3.4. Fatores intrínsecos e possível relação com a presença de parasitose	85
3.4.1. Grupo taxonómico	85
3.4.2. Regime alimentar	86

3.4.3. Origem das amostras	87
4. Discussão	89
4.1. Ofídios.....	90
4.2. Saurios	92
4.3. Quelônios	95
4.4. Fatores intrínsecos e possível relação com a presença de parasitose	97
4.4.1. Grupo taxonómico	97
4.4.2. Regime alimentar	99
4.4.3. Origem das amostras	100
4.5. Outras considerações.....	100
5. Conclusões	102
6. Bibliografia	104
Anexos	i
Anexo I: Modo de preparação de soluções saturadas para uso no método de flutuação ...	i
Anexo II: Substâncias ativas antiparasitárias utilizadas nos répteis.....	ii
Anexo III: Condições de manejo referentes a cada espécie do estudo.....	v
Anexo IV: Medição de uma estrutura parasitária (adaptado de Thienpont <i>et al.</i> , 1985)	vi
Apêndices.....	vii
Apêndice I: Espécies e número de espécies de répteis participantes no estudo	vii

Índice de tabelas

Tabela 1: Nome comum e científico das espécies de pequenos mamíferos observados no estágio.....	19
Tabela 2: Nome comum e científico das espécies de aves observados no estágio.....	20
Tabela 3: Nome comum e científico das espécies de répteis observados no estágio.....	20
Tabela 4: Número de esporocistos e esporozoítos por oocisto referente aos géneros de coccídeas.	41
Tabela 5: Gravidade específica de algumas soluções saturadas usadas no método de flutuação.....	64
Tabela 6: Número e prevalência dos parasitas observados nos ofídios.	78
Tabela 7: Número e prevalência dos parasitas observados nos sáurios.	82
Tabela 8: Número e prevalência dos parasitas observados nos quelônios.....	84
Tabela 9: Número e prevalência dos parasitas observados nos diferentes regimes alimentares.	87
Tabela 10: Prevalência de amostras parasitadas de acordo com o grupo taxonómico, regime alimentar e origem das amostras.	88
Tabela 11: Modo de preparação de algumas soluções saturadas para uso no método de flutuação.....	i
Tabela 12: Substâncias ativas utilizadas para cada parasitose gastrointestinal com doses, duração, via de administração e recomendações.	ii
Tabela 13: Condições de temperatura, humidade relativa ideal e regime alimentar referentes a cada espécie do estudo.	v
Tabela 14: Nome comum, nome científico e número de amostras examinadas de ofídios. ..	vii
Tabela 15: Nome comum, nome científico e número de amostras examinadas de quelônios	vii
Tabela 16: Nome comum, nome científico e número de amostras examinadas de sáurios.	viii

Índice de figuras

Figura 1: Piton real (<i>Python regius</i>).....	25
Figura 2: Tartaruga mediterrânea (<i>Testudo hermanni</i>).....	28
Figura 3: Geco leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>).	35
Figura 4: Representação do ciclo de vida monoxeno dos oxiurídeos num dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>).	54
Figura 5: Ovos de ácaros compatíveis com <i>Myocoptes musculus</i> , à esquerda (288 µm por 72,25 µm) numa cobra do milho (<i>Pantherophis guttatus</i>) em método de flutuação (400x) e à direita com o ácaro visível no interior do ovo (277,50 µm por 86,25 µm) numa cobra falsa coral (<i>Lampropeltis triangulum</i>) em método de flutuação (400x)	60
Figura 6: Pólen num camaleão de lémen (<i>Chamaeleo calyptratus</i>) em método direto (400x)	61
Figura 7: Dois oocistos esporulados de <i>Eimeria</i> spp. (48 µm por 22,50 µm) numa cobra real californiana (<i>Lampropeltis getula californiae</i>) em método direto (1000x).....	77
Figura 8: Ovo embrionado de <i>Strongyloides</i> spp. ou <i>Rhabdias</i> spp. (60,50 µm por 32,25 µm) em cima e por baixo um oocisto de coccídea de género não identificado (27,75 µm por 21 µm) numa cobra falsa coral (<i>Lampropeltis triangulum</i>) em método de flutuação (400x).....	77
Figura 9: Ovo de oxiurídeo compatível com <i>Aspicularis tetraptera</i> (131 µm por 58,50 µm) numa cobra falsa coral (<i>Lampropeltis triangulum</i>) em método de flutuação (400x).....	78
Figura 10: Ovo de cestode de género não identificado (80,25 µm por 56,25 µm) numa cobra do milho (<i>Pantherophis guttatus</i>) em método de sedimentação (400x).....	78
Figura 11: Três oocistos esporulados de <i>Isospora</i> spp. compatíveis com <i>Isospora amphiboluri</i> (25 µm por 25 µm) num dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>) em método direto (400x)	81
Figura 12: Ovo de estrongilídeo (187,50 µm por 129,25 µm) de género não identificado num camaleão de lémen (<i>Chamaeleo calyptratus</i>) em método direto (400x).....	81
Figura 13: Quisto de <i>Nyctotherus</i> spp. (86,25 µm por 68,50 µm) num geco leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>) em método de flutuação (400x)	81
Figura 14: Protozoários flagelados de género não identificado num dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>) em método direto (1000x).	81
Figura 15: Ovo de ascarídeo de género não identificado (86,25 µm por 71,25 µm) num geco tokay (<i>Gekko geko</i>) em método direto (1000x)	81
Figura 16: Ovo de espirurídeo de género não identificado (53,25 µm por 37,50 µm) num geco tokay (<i>Gekko geko</i>) em método direto (1000x).....	81

Figura 17: Ovo de oxiurídeo (131,50 µm por 75 µm) numa tartaruga mediterrânea (<i>Testudo hermanni</i>) em método direto (400x)	84
Figura 18: Larva de nematode de género não identificado numa tartaruga de esporas africana (<i>Geochelone sulcata</i>) em método direto (100x)	84

Índice de gráficos

Gráfico 1: Número e prevalência de animais analisados pertencentes a cada grupo taxonómico.	70
Gráfico 2: Número e prevalência de animais analisados pertencentes a cada regime alimentar.	71
Gráfico 3: Número e prevalência de animais analisados relativamente à origem da recolha das amostras.	71
Gráfico 4: Número e prevalência das amostras parasitas e não parasitadas.	74
Gráfico 5: Número e prevalência da quantidade de agentes parasitários diagnosticados nas amostras positivas.	75
Gráfico 6: Número e prevalência de cada grupo de parasitas observados nas amostras positivas.	75
Gráfico 7: Número e prevalência da quantidade de géneros de coccídeas observadas nas amostras positivas para coccidiose.	76
Gráfico 8: Prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas nos sáurios, quelónios e ofídios.	85
Gráfico 9: Prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas nos diferentes regimes alimentares.	86
Gráfico 10: Prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas relativa à origem das amostras.	88

Relatório de estágio

O estágio curricular foi dividido por duas instituições, uma na área clínica de animais de companhia realizado no Hospital Veterinário das Laranjeiras e outra na área clínica de animais exóticos na Clínica Veterinária VetExóticos e teve a duração total de cerca de 9 meses, aproximadamente 1 495 horas (h).

Hospital Veterinário das Laranjeiras

A primeira parte do estágio curricular foi realizada no Hospital Veterinário das Laranjeiras sob a supervisão do médico veterinário Francisco Silva. Teve como data de início o dia 18 de Agosto de 2016 e terminou no dia 31 de Dezembro de 2016, perfazendo um total de 4 meses e 2 semanas.

O Hospital Veterinário das Laranjeiras, situado na Rua São Tomás de Aquino nº8C em Lisboa, é um hospital de referência em medicina veterinária com atendimento permanente 24h durante todo o ano.

O horário foi definido mensalmente e dividido por três turnos, sendo estes das 9h às 17h, das 14h às 22h e por último em horário de urgência das 21h às 9h do dia seguinte, efetuando um total de 40h semanais.

Durante o estágio pude acompanhar os diversos médicos veterinários constituintes da equipa do hospital nas diferentes consultas, acompanhar e auxiliar nos casos dentro do internamento, auxiliar na realização de distintos exames imagiológicos e por último assistir e auxiliar em vários tipos de cirurgias.

Relativamente às consultas, assisti a numerosas consultas de vacinação, a primeiras consultas, consultas de especialidade de gastroenterologia, urologia, geriatria, doenças infeto-contagiosas e doença parasitárias. Com menor frequência foi possível assistir a consultas de especialidade de dermatologia, oftalmologia, ortopedia, pneumologia, cardiologia, problemas reprodutivos, neurologia, endocrinologia, geriatria e oncologia.

Foi permitido assistir e aperfeiçoar alguns métodos de diagnóstico imagiológicos como o exame radiográfico, exame ecográfico abdominal, exame ecocardiográfico, exame endoscópico como a endoscopia digestiva alta, colonoscopia e uretroscopia.

No internamento foi possível acompanhar vários casos, auxiliar em alguns procedimentos e realizar outros sozinha com a supervisão de um médico veterinário. Assim pude realizar exames físicos, colocar cateteres intravenosos, recolher sangue para análises sanguíneas, bioquímicas e de coagulação e interpretar as mesmas, preparar e administrar

medicações por diferentes vias, preparar sistemas de soro para fluidoterapia, medir os níveis de glicose sanguínea, realizar alimentações forçadas, alimentações através de tubo esofágico e alimentações parentéricas, limpar feridas, entre outros procedimentos.

Na preparação dos animais para intervenção cirúrgica pude preparar, administrar e monitorizar a anestesia durante algumas cirurgias, preparar a área de intervenção executando tricotomia e assepsia, realizar entubação endotraqueal, colaborar com o médico cirurgião durante alguns procedimentos cirúrgicos como orquiectomias e ovariohisteretomias e monitorizar os pacientes no recobro.

Assisti a várias cirurgias, sendo que as mais observadas foram as orquiectomias bilaterais e as ovariohisteretomias. No entanto também assisti a gastrotomias, enterotomias, enterectomias, cirurgia de resolução de rutura de ligamento cruzado do joelho utilizando a técnica de avanço da tuberosidade tibial (TTA, do inglês Tibial Tuberosity Advancement), cirurgia de recessão da cabeça do fémur, uretostomia, cistotomia, laparotomia exploratória, destartarização e excisão dentária.

Ainda na sala de cirurgia foi possível assistir a algumas sessões de quimioterapia e hemodiálises sob efeito anestésico.

No decorrer do horário de urgência presenciei algumas consultas, cirurgias de urgência e transfusões sanguíneas. Os casos mais observados foram dificuldades respiratórias, ingestão de corpos estranhos, insuficiências renais agudas, casos de toxicidade, entre outros. Assim aperfeiçoei as minhas capacidades de como e quando atuar com a brevidade requerida em situações de urgência.

Clínica Veterinária de Animais Exóticos VetExóticos

A segunda parte do estágio curricular foi realizada na Clínica Veterinária VetExóticos, sob a supervisão da médica veterinária Ana Mendes. Ocorreu desde o dia 16 de Janeiro de 2017 até 09 de Junho de 2017, perfazendo um total de cerca de 4 meses e 3 semanas.

A Clínica Veterinária VetExóticos, localizada na Estrada da Algazarra nº41 no Feijó, Almada foi inaugurada em 2012 sendo a primeira clínica exclusiva de animais exóticos na margem sul do Tejo. Tem como horário em dias úteis das 9h30 às 20h30, aos sábados das 9h30 às 13h e por fim possuem horário de urgência 24h por dia durante todo o ano.

Relativamente ao horário, foi definido que poderia realizar o horário que me fosse preferencial, sendo assim fui efetuando o estágio dependendo da casuística perfazendo em média cerca de 35h semanais.

Possuindo uma equipa dinâmica composta por três médicas veterinárias e uma auxiliar de veterinária, fui capaz de acompanhar várias consultas, assistir a inúmeros procedimentos cirúrgicos e acompanhar os casos do internamento. Sempre que possível pude participar e realizar procedimentos com a supervisão de um dos membros da equipa.

Durante o estágio adquiri múltiplos conhecimentos sobre a clínica de animais exóticos como a alimentação, correto manejo, métodos de contenção, colheita de amostras, patologias mais comuns, realização de exames físicos, fármacos mais utilizados, medicações pré-anestésicas e alguns procedimentos cirúrgicos nas diferentes espécies.

Assisti a várias consultas de pequenos mamíferos sendo que as mais frequentes foram de coelhos, porquinhos-da-Índia, furões e chinchilas. Relativamente a consultas de aves observei com maior frequência papagaios-cinzento, caturras, periquitos inseparáveis e canários. As consultas de répteis foram menos numerosas, sendo que a maioria dos animais observados foram tartarugas aquáticas, no entanto também foi possível assistir a consultas de dragões barbudos, camaleões e algumas tartarugas terrestres. Todas as espécies observadas no período de estágio estão referidas nas tabelas 1, 2 e 3.

As razões que fazem com que o proprietário leve o seu animal exótico ao veterinário variam um pouco de espécie para espécie. As consultas de vacinação e de primeira consulta foram bastante frequentes entre as espécies observadas. No entanto também foi possível presenciar várias consultas de especialidade de gastroenterologia, dermatologia, ortopedia, geriatria e com menor frequência consultas de oftalmologia, pneumologia, cardiologia, urologia, problemas reprodutivos, neurologia, endocrinologia, doenças infecto-contagiosas, doenças parasitárias e oncologia.

Nas consultas de pequenos mamíferos as patologias mais observadas foram a nível do sistema digestivo, observando-se também com bastante frequência problemas dentários nos coelhos, porquinhos-da-Índia e chinchilas.

As patologias mais encontradas nas consultas de aves foram o picacismo, seguida de problemas associados a uma deficiente nutrição.

Relativamente às consultas de répteis, as patologias que foram mais frequentemente observadas foram a doença óssea metabólica e hipovitaminose A, sempre associadas a um incorreto manejo.

Durante o estágio foi possível melhorar o método de diagnóstico imagiológico através de exame radiográfico. Também assisti a alguns exames ecográficos e ecocardiográficos apenas em pequenos mamíferos como coelhos e furões.

No internamento foi possível acompanhar vários casos, auxiliar em alguns procedimentos e realizar outros sozinha com a supervisão de um médico veterinário. Assim pude realizar exames físicos, preparar e administrar medicações por diferentes vias, realizar alimentações forçadas, limpar feridas, realizar exames coprológicos, auxiliar na contenção e recolha de sangue e realizar e interpretar análises sanguíneas e bioquímicas.

Na preparação dos animais para intervenção cirúrgica pude preparar, administrar e monitorizar a anestesia durante algumas cirurgias, preparar a área de intervenção através de tricotomia ou remoção de penas e assepsia, ajudar o médico cirurgião durante os procedimentos e monitorizar os pacientes no recobro.

Assisti a várias cirurgias, sendo que as mais observadas foram as orquiectomias bilaterais, ovariectomias e cirurgias de correção dentária em roedores e coelhos. No entanto também assisti a gastrotomias, enterotomias, cistotomias, excisão de tricofolículos, excisão de quistos de penas e resolução de fraturas tíbio-társicas através da aplicação de fixadores externos.

No decorrer do horário de urgência presenciei algumas consultas e cirurgias de urgência como por exemplo de remoção de corpo estranho intestinal. Os casos mais observados foram dificuldades respiratórias, fraturas principalmente em aves e ingestão de corpos estranhos por furões. Foi possível observar e aprender como reagir a situações de urgência nas diferentes espécies de animais exóticos.

Tabela 1: Nome comum e científico das espécies de pequenos mamíferos observados no estágio.

Pequenos mamíferos
Chinchila (<i>Chinchilla laniger</i>)
Coelho (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)
Doninha (<i>Mephitis mephitis</i>)
Furão (<i>Mustela putorius furo</i>)
Gerbo da Mongólia (<i>Meriones unguiculatus</i>)
Hamster roborovskii (<i>Phodopus roborovskii</i>)
Hamster russo (<i>Phodopus sungorus</i>)
Hamster sírio (<i>Mesocricetus auratus</i>)
Murganho (<i>Mus musculus</i>)
Ouriço africano (<i>Atelerix albiventris</i>)
Petauro do açúcar (<i>Petaurus breviceps</i>)
Porco doméstico (<i>Sus scrofa domestica</i>)
Porquinho-da-índia (<i>Cavia porcellus</i>)
Ratazana doméstica (<i>Rattus norvegicus</i>)

Tabela 2: Nome comum e científico das espécies de aves observados no estágio.

Aves
Arara maracanã (<i>Ara severus</i>)
Canário (<i>Serinus canaria</i>)
Cacatua-rosa (<i>Lophocroa leadbeateri</i>)
Caturra (<i>Nymphicus hollandicus</i>)
Galinha (<i>Gallus gallus domesticus</i>)
Ganso (<i>Anser anser</i>)
Mandarim (<i>Taeniopygia guttata</i>)
Bico de chumbo malhado (<i>Lonchura punctulata</i>)
Papagaio-cinzento (<i>Psittacus erithacus</i>)
Papagaio de frente azul (<i>Amazona aestiva</i>)
Papagaio do Mangue (<i>Amazona amazonica</i>)
Papagaio eclético (<i>Eclectus roratus</i>)
Papagaio princesa (<i>Polytelis alexandrae</i>)
Pato corredor indiano (<i>Anas platyrhynchos domesticus</i>)
Inseparáveis (<i>Agapornis fischeri</i>)
Inseparáveis (<i>Agapornis roseicollis</i>)
Periquito australiano (<i>Melopsittacus undulatus</i>)
Pombo (<i>Columbia livia</i>)
Periquito de bochechas verdes (<i>Pyrrhuras molinae</i>)
Periquito rabo de junco (<i>Psittacula krameri</i>)

Tabela 3: Nome comum e científico das espécies de répteis observados no estágio.

Répteis
Dragão cornudo da montanha (<i>Acanthosaura capra</i>)
Camaleão de lémen (<i>Chamaeleo calypttratus</i>)
Dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>)
Dragão de água chinês (<i>Physignathus cocincinus</i>)
Geco leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>)
Lagarto de gola (<i>Chlamydosaurus kingii</i>)
Tartaruga chinesa de 3 quilhas (<i>Chinemys reevesii</i>)
Tartaruga japonesa da lagoa (<i>Mauremys japonica</i>)
Tartaruga de orelha vermelha (<i>Trachemys scripta elegans</i>)
Tartaruga da Florida (<i>Trachemys scripta</i>)
Tartaruga aquática peninsular (<i>Pseudemys penninsular floridana</i>)
Tartaruga mediterrânea (<i>Testudo hermanni</i>)
Tartaruga corcunda do Mississipi (<i>Graptemys pseudogeographica kohni</i>)
Tartaruga grega (<i>Testudo graeca</i>)
Tartaruga russa (<i>Testudo horsfieldii</i>)
Tartaruga leopardo (<i>Stigmochelys pardalis</i>)
Piton real (<i>Python regius</i>)
Varano da savana (<i>Varanus exanthematicus</i>)

1. Introdução

De acordo com o The Reptile Data Base existem 10 711 espécies de répteis conhecidas atualmente (dados apresentados em Fevereiro de 2018) distribuídas por quatro ordens diferentes: a ordem Squamata que inclui a subordem Serpentes (ofídios) e a subordem Sauria (sáurios), a ordem Testudines (quelônios), a ordem Crocodilia (crocodilos) e por último a ordem Rhynchocephalia (tuataras) (Rivera, 2016).

A quantidade de répteis mantidos e criados em cativeiro tem aumentado nos últimos tempos, tanto em coleções zoológicas como coleções privadas que mantêm os répteis como animais de estimação (Taylor *et al.*, 2016).

Os répteis podem hospedar um grande espectro de endoparasitas como protozoários, nemátodes, céstodes, tremátodes, acantocéfalos e pentastomídeos (Wolf *et al.*, 2014).

Animais selvagens habitualmente apresentam-se parasitados por uma grande variedade de agentes parasitários. Geralmente, se o hospedeiro mantiver uma correta alimentação e não estiver sob a influência de *stress*, mesmo em cargas parasitárias elevadas, o animal não apresenta patologia associada (Taylor *et al.*, 2016).

Atualmente já existe uma grande variedade de espécies de répteis criadas em cativeiro. No entanto, alguns animais foram recolhidos do seu habitat natural ou descendem de cruzamentos com répteis recolhidos do meio selvagem, aumentando assim o risco de parasitoses (Wolf *et al.*, 2014).

Endoparasitas são uma importante causa de patologia nos répteis mantidos em cativeiro. Infecções causadas por estes podem variar nos sintomas apresentados dependendo da espécie do parasita, da carga parasitária, do estado geral e idade do hospedeiro e das condições de manejo (Pasmans *et al.*, 2008).

Parasitas gastrointestinais são frequentemente encontrados em répteis domésticos, principalmente nemátodes e protozoários, podendo esta alta prevalência ser explicada pelo ciclo de vida monoxeno de várias espécies e pela alta resistência dos ovos, larvas ou oocistos de sobreviver no ambiente (Pasmans *et al.*, 2008). A maioria destes parasitas não aparenta causar doença, mas sim uma relação de comensalismo entre o parasita e o hospedeiro (Jacobson, 2007).

Parasitas céstodes, tremátodes e acantocéfalos são frequentemente detetados no sistema digestivo dos répteis em meio selvagem, mas devido ao seu complexo ciclo de vida

que envolve um ou mais hospedeiros intermediários, raramente são encontrados em animais de estimação (Taylor *et al.*, 2016).

Muitos dos parasitas que afetam os répteis podem não estar associados a patologias. No entanto, fatores como condições sanitárias precárias, *stress* devido ao incorreto manejo (Papini *et al.*, 2012), sobrepopulação animal e presença de diferentes espécies em instalações com reduzidas dimensões levam à diminuição da resposta imunitária por parte dos répteis, aumentando assim o risco de doença (Rataj, *et al.*, 2011).

Falhas no manejo são a principal causa de aparecimento de doença nos répteis domésticos (Reavill & Griffin, 2014). Sendo que estes animais necessitam de bastantes cuidados no que diz respeito ao manejo, é de extrema importância os proprietários informarem-se antes de adquirirem um.

É importante realizar análises coprológicas de rotina a estes animais, não só para promover o estado de saúde e bem-estar dos mesmos, bem como prevenir potenciais infeções zoonóticas (Machin, 2015), como infeções por pentastomídeos *Armillifer armillatus* e *Porocephalus* spp., céstodes *Spirometra* spp. (Wolf *et al.*, 2014) e protozoários do género *Cryptosporidium*. Devido aos potenciais risco de saúde pública, é aconselhado que crianças e indivíduos imunocompetentes não entrem em contato com répteis infetados ou com os ambientes onde estes se inserem (Papini *et al.*, 2012).

1.1. Descrição das espécies em estudo

1.1.1. Ofídios

Os ofídios são membros pertencentes à subordem Serpentes da ordem Squamata, classe Reptília (Cheek & Crane, 2016). Possuem uma grande variedade de espécies, sendo quantificadas atualmente em 3 691 pelo The Reptile Data Base, em Fevereiro de 2018.

Habitam todos os continentes, exceto a Antártida e podem ser encontrados desde ambientes secos e quentes a florestas tropicais. Dependendo da espécie as cobras podem ser terrestres, arborícolas e/ou aquáticas (Cheek & Crane, 2016).

Todas as cobras possuem um regime alimentar carnívoro, no entanto existem algumas espécies com dietas mais específicas que se alimentam de invertebrados, anfíbios, ovos, outros répteis ou peixes. É responsabilidade do proprietário informar-se sobre a alimentação da espécie que possui de modo a evitar problemas nutricionais (Funk, 2006). A maioria das espécies de ofídios encontradas nas lojas de comercialização de animais alimenta-se de roedores como ratos, ratazanas, porquinhos-da-índia e gerbos, de coelhos e

por vezes podem ser oferecidos pintos e galinhas, dependendo da espécie e tamanho do ofídio (Cheek & Crane, 2016).

As cobras ingerem a presa inteira, sendo assim invulgar o aparecimento de deficiências nutricionais associadas a estes animais (Funk, 2006). Na escolha da presa é importante que o tamanho da mesma não ultrapasse a dimensão mais larga do corpo da cobra. Devido ao seu metabolismo lento, as cobras adultas devem ser alimentadas com intervalos de uma a duas semanas, enquanto os animais jovens devem ser alimentados duas vezes por semana (Cheek & Crane, 2016).

1.1.1.1. Boa constritora imperial (*Boa constrictor imperator*, Daudin 1803)

A boa constritora imperial é uma das subespécies de boas constritoras pertencentes à família Boidae. Possui comportamento primariamente noturno (Hannon, 2011b), habitando o centro do continente Americano (Bartlett *et al.*, 2010).

Quando adultas podem alcançar entre 1,82 a 3,65 metros (m) de comprimento, sendo que as fêmeas geralmente são maiores (Bartlett *et al.*, 2010) e pesar até 27 quilogramas (Kg) (Hannon, 2011b). Podem viver 20 anos ou mais em cativeiro (Bartlett *et al.*, 2010).

Segundo o Anexo I da Portaria nº 1226/2009, em Portugal é proibida a detenção da espécie boa constritora (*Boa constrictor*) bem como híbridos resultantes da mesma.

1.1.1.2. Cobra de casa africana (*Boaedon fuliginosus*, Boie 1827)

A cobra de casa africana é uma das várias espécies pertencentes à família Colubridae. Apresenta-se como um animal noturno que habita desde zonas de pastagem a zonas de urbanização no sul do continente Africano (Mattison, 2014).

Os adultos podem alcançar entre 0,8 a 1,30 m de comprimento (Mattison, 2014) e aproximadamente 12 a 15 anos de idade (Bartlett *et al.*, 2010).

Esta espécie encontra-se citada no Anexo II da Portaria nº 1226/2009, significando que em Portugal os detentores desta espécie têm de ser maiores de idade e registar os espécimes detidos no Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas (ICNF).

1.1.1.3. Cobra do milho (*Pantherophis guttatus*, Linnaeus 1766)

Pertencente à família Colubridae, a cobra do milho é maioritariamente noturna e originária de zonas de floresta (Mattison, 2014), pastagens, zonas rochosas e locais de armazenamento de cereais do sudeste dos Estados Unidos da América (EUA). Atualmente,

exibe distribuição geográfica pelo norte, sudeste e centro do continente Americano (Brown, 2017d).

Com um correto manejo esta espécie pode alcançar os 25 anos de idade. As crias atingem entre os 20 a 30 centímetros (cm), enquanto os adultos podem alcançar entre 0,6 a 1,80 m de comprimento (Brown, 2017d).

É uma espécie de ofídio recomendada para proprietários menos experientes pois possuem um temperamento dócil, não são venenosas, são pequenas, sociáveis e toleram bastante bem o manuseamento (Brown, 2017d). Estas características juntamente com a variedade de cores que apresentam fazem com que a cobra do milho seja uma das espécies mais populares no mundo dos proprietários de répteis (Mattison, 2014).

Em Portugal, a cobra do milho encontra-se listada no Anexo II da Portaria nº 1226/2009.

1.1.1.4. Cobra falsa coral (*Lampropeltis triangulum*, LaCépède 1788)

Pertencente à família Colubridae, a espécie falsa coral possui 25 subespécies conhecidas e pode ser encontrada desde o sudeste do Canadá até ao Equador. São animais noturnos que habitam variados habitats como florestas tropicais, áreas semidesérticas, zonas montanhosas e espaços urbanos (Martinho, 2009).

Os indivíduos adultos podem alcançar um comprimento total de 0,35 a 1,35 m e pesar até 1,8 kg. A esperança média de vida desta espécie é de 15 anos (Martinho, 2009).

Juntamente à alimentação habitual composta por roedores, a cobra falsa coral também pode ser alimentada com pequenos lagartos e minhocas (Martinho, 2009).

A cobra falsa coral encontra-se listada no Anexo II da Portaria nº 1226/2009, em Portugal.

1.1.1.5. Cobra nariz de porco (*Heterodon nasicus*, Baird & Girard 1852)

Originária do centro e norte do continente Americano, a cobra nariz de porco pertence à família Colubridae e é um animal diurno que habita áreas de pastagens e campo (Mattison, 2016).

Os exemplares adultos podem alcançar entre 0,6 a 1,22 m de comprimento total, sendo que as fêmeas geralmente apresentam maiores dimensões (Bartlett *et al.*, 2010). Possuem uma longevidade de 15 a 20 anos de idade (Bartlett *et al.*, 2010).

É uma das espécies incluídas no Anexo II da Portaria nº 1226/2009 de Portugal.

1.1.1.6. Cobra rateira do Texas (*Pantherophis obsoletus*, Say 1823)

A cobra rateira do Texas, da família Colubridae, habita regiões de pântanos, florestas e zonas de pastagem do nordeste da América. A sua atividade tanto pode ser diurna como noturna (Mattison, 2014).

Em média os adultos alcançam entre 1,22 a 1,52 m de comprimento e apresentam 15 a 20 anos como esperança média de vida (Bartlett *et al.*, 2010).

Esta espécie está incluída no Anexo II da Portaria nº 1226/2009 de Portugal.

1.1.1.7. Cobra real californiana (*Lampropeltis getula californiae*, Blainville 1835)

Pertencente à família Colubridae a cobra real californiana, maioritariamente noturna, pode ser encontrada em pinhais, zonas rochosas e até zonas semidesérticas no norte do continente Americano (Mattison, 2014).

As crias nascem com 20 a 30 cm de comprimento enquanto um indivíduo adulto pode alcançar entre 0,92 a 1,82 m de comprimento total (Brown, 2017b).

A esperança média de vida desta espécie em cativeiro é de 15 a 20 anos de idade (Brown 2017b).

Em Portugal, a cobra real californiana encontra-se citada no Anexo II da Portaria nº 1226/2009.

1.1.1.8. Piton real (*Python regius*, Shaw 1802)



Figura 1: Piton real (*Python regius*).
Fotografia original da autora.

Nativa da zona centro e oeste do continente Africano, a piton real (Figura 1) pertence à família Pythonidae. Possui atividade noturna e habita zonas de pasto, savana e áreas de escassa vegetação (Brown, 2017a).

Considerada a mais pequena das pitons africanas, a piton real pode alcançar entre 1,22 a 1,82 m de comprimento e atingir cerca de 2 kg em idade adulta. As crias possuem aproximadamente 20 a 30 cm e pesam 65 a 108 gramas (g). (Brown, 2017a).

Em cativeiro pode alcançar em média entre 20 a 35 anos de idade (Brown, 2017a).

Considerada uma das espécies de cobras com um dos temperamentos mais dócil e de fácil manipulação, juntamente ao seu pequeno tamanho, são características que a tornam uma das espécies mais conhecidas e comercializadas no Mundo (Brown, 2017a).

Em Portugal, a piton real encontra-se citada no Anexo II da Portaria nº 1226/2009.

1.1.1.9. Piton sangue (*Python curtus brongersmai*, Stull 1938)

Pertencente à família Pythonidae, a *Python curtus brongermai* é uma subespécie da piton sangue (*Python curtus*, Schlegel 1872). É um animal noturno que se distribui geograficamente por zonas de floresta tropical do sudeste do continente Asiático (Mattison, 2014).

Quando adultas as fêmeas geralmente atingem tamanhos maiores podendo alcançar entre 1,2 a 1,8 m enquanto os machos atingem entre 0,9 a 1,5 m de comprimento (Visigalli, 2011).

A longevidade desta espécie em cativeiro pode chegar aos 25 anos de idade (Visigalli, 2011).

A piton sangue é uma das espécies presentes no Anexo II da Portaria nº 1226/2009.

1.1.1.10. Piton tapete (*Morelia spilota*, Lacépède 1804)

A piton tapete é uma das pitons incluídas na família Pythonidae. Animal com comportamento noturno, arborícola e nativo da Austrália e Nova Guiné (Team, 2016), este habita zonas com alta variedade de condições climáticas, desde florestas tropicais até zonas semiáridas de temperaturas elevadas (Cogger, 2014).

As crias de piton tapete possuem entre 30 a 50 cm de comprimento e pesam 20 a 30 g. Os adultos geralmente alcançam entre 1,20 a 1,85 m de comprimento, no entanto este valor pode variar de acordo com a subespécie (Team, 2016).

Em condições de cativeiro esta espécie pode alcançar entre 10 a 15 anos de idade (Team, 2016).

Em Portugal, esta espécie encontra-se no Anexo II da Portaria nº 1226/2009.

1.1.2. Quelónios

Os quelónios pertencem à ordem Testudines incluída na classe Reptília, sendo considerados o grupo dos répteis vivos mais primitivo (Rivera, 2016). De acordo com o The

Reptile Data Base, dados exibidos em Fevereiro de 2018, atualmente são conhecidas 350 espécies de quelônios.

Relativamente ao habitat, as tartarugas podem ser classificadas como tartarugas aquáticas, tartarugas semiaquáticas ou tartarugas terrestres (Rivera, 2016). As tartarugas terrestres são todas as tartarugas incluídas na família Testudinidae (Boyer & Boyer, 2006).

As tartarugas terrestres comumente possuem dietas herbívoras, com exceção de algumas espécies que adicionalmente à alimentação herbívora, alimentam-se de caracóis, minhocas e outros invertebrados (Rivera, 2016). Dietas herbívoras devem ser ricas em fibras, cálcio e vitamina A e baixas em proteína, gordura e fósforo (Calvert, 2004). Idealmente o rácio de cálcio para fósforo deve ser 1,5:1 a 2:1 (Kirchgessner & Mitchell, 2009). Em cativeiro estas espécies alimentam-se maioritariamente de folhas verdes, gramíneas e flores como dente de leão, agrião, coentros, vagens e folhas de ervilha, erva Timothy, feno, luzerna, entre outros. A fruta apenas deve constituir uma pequena porção da dieta (Calvert, 2004).

As tartarugas aquáticas e semiaquáticas possuem uma alimentação omnívora, com algumas exceções. Geralmente os animais mais jovens tendem a ingerir maiores percentagens de carne e à medida que vão envelhecendo a quantidade de vegetais aumenta na dieta. Existem variadas rações formuladas para estas espécies no mercado, no entanto os proprietários devem adicionar outros itens alimentares de modo a promover um melhor balanço nutricional (Rivera, 2016).

Para a manutenção de uma tartaruga saudável, é importante oferecer uma dieta variada (Rivera, 2016) e suplementar com cálcio e vitamina D3 (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.2.1. Tartaruga de esporas africana (*Geochelone sulcata*, Miller 1779)

Pertencente à família Testudinidae, a tartaruga de esporas africana é a terceira maior tartaruga terrestre no Mundo. São animais diurnos e originários do deserto do Sahara, no norte de África (Brown, 2017e).

À nascença esta espécie possui aproximadamente 3,8 a 7,6 cm de comprimento e pesa entre 6 a 10 g (Team, 2015b). Na idade adulta podem alcançar entre 60 a 90 cm de comprimento e atingir 45 a 90 kg de peso (Clinton, 2013).

Em cativeiro podem alcançar entre 50 a 80 anos de idade (Brown, 2017e).

A alimentação das tartarugas de esporas africana é exclusivamente herbívora (Brown, 2017e). Esta espécie necessita de uma maior quantidade de fibra

comparativamente às outras espécies mencionadas, sendo assim a oferta de feno e gramíneas deve ser superior (Calvert, 2004).

São animais curiosos, dóceis, inteligentes e de fácil manejo (Brown, 2017e).

1.1.2.2. Tartaruga grega (*Testudo graeca*, Linnaeus 1758)

Pertencente à família Testudinidae, a tartaruga grega é uma tartaruga terrestre encontrada em ambientes secos como savanas no sul da Europa, sul e centro da Ásia e norte do continente Africano (Bartlett *et al.*, 2010).

Podem alcançar entre 15 a 20 cm de comprimento e possuem uma esperança média de vida de 50 a 80 anos (Bartlett *et al.*, 2010).

A tartaruga grega possui uma dieta alimentar unicamente herbívora (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.2.3. Tartaruga leopardo (*Stigmochelys pardalis*, Bell 1828)

A tartaruga leopardo é uma tartaruga terrestre que habita zonas de savana do sul e este de África (Clinton, 2013). Pertencente à família Testudinidae, é um animal diurno sendo considerado a quarta maior espécie de tartaruga terrestre do Mundo (Mattison, 2014).

Os adultos podem alcançar entre 45 a 72 cm de comprimento total e pesar entre 18 a 55 kg. Relativamente à esperança média de vida, esta espécie pode alcançar os 100 anos de idade (Clinton, 2013).

A dieta da tartaruga leopardo é exclusivamente herbívora. No entanto, tal como a tartaruga de esporas africana, a ingestão de fibras deve ser superior às restantes espécies referidas (Calvert, 2004).

1.1.2.4. Tartaruga mediterrânea (*Testudo hermanni*, Gmelin 1789)



Figura 2: Tartaruga mediterrânea (*Testudo hermanni*). Fotografia original da autora de um caso pertencente à médica veterinária Ana Mendes da clínica veterinária VetExóticos.

Com distribuição geográfica pelas encostas áridas, rochosas e com vegetação rasteira (Mosier, 2009a) do sul da Europa, a tartaruga mediterrânea (Figura 2) é uma tartaruga terrestre pertencente à família Testudinidae (Bartlett *et al.*, 2010).

Dependendo da subespécie, existem variações de tamanho, no entanto a média do comprimento é de 14 a 18 cm (Bartlett *et al.*, 2010).

O peso dos adultos pode variar entre 1 a 4 kg (Mosier, 2009a).

São animais com atividade diurna que podem alcançar entre 70 a 100 anos de idade (Mosier, 2009a).

A dieta desta espécie é exclusivamente herbívora (Mosier, 2009a).

1.1.2.5. Tartaruga russa (*Testudo hordfieldii*, Gray 1844)

As tartarugas russas são pequenas tartarugas terrestres pertencentes à família Testudinidae. Habitam zonas de savana, desérticas e montanhosas do centro Asiático (Hoppendale, 2014).

As crias possuem cerca de 2,5 cm de comprimento, enquanto os animais adultos podem alcançar entre 15 a 25 cm, sendo que as fêmeas tendem a ser maiores que os machos. Em média os indivíduos adultos pesam cerca de 600 g (Hoppendale, 2014).

A esperança média de vida destes animais em cativeiro pode alcançar os 50 a 100 anos (Mosier, 2009b).

O regime alimentar desta espécie é exclusivamente herbívoro (Hoppendale, 2014).

1.1.2.6. Tartaruga chinesa de 3 quilhas (*Mauremys reevesii*, Gray 1831)

Originária do continente Asiático, a tartaruga chinesa de 3 quilhas é uma tartaruga semiaquática que pertence à família Emydidae e habita zonas de águas paradas com elevada vegetação ao redor (Zug, 2013).

Os indivíduos adultos apresentam em média 10 a 15 cm, no entanto alguns exemplares podem alcançar os 20 cm de comprimento total (Bartlett *et al.*, 2010), sendo que existe dimorfismo sexual no qual as fêmeas apresentam tamanhos superiores. As crias nascem com 2,5 a 3,7 cm de comprimento (Zug, 2013).

Em cativeiro chegam a atingir os 25 anos de idade (Bartlett *et al.*, 2010).

O regime alimentar desta espécie de tartaruga é omnívoro, podendo ser composto por frutas, vegetais, insetos, pequenos peixes e rações específicas para tartarugas aquáticas (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.2.7. Tartaruga corcunda do Mississipi (*Graptemys pseudogeographica kohni*, Baur 1890)

São reconhecidas duas subespécies pertencentes à espécie tartaruga falso mapa (*Graptemys pseudogeographica*), da família Emydidae: a tartaruga corcunda do Mississipi e

a tartaruga falso mapa do norte (*Graptemys pseudogeographica pseudogeographica*) (Snyder *et al.*, 2016).

Como o nome indica, a tartaruga corcunda do Mississippi é uma espécie de tartaruga semiaquática encontrada no sistema fluvial do rio Mississippi dos EUA (Warren, 2016), com atividade diurna (Mattison, 2014).

Os machos adultos podem alcançar entre 8,20 a 10,80 cm no entanto as fêmeas apresentam tamanho ligeiramente maior detendo 15,90 a 20,30 cm de comprimento total. A longevidade desta espécie pode alcançar várias décadas (Bartlett *et al.*, 2010).

A alimentação da tartaruga corcunda do Mississippi é omnívora, podendo incluir insetos, gastrópodes, pequenos peixes, vegetais de folhas verdes e rações específicas para tartarugas aquáticas (Bartlett *et al.*, 2010).

É uma espécie facilmente encontrada nas lojas de comercialização de animais (Warren, 2016).

1.1.2.8. Tartaruga da Florida (*Trachemys scripta*, Thunberg & Schoepff 1792)

Pertencente à família Emydidae, a tartaruga da Florida possui três subespécies conhecidas: tartaruga de orelha vermelha (*Trachemys scripta elegans*), tartaruga de orelha amarela (*Trachemys scripta scripta*) e tartaruga de Cumberland (*Trachemys scripta troostii*) (Zug, 2013). Com origem no norte do continente Americano, estas tartarugas diurnas são encontradas em águas paradas, como lagos e lagoas, com vegetação densa (Mattison, 2014).

As crias nascem com cerca de 2,5 a 4,4 cm. Em tamanho adulto as fêmeas podem alcançar entre 15 a 25 cm e os machos, um pouco menos, de 10 a 20 cm de comprimento total (Zug, 2013). Certos espécimes destas tartarugas podem ultrapassar os 50 anos de idade (Bartlett *et al.*, 2010).

Esta espécie apresenta uma dieta omnívora. A alimentação em cativeiro deve ser composta por folhas verdes, mistura de vegetais, insetos, pequenos peixes e minhocas. A ração comercial para tartarugas também pode ser uma escolha (Bartlett *et al.*, 2010).

Devido à sua grande popularidade nas lojas de comercialização no século XX, a tartaruga da Florida tornou-se uma espécie invasora devido à libertação por parte de donos delinquentes (Zug, 2013). Isto levou a que, segundo o Decreto-Lei nº 565/99 de 1999, Portugal declarasse esta espécie como uma espécie não indígena com risco ecológico conhecido (Anexo III) e declarasse a sua libertação na natureza, a compra e venda ou

qualquer atividade como proibidas, de modo a evitar mais a sua disseminação e possíveis riscos associados (Artigo 8.º).

1.1.2.9. Tartaruga mordedora (*Macrochelys temminckii*, Troost 1835)

A tartaruga mordedora é uma tartaruga aquática pertencente à família Chelydridae que habita águas profundas do sistema do rio Mississippi dos EUA (Warren, 2016).

É uma espécie de animais bastante sedentária e considerada uma das maiores espécies de tartarugas de água doce no Mundo (Snyder *et al.*, 2016). As crias nascem com 2,5 a 3 cm e 6 a 10 g de peso (Team, 2015a), enquanto os adultos podem alcançar 1,50 m de comprimento total e pesar mais de 90 kg (Snyder *et al.*, 2016).

Apresenta como esperança média de vida entre 20 a 70 anos em condições de cativeiro (Hannon, 2011a).

A alimentação desta tartaruga é considerada omnívora, sendo assim, em cativeiro deve ser constituída por pequenos peixes, lagostins, carne de galinha ou vaca cozinhada, fígado e coração de vaca, ratos, ratazanas, pintos e ração comercial para tartarugas. Também deve ser oferecida alguma quantidade de plantas como jacinto-de-água, pistia, cenouras, maçãs, bananas, entre outras (Hannon, 2011a).

Segundo o Decreto-Lei nº 565/99 de 1999, Portugal declarou a tartaruga mordedora como uma espécie não indígena com risco ecológico conhecido (Anexo III). Assim para prevenir situações como predação das espécies nativas, transmissão de agentes patogénicos ou parasitários ou afeção da diversidade biológica foi proibida a libertação, compra e venda ou qualquer ação com esta espécie em Portugal (Artigo 8.º).

1.1.3. Saurios

Igualmente aos ofídios, os saurios pertencem à ordem Squamata e classe Reptilia, no entanto os saurios pertencem à subordem Sauria (Wilson, 2016). Hoje em dia são reconhecidas 6 451 espécies, de acordo com The Reptile Data Base, informações apresentadas em Fevereiro de 2018.

A dieta dos lagartos pode ser caracterizada em herbívora, insetívora, carnívora ou omnívora (Wilson, 2016).

Animais com dieta herbívora devem ser alimentados todos os dias (Wilson, 2016), combinando uma variedade de verduras de folhas verdes, vegetais, plantas como por exemplo flores, frutas e dietas comerciais (Nevarez, 2009).

A dieta dos lagartos insetívoros deve variar entre grilos, baratas, gafanhotos, tenébrios, zophobas, larvas da cera, minhocas, entre outros. De modo a promover um maior valor nutricional ao alimento vivo é aconselhada a prática de gut-loading, processo caracterizado pela nutrição do alimento vivo com vegetais e frutas frescas 24 horas antes de ser oferecido ao réptil em questão, de modo a promover o enriquecimento nutricional (Nevarez, 2009).

Lagartos carnívoros possuem uma dieta à base de pequenos mamíferos, aves e por vezes outros répteis. Em cativeiro o alimento geralmente utilizado são ratos e ratazanas (Nevarez, 2009).

A dieta dos animais omnívoros varia de acordo com as espécies, podendo possuir um item de preferência como por exemplo os insetos (Nevarez, 2009).

Independentemente da dieta é aconselhada a suplementação com cálcio e vitamina D3 de modo a evitar deficiências nutricionais (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.3.1. Anolis verde (*Anolis carolinensis*, Linnaeus 1758)

Oriundo de florestas tropicais do sudeste dos EUA, o anolis verde é um lagarto diurno e arborícola da família Dactyloidae (Warren, 2016).

O anolis verde pode alcançar entre 15 a 20 cm de comprimento total, sendo que os machos tendem a apresentar menor tamanho (Warren, 2016), e pesar cerca de 3 g.

Apresentam 2 a 5 anos de esperança média de vida (Yeisley, 2009).

Possuem dieta exclusivamente insetívora (Yeisley, 2009). A absorção de água por parte do anolis verde é obtida através da vegetação (Warren, 2016).

1.1.3.2. Basilisco verde (*Basiliscus plumifrons*, Cope 1876)

O basilisco verde é uma espécie pertencente ao grupo dos lagartos basiliscos (*Basiliscus* spp.) integrados na família Corytophanidae. Oriundo do centro do continente Americano, este é um animal arborícola que habita zonas tropicais e áreas com acesso a água como rios e lagos (Mattison, 2014).

Os adultos apresentam um tamanho total incluindo a cauda de 60 a 75 cm (Kottwitz & Coke, 2007), sendo que os machos tendem a ser maiores (Bartlett *et al.*, 2010). Em média pesam cerca de 90 g (Kottwitz & Coke, 2007).

A esperança média de vida está compreendida entre 15 a 20 anos de idade (Kottwitz & Coke, 2007).

A alimentação desta espécie consiste num regime omnívoro, composto por uma variedade de insetos e pequenos vertebrados. Adicionalmente devem ser inseridas algumas flores e frutas na dieta (Kottwitz & Coke, 2007).

1.1.3.3. Camaleão de lémen (*Chamaeleo calyptratus*, Duméril & Bibron 1851)

Encontrado nas montanhas desérticas do lémen e sudeste da Arábia Saudita, o camaleão de lémen é um animal diurno e um dos camaleões pertencentes à família Chamaeleonidae (Mattison, 2016).

Os machos tendem a ser maiores que as fêmeas podendo alcançar entre 45 a 61 cm de comprimento e pesar entre 140 a 225 g de peso. Por outro lado as fêmeas atingem apenas 25 a 33 cm e pesam entre 55 a 110 g (Durham, 2017).

Em cativeiro os Camaleões de lémen vivem aproximadamente 5 a 8 anos de idade, sendo que os machos usualmente apresentam uma maior longevidade comparativamente às fêmeas (Durham, 2017).

A alimentação desta espécie é considerada exclusivamente insetívora (Durham, 2017).

Possuem uma grande inteligência, territorialismo e por vezes podem ser agressivos em cativeiro se não existir um correto manejo por parte dos proprietários. Devido às várias necessidades de manejo que esta espécie exige, a sua criação em cativeiro por vezes não é simples (Durham, 2017).

1.1.3.4. Dragão barbudo (*Pogona vitticeps*, Ahl 1926)

O dragão barbudo (*Pogona vitticeps*) é uma das espécies de dragões barbudos pertencentes ao género *Pogona* e à família Agamidae (Vosjoli, 2017b). Originários da Austrália central são animais diurnos e semiarbóriculas que habitam tanto zonas desérticas como de florestas secas (Cogger, 2014).

Quando nascem possuem cerca de 10 cm e pesam entre 2,5 a 3 g (Vosjoli, 2017b). Na idade adulta os machos podem atingir entre 56 a 61 cm de comprimento e as fêmeas 46 a 51 cm e alcançar 300 a 700 g de peso (Mara, 2017).

Os dragões barbudos possuem uma esperança média de vida de 5 a 8 anos de idade (Vosjoli, 2017b).

A alimentação dos dragões barbudos é considerada omnívora, no entanto à medida que se tornam adultos a dieta tende a ficar predominantemente herbívora. As crias devem

ser alimentadas diariamente com insetos e em menor quantidade com vegetais de folhas verdes. A dieta dos adultos deve consistir primariamente por vegetais de folhas verdes e ocasionalmente insetos (Johnson, 2007).

Esta espécie de lagarto é bastante conhecida no mundo dos animais domésticos pela sua facilidade de domesticação e manutenção em cativeiro, juntamente à sua inteligência e comportamento calmo e dócil (Vosjoli, 2017b).

1.1.3.5. Dragão de água chinês (*Physignathus cocincinus*, Cuvier 1829)

O dragão de água chinês é um lagarto arborícola, pertencente à família Agamidae que pode ser encontrado junto a pântanos, lagoas, lagos e margens de rios do sudeste Asiático, mais especificamente no Camboja, Laos, Vietname, Tailândia e no sul da China (Brown, 2017c).

Relativamente ao seu tamanho, as crias nascem com 12 a 15 cm de comprimento enquanto em adultos as fêmeas podem alcançar cerca de 60 cm e os machos 92 cm de comprimento total.

A esperança média de vida desta espécie está compreendida entre os 11 a 15 anos de idade (Brown, 2017c).

A alimentação do dragão de água chinês é principalmente composta por insetos, perfazendo 85 a 90% da sua dieta, os restantes 10 a 15% são compostos por vegetais e frutas (Brown, 2017c).

1.1.3.6. Geco de crista (*Correlophus ciliatus*, Guichenot 1866)

O gecko de crista é uma das espécies de geckos pertencentes à família Diplodactylidae. São animais noturnos nativos da província do sul da Nova Caledónia, avistados mais frequentemente em florestas tropicais e também em zonas urbanizadas (Mattison, 2014).

Os adultos medem entre 19 a 22 cm de comprimento total do corpo e pesam cerca de 30 a 40 g (Team, 2017a).

Em cativeiro esta espécie pode alcançar os 4 a 5 anos de idade, no entanto alguns indivíduos conseguem chegar aos 10 anos com um correto manejo (Team, 2017a).

A alimentação dos geckos de crista é primariamente insetívora, no entanto também devem ser adicionadas, em pequenas quantidades, diversas frutas (Team, 2017a).

1.1.3.7. Geco diurno gigante de Madagascar (*Phelsuma madagascariensis grandis*, Gray 1870)

O gecko diurno gigante de Madagascar, como o nome indica, é um gecko arborícola com atividade diurna que habita zonas de floresta tropical e áreas urbanas na ilha de Madagascar. Pertencente à família Gekkonidae, esta é uma das quatro subespécies pertencentes à espécie de geckos diurnos de Madagascar (*Phelsuma madagascariensis*) (Mattison, 2014).

É considerada a maior subespécie do grupo de geckos diurnos de Madagascar, podendo alcançar até 30 cm de comprimento total (Mattison, 2014).

Vivem em média entre 6 a 15 anos de idade (Bartlett *et al.*, 2010).

Em cativeiro devem ser oferecidos diariamente insetos e uma mistura pré-feita de frutas e mel (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.3.8. Geco leopardo (*Eublepharis macularius*, Blyth 1854)



Figura 3: Geco leopardo (*Eublepharis macularius*). Fotografia original da autora de um caso pertencente à médica veterinária Ana Mendes da clínica veterinária VetExóticos.

O gecko leopardo (Figura 3) é uma das várias espécies de geckos pertencentes à família Eublepharidae. São animais noturnos que habitam zonas desérticas e secas do Afeganistão, Paquistão, noroeste da Índia e determinadas zonas do Irão (Vosjoli *et al.*, 2017a).

Na natureza os geckos leopardo selvagens exibem uma cor amarela pálida com numerosas pintas pretas ao longo do corpo. Devido à seleção artificial e mutações, em cativeiro estes animais apresentam uma extensa variedade de cores e padrões apelativos (Team, 2017b).

São considerados uma das maiores espécies de geckos, os adultos podem alcançar entre 16,5 a 20,5 cm de comprimento e pesar em média entre 45 a 60 g. As crias apresentam aproximadamente 9 cm e pesam entre 2,5 a 3 g. Atualmente existe uma espécie modificada através de seleção artificial denominada de gecko leopardo gigante que apresenta 30,5 cm de tamanho e pode alcançar os 170 g de peso (Vosjoli *et al.*, 2017a).

Em cativeiro podem viver até cerca de 10 anos de idade. Os machos geralmente tem maior longevidade, podendo alcançar perto dos 20 anos (Vosjoli *et al.*, 2017a).

Os gecos leopardo possuem um regime alimentar estritamente insectívoro (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.3.9. Geco terrestre de Madagáscar (*Paroedura pictus*, Peters 1854)

Tal como diversas espécies de gecos, esta também pertence à família Geckkonidae. Encontrado apenas na ilha de Madagáscar, o geco terrestre de Madagáscar possui hábitos noturnos e reside em zonas de floresta seca (Mattison, 2014).

Os exemplares adultos podem obter entre 11 a 15 cm de tamanho total e alcançar 10 ou mais anos em cativeiro (Bartlett *et al.*, 2010).

Este animal alimenta-se maioritariamente de insetos e uma pequena porção de frutas (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.3.10. Geco tokay (*Gekko geko*, Linnaeus 1758)

Pertencentes à família Geckkonidae, o geco tokay é encontrado no sudeste Asiático mais especificamente na Tailândia, Myanmar, Laos, Vietnam, Camboja, Bangladesh, Butão, Nepal e algumas zonas da China. São animais noturnos que habitam áreas de clima tropical, no entanto também podem ser avistados em zonas urbanas (Team, 2017d)

Os indivíduos adultos podem alcançar entre 25 a 35 cm de comprimento e pesar aproximadamente 150 a 225 g, enquanto as crias nascem com apenas 7 a 10 cm (Team, 2017d).

Em cativeiro a esperança média de vida é de 4 a 5 anos, existindo relatos de animais que viveram até aos 10 anos de vida ou mais com um correto manejo (Team, 2017d).

Tal como outras espécies de gecos, esta também possui uma alimentação insetívora devendo alimentar-se quatro a sete vezes por semana (Team, 2017d).

1.1.3.11. Iguana verde (*Iguana iguana*, Linnaeus 1758)

A iguana verde pertence à família Iguanidae e são animais diurnos que habitam zonas de floresta tropical do centro e sul do continente Americano e de diversas ilhas do mar das Caraíbas (Team, 2017b).

As crias nascem com cerca de 17 a 26 cm de comprimento e com 10 a 15 g de peso, enquanto os adultos podem alcançar entre 1,2 a 1,8 m de comprimento total e pesar cerca de 1 Kg (Team, 2017b).

Em cativeiro a iguana verde têm uma longevidade de 15 a 20 anos de idade (Team, 2017b).

A alimentação das iguanas verdes é exclusivamente herbívora, devendo ser composta maioritariamente por folhas verdes, vegetais e alguma fruta (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.3.12. Lagarto armadilha (*Cordylus tropidosternum*, Cope 1869)

Pertencente à família Cordylidae, o lagarto armadilha provém de ambientes de savana do sul do continente Africano (Bartlett *et al.*, 2010).

Os exemplares adultos podem atingir até 17 cm de comprimento total e alcançar mais de 12 anos em cativeiro (Bartlett *et al.*, 2010).

Apresentando primariamente uma dieta insetívora, em regime de cativeiro devem ser oferecidos insetos variados e em menor quantidade frutas (Bartlett *et al.*, 2010).

1.1.3.13. Varano da savana (*Varanus exanthematicus*, Bosc 1792)

A família Varanidae é composta apenas por 1 género contendo 31 espécies diferentes, denominadas de varanos (Warren, 2016). O varano da savana é uma destas espécies de lagarto oriundo de climas de savana tropical do este e sul de África (Bartlett *et al.*, 2010), possuindo atividade diurna (Weber, 2009).

Apresentam um tamanho considerável em adultos atingindo em média 0,8 a 1,3 m de comprimento total do corpo e vivem aproximadamente 10 a 12 anos em cativeiro (Weber, 2009).

A dieta desta espécie consiste numa alimentação carnívora. Em cativeiro é mais usual oferecer roedores e insetos (Weber, 2009).

O varano da savana é uma das espécies de sáurios citados no Anexo II da Portaria nº 1226/2009 de Portugal.

1.1.3.14. Varano glauerti (*Varanus glauerti*, Mertens 1957)

Igualmente ao varano da savana, o varano glauerti inclui-se na família Varanidae (Warren, 2016). Nativo do norte da Austrália, mais concretamente da região Kimberley, este varano habita zonas rochosas ou arborizadas (Cogger, 2014) e apresenta atividade diurna (Sweet, 2004).

Apresentam corpo delgado e comprido, sendo que a cauda é aproximadamente 1,8 vezes superior ao resto do corpo. As crias apresentam dimensões de 7 cm de comprimento

sem contabilizar com a cauda, enquanto os exemplares adultos machos podem alcançar 75 cm e as fêmeas 65 cm (Sweet, 2004).

A dieta é composta maioritariamente por insetos, no entanto também podem ser adicionados ratos e pequenos lagartos (Brown, 2012).

Em Portugal, esta espécie encontra-se citada no Anexo II da Portaria nº 1226/2009.

1.2. Descrição dos parasitas mais frequentes em répteis

1.2.1. Protozoários (Reino Protozoa)

Organismos do reino Protozoa são caracterizados por serem unicelulares eucariotas, isto é possuem núcleo diferenciado e organelos celulares. A sua locomoção ocorre por meio de flagelos, cílios ou pseudópodes. A alimentação dos mesmos dá-se por pinocitose ou fagocitose (Taylor *et al.*, 2016).

A relação entre os répteis e a maioria dos protozoários gastrointestinais é considerada como comensal (Jacobson, 2007).

1.2.1.1. Amebas (Filo Amoebozoa, Classe Archamoeba, Ordem Amoebida)

Existem vários géneros de amebas que podem afetar os répteis com os quais aparentemente possuem uma relação comensal, como *Acanthamoeba*, *Naegleria* (Taylor *et al.*, 2016) e *Hartmannella* (Jacobson, 2007). Davies (2008) afirma que algumas destas espécies são habitantes frequentes do trato gastrointestinal de animais herbívoros.

Contudo *Entamoeba invadens* é um parasita considerado patogénico para os répteis (Jacobson, 2007).

1.2.1.1.1. *Entamoeba invadens* (Filo Amoebozoa, Classe Archamoeba, Ordem Amoebida, Família Entamoeba, Género *Entamoeba*)

Entamoeba invadens é um agente patogénico com elevada relevância na prática clínica de cobras e lagartos domésticos (Mitchell, 2007). No entanto, os quelónios geralmente não apresentam sintomatologia associada, servindo assim como reservatórios (Schneller & Pantchev, 2008).

Apresenta ciclo de vida monoxeno com reprodução através de fissão binária (Mitchell, 2007). A transmissão ocorre através da ingestão de quistos infetantes, que se transformam em trofozoítos no lúmen do intestino grosso onde se irão reproduzir (Greiner & Mader, 2006).

Os trofozoítos podem alterar a sua forma devido aos pseudópodes que utilizam para a locomoção e alimentação. Os quistos correspondem à forma de resistência, que se desenvolvem através da produção de uma cápsula protetora em redor do trofozoíto (Greiner & Mader, 2006). A formação de quistos ocorre somente no lúmen do intestino grosso, que posteriormente serão libertados nas fezes, podendo persistir no ambiente por dias ou meses (Jacobson, 2007).

Relativamente à sintomatologia desta patologia, o estado imunológico do hospedeiro tem importância. Em casos de animais imunocompetentes o parasita deve instalar-se apenas no lúmen do intestino grosso enquanto em casos de comprometimento da imunidade este pode atravessar a mucosa e causar ulcerações (Greiner & Mader, 2006). Podem ser observados sinais clínicos como anorexia, desidratação, perda de peso, gastrite ulcerativa, colite, disenteria com presença de muco e sangue e espessamento do intestino grosso à palpação (Schneller & Pantchev, 2008). O dano tecidual causado pela amebiose origina uma porta de entrada para agentes oportunistas como bactérias, podendo gerar infeções bacterianas secundárias (Greiner & Mader, 2006).

Como localizações erráticas os trofozoítos podem alcançar o fígado e os rins através da via sanguínea, originando necrose e formação de abscessos nos órgãos afetados (Greiner & Mader, 2006).

O diagnóstico deve ser efetuado através da observação do movimento de trofozoítos ou quistos no esfregaço direto de fezes frescas. Para facilitar a observação de quistos, a amostra deve ser corada com iodeto de lugol (Taylor *et al.*, 2016). No entanto o método de diagnóstico de eleição é a realização de exame histológico de secções de intestino grosso e/ou fígado na necrópsia (Greiner & Mader, 2006).

Através dos métodos coprológicos é possível observar trofozoítos com dimensões de 11-20 micrómetros (μm) e quistos com aproximadamente 16 μm de diâmetro, com quatro núcleos cada um (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.2. Coccídeas (Filó Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida)

A coccidiose pode ser observada numa grande variedade de espécies de répteis, sendo que os animais imunodeprimidos e jovens têm tendência a apresentar infeções mais intensas e com o aparecimento de sinais clínicos mais significativos (Mayer & Donnelly, 2013). A generalidade das espécies pertencentes à família Eimeriidae apresentam uma elevada especificidade para o hospedeiro (Taylor *et al.*, 2016). Não existe, contudo, predisposição sexual notificada (Mayer & Donnelly, 2013).

Dos dezasseis géneros de coccídeas pertencentes à família Eimeriidae, vários géneros já foram reportados nos répteis: *Eimeria*, *Isospora*, *Caryospora*, *Cyclospora*, *Hoarella*, *Octosporella*, *Pythonella*, *Wenyonella*, *Dorisiella*, *Tyzzeria* (Taylor *et al.*, 2016), *Dorisa* e *Mantonella* (Barnard & Upton, 1994). Da família Sarcocystiidae, apenas o género *Sarcocystis*, dos seis géneros pertencentes à família, pode afetar o sistema gastrointestinal dos répteis (Jacobson, 2007).

Os géneros de coccídeas mais comuns em répteis são o género *Eimeria* e *Isospora* (Greiner, 2003).

O ciclo de vida das coccídeas é composto por três fases: esporogonia, esquizogonia e gametogonia. A esporogonia consiste na esporulação de oocistos não esporulados eliminados nas fezes, através de condições de oxigenação, humidade e temperaturas ótimas. No final desta fase o oocisto, contendo o número de esporocistos com esporozoítos característico de cada género, estará esporulado e poderá infetar um novo hospedeiro. Na segunda fase, correspondente à reprodução assexuada, ocorre a ingestão do oocisto esporulado e os esporozoítos são libertados e atravessam para as células epiteliais da mucosa, denominados agora de trofozoítos. Após vários dias e através de divisões múltiplas é originado um esquizonte contendo vários merozoítos. A fase de esquizogonia termina quando os merozoítos dão origem a gâmetas masculinos (microgâmetas) e femininos (macrogâmetas). Na gametogonia, fase de reprodução sexuada, ocorre a fecundação dos gâmetas e formação de zigotos, agora denominado de oocistos. Estes serão libertados nas fezes do hospedeiro completando assim o ciclo de vida (Taylor *et al.*, 2016). Ao longo do seu desenvolvimento, desde esporozoíto até um novo oocisto, ocorre a destruição de várias células epiteliais da mucosa intestinal (Greiner & Mader, 2006).

Eimeria, *Isospora* e *Caryospora* são os géneros de coccídeas mais frequentemente encontrados em répteis, principalmente em cobras e lagartos (Taylor *et al.*, 2016). Estes possuem ciclo de vida direto, onde o hospedeiro definitivo produz os oocistos e os elimina nas fezes não esporulados (Greiner & Mader, 2006).

Contrariamente o género *Sarcocystis* possui ciclo de vida indireto, sendo que os répteis tanto podem ser hospedeiros intermediários como definitivos (Greiner & Mader, 2006). A fase assexuada ocorre no hospedeiro intermediário e a fase sexuada no hospedeiro definitivo (Taylor *et al.*, 2016). Outra característica que o distingue dos outros géneros acima descritos é que o oocisto encontra-se completamente esporulado quando eliminado nas fezes pelo hospedeiro (Greiner & Mader, 2006).

A transmissão ocorre através da ingestão de oocistos esporulados encontrados na água, comida, ambientes contaminados ou através da ingestão de um hospedeiro intermediário infetado (Klingenberg, 2007). Não existem registos de infeções por coccídeas verticalmente, da progenitora para as crias (Greiner & Mader, 2006).

O diagnóstico de coccidiose é feito por meio de métodos coprológicos como o método direto ou o método de flutuação. A identificação do género de coccídea é realizada através da medição dos oocistos e da determinação do número de esporocistos e esporozoítos presentes em cada um (Taylor *et al.*, 2016). Os dados referentes ao número de esporocistos e esporozoítos dos oocistos referentes a alguns géneros de coccídeas observadas nos répteis podem ser consultados na Tabela 4.

Tabela 4: Número de esporocistos e esporozoítos por oocisto referente aos géneros de coccídeas (Adaptada de Taylor *et al.*, 2016 e Barnard & Upton, 1994).

Género	Esporocistos por oocisto	Esporozoítos por esporocisto	Total de esporozoítos por oocisto
<i>Eimeria</i>	4	2	8
<i>Isospora</i>	2	4	8
<i>Caryospora</i>	1	8	8
<i>Cyclospora</i>	2	2	4
<i>Hoarella</i>	16	2	32
<i>Octosporella</i>	8	2	16
<i>Pythonella</i>	16	4	64
<i>Wenyonella</i>	4	4	16
<i>Dorisiella</i>	2	8	16
<i>Tyzzeria</i>	0	8	8
<i>Dorisa</i>	2	8	16
<i>Mantonella</i>	0	4	4
<i>Sarcocystis</i>	2	4	8
<i>Cryptosporidium</i>	0	4	4

1.2.1.2.1. *Eimeria* spp. (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Eimeriidae)

O género *Eimeria* pode afetar tanto cobras, como lagartos e tartarugas (Klingenberg, 2007) e pode ser encontrado na vesícula e ductos biliares e no epitélio intestinal (Jacobson, 2007). Existem algumas espécies deste protozoário descritas em cobras como *Eimeria bitis* e *Eimeira cascabeli*, reportadas como patogénicas (Jacobson, 2007).

Como sintomatologia pode ser observada perda de peso, anorexia, regurgitação, enterite, diarreia (Barnard & Upton, 1994) e desidratação (Mitchell, 2007).

Dependendo da espécie, os oocistos possuem forma esférica a oval e o tamanho pode variar (Barnard & Upton, 1994). Cada oocisto contém quatro esporocistos cada um com dois esporozoítos (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.2.2. *Isospora* spp. (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Eimeriidae)

Isospora spp. afeta principalmente lagartos e ocasionalmente cobras e tartarugas (Barnard & Upton, 1994) e quanto à sua localização, contrariamente à *Eimeria* spp., este gênero apenas se encontra na mucosa intestinal (Jacobson, 2007).

Este gênero de coccídea leva a lesões na mucosa intestinal que conseqüentemente origina problemas na absorção o que poderá levar a diarreia e desidratação severa. Existe a possibilidade de circulação para outros órgãos vitais como os rins levando a insuficiência renal (Schneller & Pantchev, 2008).

A espécie *Isospora amphiboluri* é bastante comum e persistente em dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) e geralmente não apresenta sintomatologia associada (Machin, 2015). No entanto quando há presença de sintomas pode ser observada desidratação acentuada, diarreia e perda de peso (Welle, 2016). Esta espécie de coccídea pode causar grave patologia em dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) jovens (Mitchell, 2007). Os oocistos apresentam 23-26 µm de diâmetro (Jacobson, 2007).

A coccídea *Isospora jaracimrmani* apresenta alta especificidade para os camaleões de lémen (*Chamaleo calyptratus*) (Klingenberg, 2007), sendo também uma espécie com relevância patogénica (Mayer & Donnelly, 2013).

Os oocistos do gênero *Isospora* possuem dois esporocistos cada um com quatro esporozoítos (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.2.3. *Caryospora* spp. (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Eimeriidae)

O gênero *Caryospora* encontra-se na mucosa intestinal (Barnard & Upton, 1994) de cobras, lagartos e tartarugas e a sua infecção geralmente é assintomática (Schneller & Pantchev, 2008).

Os oocistos possuem forma esférica a oval contendo apenas um esporocisto com oito esporozoítos e podem medir de 8 a 30 µm de diâmetro dependendo da espécie (Barnard & Upton, 1994).

1.2.1.2.4. *Sarcocystis* spp. (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Sarcocystiidae)

Nos hospedeiros definitivos o parasita aloja-se no epitélio intestinal e afeta principalmente cobras, enquanto nos hospedeiros intermediários podem ser observados quistos no músculo estriado e cardíaco (Barnard & Upton, 1994).

Existem poucos registros de lesões associadas a este gênero de coccídea nos répteis (Jacobson, 2007).

Os oocistos do gênero *Sarcocystis* possuem parede bastante fina e medem aproximadamente 10-12 µm por 2-4 µm (Barnard & Upton, 1994). Tal como o gênero *Isospora*, cada oocisto é composto por dois esporocistos, com quatro esporozoítos cada um (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.3. *Cryptosporidium* spp. (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Cryptosporidiidae)

A criptosporidiose é causada por espécies de coccídeas de pequenas dimensões pertencentes ao gênero *Cryptosporidium* (Greiner & Mader, 2006), causando infecções com elevada relevância clínica associadas a doença crônica progressiva nas cobras e lagartos (Schneller & Pantchev, 2008).

Este parasita exhibe ciclo de vida direto e os animais infetados produzem dois tipos de oocistos, sendo que 20% destes apresentam parede fina e encontram-se esporulados quando eliminados nas fezes, causando autoinfecção e os outros 80% possuem parede mais espessada exibindo resistência ao ambiente (Klingenberg, 2007). Cada oocisto possui quatro esporozoítos, com ausência de esporocisto (Greiner & Mader, 2006).

A transmissão ocorre via fecal-oral através da ingestão de oocistos esporulados libertados nas fezes de animais infetados (Klingenberg, 2007).

Répteis com imunidade comprometida como animais jovens ou animais sujeitos a condições de *stress* possuem predisposição para esta patologia (Klingenberg, 2007).

Existem dois gêneros com importância na clínica veterinária de répteis: *Cryptosporidium serpentis* em cobras e *Cryptosporidium saurophilum* em lagartos (Taylor *et al.*, 2016). Similarmente foram descritos casos de *Cryptosporidium* em tartarugas

semiaquáticas e terrestres, contudo não foram associados ao aparecimento de sintomas (Chitty & Raftery, 2013).

O diagnóstico de criptosporidiose é complicado, sendo feito através da observação de trofozoítos ou oocistos em conteúdo regurgitado (Jacobson, 2007), em conteúdo proveniente de lavagens gástricas, método direto ou teste de flutuação de amostras fecais ou através da técnica de Ensaio de imunoabsorção enzimática (ELISA, do inglês Enzyme-Linked Immunosorbent Assay) (Greiner & Mader, 2006). No método direto fecal deve ser utilizada a coloração Ziehl-Neelsen de modo a facilitar a observação dos trofozoítos que surgem num tom avermelhado (Taylor *et al.*, 2016).

O diagnóstico em cobras e lagartos, que se alimentam de roedores, por vezes pode ser confundido com outras espécies de *Cryptosporidium* provenientes de presas infetadas (Machin, 2015). Aparentemente não existe transmissão através da ingestão de aves ou mamíferos infetados por criptosporidiose (Welle, 2016), não apresentando assim ameaça a quem os ingerem, no entanto pode gerar confusão no diagnóstico pois algumas espécies possuem oocistos com tamanhos idênticos (Greiner & Mader, 2006).

Espécies pertencentes ao género *Cryptosporidium* podem afetar uma grande variedade de animais como peixes, anfíbios, aves, mamíferos e até humanos. Sendo que algumas espécies apresentam potencial zoonótico, é importante que no manejo de répteis diagnosticados com criptosporidiose, os proprietários utilizem luvas e lavem as mãos após manipulação dos animais em questão. Crianças ou indivíduos imunocompetentes não devem ter contato com os répteis infetados ou instalações contaminadas (Papini *et al.*, 2012).

1.2.1.3.1. *Cryptosporidium serpentis* (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Cryptosporidiidae)

Cryptosporidium serpentis encontra-se na mucosa gástrica das cobras, no entanto também pode afetar algumas espécies de lagartos (Taylor *et al.*, 2016).

Os animais infetados revelam uma severa gastrite hipertrófica crónica apresentando como sintomas regurgitação pós-prandial, inchaço firme no centro do corpo e perda de peso crónica (Taylor *et al.*, 2016b).

Os oocistos da espécie *Cryptosporidium serpentis* apresentam forma ovoide e medem aproximadamente 6,2 µm por 5,3 µm (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.3.2. *Cryptosporidium saurophilum* (Filo Apicomplexa, Classe Conoidasida, Ordem Eucoccidiorida, Família Cryptosporidiidae)

Esta espécie de coccídea afeta primariamente lagartos, apresentando alta mortalidade em animais juvenis (Dellarupe *et al.*, 2016). Desenvolve-se mais comumente na mucosa do intestino delgado, porém pode ser encontrado com menos frequência no estômago, intestino grosso e cloaca (Schneller & Pantchev, 2008).

Podem ser observados sintomas como anorexia, perda de peso progressiva, inchaço abdominal (Taylor *et al.*, 2016), enterite e possível diarreia (Schneller & Pantchev, 2008).

Os oocistos de *Cryptosporidium saurophilum* apresentam forma ovoide e medem aproximadamente 4,7 µm por 5 µm (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.4. Protozoários ciliados

Os protozoários ciliados são mais comumente encontrados em répteis herbívoros, como tartarugas terrestres e algumas espécies de lagartos (Machin, 2015).

Estes parasitas podem ser considerados agentes não patogênicos como é o caso do *Nyctotherus* spp. ou patogênicos facultativos como o *Balantidium* spp. (Schneller & Pantchev, 2008).

O diagnóstico dos protozoários ciliados é feito através da visualização do movimento dos trofozoítos ou dos quistos no método direto das fezes frescas (Greiner & Mader, 2006).

1.2.1.4.1. *Balantidium* spp. (Filo Ciliophora, Classe Litostomatea, Ordem Trichostomatorida, Família Balantidiidae)

Balantidium spp. encontra-se no intestino grosso (Taylor *et al.*, 2016) e é considerado um protozoário potencialmente patogênico quando ocorre um subcrescimento populacional (Barnard & Upton, 1994), devido a lesões na mucosa intestinal por alterações na dieta, toma de antibióticos, condições de *stress*, entre outros fatores (Mitchell, 2007).

Possui ciclo de vida direto (Klingenberg, 2007) com reprodução por fissão binária. A transmissão ocorre via fecal-oral através da ingestão de quistos infetantes (Taylor *et al.*, 2016).

As infecções demonstram-se maioritariamente assintomáticas (Schneller & Pantchev, 2008), no entanto quando existe sintomatologia associada pode ser observada anorexia, diarreia (Mitchell, 2007) e colite (Klingenberg, 2007).

Os trofozoítos apresentam forma ovoide a elíptica com vários cílios medindo 60 µm. Os quistos formados medem aproximadamente 55 µm (Barnard & Upton, 1994), apresentam uma parede espessa e cor amarelada (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.4.2. *Nyctotherus* spp. (Filo Ciliophora, Classe Litostomatea, Ordem Trichostomatorida, Família Nyctotheridae)

Nyctotherus spp. é um protozoário que habita o intestino primariamente de quelônios e sáurios com alimentação herbívora (Greiner & Mader, 2006), porém também podem ser observados noutras espécies de lagartos e em cobras (Barnard & Upton, 1994).

São considerados protozoários sem efeitos patogénicos para os répteis (Schneller & Pantchev, 2008).

Tal como o *Balantidium* spp., apresenta ciclo de vida monoxeno, reprodução por fissão binária e transmissão através da ingestão de quistos infetantes (Barnard & Upton, 1994).

Os trofozoítos apresentam forma de feijão e dimensões de 60 µm a 90 µm de comprimento por 30 µm a 60 µm de largura (Mitchell, 2007). Os quistos possuem forma ovoide e cor amarelada (Barnard & Upton, 1994).

Os quistos deste protozoário ciliado por vezes podem ser confundidos com ovos de oxiurídeos ou tremátodes, devido à presença de uma saliência num dos polos (Schneller & Pantchev, 2008).

1.2.1.5. Protozoários flagelados

Os protozoários flagelados podem ser encontrados com frequência no trato gastrointestinal de répteis saudáveis, principalmente de animais com dieta herbívora (Davies, 2008). Existem poucos registos de lesões associadas à presença dos mesmos, o que torna controversa a associação de doença ao aparecimento de flagelados num exame coprológico nestes animais (Jacobson, 2007).

Porém animais sujeitos a condições de *stress*, condições ambientais como temperaturas subótimas ou infeções concomitantes (Jacobson, 2007) pode ser observado um sobrecrecimento dos protozoários flagelados gastrointestinais com associação a enterite (Chitty & Raftery, 2013).

Já foram reportados vários géneros de protozoários flagelados gastrointestinais em répteis: *Hexamita*, *Chilomastix*, *Enteromonas*, *Trichomonas*, *Pentatrichomonas*, *Monocercomonas* (Taylor *et al.*, 2016), *Monocercomonoides*, *Proteromonas*, *Giardia*

(Greiner & Mader, 2006), *Tritrichomonas*, *Leptomonas*, *Hexamatix*, *Hypotrichomonas*, *Tetratrichomonas* (Klingenberg, 2007), *Trepomonas*, *Trimitus*, *Cercomonas*, *Cryptobia*, *Retortamonas* e *Rigidomastix* (Barnard & Upton, 1994).

A maioria destes protozoários possui ciclo de vida direto com transmissão através da ingestão de quistos infetantes ou do próprio microrganismo, dependendo da espécie (Barnard & Upton, 1994).

O diagnóstico é feito através da observação do movimento destes microrganismos no método direto ou dos quistos, caso sejam formados. A identificação da espécie necessita de prática laboratorial, sendo feita através das características dos flagelos, nucleares e outras características morfológicas (Taylor *et al.*, 2016). Sendo assim para facilitar a visualização destes protozoários é aconselhado corar a amostra com iodeto de lugol (Klingenberg, 2007).

1.2.1.5.1. *Giardia* spp. (Filo Metamonada, Classe Trepomanadea, Ordem Giardiida, Família Giardiidae)

Giardia spp. é um protozoário com possível potencial patogénico para os ofídios (Cheek & Crane, 2017).

Apresenta ciclo de vida direto com reprodução por fissão binária e com transmissão através da ingestão de quistos infetantes (Taylor *et al.*, 2016).

Giardiose nestes animais está associada a enterite (Klingenberg, 2007), com anorexia, perda de peso (Cheek & Crane, 2017), desidratação e diarreia (Mitchell, 2009).

Os trofozoítos de *Giardia* spp. possuem forma piriforme a elíptica, corpo com simetria bilateral, binucleado, quatro pares de flagelos e medem 12-15 µm de comprimento por 5-9 µm de largura (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.1.5.2. *Hexamita* spp. (Filo Fornicata, Classe Retortamonadea, Ordem Retortamonadida, Família Retortamonadorididae)

Hexamita é um género de protozoário com relevância nas tartarugas (McArthur, 2004). Localiza-se no lúmen intestinal, no entanto ocasionalmente estes protozoários podem migrar para os dutos biliares e/ou trato urinário (Greiner & Mader, 2006).

Apresenta ciclo de vida direto onde a transmissão ocorre através da ingestão de quistos infetantes (Barnard & Upton, 1994).

Provoca uma doença de progressão lenta (McArthur, 2004) causando anorexia, perda de peso, insuficiência renal (Chitty & Raftery, 2013) e até morte em alguns animais (Klingenberg, 2007).

Os trofozoítos apresentam forma piriforme, simetria bilateral, dois núcleos, oito flagelos e apresentam dimensões de 8 µm por 4,8 µm (Barnard & Upton, 1994).

1.2.1.5.3. *Leptomonas* spp. (Filo Euglenozoa, Classe Kinetoplastea, Ordem Trypanosomatida, Família Trypanosomatidae)

Este protozoário possui ciclo de vida indireto e a transmissão, apesar de desconhecida, pondera-se ser através da ingestão de insetos (Barnard & Upton, 1994).

O diagnóstico é realizado através da observação de promastigotas no exame coprológico de fezes frescas. O microrganismo possui apenas um flagelo, um núcleo e um cinetoplasto proeminente (Barnard & Upton, 1994).

Foram registados casos de camaleões com colite hemorrágica diagnosticados com infecção por *Leptomonas* spp. (Schneller & Pantchev, 2008).

1.2.1.5.4. *Monocercomonas* spp. (Filo Parabasalia, Classe Trichomonadea, Ordem Trichomonadida, Família Trichomonadidae)

Apresentam ciclo de vida direto com reprodução dos trofozoitos por fissão binária. Não existe produção de quistos por parte destes flagelados (Taylor *et al.*, 2016), sendo assim, a transmissão ocorre exclusivamente pela ingestão dos microrganismos em questão (Barnard & Upton, 1994).

Patologias associadas a estes protozoários já foram descritas em cobras e lagartos (Greiner & Mader, 2006). Como sintomatologia pode ser observada anorexia, perda de peso, diarreia e mudanças comportamentais como exibição de agressividade (Greiner & Mader, 2006).

Os trofozoítos possuem forma piriforme com três flagelos anteriores e um flagelo de orientação (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.2. Nemátodes (Reino Animalia, Filo Nematoda)

Os nemátodes pertencem ao grupo mais diversificado de helmintes que parasitam os répteis (Greiner & Mader, 2006).

Podem parasitar todas as espécies de répteis, sem qualquer predisposição sexual, no entanto os animais jovens tendem a apresentar infecções parasitárias mais exuberantes

(Wellehan, 2013). Alguns são considerados patogénicos enquanto outros desenvolvem uma relação de comensalismo com o hospedeiro (Greiner & Mader, 2006).

1.2.2.1. Ascarídeos (Classe Secernentea, Ordem Ascaridida, Superfamília Ascarididea)

Pertencentes ao grupo de nemátodes de maiores dimensões (Taylor *et al.*, 2016), os ascarídeos podem ser encontrados nos ofídios, sáurios e quelónios (Schneller & Pantchev, 2008), existindo vários géneros reportados nos mesmos (Taylor *et al.*, 2016). Nos ofídios a ascaridiose é uma patologia com relevância clínica pois pode levar à morte do hospedeiro (Schneller & Pantchev, 2008).

Os membros da superfamília Ascarididea com maior relevância nos répteis são o género *Angusticaecum* observado em tartarugas terrestres e os géneros *Amplicaecum*, *Ophidascaris*, *Polydelphis* e *Hexametra* que podem ser encontrados em lagartos e cobras (Klingenberg, 2007).

Os ascarídeos possuem ciclo de vida monoxeno, porém o ciclo pode envolver um hospedeiro paraténico (Taylor *et al.*, 2016). Nos répteis estes parasitas são transmitidos frequentemente por um hospedeiro de transporte como anfíbios, pequenos mamíferos, outros répteis (Greiner & Mader, 2006) ou peixes (Klingenberg, 2007). A transmissão ocorre através da ingestão de ovos infetantes encontrados no ambiente ou por meio de um hospedeiro paraténico (Taylor *et al.*, 2016).

A patogenicidade do parasitismo por ascarídeos pode variar de acordo com a carga parasitária, disponibilidade do alimento e estado geral do hospedeiro (Taylor *et al.*, 2016).

As lesões causadas por estes parasitas podem provir de migrações larvares erráticas para estruturas viscerais (Jacobson, 2007), como traqueia e pulmões criando oportunidade para infeções bacterianas secundárias ou pela penetração dos parasitas adultos na mucosa intestinal (Klingenberg, 2007). Os sinais clínicos associados à ascaridiose em répteis, quando presentes, são anorexia, perda de peso (Jacobson, 2007), regurgitação do alimento não digerido por vezes contendo parasitas adultos, gastrites, úlceras e perfurações gástricas, obstruções intestinais, intussusceções, enterites necróticas que podem levar a celomites e até à morte do animal (Taylor *et al.*, 2016). Segundo Klingenberg (2007c) o sinal clínico mais observado nesta patologia é desnutrição secundária à absorção dos nutrientes pelos ascarídeos sendo quantificada em 40%.

O diagnóstico é concluído através da observação da presença de ovos de ascarídeos em lavagens estomacais ou nas fezes, utilizando preferencialmente o método de flutuação. Também pode ser conclusivo caso se observem parasitas adultos no conteúdo

regurgitado, histologicamente através da examinação de tecido com migrações larvares ou por meio de exame *post-mortem*, pela observação de parasitas adultos no trato gastrointestinal (Jacobson, 2007).

Os ovos de ascarídeos possuem parede espessa e rugosa, geralmente não se encontram embrionados e medem aproximadamente 80-100 µm em comprimento por 60-80 µm de largura (Jacobson, 2007). Os parasitas adultos apresentam uma cor esbranquiçada, opacidade (Klingenberg, 2007) e podem medir até 17 cm de comprimento total (Schneller & Pantchev, 2008).

1.2.2.2. Capillaria spp. (Classe Adenophorea, Ordem Enoplida, Superfamília Trichuroidea)

Várias espécies de *Capillaria* já foram reportadas em répteis (Taylor *et al.*, 2016), com maior incidência em cobras e lagartos (Klingenberg, 2007).

Capillaria spp. geralmente apresenta ciclo de vida direto, no entanto algumas espécies necessitam de um hospedeiro intermediário para completar o seu ciclo de vida (Taylor *et al.*, 2016). Assim a transmissão ocorre aquando da ingestão do ovo embrionado infetante, que pode suceder através do ambiente ou através da ingestão de um hospedeiro intermediário (Taylor *et al.*, 2016).

Estes nemátodes são caracterizados por serem bastante finos e medirem até 2 cm de comprimento. Habitam o estômago e intestino delgado dos hospedeiros definitivos (Schneller & Pantchev, 2008), contudo também podem ser encontrados no fígado e gónadas (Taylor *et al.*, 2016).

Não está totalmente definido se a *Capillaria* spp. é prejudicial para os répteis (Schneller & Pantchev, 2008), porém Klingenberg (2007c) afirma que cargas parasitárias elevadas podem causar redução da função hepática dos hospedeiros.

O diagnóstico é realizado através da visualização de ovos nas fezes utilizando preferencialmente o método de flutuação (Klingenberg, 2007).

Os ovos desta espécie de parasita são caracterizados por possuírem uma parede espessa e a presença de dois opérculos em cada extremidade (Machin, 2015).

1.2.2.3. Estrongilídeos (Classe Secernentea, Ordem Strongylida)

A ordem Strongylida integra o grupo dos nemátodes que possuem bolsa copuladora nos machos. Três das suas cinco superfamílias apresentam relevância na prática clínica de

répteis, sendo estas a superfamília Diaphanocephaloidea, Strongyloidea e Trichostrongyloidea (Taylor *et al.*, 2016).

Nemátodes pertencentes às superfamílias Diaphanocephaloidea e Strongyloidea apresentam cavidades orais bem desenvolvidas usualmente com a presença de dentes, porém animais da superfamília Trichostrongyloidea possuem cavidades bocais de menores dimensões (Taylor *et al.*, 2016).

Os parasitas pertencentes a estas superfamílias apresentam ciclo de vida monoxeno com transmissão através da ingestão do terceiro estadio larvar (L3), no entanto esta também pode ocorrer através de hospedeiros paraténicos infetados (Anderson, 2000).

A superfamília Diaphanocephaloidea afeta o trato digestivo das cobras e ocasionalmente dos lagartos. Compreende apenas a família Diaphanocephalidae que consequentemente é constituída por apenas dois géneros: *Diaphanocephalus* e *Kalicephalus* (Anderson, 2000).

No que se refere às Superfamílias Strongyloidea e Trichostrongyloidea, apenas foram reportados com relevância clínica nos répteis os géneros *Chapiniella* e *Oswaldocruzia*, respetivamente (Greiner & Mader, 2006).

1.2.2.3.1. *Kalicephalus* spp. (Classe Secernentea, Ordem Strongylida, Superfamília Diaphanocephaloidea)

O nemátode *Kalicephalus* spp. possui como hospedeiro definitivo os ofídios, sendo que o grau de especificidade entre parasita e hospedeiro é baixo (Jacobson, 2007). Apresenta ciclo de vida direto com um período pré-patente de 2 a 4 meses dependendo da espécie (Taylor *et al.*, 2016).

São parasitas hematófagos em que as formas adultas fixam-se através do aparelho bucal (Greiner & Mader, 2006), desde a cavidade oro-esofágica até à mucosa gástrica e/ou intestinal, com preferência no intestino delgado, causando úlceras hemorrágicas que poderão servir como uma porta de entrada para microrganismos, originando infeções bacterianas secundárias (Jacobson, 2007). Por vezes podem ocorrer migrações larvares erráticas causando patologias respiratórias (Taylor *et al.*, 2016). Infeções severas podem levar à morte do hospedeiro (Mitchell, 2007).

A transmissão ocorre por via fecal-oral através de comida ou água contaminadas ou por via cutânea (Taylor *et al.*, 2016) pela penetração de larvas no terceiro estadio (Schneller & Pantchev, 2008).

Habitualmente as infecções causadas por *Kalicephalus* spp. apresentam-se como subclínicas (Jacobson, 2007), apenas em casos de parasitismo elevado é que os animais exibem sinais clínicos como letargia, regurgitação, diarreia, anorexia (Taylor *et al.*, 2016), rápida perda de peso, anemia, úlceras, presença de sangue nas fezes (Schneller & Pantchev, 2008) e desidratação (Klingenberg, 2007). Em situações onde há infecção através da via cutânea podem ser visualizados nódulos contendo até milhares de larvas de *Kalicephalus* spp. (Raiti, 2002).

O diagnóstico é feito através da visualização de ovos embrionados ou formas larvares nas fezes, no conteúdo mucoso da cavidade oro-esofágica ou de lavagens traqueais (Taylor *et al.*, 2016).

Os ovos possuem forma oval, paredes finas, (Klingenberg, 2007) e medem aproximadamente 70-100 µm por 40-50 µm, podendo estar ou não embrionados quando eliminados nas fezes. Os ovos de *Kalicephalus* spp. embrionados apresentam grandes semelhanças com os ovos de *Strongyloides* spp. e *Rhabdias* spp., pelo que durante a análise coprológica devem ser diferenciados através das suas medidas (Jacobson, 2007). Na fase adulta, este nematode pode medir 1 a 5 cm de comprimento (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.2.3.2. *Chapiniella* spp. (Classe Secernentea, Ordem Strongylida, Superfamília Strongyloidea)

O género *Chapiniella* aloja-se no estômago das tartarugas (Greiner & Mader, 2006).

Apresenta ciclo de vida direto. A larva infetante, quando ingerida pelo hospedeiro, geralmente atravessa a mucosa gastrointestinal para completar o seu ciclo de vida e posteriormente regressa ao lúmen do trato digestivo onde se irá fixar à mucosa (Greiner & Mader, 2006).

1.2.2.3.3. *Oswaldocruzia* spp. (Classe Secernentea, Ordem Strongylida, Superfamília Trichostrongyloidea, Família Molineodae)

O nematode *Oswaldocruzia* spp. pode ser encontrado no sistema digestivo dos lagartos (Wilson, 2017).

Infeções por este nematode geralmente não exibem sintomatologia, contudo cargas parasitárias elevadas podem originar enterites (Mitchell, 2007) com anorexia, perda de peso e diarreia devido à fixação das formas adultas na mucosa intestinal (Wilson, 2017).

O diagnóstico é feito através da observação de ovos característicos com parede fina e forma oval na realização de análises coprológicas (Wilson, 2017).

As formas adultas são filiformes e medem 6 a 14 mm de comprimento total (Mitchell, 2007).

1.2.2.4. Espirurídeos (Classe Secernentea, Ordem Spirurida)

Nemátodes da ordem Spirurida possuem ciclo de vida heteroxeno em que geralmente artrópodes são envolvidos como hospedeiros intermediários, porém existem algumas exceções em habitats aquáticos, em que os hospedeiros intermediários são crustáceos ou larvas de insetos (Anderson, 2000). Os espirurídeos habitam a porção superior do sistema digestivo, principalmente o estômago (Greiner & Mader, 2006). A acumulação deste parasita pode levar à perda de apetite (Schneller & Pantchev, 2008).

Camallanus spp. (Família Camallanidae) e *Spiroxys contortus* (Família Gnathostomatidae) infetam principalmente tartarugas de água doce (Mitchell, 2007). Possuem ciclo de vida heteroxeno em que os hospedeiros intermediários geralmente são crustáceos copépodes (Roberts *et al.*, 2013). Ocasionalmente seres aquáticos como peixes, anfíbios, caracóis e até libélulas também podem servir de hospedeiros paraténicos (Greiner & Mader, 2006). As formas adultas parasitárias fixam-se à mucosa gástrica ou duodenal podendo formar abscessos, úlceras e infecções bacterianas secundárias, levando a sintomas como anorexia, perda de peso, diarreia e melena. No entanto esta parasitose revela-se geralmente assintomática nos répteis. O diagnóstico é realizado após a observação de ovos nas fezes ou parasitas adultos no estômago ou duodeno. Adultos do género *Camallanus* apresentam corpo filiforme medindo geralmente 5 a 10 mm de comprimento total, enquanto da espécie *Spiroxys contortus* apresentam dimensões de 15 a 30 mm (Mitchell, 2007).

O género *Tanqua* (Família Gnathostomatidae) aloja-se no estômago dos hospedeiros definitivos, originando sintomas como anorexia. Este já foi descrito em várias espécies de lagartos varanos (*Varanus* spp.) (Jacobson, 2007).

Serpinema spp. (Família Camallanidae) é um nematode comumente encontrado nas tartarugas de água doce (Greiner & Mader, 2006).

Infeções por *Physaloptera* spp. (Família Physalopteridae) são comuns nos lagartos que se alimentam de formigas, pois estas atuam como hospedeiros intermediários. Podem provocar gastrite, enterite e obstrução intestinal (Klingenberg, 2007).

1.2.2.5. Oxiurídeos (Classe Secernentea, Ordem Oxyurida, Superfamília Oxyuridea)

Parasitas pertencentes à superfamília Oxyuridea são comumente encontrados no sistema gastrointestinal dos répteis, mais concretamente no lúmen do intestino grosso

(Taylor *et al.*, 2016), com maior frequência em lagartos e tartarugas com dieta herbívora e insetívora (Jacobson, 2007; Schneller & Pantchev, 2008).

Já foram reportados no mínimo doze gêneros diferentes de oxiurídeos em ofídios, sáurios e quelônios (Taylor *et al.*, 2016). Os gêneros mais comumente encontrados em animais mantidos em cativeiro são *Alaeuris* e *Ozolaimus* (Mitchell, 2007).

Este grupo de parasitas possui ciclo de vida monoxeno e a infecção ocorre através da ingestão da L3 presente no ovo (Taylor *et al.*, 2016).

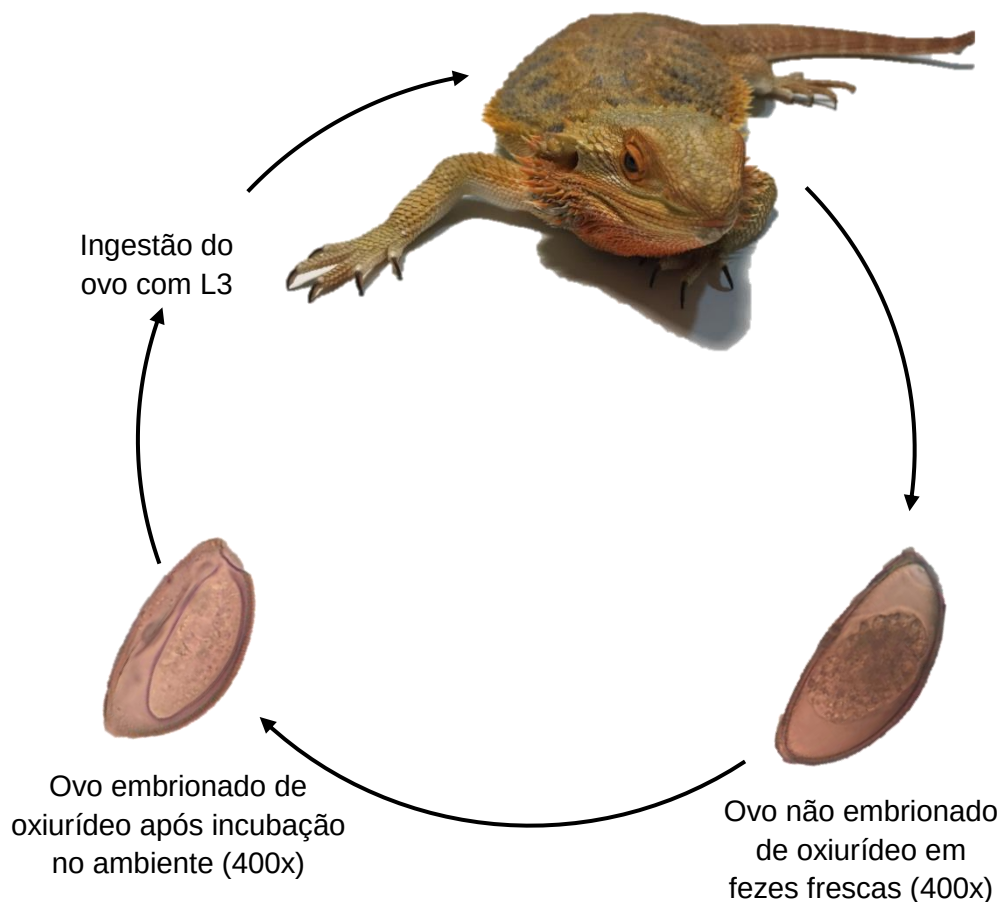


Figura 4: Representação do ciclo de vida monoxeno dos oxiurídeos num dragão barbudo (*Pogona vitticeps*). Original da autora.

A maioria dos lagartos detém pelo menos uma espécie deste parasita enquanto as tartarugas terrestres usualmente apresentam várias espécies de oxiurídeos num só hospedeiro (Greiner & Mader, 2006).

Estes parasitas raramente causam danos à saúde do hospedeiro e a sua relação é considerada na maioria dos casos como comensal. Apenas em cargas parasitárias elevadas é que a infecção por oxiurídeos pode ser patogênica (Jacobson, 2007) podendo originar

anorexia, regurgitações (Heard *et al.*, 2010), impactações ou obstruções intestinais e prolapso cloacal (Klingenberg, 2007).

O diagnóstico é realizado através da visualização microscópica de ovos ou formas adultas no conteúdo fecal (Taylor *et al.*, 2016).

Os ovos de oxiurídeos são alongados e assimétricos com um dos lados achatados (Taylor *et al.*, 2016), possuindo numa das extremidades um opérculo (Greiner & Mader, 2006) e medem aproximadamente 130 µm por 40 µm (Jacobson, 2007). As fêmeas adultas possuem uma particular cauda longa e pontiaguda (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.2.6. *Strongyloides* spp. (Classe Rhabditida, Ordem Rhabditida, Superfamília Rhabditoidea)

Pertencente à superfamília Rhabditoidea, o género *Strongyloides* tem relevância parasitária na clínica de ofídios e sáurios (Cheek & Crane, 2017; Wilson, 2017). Igualmente nesta superfamília estão incluídos dois géneros de parasitas que afetam o sistema respiratório: *Rhabdias* nas cobras e *Entomelas* nos lagartos (Klingenberg, 2007).

Strongyloides spp. apresenta ciclo de vida direto, sendo o único nemátode com relevância veterinária com a capacidade de produzir geração livre e geração parasitária. A transmissão ocorre via fecal-oral ou por penetração cutânea da L3, que através da via sanguínea irá para os pulmões e por último para o intestino delgado onde se desenvolver em fêmea adulta. Através de partenogénese, as fêmeas adultas produzem ovos embrionados férteis ou inférteis que são libertados pelas fezes. De seguida, dependendo das condições ambientais, a larva pode passar por quatro estadios larvares e completar o ciclo de geração livre ou através da L3 tornar-se de geração parasitária infetando outro hospedeiro (Taylor *et al.*, 2016).

Infeções causadas por parasitas adultos do género *Strongyloides* spp. estão associadas a anorexia, perda de peso, letargia, fezes com presença de muco (Klingenberg, 2007), diarreia, desidratação e até morte do hospedeiro. Infeções por *Rhabdias* spp. ou *Entomelas* spp. provocam primariamente sintomas respiratórios porém também podem ser associadas a enterite (Taylor *et al.*, 2016).

Os ovos de *Strongyloides* spp. são muito idênticos aos de *Rhabdias* spp. e *Entomelas* spp., o que torna impossível a sua distinção ao exame microscópico (Klingenberg, 2007). Assim o diagnóstico é feito através da observação de estados larvares de *Strongyloides* spp. nas fezes do hospedeiro (Jacobson, 2007).

Os ovos embrionados apresentam forma oval, parede fina (Taylor *et al.*, 2016) e medem 60 µm por 35 µm. Estes devem ser diferenciados dos ovos de *Kalicephalus* spp. pelo seu tamanho mais reduzido e característica de estarem sempre embrionados (Jacobson, 2007). As formas parasitárias adultas são finas, transparentes e medem menos de 1 cm de comprimento (Taylor *et al.*, 2016).

1.2.3. Céstodes (Reino Animalia, Filo Platyhelminthes, Classe Cestoda)

Os céstodes afetam a mucosa do intestino delgado (Schneller & Pantchev, 2008) principalmente dos ofídios e sáurios (Klingenberg, 2007). Existem relatos de infecções em tartarugas aquáticas e semiaquáticas, contudo estas não foram consideradas patogênicas (Chitty & Raftery, 2013).

Os céstodes com relevância na clínica de répteis possuem todos ciclos de vida heteroxeno com um ou mais hospedeiros intermediários, dependendo da espécie (Schneller & Pantchev, 2008), o que torna estes parasitas incomuns em animais mantidos em cativeiro (Zajac & Conboy, 2012). Os répteis podem servir como hospedeiros definitivos ou intermediários nesta afeção (Greiner & Mader, 2006). Nas situações em que os répteis se comportam como hospedeiros intermediários, ocasionalmente podem ser observadas larvas no tecido subcutâneo (Greiner & Mader, 2006).

As cobras com maior suscetibilidade para infecções por estes parasitas são as que incluem na sua alimentação anfíbios, peixes e crustáceos (Cheek & Crane, 2017). No caso dos lagartos, a transmissão ocorre geralmente por artrópodes (Wilson, 2017).

Usualmente são poucos os sintomas associados a parasitoses por céstodes. No entanto, em cargas parasitárias elevadas pode ser observada desnutrição secundária (Klingenberg, 2004) devido à privação de importantes nutrientes e vitaminas por parte dos parasitas, perda de peso com permanência de apetite, enterite com episódios de diarreia e vômitos. Impactações são plausíveis em casos de obstruções causadas pelos parasitas adultos (Schneller & Pantchev, 2008). Contudo se o réptil obtiver um correto manejo relativo à alimentação, estes parasitas não deverão ser considerados patogênicos para os hospedeiros (Greiner & Mader, 2006).

Formas parasitárias adultas ou pequenas proglótides podem ser encontradas nas fezes dos répteis que servem de hospedeiros definitivos, no entanto o diagnóstico deve ser feito através da observação de ovos nos exames coprológicos (Schneller & Pantchev, 2008).

1.2.3.1. Ordem Pseudophyllidea

Nesta ordem estão incluídos os gêneros *Duthiersia*, *Bothridium*, *Bothriocephalus*, *Scyphocephalus* e *Spirometra* (Jacobson, 2007).

Bothridium spp. e *Bothriocephalus spp.* são parasitas encontrados mais comumente em boas (família Boidae), que geralmente não apresentam patogenicidade associada mesmo em infecções severas. Os ovos destes dois gêneros são operculados e apresentam semelhanças aos ovos de tremátodes (Jacobson, 2007).

O diagnóstico dos parasitas pertencentes a esta ordem é feito através da observação de ovos operculados, que no momento da excreção ainda não possuem larva no seu interior (Mehlhorn, 2016).

1.2.3.2. Ordem Proteocephalidea

A ordem Proteocephalidea contém a maioria dos céstodes encontrados nos répteis, nomeadamente os gêneros *Proteocephalus*, *Acanthotaenia*, *Crepidobothrium* e *Ophiotaenia* (Jacobson, 2007).

O gênero *Ophiotaenia* utiliza os répteis como hospedeiros definitivos, alojando-se no intestino delgado. Os ovos apresentam tamanho aproximadamente de 50 µm por 40 µm (Jacobson, 2007).

O diagnóstico é efetuado através da demonstração de parasitas adultos nas fezes (Jacobson, 2007) ou pela identificação dos típicos ovos contendo uma larva com seis ganchos, denominada de embrião hexacanto, nos métodos coprológicos de observação microscópica (Mehlhorn, 2016).

1.2.3.3. Ordem Cyclophyllidea

Pertencente à ordem Cyclophyllidea, o gênero *Mesocestoides* é o gênero com maior relevância clínica. Este parasita necessita de três hospedeiros intermediários para completar o seu ciclo de vida, sendo os répteis o segundo hospedeiro intermediário (Jacobson, 2007).

Oochoristia spp. é um gênero de cestode que necessita de apenas um hospedeiro intermediário, geralmente artrópodes, sendo observado em camaleões e dragões barbudos em cativeiro (Schneller & Pantchev, 2008).

Podem ser observadas proglótides nas fezes dos répteis infetados e através dos métodos coprológicos podem ser encontrados ovos com parede espessa e com embrião hexacanto no seu interior (Mehlhorn, 2016).

1.2.4. Tremátodes (Reino Animalia, Filo Platyhelminthes, Classe Trematoda)

A classe Trematoda é dividida em duas subclasses: Monogenea, possuindo ciclo de vida monoxeno e Digenea com ciclo de vida heteroxeno (Taylor *et al.*, 2016).

A subclasse Monogenea é primariamente constituída por ectoparasitas de peixes e anfíbios (Taylor *et al.*, 2016), no entanto algumas espécies parasitam também tartarugas de água doce (Greiner & Mader, 2006).

A subclasse Digenea possui parasitas com importância na prática veterinária. Na generalidade das espécies, os moluscos fazem parte do ciclo biológico destes tremátodes como hospedeiros intermediários, no entanto algumas espécies envolvem um segundo ou até terceiro hospedeiro intermediário (Taylor *et al.*, 2016).

Sendo os caracóis um hospedeiro intermediário frequente, estes parasitas são detetados em tartarugas aquáticas ou outros répteis que se alimentem de peixes ou sapos que por sua vez se alimentaram de caracóis (Klingenberg, 2007).

Pelo menos um hospedeiro intermediário é requerido para que os tremátodes completem o seu ciclo de vida, sendo assim o seu aparecimento em animais mantidos e criados em cativeiro é bastante incomum. No entanto animais selvagens ou animais de cativeiro recolhidos do seu habitat natural possuem maior probabilidade de apresentarem infeções por tremátodes (Machin, 2015).

O diagnóstico é feito através da observação de parasitas adultos na cavidade oral, cloaca ou nas fezes (Klingenberg, 2007). Na realização de análises laboratoriais coprológicas, é aconselhado o uso da técnica de sedimentação, devido à alta densidade que os ovos apresentam (Machin, 2015). Os ovos ostentam cor amarela a acastanhada com um único opérculo (Klingenberg, 2007).

1.2.5. Pentastomídeos (Filo Arthropoda, Classe Maxillopoda, Sub-classe Pentastomida)

Pentastomídeos são artrópodes primitivos (Klingenberg, 2007) em que as formas adultas apresentam mais semelhanças com anelídeos do que com os artrópodes em si (Taylor *et al.*, 2016c).

Aproximadamente 90% das formas adultas dos pentastomídeos parasitam o sistema respiratório dos répteis (Jacobson, 2007), particularmente dos ofídios e sáurios de climas tropicais (Mitchell, 2007). Em cativeiro estes parasitas não são muito comuns (Klingenberg, 2007).

Os géneros com maior relevância na medicina veterinária são o *Armillifer*, *Porocephalus*, *Kiricephalus*, *Raillietiella* e *Sebekia* (Mitchell, 2007).

Apresentam ciclo de vida heteroxeno, com mamíferos ou insetos atuando como hospedeiros intermediários (Gałęcki et al., 2016). Após a ingestão do hospedeiro intermediário, a ninfa infetante penetra a mucosa intestinal e migra até aos pulmões, onde se irá transformar em parasita adulto (Mitchell, 2007). As fêmeas adultas irão produzir grandes quantidades de ovos embrionados, que através do animal tossir, estes passam pela traqueia até à cavidade oral onde acabam por ser deglutidos. Os ovos são excretados pelas fezes para o ambiente e através da via oral irão infetar um novo hospedeiro intermediário (Gałęcki et al., 2016).

A maioria dos animais parasitados por pentastomídeos não apresenta sintomatologia associada (Mitchell, 2007), apenas em cargas parasitárias elevadas ou em répteis imunocomprometidos pode ser observada sintomatologia como tosse com muco ou sangue, pneumonia (Gałęcki et al., 2016), dispneia (Mitchell, 2007), anorexia e perda de peso (Greiner & Mader, 2006).

O diagnóstico é realizado através da observação de ovos de pentastomídeos no conteúdo fecal, preferencialmente utilizando o método de flutuação ou através de conteúdo proveniente de lavagens traqueais.

Os ovos possuem parede fina e medem até 130 µm de diâmetro (Jacobson, 2007). Os parasitas adultos podem ser observados no aparelho respiratório através de exame endoscópico (Klingenberg, 2007), apresentando forma cónica com 2 a 13 mm de comprimento (Gałęcki et al., 2016) e estrias transversais (Taylor et al., 2016).

Alguns géneros de pentastomídeos apresentam potencial zoonótico, como *Armillifer armillatus* e *Porocephalus* spp. (Wolf et al., 2014).

1.2.6. Pseudoparasitas e falsos parasitas

Pseudoparasitas é a designação dada a parasitas que são encontrados nas análises coprológicas, neste caso dos répteis, mas possuem outro hospedeiro como por exemplo ratos. O aparecimento destes é frequente e podem ser facilmente confundidos com verdadeiros parasitas. Assim é importante o diagnóstico ser corretamente executado, uma vez que os pseudoparasitas não necessitam de tratamento (Greiner & Mader, 2006).

Como referido anteriormente, espécies de *Cryptosporidium* de roedores como *Cryptosporidium parvum* e *Cryptosporidium muris* podem ser encontradas em exames coprológicos de cobras ou lagartos que se alimentaram de presas infetadas (Machin, 2015).

Determinados oocistos de coccídeas específicas de roedores ou aves podem ser confundidos nas análises coprológicas de répteis que se alimentam destes animais (Schneller & Pantchev, 2008).

Aspicularis tetraptera é um oxiurídeo que afeta os ratos e ratazanas (Taylor *et al.*, 2016), e pode ser encontrado em répteis que foram alimentados com ratos infectados (Greiner & Mader, 2006).

O ácaro *Myocoptes musculus* (Figura 5) é um ectoparasita dos roedores (Taylor *et al.*, 2016). Quando animais parasitados servem de alimento para os répteis, estes ácaros e os seus ovos irão transitar pelo trato gastrointestinal dos répteis sem patologia associada (Schneller & Pantchev, 2008).

Outro pseudoparasita, encontrado em animais com alimentação carnívora, é o cestode *Hymenolepis* spp. proveniente de roedores (Raś-Noryńska & Sokół, 2015).

Durante a observação microscópica também pode ocorrer a confusão com certas estruturas como o pólen (Figura 6) em espécies que se alimentem por exemplo de flores (Machin, 2015).

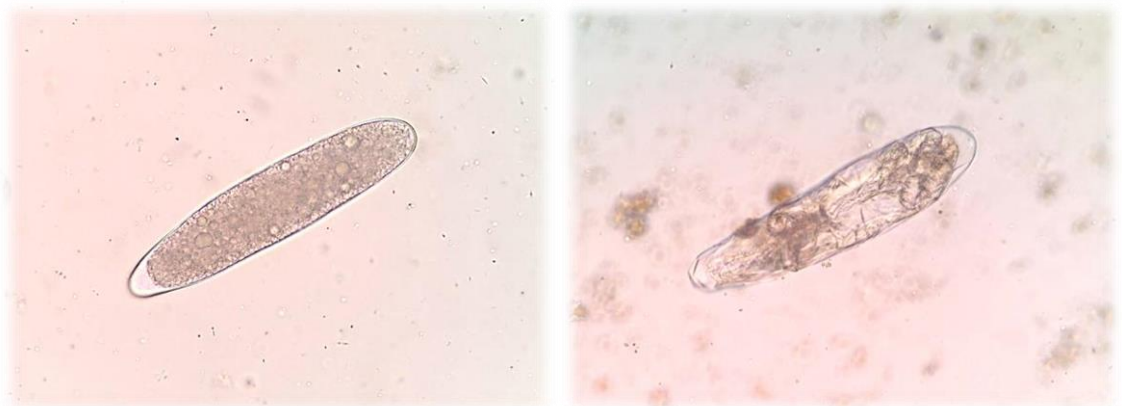


Figura 5: Ovos de ácaros compatíveis com *Myocoptes musculus*, à esquerda (288 µm por 72,25 µm) numa cobra do milho (*Pantherophis guttatus*) em método de flutuação (400x) e à direita com o ácaro visível no interior do ovo (277,50 µm por 86,25 µm) numa cobra falsa coral (*Lampropeltis triangulum*) em método de flutuação (400x). Fotografias originais da autora.



Figura 6: Pólen num camaleão de lémen (*Chamaeleo calyptratus*) em método direto (400x). Fotografia original da autora.

1.3. Métodos coprológicos

Para a execução de qualquer exame coprológico é necessária a obtenção de uma amostra fecal. A recolha do conteúdo fecal nestes animais nem sempre é fácil, pois algumas espécies defecam com grandes intervalos de tempo. Nos animais que defecam com maior regularidade, o simples facto de aumentar a sua atividade ou realizar banhos em água tépida pode ajudar a obter uma amostra. Se mesmo assim o animal não defecar, deve ser retirada uma amostra diretamente da cloaca do animal em questão com o auxílio de uma zaragatoa ou sonda de sexagem lubrificadas de modo a promover a evacuação. Caso todos estes métodos não sejam eficazes, é aconselhada a execução de lavagem cloacal com solução salina sob efeito sedativo (Klingenberg, 2007).

Quanto mais frescas as fezes melhor, preferencialmente com menos de três horas (Pasmans *et al.*, 2008), no entanto amostras mais antigas também podem oferecer informação sobre o estado parasitário do animal (Klingenberg, 2007).

As fezes dos répteis são caracterizadas como castanhas a pretas e não devem ser confundidas com os uratos de cor branca (Greiner & Mader, 2006).

Na hipótese de a amostra não puder ser de imediato analisada, esta deve ser armazenada num recipiente de vidro ou plástico devidamente identificada e refrigerada de modo a prevenir que os ovos se transformem em larvas, oocistos de esporularem ou mudanças nas formas larvares (Hendrix & Robinson, 2017).

Exames coprológicos para a deteção de endoparasitas devem ser integrados numa consulta de rotina dos répteis (Pasmans *et al.*, 2008). Segundo Pasmans *et al.* (2008) um exame coprológico de rotina deve incluir o método direto com solução salina e outro com coloração de iodeto de lugol e a realização de método de flutuação.

Resultados negativos na realização das análises coprológicas não são conclusivos de ausência de parasitose no animal (Hendrix & Robinson, 2017).

O uso de régua micrométrica no decorrer da observação ao microscópio ótico pode ser bastante vantajoso para a medição de estruturas parasitárias (Taylor *et al.*, 2016).

1.3.1. Métodos qualitativos

1.3.1.1. Método direto

O método direto é um método simples e rápido, composto pela adição de uma pequena porção de amostra fecal a uma gota de solução salina ou água destilada (Klingenberg, 2007). O uso de solução salina em vez da água destilada previne a destruição (Bowman, 2014) e estimula o movimento dos microrganismos protozoários, facilitando assim a sua observação ao microscópio ótico (Klingenberg, 2007).

Esta técnica é a única que permite a detecção da motilidade dos protozoários como amebas, flagelados e ciliados, porém apresenta desvantagens relativamente à sensibilidade para outras formas parasitárias, requer que as amostras estejam frescas (Wolf *et al.*, 2014) e necessita experiência por parte do operador para identificação das espécies (Taylor *et al.*, 2016).

De forma a facilitar a observação das estruturas internas dos protozoários e quistos, a amostra pode ser corada com solução de iodeto de lugol ou azul-de-metileno. Ambas as colorações matam estes microrganismos, portanto é aconselhado visualizar a amostra antes de corar para detetar possível motilidade (Klingenberg, 2007).

Quando existe suspeita de *Cryptosporidium* spp., a amostra deve ser corada com Ziehl-Neelsen, corando os oocistos de vermelho (Taylor *et al.*, 2016).

Devido à pequena porção de amostra utilizada a oportunidade de encontrar evidências de parasitas é mais reduzida (Bellwood & Andrasik-Catton, 2014). Resultados negativos são considerados inclusivos, porém resultados positivos são tão válidos quanto os obtidos nas técnicas mais eficientes (Bowman, 2014).

1.3.1.2. Método de flutuação

O método de flutuação é um método qualitativo, cujo princípio consiste no uso de soluções com uma densidade superior à das estruturas parasitárias de modo a que estas flutuem até à superfície (Taylor *et al.*, 2016), enquanto os detritos fecais mais pesados se depositam no fundo (Klingenberg, 2007).

A maioria dos ovos possui gravidades específicas de 1,050-1,230, assim soluções com gravidades específicas superiores a 1,2 funcionam para a generalidade dos parasitas (Paul *et al.*, 2015).

Uma das limitações desta técnica é a falta de capacidade de recuperar estruturas mais pesadas como ovos de tremátodes, alguns ovos de nemátodes e céstodes (Zajac & Conboy, 2012), grandes quistos de ciliados e larvas de nemátodes juntamente à distorção de trofozoítos causada pelas soluções (Wolf *et al.*, 2014).

Existem múltiplas soluções que podem ser utilizadas no método de flutuação. As mais utilizadas na prática veterinária incluem as soluções saturadas de açúcar e variadas soluções salinas. Soluções saturadas de açúcar têm a vantagem de não distorcer os ovos tão rapidamente como as soluções salinas e são mais efetivas na flutuação de ovos de nemátodes e céstodes com maior densidade, porém apresentam como desvantagem serem pegajosas. As soluções salinas têm de ser observadas com maior rapidez pois distorcem as estruturas em algumas horas e ocorre a formação de cristais (Zajac & Conboy, 2012).

Todas as soluções são efetivas para a detecção da maioria de ovos de nemátodes e céstodes, oocistos e quistos protozoários, no entanto algumas são preferenciais para certos parasitas. Por exemplo, para a detecção de quistos de *Giardia* spp., a solução de sulfato de zinco é a mais aconselhada e para oocistos de *Cryptosporidium* spp. é recomendado o uso da solução saturada de açúcar (Hendrix & Robinson, 2017).

Não existe uma solução perfeita para todos os parasitas, cada uma possui vantagens e desvantagens que devem ser consideradas na altura da escolha da mesma (Zajac & Conboy, 2012). Independentemente da solução utilizada para o exame coprológico, a gravidade específica da mesma deve ser verificada regularmente (Taylor *et al.*, 2016).

Quanto maior a gravidade específica da solução, maior será o risco de danificar as estruturas parasitárias (Paul *et al.*, 2015) e mais detritos fecais irão flutuar (Zajac & Conboy, 2012).

A gravidade específica de algumas soluções saturadas pode ser observada na

Tabela 5 e a sua preparação no Anexo I.

Tabela 5: Gravidade específica de algumas soluções saturadas usadas no método de flutuação (Adaptada de Taylor *et al.*, 2016; Zajac & Conboy, 2012).

Soluções de flutuação	Gravidade específica
Solução saturada de açúcar	1,27
Solução de nitrato de sódio (NaNO ₃)	1,20
Solução saturada de nitrato de sódio (NaNO ₃)	1,33
Solução saturada de cloreto de sódio (NaCl)	1,20
Solução de sulfato de magnésio (MgSO ₄)	1,28
Solução de sulfato de zinco (ZnSO ₄)	1,18
Solução saturada de sulfato de zinco (ZnSO ₄)	1,36

O método de flutuação simples ou método de Willis consiste na incorporação da amostra fecal a um grande volume de solução saturada. Após filtração, a suspensão é colocada num tubo até criar um menisco no topo. De seguida é colocada uma lamela por cima e deixa-se repousar durante 10 a 15 minutos até ser observada ao microscópio ótico (Taylor *et al.*, 2016).

O método de centrifugo-flutuação, considerado o *gold standard* dos métodos de flutuação (Paul *et al.*, 2015), consiste na utilização de uma centrífuga durante o processo requerendo assim menos tempo e aumentando a eficácia da análise coprológica (Taylor *et al.*, 2016).

1.3.1.3. Método de sedimentação

O método de sedimentação é raramente utilizado numa análise fecal de rotina (Hendrix & Robinson, 2017). No entanto este é mais sensível que o método direto no que se refere ao número de parasitas demonstrados (Bowman, 2014).

Caraterizado como um método qualitativo, o método de sedimentação é realizado para a deteção de ovos de tremátodes, larvas de helmintes (Mehlhorn, 2016), ovos de acantocéfalos e ovos de céstodes ou nemátodes que não flutuam prontamente no método de flutuação (Zajac & Conboy, 2012) devida à sua alta gravidade específica (Wolf *et al.*, 2014).

O método de sedimentação reside na homogeneização da amostra fecal a um grande volume de água num recipiente de modo a que ocorra sedimentação natural. Após

algum tempo, o sobrenadante é retirado e recolhe-se uma pequena quantidade do sedimento para observação ao microscópio ótico (Zajac & Conboy, 2012).

1.3.1.4. Método de Baermann

O método de Baermann é utilizado para isolar as larvas de nemátodes do resto do conteúdo fecal, sendo mais utilizado na pesquisa de nemátodes pulmonares (Zajac & Conboy, 2012).

Esta técnica consiste em manter a amostra fecal, envolvida numa gaze, dentro de um funil preenchido com água. Isto faz com que as larvas de nemátodes migrem para a coluna de água e possam ser recolhidas posteriormente. Após repouso, preferencialmente no mínimo 8 horas, com o auxílio de uma pipeta de Pasteur, o conteúdo do fundo é recolhido e observado ao microscópio ótico (Zajac & Conboy, 2012).

1.3.1.5. Coprocultura

Por vezes a identificação de ovos de nemátodes pode ser complicada devido às suas semelhanças, principalmente em ovos de *strongilídeos* (Bowman, 2014).

Esta técnica consiste no fornecimento de condições ótimas de temperatura e humidade para que os ovos eclodam até ao estado larvar. Após este procedimento, o género e em alguns casos a espécie, pode ser identificada através das características morfológicas da L3 (Taylor *et al.*, 2016).

1.3.2. Métodos quantitativos

Os métodos quantitativos indicam um número estimado de ovos ou oocistos presentes por grama de fezes, informando o número de parasitas adultos no hospedeiro e consecutivamente a severidade da infeção (Hendrix & Robinson, 2017).

Vários procedimentos podem ser realizados como o método de McMaster, método de Stool, método de Hoffman, Pons e Janer (Hendrix & Robinson, 2017) e método FLOTACTM (Taylor *et al.*, 2016).

Estas técnicas são mais frequentemente utilizadas em laboratórios e não tanto na prática clínica (Hendrix & Robinson, 2017).

1.3.3. Métodos imunológicos e moleculares

Os métodos imunológicos e moleculares têm mantido grande importância no diagnóstico de hemoparasitas nos últimos anos e o uso dos mesmos tem aumentado para a deteção de parasitas gastrointestinais (Zajac & Conboy, 2012).

Existe uma grande variedade de testes imunológicos como a técnica de ELISA e métodos moleculares como a Reação em Cadeia da Polimerase (PCR, do inglês Polymerase Chain Reaction) utilizados para o diagnóstico de parasitoses gastrointestinais (Taylor *et al.*, 2016).

1.4. Tratamento

Para um correto tratamento parasitário não basta a administração de medicação antiparasitária, é igualmente necessário realizar descontaminação do terrário de forma a erradicar a doença do ambiente onde os animais infetados estão inseridos (Schneller & Pantchev, 2008), realizar quarentena dos animais afetados e controlar a qualidade da alimentação dada (Klingenberg, 2007). Caso existam doenças ou lesões secundárias causados pela parasitose estas devem ser igualmente tratadas (Schneller & Pantchev, 2008).

Quando o tratamento parasitário é ponderado num animal, o ciclo de vida do parasita deve ser tomado em consideração, pois parasitas com ciclo de vida monoxeno têm a capacidade de reinfectar o hospedeiro. No caso de parasitas com ciclo de vida heteroxeno, são necessários um ou mais hospedeiros intermediários para poder infetar outro hospedeiro definitivo, assim é importante assegurar que o alimento oferecido não esteja parasitado. No seguimento do que já foi referido, a erradicação de parasitas com ciclo de vida direto apresenta maiores dificuldades (Greiner & Mader, 2006).

A escolha do medicamento antiparasitário tal como a dose e duração do tratamento depende do tipo de parasita identificado nos exames coprológicos, a espécie e estado geral do hospedeiro (Greiner & Mader, 2006).

A maioria dos protozoários é sensível ao uso de metronidazol (Taylor *et al.*, 2016).

O tratamento das amebas consiste na administração de metronidazol e adicionalmente tratamento de suporte como fluidoterapia (Taylor *et al.*, 2016), administração de antibióticos em casos de infeções bacterianas secundárias (Mitchell, 2009) e caso necessário, alimentação forçada (Stahl, 2013). Relativamente ao ambiente, a temperatura deve ser aumentada para 35-37 graus Celsius (°C) (Klingenberg, 2007) e devem ser efetuadas desinfecções rotineiras dos terrários, bebedouros, comedouros e outros objetos incluídos nas instalações (Taylor *et al.*, 2016).

Existem algumas medicações utilizadas para o tratamento do subcrescimento protozoário de flagelados e ciliados, no entanto o tratamento da causa primária deve ser a primeira abordagem a realizar (Schneller & Pantchev, 2008). Assim, tal como na amebiose, é aconselhado o uso de metronidazol (Klingenberg, 2007).

O tratamento da coccidiose consiste na administração de sulfadimetoxina ou sulfametoxazol-trimetropim, juntamente a uma higiene rigorosa diária do ambiente para evitar reinfeções (Wilson, 2016). Devido ao potencial dano renal causado pelas sulfonamidas, é aconselhado antes da sua utilização, o médico veterinário verificar a função renal do animal e o estado de hidratação (Klingenberg, 2007).

Não existe tratamento efetivo para criptosporidiose, o uso de substâncias ativas como sulfametoxazol-trimetropim, paramomicina, nitazoxanida e espiamicina podem suprimir a excreção de oocistos e por vezes reduzir os sinais clínicos, todavia não eliminam o microrganismo (Welle, 2016). Higiene e quarentena dos animais estão altamente recomendadas (Taylor *et al.*, 2016). Apenas soluções à base de amônia 5% e soluções de formol 10% são consideradas efetivas contra oocistos de *Cryptosporidium* spp., uma vez que estes são bastante resistentes no ambiente (Wellehan, 2013). Animais com sintomas crônicos devem ser eutanasiados (Taylor *et al.*, 2016).

A substância ativa de primeira escolha para o tratamento de nemátodes é o fenbendazol, possuindo também algum efeito antiprotozoário (Klaphake *et al.*, 2018). Quando ocorre resistência parasitária ao fenbendazol ou o efeito antiparasitário necessário tem de ser de rápida ação, como por exemplo em pneumonias causadas por nemátodes, a escolha é a ivermetina (Klingenberg, 2007). Porém, o uso de ivermetina em tartarugas está altamente contraindicado (Klaphake *et al.*, 2018).

Para combater parasitoses causadas por céstodes e tremátodes a substância ativa de eleição é o praziquantel (Klingenberg, 2007).

No tratamento de parasitas pentastomídeos deve ser administrada ivermetina (Klingenberg, 2007). No entanto Stahl (2013) sugere a utilização de outras substâncias ativas contra artrópodes como imidacloprina ou selamectina. Caso possível, os parasitas adultos devem ser removidos endoscopicamente (Stahl, 2013).

Quando ocorre comprometimento da flora intestinal normal dos répteis, é aconselhada a reintrodução de uma cultura ou outra fonte de bactérias e protozoários de um animal são, preferencialmente da mesma espécie ou o mais idêntica ao animal doente (Taylor *et al.*, 2016).

Todos os répteis diagnosticados com parasitas gastrointestinais devem ser separados dos restantes, de modo a evitar transmissões e igualmente para existir um melhor controlo do animal afetado (Klingenberg, 2007).

Como referido anteriormente, a higiene das instalações é uma prática fundamental para a eliminação de certos parasitas (Klingenberg, 2007).

Após o término do tratamento é recomendada a realização de novas análises coprológicas, até estas obterem resultados negativos para parasitas gastrointestinais (Machin, 2015).

No Anexo II podem ser consultadas as substâncias ativas antiparasitárias utilizados em répteis, com dosagem, vias de administração, duração do tratamento e recomendações.

1.5. Profilaxia

A prevenção é sempre preferencial ao tratamento, particularmente em relação às parasitoses (Schneller & Pantchev, 2008). As medicações antiparasitárias utilizadas nos répteis foram desenvolvidas e avaliadas para outros animais, portanto os efeitos secundários ainda não são totalmente conhecidos para estas espécies (Greiner & Mader, 2006).

Infeções parasitárias apresentam-se frequentemente como patologias crônicas, não apresentando sintomas evidentes em situações de habitat e manutenção ótimas (Raś-Noryńska & Sokół, 2015).

Como referido anteriormente, exames coprológicos para pesquisa de endoparasitas devem integrar as consultas de rotina de todos os répteis (Pasmans *et al.*, 2008).

Na introdução de um novo membro, idealmente o proprietário deve realizar um período de quarentena de 3 meses com análises coprológicas realizadas no mínimo três vezes durante este intervalo. Não é aconselhada a inserção de animais diagnosticados com criptosporidiose, pois o tratamento não elimina a infecção, apenas pode suprimir a eliminação dos oocistos temporariamente (Schneller & Pantchev, 2008).

Como mencionado previamente, muitos dos animais utilizados para alimentar os répteis podem servir de hospedeiros intermediários ou paraténicos de parasitas gastrointestinais. Uma simples técnica que pode reduzir a transmissão de parasitas por esta via é o congelamento do alimento, pois a maioria das formas parasitárias não resistem a baixas temperaturas (Klingenberg, 2007). Frye (1991) aconselha o congelamento das presas no mínimo 30 dias. A escolha da espécie das presas também pode ter relevância, Klingenberg (2007d) afirma que os ratos possivelmente são as presas com menos probabilidade de apresentarem parasitas.

Ainda a respeito da alimentação, outra prática que não deve ser executada pelos proprietários é a reutilização de alimento, ou seja, quando um animal não se alimenta das presas, estas não deve ser oferecidas a outro animal. A prática da reutilização de alimento pode levar a transmissão de doenças entre os animais (Klingenberg, 2007).

Falhas no manejo são a principal causa de aparecimento de doença nos répteis domésticos (Reavill & Griffin, 2014). Quando se mantém um réptil em cativeiro é importante respeitar as suas necessidades básicas naturais como os hábitos alimentares e promover instalações adequadas fornecendo dimensões, substrato, temperatura, humidade relativa, radiação ultravioleta B (UVB), fotoperíodo, entre outros fatores, apropriados a cada espécie (Kirchgessner & Mitchell, 2009).

Todos os répteis são ectodérmicos, sendo assim é de grande importância o fornecimento de temperaturas adequadas a cada espécie por parte do proprietário, juntamente a uma adequada humidade relativa e ventilação (Varga, 2004).

No caso de espécies aquáticas ou semiaquáticas é importante promover a filtração da água, seja por ação mecânica, biológica ou química (Barten & Fleming, 2014).

A maioria dos répteis utilizada a radiação UVB, de 290 a 320 nanómetros (nm), para a síntese de vitamina D3, necessária para o metabolismo de cálcio. Como tal, é necessário fornecer uma lâmpada que transmita radiação UVB em certas espécies (Barten & Fleming, 2014).

A temperatura, humidade relativa e regime alimentar correspondentes a cada espécie de réptil utilizada neste estudo podem ser consultadas no Anexo III.

A desinfecção das instalações é outro aspeto de extrema relevância no manejo destes animais e ainda mais na erradicação de certas parasitoses. A desinfecção dos terrários deve ocorrer com regularidade. Instalações de climas desérticos devem ser rigorosamente higienizadas anualmente, enquanto terrários de climas tropicais a cada 3 ou 4 meses (Schneller & Pantchev, 2008). Existe uma grande variedade de desinfetantes que podem ser utilizados como 4-clorocresol e diluição de 5% de hipoclorito de sódio (lixívia). Soluções à base de fenol ou solução de amónia quaternária não são indicadas em instalações para répteis (Pasmans, 2008).

1.6. Objetivos

- I. Estabelecer a prevalência de parasitoses gastrointestinais em répteis e em cada grupo taxonómico numa amostra proveniente da região de Lisboa.
- II. Estabelecer quais os parasitas mais comuns nos répteis e em cada grupo taxonómico da população em estudo.
- III. Avaliar uma possível relação entre o grupo taxonómico, o regime alimentar e a origem das amostras com presença de parasitose gastrointestinal.

2. Materiais e métodos

2.1. Amostragem

Para este estudo foram recolhidas 139 amostras de fezes de répteis durante um intervalo de dez meses, entre Abril de 2017 a Janeiro de 2018.

As amostras obtidas para este estudo surgiram de três fontes de origem distintas, de doze lojas de comercialização de animais domésticos na região de Lisboa (n=58) entre os meses de Abril a Julho de 2017, de animais que se deslocaram à clínica veterinária de animais exóticos VetExóticos (n=23) entre os meses de Abril de 2017 a Janeiro de 2018 e por fim de animais de proprietários conhecidos da autora (n=58) entre os meses de Abril de 2017 a Janeiro de 2018.

Foram recolhidas 45 amostras fecais de ofídios pertencentes a 10 espécies diferentes, 64 de sáurios pertencentes a 14 espécies diferentes e por último 30 de quelónios pertencentes a 4 espécies aquáticas ou semiaquáticas e 5 espécies terrestres (Gráfico 1). A lista detalhada das espécies de répteis e da quantidade de amostras que foram recolhidas por espécie pode ser consultada nas Tabela 14, Tabela 15 e Tabela 16 no Apêndice I.

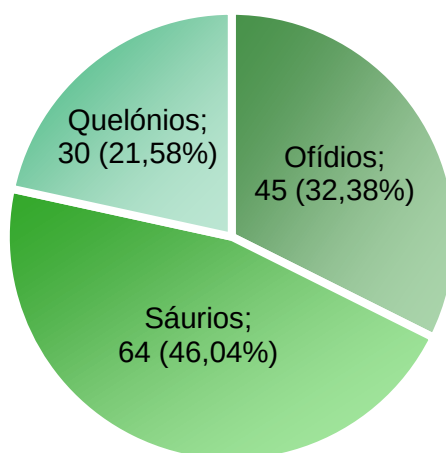


Gráfico 1: Número e prevalência de animais analisados pertencentes a cada grupo taxonómico.

Relativamente à dieta dos animais em estudo, 46 possuíam alimentação carnívora, 18 eram herbívoros, 40 insetívoros e 35 detinham um regime alimentar omnívoro (Gráfico 2). A distinção de cada regime alimentar pode ser consultada no Anexo III para cada espécie usada neste estudo.

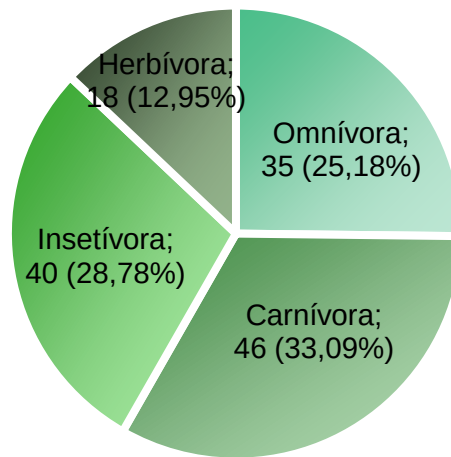


Gráfico 2: Número e prevalência de animais analisados pertencentes a cada regime alimentar.

Relativamente à origem das amostras, foram recolhidas 81 (58,27%) amostras de répteis possuindo proprietário e 58 (41,73%) de animais de lojas de comercialização (Gráfico 3).

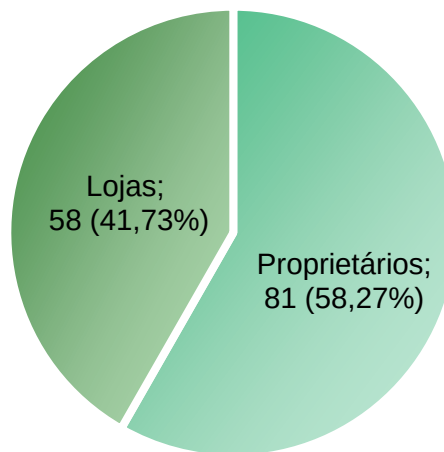


Gráfico 3: Número e prevalência de animais analisados relativamente à origem da recolha das amostras.

2.2. Armazenamento e métodos de conservação

Após a recolha das amostras fecais no ambiente de alojamento dos animais, estas foram armazenadas em compartimentos de plástico devidamente identificados e transportadas para serem mantidas num local à temperatura ambiente e seco até serem posteriormente examinadas.

2.3. Análise das amostras

As amostras foram analisadas o mais rapidamente possível no laboratório de parasitologia da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona de

Humanidades e Tecnologias (FMV-ULHT), sendo realizados três exames coprológicos: o método direto, o método de flutuação modificado e por último o método de sedimentação.

As amostras recolhidas na clínica veterinária VetExóticos foram examinadas através do método direto na clínica após a recolha ou o mais brevemente possível. Enquanto o método de flutuação modificado e de sedimentação foram realizados juntamente com as restantes amostras no laboratório de parasitologia da FMV-ULHT.

Amostras provenientes de tartarugas aquáticas ou semiaquáticas em que apenas foi possível recolher uma amostra de água do alojamento onde os animais se encontravam, foi efetuada primeiramente decantação das amostras com o auxílio de um balão de decantação, de modo a recolher a maior quantidade de matéria fecal, para seguidamente realizar as análises coprológicas.

Para observação das amostras foi utilizado um microscópio ótico da marca Olympus modelo CX21 com régua micrométrica para medição de estruturas parasitárias. A medição dos parasitas encontrados foi realizada segundo os cálculos de Thienpont *et al.* (1986) que podem ser observados no Anexo IV.

2.4. Métodos coprológicos

2.4.1. Método direto

O método direto foi realizado misturando algumas gotas de água destilada a uma pequena porção de fezes numa lâmina e de seguida colocada uma lamela por cima do preparado para ser observada ao microscópio ótico (Taylor *et al.*, 2016).

2.4.2. Método de flutuação modificado

Utilizando o restante da amostra fecal recolhida, esta foi misturada com 25 mililitros (ml) de solução saturada de açúcar com o auxílio de uma vareta de vidro e posteriormente filtrada para um tubo de ensaio com a capacidade de 20 ml. De seguida esta solução foi centrifugada a 1 500 rotações por minuto (rpm) durante cerca de dois minutos, utilizando uma centrífuga da marca J. P Selecta. Após a centrifugação o tubo foi colocado num suporte e de modo a preencher a totalidade do mesmo foi adicionada mais solução saturada de açúcar até criar um menisco e sobre este foi colocada uma lamela. Após repouso, num intervalo de 10 a 15 minutos, a lamela foi retirada na vertical, colocada sobre uma lâmina e observada ao microscópio ótico.

2.4.3. Técnica de sedimentação

Após a execução do método de flutuação modificado, o sobrenadante foi retirado até restar apenas o sedimento no fundo do tubo. Foi adicionada uma gota de corante azul de metileno e misturada com o auxílio de uma pipeta de Pasteur. Deixou-se repousar alguns minutos e novamente com o auxílio da pipeta de Pasteur foi retirada uma pequena porção do sedimento para uma lâmina e colocada uma lamela por cima do preparado para ser observado ao microscópio ótico. Em alguns casos foi necessária a diluição com umas gotas de água destilada de modo a facilitar a visualização ao microscópio ótico.

2.5. Análise estatística

Foi efetuada uma base de dados com todas as informações relativas às amostras analisadas no Microsoft Excel 2010 e para o tratamento estatístico foi utilizado o programa SPSS (Statistical Package for the Social Scienses) versão 22.0.

Foram calculadas prevalências para medir a proporção de animais afetados por parasitas gastrointestinais numa população total de animais, utilizando a fórmula:

$$\text{Prevalência} = \frac{\text{Nº de amostras positivas}}{\text{Nº total de animais na população}} \times 100$$

De modo a avaliar possíveis relações estatisticamente significativas entre as variáveis do estudo foram realizados testes qui-quadrado de Pearson (X^2), sendo consideradas relações significativas somente a valores de p inferiores a 0,005.

Por último foi calculada a medida de associação Odds Ratio (OR) e os seus intervalos de confiança (IC) de forma a determinar as possibilidades de ocorrência de parasitismo num grupo comparativamente a ocorrer noutro grupo. Resultados superiores a 1 significaram que a variável em estudo estava associada a maiores *chances* de apresentar parasitas gastrointestinais, enquanto valores inferiores a 1 indicaram que a variável em estudo estava associada a menores *chances* de apresentar parasitas gastrointestinais.

3. Resultados

Das 139 amostras analisadas neste estudo, em 91 (65,47%) foram encontrados parasitas gastrointestinais. As restantes 48 (34,53%) amostras apresentaram resultados negativos nas três análises coprológicas realizadas (Gráfico 4).

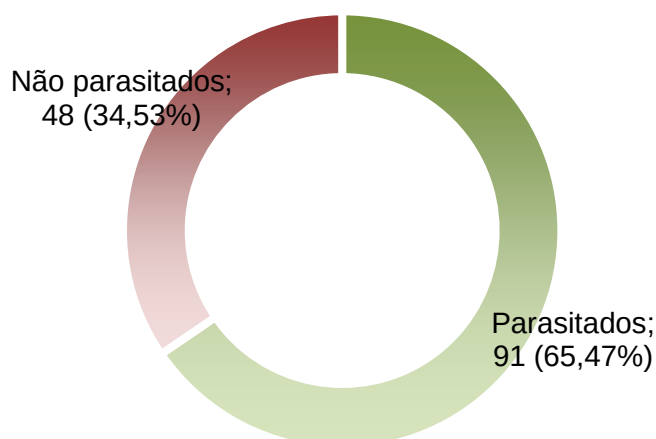


Gráfico 4: Número e prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas.

Através da análise pelo método direto das 139 amostras, foram observados parasitas gastrointestinais em 80 (57,55%). No método de flutuação modificado foram diagnosticados 71 (51,08%) animais positivos e por último, através do método de sedimentação 41 (29,50%) amostras apresentaram resultado positivo para parasitose gastrointestinal.

Foram diagnosticadas 47 (33,81%) amostras com um único agente parasitário. Multiparasitoses com dois parasitas foram observadas em 29 (20,86%) dos animais analisados, três agentes em 10 (7,19%) animais, quatro variedades de parasitas em 2 (1,44%), cinco em 2 (1,44%) animais e finalmente apenas 1 (0,72%) animal foi observado com seis tipos de parasitas gastrointestinais diferentes. Em suma, parasitoses gastrointestinais causadas por apenas um agente foram observadas em 47 (33,81%) animais e parasitoses causadas por dois ou mais agentes em 44 (31,65%) répteis (Gráfico 5).

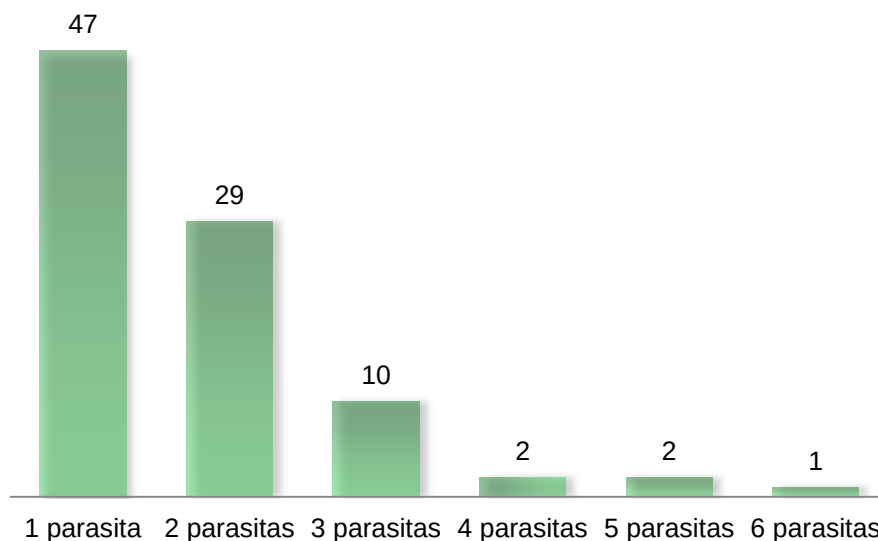


Gráfico 5: Número e prevalência da quantidade de agentes parasitários diagnosticados nas amostras positivas.

Em 73 (52,52%) animais foram observadas infecções por helmintes, sendo que 72 (51,80%) possuíam parasitas nemátodes e apenas 1 (0,72%) apresentava evidências de parasitose por céstodes. Parasitas protozoários foram observados em 54 (38,85%) animais. Parasitoses múltiplas de nemátodes e protozoários foram diagnosticadas em 36 (25,90%) destes répteis (Gráfico 6).

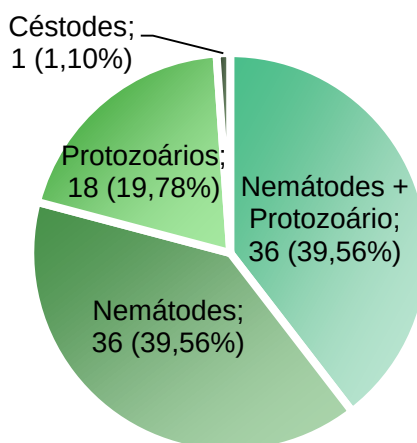


Gráfico 6: Número e prevalência de cada grupo de parasitas observados nas amostras positivas.

Foram identificados doze parasitas gastrointestinais diferentes: oxiurídeos (41,01%), coccídea de gênero não identificado (23,02%), estrongilídeos (10,79%), *Isospora* spp. (10,79%), larvas de nemátodes (8,63%), protozoários flagelados de gênero não identificado (8,63%), *Nyctotherus* spp. (5,04%), *Eimeria* spp. (2,88%), ascarídeos (1,44%),

espirurídeos (0,72%), *Strongyloides* spp. ou *Rhabdias* spp. (0,72%) e céstodes de género não identificado (0,72%).

Em 44 (31,65%) répteis foi denotada a presença de oocistos de coccídea, em que 32 (23,02%) apresentaram oocistos de coccídea de género não identificado, em 15 (10,79%) oocisto de *Isospora* spp. e apenas 5 (3,60%) animais possuíam oocistos do género *Eimeria*. Dos 44 animais com resultados positivos para coccidiose, 38 (27,34%) apresentaram um único género de coccídea, 5 (3,60%) possuíam dois géneros e por fim 1 (0,72%) lagarto com três géneros de coccídea identificados (Gráfico 7).

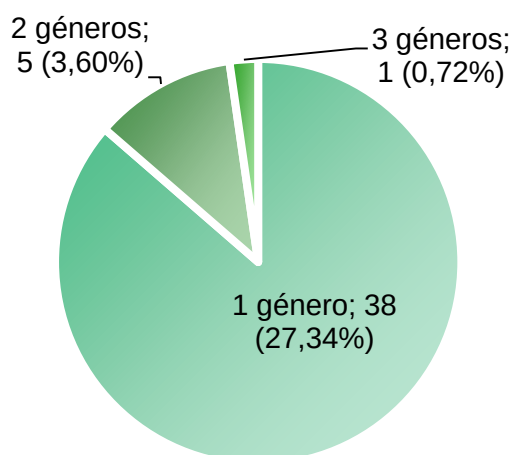


Gráfico 7: Número e prevalência da quantidade de géneros de coccídeas observadas nas amostras positivas para coccidiose.

3.1. Prevalência parasitária nos ofídios

Foi detetada a presença de parasitas gastrointestinais em 21 (46,67%) das 45 amostras de cobras pertencentes a este estudo, com a identificação de nove géneros distintos de parasitas.

Infeções por apenas um género foram diagnosticadas em 15 (33,33%) ofídios, dois géneros em 3 (6,67%) animais e por último outros 3 (6,67%) animais com três géneros.

Do total das amostras analisadas de ofídios, foi observada a presença de parasitas nemátodes em 13 (28,89%) animais e parasitas protozoários noutros 13 (28,89%), sendo que 6 (13,33%) destes possuíam tanto infeção por nemátodes como protozoários. Por último, apenas 1 (2,22%) amostra exibiu parasitas da classe Cestoda.

Foram diagnosticados 12 (26,67%) casos de coccidiose, sendo que 11 (24,44%) possuíam apenas um género de coccídea enquanto 1 (2,22%) piton tapete (*Morelia spilota*) detinha oocistos do género *Eimeria* (Figura 7) e de outro género não identificado.

Detalhes do número e prevalência dos parasitas observados nos ofídios positivos podem ser consultados na Tabela 6.

A forma parasitária encontrada com maior frequência foram oocistos de coccídea de género não identificado em 10 (22,22%) animais (Figura 8).

Em 6 (13,33%) cobras foram encontrados ovos pertencentes à Superfamília Oxyuridea (Figura 9).

Apenas 2 (4,44%) animais, 1 (2,22%) piton tapete (*Morelia spilota*) e 1 (2,22%) piton sangue (*Python curtus brongersmai*) apresentaram parasitismo por estrongilídeos, ambas recolhidas de animais com proprietários.

Em 1 (2,22%) cobra do milho (*Pantherophis guttatus*) proveniente de loja, foi denotada a presença de ovos de céstodes de género não identificado (Figura 10).

Ovos de *Strongyloides* spp. ou *Rhabdias* spp. foram observados em 1 (2,22%) cobra falsa coral (*Lampropeltis triangulum*) com origem de proprietário (Figura 8).

Em 14 (31,11%) amostras foram visualizados ovos de ácaros de roedores compatíveis com *Myocoptes musculus* no trato gastrointestinal das cobras.



Figura 7: Dois oocistos esporulados de *Eimeria* spp. (48 µm por 22,50 µm) numa cobra real californiana (*Lampropeltis getula californiae*) em método direto (1000x). Fotografia original da autora.



Figura 8: Ovo embrionado de *Strongyloides* spp. ou *Rhabdias* spp. (60,50 µm por 32,25 µm) em cima e por baixo um oocisto de coccídea de género não identificado (27,75 µm por 21 µm) numa cobra falsa coral (*Lampropeltis triangulum*) em método de flutuação (400x). Fotografia original da autora.



Figura 9: Ovo de oxiurídeo compatível com *Aspicularis tetraptera* (131 µm por 58,50 µm) numa cobra falsa coral (*Lampropeltis triangulum*) em método de flutuação (400x). Fotografia original da autora.

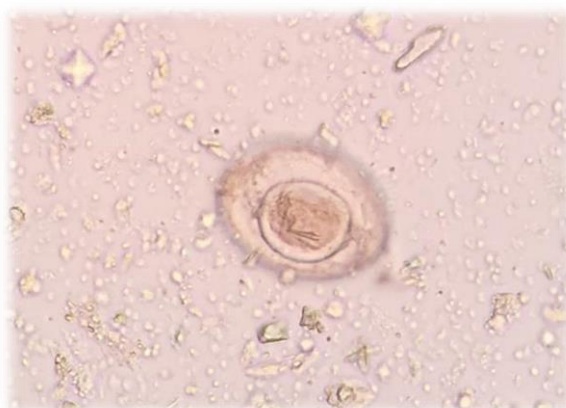


Figura 10: Ovo de cestode de género não identificado (80,25 µm por 56,25 µm) numa cobra do milho (*Pantherophis guttatus*) em método de sedimentação (400x). Fotografia original da autora.

Tabela 6: Número e prevalência dos parasitas observados nos ofídios.

Parasitas gastrointestinais	Número (%) das amostras positivas	Nome científico das espécies de ofídios
Oocistos de coccídea (género não identificado)	10 (22,22%)	<i>Pantherophis guttatus</i> (4) <i>Python curtus brongersmai</i> (3) <i>Lampropeltis triangulum</i> (1) <i>Morelia spilota</i> (1) <i>Python regius</i> (1)
Larvas de nemátodes	6 (13,33%)	<i>Pantherophis guttatus</i> (3) <i>Lampropeltis getula californiae</i> (1) <i>Lampropeltis triangulum</i> (1) <i>Pantherophis obsoletus</i> (1)
Ovos de oxiurídeos	6 (13,33%)	<i>Pantherophis guttatus</i> (3) <i>Lampropeltis triangulum</i> (2) <i>Python curtus brongersmai</i> (1)
Oocistos de <i>Eimeira</i> spp.	2 (4,44%)	<i>Morelia spilota</i> (1) <i>Lampropeltis getula californiae</i> (1)
Ovos de estrongilídeos	2 (4,44%)	<i>Morelia spilota</i> (1) <i>Python curtus brongersmai</i> (1)
Oocistos de <i>Isospora</i> spp.	1 (2,22%)	<i>Python regius</i> (1)
Ovos de céstodes	1 (2,22%)	<i>Pantherophis guttatus</i> (1)
Protozoários flagelados	1 (2,22%)	<i>Python regius</i> (1)
Ovos de <i>Strongyloides</i> spp. ou <i>Rhabdias</i> spp.	1 (2,22%)	<i>Lampropeltis triangulum</i> (1)

3.2. Prevalência parasitária nos sáurios

Foram observados dez variedades diferentes de parasitas gastrointestinais em 53 (82,81%) amostras de sáurios das 64 examinadas.

Um único gênero de parasita gastrointestinal foi encontrado em 24 (37,50%) lagartos, dois gêneros em 20 (31,25%) animais e 5 (7,81%) lagartos possuíam três gêneros de parasitas. Em 3 dragões barbudos (*Pogona vitticeps*), 2 (3,13%) encontravam-se parasitados por quatro gêneros de parasitas e 1 (1,56%) com cinco. Seis diferentes gêneros de parasitas gastrointestinais foram detetados em 1 (1,56%) varano da savana (*Varanus exanthematicus*) sendo estes ovos de ascarídeos, oxiurídeos, estrombilídeos, oocistos de *Isospora* spp., quistos de *Nyctotherus* spp. e flagelados.

Parasitas nemátodes foram observados em 45 (70,31%) dos lagartos examinados e parasitas protozoários em 32 (50,00%). Infecções simultâneas por parasitas nemátodes e protozoários ocorreram em 24 (37,50%)

Do total de amostras analisadas de sáurios, 27 (42,19%) apresentaram oocistos de coccídea. Em 23 (35,94%) foi identificado apenas um gênero, em 3 (4,69%) foram identificados dois gêneros de coccídea e 1 (1,56%) dragão barbudo (*Pogona vitticeps*) foi diagnosticado com três gêneros (*Eimeria* spp, *Isospora* spp. e gênero não identificado).

Na Tabela 7 podem ser consultados o número e prevalência dos parasitas observados nos sáurios com resultados positivos para parasitas gastrointestinais.

Os oxiurídeos foram os parasitas com maior prevalência nos lagartos afetando 39 (60,94%) animais e nove das catorze espécies de sáurios examinadas.

Em 13 (20,31%) lagartos foram identificados oocistos do gênero *Isospora*.

Dos 13 dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) analisados, 8 (61,54%) apresentaram resultados positivos para coccídea *Isospora* spp. (Figura 11).

Foram reportados 9 (14,06%) animais com ovos de estrombilídeos (Figura 12).

Em 7 (10,94%) lagartos foram identificadas formas quísticas do protozoário ciliado *Nyctotherus* spp. (Figura 13).

No método direto foi observada motilidade por parte de protozoários flagelados de gênero não identificado em 5 (7,81%) lagartos, sendo 3 (4,69%) dragões barbudos (*Pogona vitticeps*), 1 (1,56%) geco terrestre de Madagascar (*Paroedura pictus*) e 1 (1,56%) varano da savana (*Varanus exanthematicus*) (Figura 14).

Apenas em 2 lagartos, 1 (1,56%) geco tokay (*Gekko geko*) e 1 (1,56%) varano da savana (*Varanus exanthematicus*) foram observados ovos de ascarídeos (Figura 15).

Em 1 (1,56%) geco tokay (*Gekko geko*) foram reportados ovos de espirurídeos (Figura 16).



Figura 11: Três oocistos esporulados de *Isospora* spp. compatíveis com *Isospora amphiboluri* (25 μ m por 25 μ m) num dragão barbudo (*Pogona vitticeps*) em método direto (400x). Fotografia original da autora.



Figura 12: Ovo de estrongilídeo (187,50 μ m por 129,25 μ m) de género não identificado num camaleão de lémen (*Chamaeleo calyptratus*) em método direto (400x). Fotografia original da autora.



Figura 13: Quisto de *Nyctotherus* spp. (86,25 μ m por 68,50 μ m) num geco leopardo (*Eublepharis macularius*) em método de flutuação (400x). Fotografia original da autora.

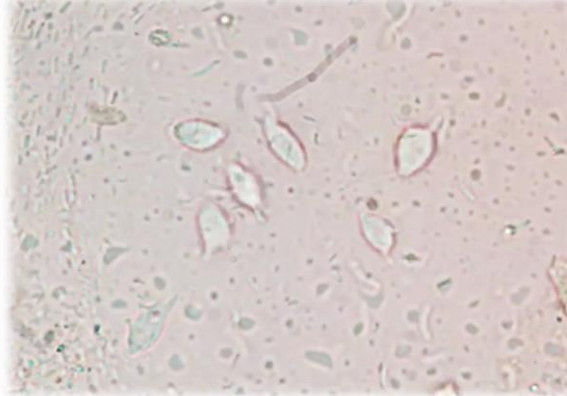


Figura 14: Protozoários flagelados de género não identificado num dragão barbudo (*Pogona vitticeps*) em método direto (1000x). Fotografia original da autora.



Figura 15: Ovo de ascarídeo de género não identificado (86,25 μ m por 71,25 μ m) num geco tokay (*Gekko gekko*) em método direto (1000x). Fotografia original da autora



Figura 16: Ovo de espirurídeo de género não identificado (53,25 μ m por 37,50 μ m) num geco tokay (*Gekko gekko*) em método direto (1000x). Fotografia original da autora.

Tabela 7: Número e prevalência dos parasitas observados nos sáurios.

Parasitas gastrointestinais	Número (%) das amostras positivas	Nome científico das espécies de sáurios
Ovos de oxiurídeos	39 (60,94%)	<i>Eublepharis macularis</i> (25) <i>Pogona vitticeps</i> (7) <i>Chamaeleo calyptratus</i> (1) <i>Correlophus ciliatus</i> (1) <i>Iguana iguana</i> (1) <i>Paroedura pictus</i> (1) <i>Physignathus cocincinus</i> (1) <i>Varanus exanthematicus</i> (1) <i>Varanus glauerti</i> (1)
Oocistos de coccídea (género não identificado)	17 (26,56%)	<i>Eublepharis macularis</i> (14) <i>Pogona vitticeps</i> (3)
Oocistos de <i>Isospora</i> spp.	13 (20,31%)	<i>Pogona vitticeps</i> (8) <i>Chamaeleo calyptratus</i> (2) <i>Eublepharis macularis</i> (1) <i>Physignathus cocincinus</i> (1) <i>Varanus exanthematicus</i> (1)
Ovos de estrongilídeos	9 (14,06%)	<i>Eublepharis macularis</i> (4) <i>Chamaeleo calyptratus</i> (1) <i>Cordylus tropidosternum</i> (1) <i>Physignathus cocincinus</i> (1) <i>Pogona vitticeps</i> (1) <i>Varanus exanthematicus</i> (1)
Quistos de <i>Nyctotherus</i> spp.	7 (10,94%)	<i>Eublepharis macularis</i> (3) <i>Pogona vitticeps</i> (2) <i>Varanus exanthematicus</i> (1) <i>Varanus glauerti</i> (1)
Protozoários flagelados	5 (7,81%)	<i>Pogona vitticeps</i> (3) <i>Paroedura pictus</i> (1) <i>Varanus exanthematicus</i> (1)
Larvas de nemátodes	3 (4,69%)	<i>Basiliscus plumifrons</i> (1) <i>Correlophus ciliatus</i> (1) <i>Iguana iguana</i> (1)
Oocistos de <i>Eimeira</i> spp.	2 (3,13%)	<i>Cordylus tropidosternum</i> (1) <i>Pogona vitticeps</i> (1)
Ovos de ascarídeos	2 (3,13%)	<i>Gekko geko</i> (1) <i>Varanus exanthematicus</i> (1)
Ovos de espirurídeos	1 (1,56%)	<i>Gekko geko</i> (1)

3.3. Prevalência parasitária nos quelônios

Das 30 tartarugas envolvidas neste estudo, 17 (56,67%) encontravam-se parasitadas, sendo detetados seis géneros diferentes de parasitas gastrointestinais.

Dos 17 quelônios afetados por parasitas gastrointestinais, 12 (40,00%) eram de espécies terrestres e 5 (16,67%) de tartarugas semiaquáticas.

Em 8 (26,67%) quelônios foi observado apenas um único género, enquanto em 6 (20,00%) foram observados dois géneros de parasitas gastrointestinais. Em 2 (6,67%) tartarugas mediterrâneas (*Testudo hermanni*) foram observados três géneros diferentes de parasitas gastrointestinais e por último, 1 (3,33%) tartaruga grega (*Testudo graeca*) apresentava cinco géneros de parasitas.

Do total de amostras analisadas, 14 (46,67%) tartarugas foram diagnosticadas com infeções por nemátodes e 9 (30,00%) por protozoários. Parasitoses por nemátodes e protozoários foram encontradas em 6 (20,00%) dos animais.

Relativamente à descoberta de oocistos de coccídea, 5 (16,67%) tartarugas apresentaram resultados positivos. Em 4 (13,33%) tartarugas foi observado apenas um género, neste caso foram todos definidos como género não identificado. Em 1 (3,33%) tartaruga grega (*Testudo graeca*) foram identificados dois géneros de coccídea, *Isospora* spp. e género não identificado.

Os parasitas gastrointestinais com respetivas prevalências e espécies afetadas, nas tartarugas parasitadas, podem ser consultados na Tabela 8.

O parasita com maior prevalência nas tartarugas foram os oxiurídeos, observados em 12 (40,00%) dos animais (Figura 17).

Em 6 (20,00%) tartarugas foram identificados protozoários flagelados, sendo 5 (16,67%) de espécie terrestre e apenas 1 (3,33%) semiaquática.

Em 3 (10,00%) tartarugas terrestres foram visualizadas larvas de nemátodes de género não identificado (Figura 18).



Figura 17: Ovo de oxiurídeo (131,50 μm por 75 μm) numa tartaruga mediterrânea (*Testudo hermanni*) em método direto (400x). Fotografia original da autora.

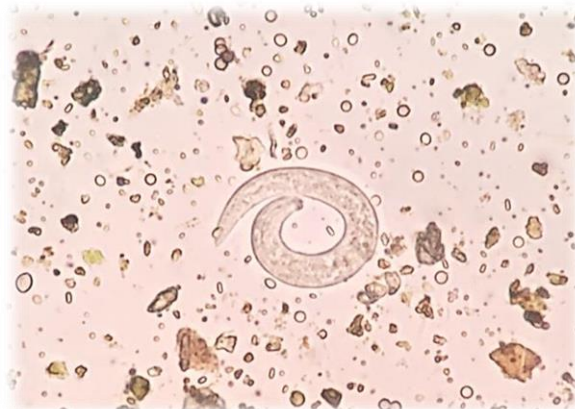


Figura 128: Larva de nematode de género não identificado numa tartaruga de esporas africana (*Geochelone sulcata*) em método direto (100x). Fotografia original da autora.

Tabela 8: Número e prevalência dos parasitas observados nos quelónios.

Parasitas gastrointestinais	Número (%) das amostras positivas	Nome científico das espécies de quelónios
Ovos de oxiurídeos	12 (40,00%)	<i>Testudo graeca</i> (3) <i>Testudo hermanni</i> (3) <i>Testudo hordfieldii</i> (3) <i>Geochelone sulcata</i> (1) <i>Graptemys pseudogeographica kohni</i> (1) <i>Trachemys scripta</i> (1)
Protozoários flagelados	6 (20,00%)	<i>Testudo hermanni</i> (3) <i>Testudo graeca</i> (1) <i>Testudo hordfieldii</i> (1) <i>Trachemys scripta</i> (1)
Oocistos de coccídea (género não identificado)	5 (16,67%)	<i>Trachemys scripta</i> (2) <i>Graptemys pseudogeographica kohni</i> (1) <i>Testudo graeca</i> (1) <i>Testudo hermanni</i> (1)
Ovo de estrongilídeos	4 (13,33%)	<i>Testudo graeca</i> (1) <i>Testudo hermanni</i> (1) <i>Testudo pardalis</i> (1) <i>Trachemys scripta</i> (1)
Larvas de nemátodes	3 (10,00%)	<i>Geochelone sulcata</i> (1) <i>Testudo graeca</i> (1) <i>Testudo hordfieldii</i> (1)
Oocistos de <i>Isospora</i> spp.	1 (3,33%)	<i>Testudo graeca</i> (1)

3.4. Fatores intrínsecos e possível relação com a presença de parasitose

3.4.1. Grupo taxonómico

Como referido anteriormente, os lagartos foram o grupo taxonómico com maior percentagem de animais parasitados, obtendo 53 (82,81%) amostras positivas das 64 analisadas. Dos 30 quelónios, 17 (56,67%) apresentaram parasitas gastrointestinais. Com menor prevalência de parasitoses gastrointestinais, das 45 cobras analisadas, 21 (46,67%) obtiveram resultados positivos (Gráfico 7).

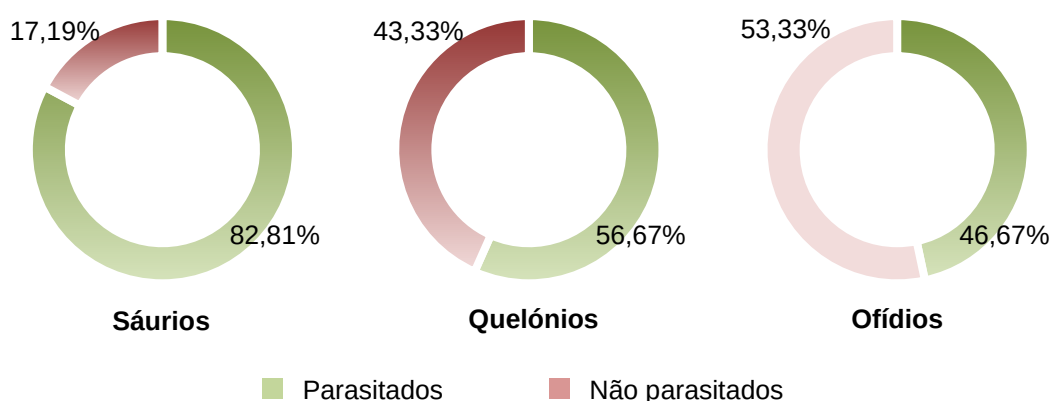


Gráfico 8: Prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas nos saúrios, quelónios e ofídios.

Através da realização de teste estatístico X^2 , foi encontrada uma relação significativa entre o grupo dos saúrios ($p=0,000$) e dos ofídios ($p=0,001$) com a presença de parasitas gastrointestinais. Não foi descrita relação significativa entre o grupo dos quelónios e a presença de parasitas gastrointestinais ($p=0,252$).

Após o cálculo de OR foi possível verificar que os lagartos apresentam 4,691 maiores *chances* de possuírem parasitas gastrointestinais comparativamente às cobras e tartarugas ($OR=4,6914$, 95% IC: 2,126-10,354). Por outro lado a *chance* de ser cobra e possuir parasitas gastrointestinais é 0,300 menor comparativamente ao grupo dos lagartos e tartarugas ($OR=0,3000$, 95% IC: 0,1421-0,6322).

Foi também verificada uma relação significativa entre o grupo dos lagartos e a presença de oxiurídeos ($p=0,000$), bem como a presença de coccídeos do género *Isospora* ($p=0,000$).

De modo a procurar uma relação significativa entre os grupos taxonómicos e a presença de protozoários flagelados, foi encontrada uma relação entre os quelónios e a presença de flagelados ($p=0,012$).

Como referido anteriormente, os sáurios e quelónios apresentaram maior prevalência de animais parasitados por dois ou mais formas parasitárias, enquanto os ofídios demonstraram uma presença de monoparasitismo superior a multiparasitismo, contrariamente aos outros dois grupos. De forma a procurar uma relação entre as prevalências de monoparasitismo e multiparasitismo entre cada grupo taxonómico, através dos testes de χ^2 foi encontrada apenas uma relação significativa entre os ofídios e a presença de parasitoses causadas por um único agente ($p=0,044$). Após a execução do teste de OR foi possível determinar que as cobras têm 2,969 maior *chance* de possuírem monoparasitismo comparativamente aos lagartos e tartarugas.

3.4.2. Regime alimentar

O grupo dos animais com regime alimentar insetívoro foi o que apresentou maior número de amostras positivas, com 33 (82,50%) animais parasitados em 40. Nos herbívoros, 13 (72,22%) dos 18 animais encontravam-se parasitados. Dos 35 animais omnívoros analisados, 23 (65,71%) possuíam parasitas gastrointestinais e por último dos 46 carnívoros, 22 (47,83%) apresentaram resultados positivos (Gráfico 8).

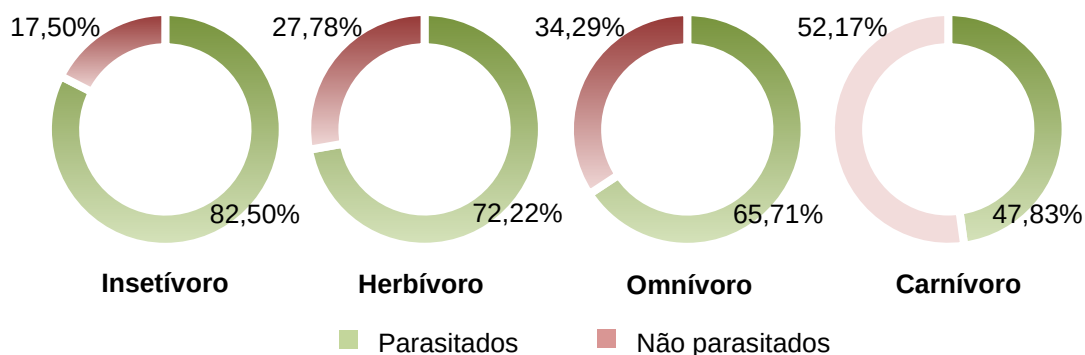


Gráfico 9: Prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas nos diferentes regimes alimentares.

Parasitas oxiurídeos foi o grupo mais identificado nas análises coprológicas dos animais com dieta insetívora, herbívora e omnívora. Nos animais carnívoros o parasita com maior prevalência foram oocistos de coccídea de género não identificado.

Todos os parasitas encontrados com respetivos números e prevalências em cada regime alimentar podem ser consultados na Tabela 9, sendo que os parasitas com maior prevalência em cada regime alimentar apresentam-se evidenciados.

Tabela 9: Número e prevalência dos parasitas observados nos diferentes regimes alimentares.

Parasitas gastrointestinais	Insetívoro	Herbívoro	Omnívoro	Carnívoro
<i>Eimeria</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	2 (5,71%)	2 (4,35%)
<i>Isospora</i> spp.	3 (7,50%)	1 (5,56%)	9 (25,71%)	2 (4,35%)
Coccídea (gênero não identificado)	14 (35,00%)	2 (11,11%)	6 (17,14%)	10 (21,74%)
<i>Nyctotherus</i> spp.	4 (10,0%)	0 (0,00%)	2 (5,71%)	1 (2,17%)
Protozoários flagelados	1 (2,50%)	5 (27,78%)	4 (11,43%)	2 (4,35%)
Ascarídeos	1 (2,50%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	1 (2,17%)
Estrongilídeos	5 (12,50%)	3 (16,67%)	4 (11,43%)	3 (6,52%)
Espirurídeos	1 (2,50%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)
Oxiurídeos	28 (70,00%)	11 (61,11%)	11 (31,43%)	7 (15,22%)
<i>Strongyloides</i> spp. ou <i>Rhabdias</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	1 (2,17%)
Larvas de nemátodes	0 (0,00%)	4 (22,22%)	2 (5,71%)	6 (13,04%)
Céstodes	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	1 (2,17%)

Através da realização do teste estatístico X^2 foi encontrada uma relação significativa entre animais com regime alimentar insetívoro ($p=0,007$) e carnívoro ($p=0,002$) com a presença de parasitas gastrointestinais nas análises coprológicas

Após a execução dos testes de OR determinou-se que possuir alimentação insetívora aumentava a *chance* de apresentar parasitas gastrointestinais em 3,333 (OR=3,333, 95% de IC 1,344 a 8,266) e animais com alimentação carnívora apresentam menor *chance* de apresentarem infecções por parasitas gastrointestinais, sendo esta quantificada em 0,318 (OR=0,318, 95% IC 0,152 a 0,670).

Através da execução dos testes X^2 foi verificada uma relação entre o grupo dos animais insetívoros e a presença de oxiurídeos ($p=0,000$).

Após a interpretação dos testes X^2 aferiu-se que a presença de oocistos de coccídea do gênero *Isospora* possui relação significativa com animais de dieta omnívora ($p=0,001$).

No que toca à alimentação herbívora, também foi estabelecida uma relação significativa entre animais herbívoros e a presença de protozoários flagelados através do teste X^2 ($p=0,002$).

3.4.3. Origem das amostras

Das 58 amostras de répteis com origem em lojas de comercialização de animais, 37 (63,79%) apresentaram parasitas gastrointestinais nos métodos coprológicos executados.

Relativamente às amostras provenientes de proprietários, em 54 (66,67%) das 81 foram observados parasitas gastrointestinais (Gráfico 9).

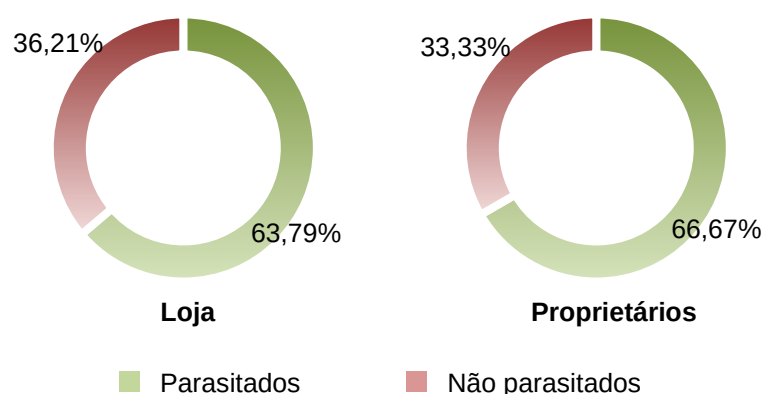


Gráfico 10: Prevalência das amostras parasitadas e não parasitadas relativa à origem das amostras.

O teste estatístico X^2 não sugeriu relação significativa entre a origem das amostras e a presença de parasitas gastrointestinais nos répteis ($p=0,725$).

Os três fatores intrínsecos anteriormente descritos e a prevalência de amostras positivas correspondentes a cada um podem ser consultados na Tabela 10.

Tabela 10: Prevalência de amostras parasitadas de acordo com o grupo taxonómico, regime alimentar e origem das amostras.

Fatores intrínsecos	Amostras analisadas	Número (%) de amostras positivas
<u>Taxonomia</u>		
- Saurios	64	53 (82,81)
- Quelónios	30	17 (56,67)
- Ofídios	45	21 (46,67)
<u>Alimentação</u>		
- Insetívora	40	33 (82,5)
- Herbívora	18	13 (72,22)
- Omnívora	35	23 (65,71)
- Carnívora	46	22 (47,83)
<u>Origem</u>		
- Dono	81	54 (66,67)
- Loja	58	37 (63,79)

4. Discussão

Do total das 139 amostras de répteis analisadas foram encontradas formas parasitárias em 65,47% dos animais. Este valor é semelhante aos apresentados nos estudos realizados por Raś-Noryńska & Sokół (2015) e Papini *et al.* (2012) nos quais descreveram prevalências para parasitoses gastrointestinais em répteis de 62,4% e 57,5%, respetivamente. De acordo com a bibliografia, seria de esperar que o valor de animais parasitados fosse elevado pois os répteis domésticos são frequentemente infetados por parasitas gastrointestinais (Raś-Noryńska & Sokół, 2015). As restantes 34,53% das amostras examinadas apresentaram resultados negativos na realização das análises coprológicas (Gráfico 3).

Para este estudo parasitológico foram executados três métodos coprológicos distintos: método direto, método de flutuação modificado e método de sedimentação. No método direto foram observadas formas parasitárias em 57,55% das amostras analisadas. Com um valor ligeiramente inferior, o método de flutuação modificado obteve 51,08% de resultados positivos e por último, em apenas 29,50% das amostras foram detetados parasitas gastrointestinais pelo método de sedimentação. Assim foi possível constatar que neste estudo o método direto foi o mais eficaz na descoberta de parasitas gastrointestinais em répteis domésticos. O valor superior de amostras positivas para parasitas gastrointestinais através do método direto comparativamente aos métodos de concentração pode ser justificado pela elevada carga parasitária encontrada nos répteis e pela deteção da motilidade dos protozoários ser conseguida apenas através deste método.

Neste estudo foram detetadas monoparasitoses gastrointestinais em 33,81% dos animais e multiparasitoses em 31,65%. Devido à proximidade dos valores obtidos é possível assumir que os répteis domésticos deste estudo para além de serem frequentemente parasitados, igualmente apresentaram infeções causadas por diversos agentes parasitários num só hospedeiro (Gráfico 5).

Foi observada a presença de nemátodes em 51,80% dos animais analisados, de protozoários em 38,85% e em apenas 0,72% das amostras foram identificadas com parasitas da classe Cestoda. Não foram encontradas formas parasitárias de tremátodes nem de pentastomídeos. De acordo com a bibliografia, seria de esperar que parasitas nemátodes e protozoários fossem mais comumente encontrados nas análises coprológicas devido à maioria dos parasitas possuírem ciclo de vida monoxeno, contrariamente aos céstodes, tremátodes e pentastomídeos que necessitam de um ou mais hospedeiros intermediários para completar o seu ciclo de vida, tornando assim a sua presença incomum nas análises coprológicas dos répteis domésticos (Machin, 2015) (Gráfico 6).

Foram identificados doze parasitas gastrointestinais diferentes nas amostras analisadas. A maioria dos parasitas encontrados apresentava ciclo de vida monoxeno e apenas dois exemplares, os parasitas espirurídeos e os céstodes, possuíam ciclo de vida heteroxeno. De acordo com Taylor *et al.* (2016b), parasitas com ciclo de vida monoxeno são mais frequentemente encontrados nas análises coprológicas de répteis domésticos, sendo este facto verificado no estudo realizado.

Os oxiurídeos foram os parasitas com maior prevalência neste estudo, afetando 41,01% dos animais. Este valor exhibe concordância com o estudo de Raś-Noryńska & Sokół (2015) no qual os oxiurídeos foram os parasitas gastrointestinais predominantes nos répteis. A elevada prevalência dos oxiurídeos nas análises coprológicas dos répteis vai ao encontro do descrito na bibliografia, que refere que parasitas da superfamília Oxyuridea são comumente encontrados nas análises coprológicas dos répteis. Este valor elevado pode ser explicado pelo facto deste parasita possuir ciclo de vida monoxeno, não necessitando assim de um hospedeiro intermediário para completar o seu ciclo de vida (Taylor *et al.*, 2016) e segundo Greiner & Mader (2006) a erradicação dos oxiurídeos por parte dos proprietários nem sempre é bem-sucedida.

Uma das formas parasitárias mais identificadas neste estudo foram os oocistos de coccídea, com uma prevalência de amostras positivas de 31,65%. Em 23,02% das amostras foram identificados oocistos de coccídea contudo não foi possível detetar o género a que pertenciam. Oocistos de *Isospora* spp. foram identificados em 10,79% dos animais e de *Eimeria* spp. em 3,60%.

Dos animais diagnosticados com coccidiose, 27,34% apresentaram apenas um género de coccídea ao passo que em 4,32% foram diferenciados dois ou três géneros. Assim é possível verificar que os répteis parasitados por coccídeas habitualmente possuem apenas um género (Gráfico 7).

Em 12 amostras foram observadas formas larvares de nemátodes de género não identificado, sendo que 8 destas possuíam em comum a mesma loja de origem da recolha das fezes. Desta forma, podemos supor que existiam falhas no manuseio associadas a estes parasitas na loja em questão.

4.1. Ofídios

Dos ofídios examinados neste estudo, 46,67% apresentaram resultados positivos para parasitas gastrointestinais nas análises coprológicas. Segundo os estudos realizados por Rataj *et al.* (2011) e Papini *et al.* (2012), os valores de parasitose gastrointestinal em cobras apresentaram semelhanças com valores de 47,3% e 56,8%, respetivamente.

Neste estudo foi detetado monoparasitismo em 33,33% das cobras e multiparasitismo em 13,34%, podendo concluir que mais de metade das amostras parasitadas possuíam apenas um agente parasitário.

Do total de amostras analisadas de ofídios, observou-se a presença de nemátodes em 28,89% dos animais. Para os protozoários, foi observada a mesma prevalência de 28,89%. Em apenas 1 animal, correspondente a 2,22% da amostra, foram detetados ovos de céstodes. Não foram notadas formas parasitárias de tremátodes nem pentastomídeos. Estes valores apresentam-se em conformidade com a bibliografia que afirma que parasitas nemátodes e protozoários são os parasitas mais comumente encontrados nas análises coprológicas destes animais devido ao seu ciclo de vida monoxeno. Por outro lado, céstodes, tremátodes e pentastomídeos apresentam menor probabilidade de serem encontrados nestes animais devido à necessidade de um ou mais hospedeiros intermediários para completarem o seu ciclo de vida (Machin, 2015).

A forma parasitária encontrada com maior frequência nos ofídios foram oocistos de coccídea de género não identificado em 22,22% das cobras. Comparando com os estudos realizados por Rataj *et al.* (2011) e Pantchev (2005) que obtiveram ambos o valor de 1,9% de ofídios parasitados por coccídeas, este valor não seria esperado. A alta prevalência de coccídeas neste estudo relativamente aos outros pode ser explicada pela presença de pseudoparasitas como coccídeas de roedores que apenas transitavam pelo sistema digestivo das cobras ou através da contaminação ambiental (Schneller & Pantchev, 2008) (Tabela 6).

O número de parasitas da superfamília Oxyuridea seria expectável que fosse mais reduzido, como foi observado no estudo de Rataj *et al.* (2011) e Pantchev (2005) onde obtiveram apenas 1,9% e 1,6% de animais com oxiurose, respetivamente. No entanto nas análises coprológicas realizadas, o aspeto dos ovos detetados apresentava inúmeras semelhanças ao dos ovos de oxiurídeos dos roedores, como por exemplo a espécie *Aspicularis tetráptera*. Tendo este fator em consideração, pode suspeitar-se que a maioria destes animais, ou a totalidade, não apresentavam parasitoses por oxiurídeos mas sim hospedavam pseudoparasitas que são inofensivos para o animal (Tabela 6).

Apenas 4,44% dos animais foram observados com ovos de strongilídeos, compatíveis com o género *Kalicephalus*. Neste estudo os parasitas pertencentes à ordem Strongylida não foram uma das formas parasitárias mais observadas nas cobras, contrariamente ao estudo realizado por Rataj *et al.* (2011) em que os strongilídeos foram os parasitas com maior prevalência nos ofídios com 20,4% de animais afetados. No estudo

de Pantchev (2005) a prevalência destes parasitas foi de 5,5%, sendo também um dos parasitas mais observados nos ofídios do estudo mencionado (Tabela 6).

Oocistos de *Isospora* spp. foram identificados em 2,22% dos ofídios analisados. Este valor é corroborado pelo descrito na literatura, que defende que os lagartos são os animais mais afetados por *Isospora* spp., enquanto as cobras e tartarugas apenas são ocasionalmente parasitadas (Barnard & Upton, 1994) (Tabela 6).

Em 2,22% das amostras de cobras examinadas foram detetados ovos de céstodes. O valor obtido apresenta similaridade ao valor de 1,9% descrito por Pantchev (2005). Esta baixa prevalência seria expectável pelo facto de ser tratar de uma classe de parasita com ciclo de vida heteroxeno e pela amostra deste estudo ser composta unicamente por animais mantidos em cativeiro (Machin, 2015). Os parasitas pertencentes à classe Cestoda afetam com maior incidência os ofídios e sáurios (Klingenberg, 2007), sendo que as cobras que incluem na sua alimentação anfíbios, peixes e crustáceos apresentam maior suscetibilidade para esta parasitose (Cheek & Crane, 2017). Neste estudo, o único animal que apresentou evidências de parasitose por céstodes foi uma cobra do milho (*Pantherophis guttatus*), obtendo concordância com a informação sobre os hospedeiros descrita na bibliografia, apesar de esta espécie de réptil não abranger na sua alimentação os hospedeiros intermediários mais frequentemente apresentados na bibliografia (Tabela 6).

Ovos de *Strongyloides* spp. ou *Rhabdias* spp. foram identificados em 2,22% dos ofídios analisados. O valor obtido neste estudo apresenta similaridade com o valor de 5,6% descrito no estudo de Rataj *et al.* (2011) (Tabela 6).

Em 31,11% das amostras analisadas foram observados ovos de ácaros de roedores, compatíveis com a espécie *Myocoptes musculus*. No estudo realizado por Morais (2016) foi obtida uma prevalência de 4,35% para a presença de ovos de ácaros nas fezes de cobras. O ácaro *Myocoptes musculus* é um ectoparasita que afeta os roedores que servem de alimentação para os ofídios domésticos, surgindo assim a possibilidade de serem observados ovos deste parasita no trato digestivo das cobras. A identificação destes ovos nas análises coprológicas não é preocupante, pois não existe patologia associada à alimentação composta por roedores afetados (Schneller & Pantchev, 2008).

4.2. Sáurios

Das amostras de sáurios analisadas neste estudo, 82,81% apresentaram resultados positivos para parasitas gastrointestinais, apresentando concordância com o valor obtido por Rataj *et al.* (2011) de 76,1% de lagartos parasitados.

Parasitoses causadas por um único agente parasitário foram encontradas em 37,50% dos lagartos examinados neste estudo, enquanto parasitoses múltiplas causadas por dois a seis agentes em simultâneo foram identificadas em 45,31% dos animais. Foi verificada uma maior prevalência de multiparasitoses nos lagartos.

Foram observadas parasitoses causadas por nemátodes em 70,31% e por protozoários em 50,00% dos lagartos examinados neste estudo. Não foram observados parasitismos por céstodes, tremátodes ou pentastomídeos neste grupo de animais. Nemátodes e protozoários são os parasitas mais comumente encontrados nos répteis domésticos devido ao seu ciclo de vida monoxeno, enquanto parasitas que necessitam de um hospedeiro intermediário como os céstodes, tremátodes e pentastomídeos são menos frequentes (Machin, 2015). Assim, os resultados obtidos estão em conformidade com o descrito na bibliografia.

A forma parasitária mais frequentemente encontrada nos exames coprológicos foram ovos de oxiurídeos, com uma prevalência de 60,94%. Este valor era expectável em comparação com o resultado apresentado por Rataj *et al.* (2011) de 57,1%. A alta prevalência de oxiurídeos vai ao encontro do que está descrito na bibliografia que considera os oxiurídeos como parasitas comumente encontrados nos lagartos, principalmente nos herbívoros (Jacobson, 2007). Neste estudo, não foi possível verificar uma maior presença de oxiurídeos nos animais com dieta herbívora, pois existiam apenas dois exemplares sendo estes iguanas verdes (*Iguana iguana*). Tal como referido anteriormente, os oxiurídeos apresentam ciclo de vida direto o que permite a reinfeção contínua do hospedeiro (Taylor *et al.*, 2016) (Tabela 7).

Das amostras analisadas dos sáurios, 26,56% apresentaram oocistos de coccídea de género não identificado. Dos 17 animais afetados, 7 gecos leopardo (*Eublepharis macularis*) pertenciam aos mesmo proprietário, podendo supor-se que existia uma falha no manejo relativamente a estes animais (Tabela 7).

No total de lagartos analisados, 20,31% apresentaram coccidiose pelo género *Isospora*. O valor observado apresenta semelhanças com o valor de 24,68% obtido no estudo de Pantchev (2005), no entanto possui discordância com a prevalência de 0,9% descrita no estudo de Rataj *et al.* (2011). O valor obtido nos lagartos, comparativamente aos resultados observados em parasitoses causadas por *Isospora* spp. nas cobras (2,22%) e tartarugas (3,33%), vai ao encontro do descrito na bibliografia, que indica que o género *Isospora* afeta principalmente lagartos e ocasionalmente cobras e tartarugas (Barnard & Upton, 1994). A prevalência de *Isospora* spp. observada nos lagartos pode ser explicada pela característica de não necessitar de hospedeiros intermediários para completar o seu

ciclo de vida (Greiner & Mader, 2006) e pela presença de um número considerável de dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) incluídos neste estudo, sendo estes frequentemente parasitados pela espécie *Isospora amphiboluri* (Machin, 2015) (Tabela 7).

Do total de dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) analisados, em 61,54% foram identificadas coccídeas do género *Isospora*. De acordo com o descrito na bibliografia, os oocistos encontrados foram compatíveis com a espécie *Isospora amphiboluri*, sendo esta uma espécie considerada bastante comum e persistente nos dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) sem sintomatologia associada (Machin, 2015).

Foram identificados 14,06% casos de infeções por estrongilídeos de género não identificado. Este valor era expectável através da comparação com o estudo realizado por Rataj *et al.* (2011) que obtiveram 11,80% de lagartos infetados por parasitas da família Strongylida (Tabela 7).

Quistos do protozoário ciliado *Nyctotherus* spp. foram observados em 10,94% das amostras analisadas dos lagartos. O resultado deste estudo apresenta um valor semelhante ao reportado por Rataj *et al.* (2011) de 10,00%. De acordo com a bibliografia, este protozoário ciliado habita com maior frequência os lagartos e tartarugas com dieta herbívora (Greiner & Mader, 2006), no entanto neste estudo apenas foi observado em lagartos, sendo estes 4 animais insetívoros, 2 omnívoros e 1 carnívoro. A razão pela qual não foram observados quistos de *Nyctotherus* spp. em lagartos com dieta herbívora pode ser explicada pela reduzida quantidade de amostras fecais recolhidas de animais herbívoros. Este protozoário pode ser encontrado sob duas formas, a forma de trofozoíto ciliado e a de quisto (Greiner & Mader, 2006). Neste estudo apenas foi detetada a forma de quisto, este facto pode ser justificado pelo estado de deterioração das amostras fecais recolhidas (Tabela 7).

Em 7,81% dos lagartos foram observados protozoários flagelados de género não identificado através do método direto. Este resultado apresentou semelhanças aos valores descritos por Papini *et al.* (2012) e Pantchev (2005) de 12,9% e 7,8%, respetivamente. No entanto Rataj *et al.* (2011) apenas reportou 0,6% de lagartos parasitados com protozoários flagelados da família Trichomonadidae. De acordo com a bibliografia, os protozoários flagelados podem ser encontrados com frequência no trato gastrointestinal dos répteis saudáveis, sobretudo em animais com dieta herbívora (Davies, 2008). No presente estudo não foram reportados casos de parasitoses por flagelados em lagartos herbívoros, sendo que este resultado pode ser novamente explicado pela reduzida amostra de lagartos com dieta herbívora (Tabela 7).

Foram observados 3,13% dos lagartos afetados por coccídeas do gênero *Eimeira*. O valor obtido demonstra semelhanças ao valor apresentado no estudo realizado por Pantchev (2005) de 2,69% (Tabela 7).

Ovos de ascarídeos obtiveram uma prevalência de 3,13% nas amostras analisadas dos sáurios. Este valor apresenta similaridade aos valores de 6,9% e 1,8% reportados por Rataj *et al.* (2011) e Pantchev (2005), respetivamente. Neste estudo, parasitas da superfamília Ascarididea apenas foram identificados em lagartos, contudo os ascarídeos podem ser encontrados nos ofídios, sáurios e quelónios (Schneller & Pantchev, 2008). De acordo com a bibliografia, os ascarídeos apresentam ciclo de vida monoxeno, porém são frequentemente transmitidos através de um hospedeiro paraténico como anfíbios, pequenos mamíferos, outros répteis (Greiner & Mader, 2006) ou peixes (Klingenberg, 2007). No presente estudo, os dois animais afetados por ascaridiose foram um geco tokay (*Gekko geko*) possuindo alimentação insetívora e um varano da savana (*Varanus exanthematicus*) que são considerados animais carnívoros, devendo assim incluir na sua alimentação pequenos mamíferos. Assim foi possível verificar que apenas o varano da savana (*Varanus exanthematicus*) possuía na sua alimentação os hospedeiros paraténicos mais comuns de transmitir ascarídeos segundo o descrito na bibliografia. Ambos os animais provinham da mesma loja de onde foram recolhidas as amostras fecais, podendo conjecturar que a loja em questão possuía falhas no manejo dos animais, possivelmente na alimentação, já que os ascarídeos são transmitidos frequentemente através de hospedeiros paraténicos (Tabela 7).

Num lagarto, correspondendo a 1,56%, foram identificados ovos pertencentes à ordem Spiruridia, apresentando valor idêntico ao referido no estudo de Pantchev (2005) de 0,9%. Os espirurídeos possuem ciclo de vida heteroxeno, em que geralmente os hospedeiros intermediários são os artrópodes. Detendo a necessidade de um hospedeiro intermediário para completar o seu ciclo de vida (Anderson, 2000), seria expectável que a prevalência destes parasitas neste estudo fosse reduzida. O lagarto identificado com espirurídeos foi um geco tokay (*Gekko geko*), corroborando com a bibliografia, pois este apresenta alimentação insetívora (Team, 2017d) (Tabela 7).

4.3. Quelónios

Em 56,67% dos quelónios foram identificadas uma ou mais formas parasitárias. O resultado obtido apresenta alguma equivalência ao valor reportado por Papini *et al.* (2012) de 43,1%, no entanto no estudo realizado por Rataj *et al.* (2011) o valor de animais positivos foi de 88,5%, diferindo significativamente com o resultado apresentado neste estudo.

Das 56,67% de tartarugas parasitadas, 40,00% pertenciam a espécies terrestres e apenas 16,67% a espécies aquáticas. Esta discrepância de valores pode ser justificada pelo facto de na recolha das amostras fecais provenientes das espécies aquáticas, na maioria dos casos, ter sido recolhida água do ambiente de alojamento onde se encontravam, diminuindo assim as hipóteses de encontrar parasitas.

Foi observado monoparasitismo em 26,67% dos animais analisados e multiparasitismo em 30,00%. Assim foi possível verificar que existiu uma maior prevalência de multiparasitismo nos quelónios, igualmente aos lagartos.

Do total de amostras analisadas de quelónios, foi observada a prevalência de 46,67% amostras positivas para parasitoses causadas por nemátodes e de 30,00% por protozoários. Não foram encontradas formas parasitárias de céstodes, tremátodes nem pentastomídeos. Estes valores vão ao encontro com o descrito na bibliografia, afirmando que os nemátodes e protozoários são os parasitas mais comumente encontrados nas análises coprológica dos répteis devido ao seu ciclo de vida direto, contrariamente aos céstodes, tremátodes e pentastomídeos que apresentam ciclo de vida indireto (Machin, 2015).

Ovos de oxiurídeos foram a forma parasitária mais observada nos quelónios, apresentando prevalência de 40,00% de amostras positivas. Este resultado demonstra-se semelhante ao valor 48,2% obtido no estudo realizado por Pantchev (2005) porém possui bastante disparidade com o valor 81,8% atribuído no estudo de Rataj *et al.* (2011). Conforme a bibliografia, seria expectável que parasitas da superfamília Oxyuridea fossem a forma parasitária mais observada nos quelónios, pois estes são comumente encontrados no sistema gastrointestinal dos lagartos e tartarugas (Jacobson, 2007) (Tabela 8).

Em 20,00% das tartarugas analisadas pelo método direto foi observada motilidade por parte dos protozoários flagelados de género não identificado. Este valor é idêntico ao apresentado no estudo realizado por Pantchev (2005) de 22%. As tartarugas identificadas com protozoários flagelados apresentavam regime alimentar herbívoro, excetuando um exemplar, uma tartaruga da Florida (*Trachemys scripta*), com dieta omnívora. Assim os resultados obtidos vão ao encontro do descrito na literatura, que defende que os protozoários flagelados são frequentemente encontrados nas análises coprológicas dos répteis, principalmente de animais com dieta herbívora (Davies, 2008) (Tabela 8).

Oocistos de coccídea de género não identificado foram observados em 16,67% dos animais analisados neste estudo (Tabela 8).

Ovos de nemátodes da ordem Strongylida apresentaram prevalência de 13,33% de resultados positivos nas análises coprológicas realizadas nos quelônios. Este valor apresenta uma grande discrepância comparativamente ao valor de 43,7% obtido no estudo de Rataj *et al.* (2011). Porém foram também descritas baixas prevalências destes parasitas nos estudos de Papini *et al.* (2012) e Pantchev (2005) de 6,9% e 0%, respectivamente (Tabela 8).

Foi reportada a prevalência de 3,33% de animais parasitados por coccídea do gênero *Isospora*. Este valor foi idêntico ao reportado no estudo de Pantchev (2005) de 0,2%. Segundo a bibliografia, seria de esperar que a descoberta de oocistos de *Isospora* spp. fosse reduzida em quelônios, pois este gênero de coccídea afeta principalmente lagartos e ocasionalmente tartarugas e cobras (Barnard & Upton, 1994) (Tabela 8).

4.4. Fatores intrínsecos e possível relação com a presença de parasitose

4.4.1. Grupo taxonómico

Os lagartos foram o grupo analisado com maior prevalência de animais parasitados, obtendo-se a prevalência de 82,81%. Com resultados mais reduzidos, os quelônios apresentaram 56,67% de parasitoses gastrointestinais nas amostras analisadas e por último as cobras apresentaram o valor de 46,67% (Gráfico 7). Estes resultados não apresentaram total concordância com o estudo realizado por Papini *et al.* (2012) que obtiveram igualmente o grupo dos sáurios (62,5%) como o grupo mais parasitado, mas contrariamente aos resultados deste estudo, os quelônios (43,1%) foram os animais menos parasitados após os ofídios (56,8%). Contudo em termos percentuais existe uma moderada concordância com o observado neste estudo (Gráfico 8).

A elevada parasitose gastrointestinal associada aos lagartos pode ser justificada pela quantidade considerável de animais com alimentação insetívora, que segundo Davies (2008) estes são comumente infetados por endoparasitas, particularmente oxiurídeos. Os ofídios foram caracterizados como o grupo taxonómico menos parasitado, este resultado vai, em parte, ao encontro do descrito na literatura, referindo que o congelamento das presas pode reduzir a transmissão de parasitas (Klingenberg, 2007). Sendo que a maioria das cobras domésticas são alimentadas com presas congeladas, mais frequentemente roedores, seria de esperar que fosse o grupo dos répteis analisados com menor prevalência de parasitas gastrointestinais.

De modo a enfatizar a informação anteriormente descrita, na análise estatística foi encontrada uma relação significativa entre o grupo dos sáurios e dos ofídios com a presença de parasitas gastrointestinais através do teste X^2 . Por meio do teste de OR foi possível determinar que os lagartos tinham 4,691 maiores possibilidades de possuírem parasitas gastrointestinais comparativamente às cobras e tartarugas e por outro lado as cobras tinham 0,300 menores possibilidades de possuírem parasitas gastrointestinais comparativamente aos lagartos e tartarugas.

Os oxiurídeos foram os parasitas mais observados nas análises coprológicas realizadas aos sáurios, tendo sido obtida a prevalência de 60,94% de animais positivos. Na análise estatística, foi encontrada uma relação significativa entre o grupo dos lagartos e a presença de oxiurídeos. Estes resultados apresentam conformidade com o descrito na literatura, onde refere que estes parasitas são frequentemente encontrados no trato digestivo dos lagartos e tartarugas (Jacoboson, 2007) (Tabela 7).

Dos 15 (10,79%) animais afetados por coccidiose do género *Isospora*, 13 pertenciam ao grupo dos sáurios, 1 ao grupo dos ofídios e por último 1 animal aos quelónios. Foi demonstrado estatisticamente uma relação significativa entre o grupo dos lagartos e a presença de coccídeos do género *Isospora*. Posto isto, os resultados obtidos vão de encontro com a bibliografia que aponta os lagartos como os principais animais afetados por *Isospora* spp. (Barnard & Upton, 1994). Complementando a informação anteriormente redigida, este resultado também pode ser explicado pela maioria dos lagartos observados com oocistos de *Isospora* spp. pertencerem à espécie dragão barbudo (*Pogona vitticeps*), aumentando assim a possibilidade de aparecimento de coccidiose pela espécie *Isospora amphiboluri*, sendo uma patologia bastante frequente nos dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) (Machin, 2015).

Através da realização do teste X^2 foi denotada uma relação significativa entre as tartarugas e a presença de protozoários flagelados. Dos quelónios analisados, 20% apresentaram evidências de protozoários flagelados no método direto. O grupo dos sáurios e ofídios obtiveram menores prevalências para a presença de protozoários flagelados nas análises coprológicas correspondendo a 7,81% e 2,22%, respetivamente. Os protozoários flagelados podem ser encontrados com frequência no trato digestivo de répteis saudáveis, principalmente de animais com alimentação herbívora (Davies, 2008). Sendo que no presente estudo mais de metade das tartarugas analisadas apresentavam alimentação herbívora seria de esperar que os protozoários flagelados fossem uma das formas parasitárias mais observadas neste grupo taxonómico. O mesmo não foi observado nos sáurios pois apenas dois espécimes possuíam dieta herbívora.

Por meio da realização do teste X^2 foi denotada uma relação significativa entre o grupo dos ofídios e a presença de monoparasitismo e através do teste de OR foi possível determinar que os ofídios possuíam 2,696 maiores possibilidades de apresentarem parasitoses gastrointestinais causadas por um único agente parasitário, comparativamente ao grupo dos sáurios e quelônios.

4.4.2. Regime alimentar

O regime alimentar com maior prevalência de amostras positivas foi o grupo dos animais insetívoros com 82,50% dos animais parasitados. Animais herbívoros apresentaram prevalência de parasitismo de 72,22% e animais omnívoros de 65,71%. Por último, os animais com dieta carnívora apresentaram a menor prevalência de parasitoses gastrointestinais do estudo com 47,83% dos animais parasitados (Gráfico 8). Estes resultados não apresentaram absoluta conformidade com os resultados obtidos no estudo realizado por Pantchev (2005) que revelou os animais insetívoros (65,5%) como o grupo mais parasitado, seguido dos carnívoros (55,4%), omnívoros (50,0%) e por último os herbívoros (44,4%). Os resultados dos dois estudos apenas coincidiram no grupo de animais mais parasitados, sendo estes com dieta insetívora (Gráfico 9).

Os valores obtidos relativos aos regimes alimentares insetívoro e herbívoro podem ser justificados pelo frequente aparecimento de parasitas oxiurídeos nas análises coprológicas destes animais (Jacobson, 2007), levando a que animais com estas dietas se apresentassem mais parasitados relativamente aos outros regimes alimentares. Adicionalmente seria de esperar que animais carnívoros fossem o grupo de animais com menor prevalência de parasitas gastrointestinais pois conforme a bibliografia animais carnívoros alimentados com presas congeladas apresentam menores probabilidades de possuírem parasitas gastrointestinais. Este facto é derivado das baixas temperaturas a que o alimento é submetido eliminando assim possíveis parasitas que possam ser transmitidos através da ingestão de hospedeiros intermediários ou paraténicos (Klingenberg, 2007).

De modo a realçar a informação descrita anteriormente, através de teste de X^2 foram encontradas relações significativas entre animais com regime alimentar insetívoro e carnívoro com a presença de parasitas gastrointestinais nas análises coprológicas. Através do teste de OR foi possível determinar que animais insetívoros tinham 3,333 maiores possibilidades de possuírem parasitas gastrointestinais comparativamente aos outros regimes alimentares e animais carnívoros apresentavam 0,318 menores possibilidades de possuírem parasitas gastrointestinais relativamente aos restantes regimes alimentares.

Conforme a literatura, animais com dieta insetívora e herbívora são comumente parasitados por oxiurídeos (Jacobson, 2007). Em ambos os regimes alimentares, os parasitas pertencentes à superfamília Oxyuridea foram os parasitas com maior prevalência relativamente às outras formas parasitárias. Em 70,00% dos répteis insetívoros e 61,11% dos herbívoros foram observados ovos de oxiurídeos nas análises laboratoriais executadas (Tabela 9).

Obtendo concordância com a bibliografia, que sugere que animais insetívoros apresentam frequentemente oxiurídeos no seu trato digestivo (Jacobson, 2007), foi encontrada uma relação significativa entre animais insetívoros e a presença de parasitas oxiurídeos, através do teste X^2 .

Foi denotada uma relação significativa entre a presença de oocistos de coccídea do género *Isospora* com animais omnívoros. Novamente este resultado pode ser explicado pelo elevado número de dragões barbudos (*Pogona vitticeps*) analisados, pois esta espécie de lagarto é frequentemente parasitada pela espécie de coccídea *Isospora amphiboluri* (Machin, 2015).

De acordo com o redigido na bibliografia, protozoários flagelados são frequentemente observados nos répteis com dietas herbívoras (Davies, 2008). Esta informação foi reforçada pela relação significativa apresentada pelo teste X^2 , estabelecendo relação entre animais com dieta herbívora e a presença de protozoários flagelados.

4.4.3. Origem das amostras

Das amostras de répteis analisadas com origem em lojas de comercialização de animais, 63,79% apresentaram resultados positivos para parasitose gastrointestinal. Relativamente às amostras provenientes de proprietários, foi obtida a prevalência de 66,67% de animais parasitados (Gráfico 10).

Não foi estabelecida relação significativa entre a origem da recolha das amostras e a presença de parasitas gastrointestinais por meio do teste X^2 .

Devido à parecença de valores obtidos nas prevalências das duas origens distintas da recolha das amostras, juntamente à análise estatística, é possível conferir que neste estudo não existiu associação entre provir de lojas de comercialização de animais ou de proprietários com a presença de parasitas gastrointestinais.

4.5. Outras considerações

Durante o processo de recolha das amostras fecais, foram deparadas algumas dificuldades, nomeadamente a falta de conteúdo fecal, pois estes animais podem defecar

com grandes intervalos de tempo (Klingenberg, 2007) ou a notável dificuldade de encontrar amostras frescas. No entanto Klingenberg (2007a) afirma que amostras fecais mais antigas também podem oferecer informação sobre o estado parasitário do animal. Outro imprevisto encontrado durante a recolha e análise das amostras foi a reduzida quantidade da mesma, geralmente cerca de 1g.

Segundo Pasmans *et al.* (2008) um exame coprológico de rotina deve incluir o método direto com solução salina e outro com coloração de iodeto de lugol e a realização de método de flutuação. O método direto é o único que permite a deteção da motilidade dos protozoários como amebas, flagelados e ciliados, requerendo que as amostras estejam frescas (Wolf *et al.*, 2014). De forma a facilitar a observação destes microrganismos a amostra deve ser corada com solução de iodeto de lugol ou azul-de-metileno (Klingenberg, 2007). No caso de suspeita de *Cryptosporidium* spp. as amostras devem ser coradas pelo método de Ziehl-Neelsen. No presente estudo, as amostras fecais foram examinadas através do método direto com solução salina, o método de flutuação modificado e o método de sedimentação, não tendo sido realizado nenhum método de coloração.

As amostras foram recolhidas no ambiente de alojamento dos animais, armazenadas em compartimentos de plástico devidamente identificados com posterior transporte e acondicionamento num local à temperatura ambiente e seco até serem examinadas. No entanto as amostras deveriam ter sido refrigeradas de modo a prevenir alterações nas formas parasitárias (Hendrix & Robinson, 2017).

Outra limitação deste estudo foi a falta de informação relativa aos animais, como o manejo, a idade, o estado de desparasitação e a origem dos mesmos, ou seja de origem selvagem ou criados em cativeiro. Estes fatores podem ter influência no estado parasitário dos répteis domésticos (Reavill & Griffin, 2014), como tal estas informações teriam sido relevantes para uma melhor interpretação e discussão dos resultados obtidos.

De acordo com o conhecimento da autora, este estudo sobre a prevalência de parasitas gastrointestinais em répteis domésticos foi o primeiro a ser realizado na região de Lisboa e com um número razoável de amostras. Em Portugal existe outro estudo com as mesmas características, porém realizado na zona do norte de Portugal por Bernardino (2014).

5. Conclusões

No âmbito da realização deste estudo parasitológico gastrointestinal em répteis domésticos na região de Lisboa, foi possível apurar que 65,47% dos animais apresentaram um ou mais agentes parasitários no trato gastrointestinal. O grupo dos sáurios apresentou a maior prevalência de resultados positivos para parasitas gastrointestinais com 82,81% dos animais afetados, seguido dos quelónios com 56,67% e por último o grupo dos ofídios com 46,67% de resultados positivos.

Verificou-se que a prevalência de multiparasitoses nos répteis em estudo foi bastante idêntica às monoparasitoses, sendo que no grupo dos sáurios e dos quelónios a prevalência das multiparasitoses inclusive foi mais elevada. Portanto é possível concluir que os répteis do estudo para além de apresentarem uma alta prevalência de resultados positivos para parasitoses gastrointestinais, igualmente demonstraram elevado número de infeções causadas por diversos agentes parasitários num só hospedeiro.

Relativamente ao grupo de parasitas gastrointestinais encontrados, denotou-se uma maior presença de nematodes, seguido de protozoários e com uma prevalência bastante mais reduzida parasitas da classe Cestoda. Não foram observadas formas parasitárias de tremátodes nem pentastomídeos.

Ovos pertencentes à superfamília Oxyuridea, oocistos de coccídea de género não identificado e strongilídeos foram as formas parasitárias mais identificadas nos métodos coprológicos efetuados no conjunto total dos répteis analisados, enquanto os parasitas gastrointestinais menos observados foram os espirurídeos, *Strongyloides* spp. ou *Rhabdias* spp. e céstodes.

Verificou-se que a maioria dos agentes parasitários encontrados nos répteis em estudo apresentava ciclo de vida monoxeno.

Tanto no grupo dos sáurios como dos quelónios, ovos de oxiurídeos foram os parasitas gastrointestinais mais comuns. Nos ofídios obteve-se como o agente parasitário mais observado os oocistos de coccídea de género não identificado.

Através da análise dos resultados e do tratamento estatístico verificou-se que dos répteis domésticos, os lagartos tiveram maiores possibilidades de possuírem parasitas gastrointestinais e contrariamente as cobras apresentaram menores possibilidades. Relativamente ao regime alimentar, constatou-se que répteis com alimentação insetívora apresentaram maiores possibilidades de possuírem parasitas gastrointestinais enquanto animais carnívoros apresentam menores possibilidades. No que se refere à origem da recolha das amostras, não foi sugerida qualquer relação significativa entre possuir

proprietário ou pertencer a lojas de comercialização de animais domésticos com a presença de parasitas gastrointestinais.

É de salientar a importância de um correto manejo para a saúde e bem-estar destes animais por parte dos proprietários e lojas de comercialização de animais domésticos.

Num futuro estudo sobre o tema da parasitologia nos répteis, seria importante recolher informações através de um questionário sobre o manejo, a origem dos espécimes (habitat natural ou criados em cativeiro), idade e estado de desparasitação de forma a retirar melhores conclusões sobre a relação destes fatores intrínsecos e extrínsecos com a presença de parasitoses gastrointestinais. Igualmente seria importante realizar estudos sobre o potencial zoonótico referente aos parasitas gastrointestinais provenientes destes animais exóticos.

6. Bibliografia

- Anderson, R. C. (2000). *Nematode Parasites of Vertebrates: Their Development and Transmission* (2ª Ed.). Ontario: CABI Publishing
- Barnard, S. M. & Upton, S. J. (1994). *A Veterinary Guide to the Parasites of Reptiles: Volume I Protozoa*. Florida: Krieger Publishing Company
- Barten, S. L. & Fleming, G. J. (2014). Current Herpetologic Husbandry and Products. In D. R. Mader & S. J. Divers, *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery* (pp. 2-12). Missouri: Elsevier
- Bartlett, P. P.; Griswold, B. & Bartlett, R. D. (2010). *Reptiles, Amphibians and Invertebrates: An Identification and Care Guide* (2ª Ed.). New York: Barron's Educational Series
- Bellwood, B. & Andrasik-Catton, M. (2014). Parasitology. In B. Bellwood & M. Andrasik-Catton, *Veterinary Technician's Handbook of Laboratory Procedures* (pp. 77-120). Oxford: Wiley Blackwell
- Bernardino, M. S. (2014). Parasitas gastrointestinais de uma coleção privada de geckos-leopardo (*Eublepharis macularius*) e de répteis tidos como animais de estimação no norte de Portugal (Dissertação de Mestrado). Universidade de Lisboa
- Bowman, D. B. (2014). Diagnostic Parasitology. In D. D. Bowman (10ª Ed.), *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (pp. 326-398). Missouri: Elsevier
- Boyer, T. H. & Boyer, D. M. (2006). Turtles, Tortoises and Terrapins. In Mader D. R. (2ª Ed.), *Reptile Medicine and Surgery* (pp. 78-99). Missouri: Elsevier
- Brown, D. (2012). *A Guide to Australian Monitors in Captivity*. ABK Publications
- Brown, L. (2017a). *Ball Pythons as Pets: Caring For Your Ball Python*. Nevada: NRB Publishing
- Brown, L. (2017b). *California King Snakes: Caring For Your Pet California King Snake*. Nevada: NRB Publishing
- Brown, L. (2017c). *Chinese Water Dragons as Pets: Caring For Your Chinese Water Dragons*. Nevada: NRB Publishing
- Brown, L. (2017d). *Corn Snakes as Pets: Caring For Your Corn Snake*. Nevada: NRB Publishing
- Brown, L. (2017e). *Sulcata Tortoise as Pets: The Ultimate Guide for Sulcata Tortoise*. Nevada: NRB Publishing

- Calvert, I. (2004). Nutrition. In S. J. Girling & P. Raiti (2^a Ed.), *BSAVA Manual of Reptiles* (pp. 18-39). Quedgeley: BSAVA
- Cheek, R. & Crane, M. (2017). Snakes. In B. Ballard & R. Cheek (3^a Ed.), *Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician* (pp. 137-182). Ames: Wiley Blackwell
- Chitty, J. & Raftery, A. (2013). Internal Parasites. In J. Chitty & A. Raftery, *Essentials of Tortoise Medicine and Surgery* (pp. 256-264). Chichester: Wiley Blackwell
- Clinton, W. S. (2013). Pet Sulcata and Leopard Turtles Care Guide. BLEP Publishing
- Cogger, H. G. (2014). Reptiles. In H. G. Cogger (7^a Ed.), *Reptiles & Amphibians of Australia* (pp. 219-971). Collingwood: CSIRO Publishing
- Davies, R. R. (2008). Common parasites of pet reptiles. *UK Vet*, 3 (4): 1-9
- Decreto-Lei nº 565/99 de 21 de Dezembro. Ministério do ambiente. Diário da República Nº 295, 1^a série - A (9100-9114). Lisboa
- Dellarupe, A., Unzaga, J. M., Moré, G., Kienast, M., Larsen, A., Stiebel, C., *et al.* (2016). Cryptosporidium varanii infection in leopard geckos (Eublepharis macularius) in Argentina. *Open Veterinary Journal*, 6(2): 98-101
- Durham, J. (2017). Veiled Chameleon: Veiled Chameleon Owner's Manual. Zoodoo Publishing
- Frye, F. L. (1991). Reptile Care: An Atlas of Diseases and Treatments Volume I. New Jersey: THF Publishing
- Funk, R. S. (2006). Snakes. In Mader D. R. (2^a Ed.), *Reptile Medicine and Surgery* (pp. 42-58). Missouri: Elsevier
- Gałęcki, R., Sokół, R. & Dudek, A. (2016). Tongue worm (Pentastomida) infection in ball pythons (Python regius) - a case report. *Annals of Parasitology*, 62(4): 363-365
- Greiner, E. C. & Mader, D. R. (2006). Parasitology. In Mader D. R. (2^a Ed.), *Reptile Medicine and Surgery* (pp. 343-364). Missouri: Elsevier
- Greiner, E. C. (2003). Coccidiosis in Reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*, 12(1): 49-56
- Hannon, D. (2011a). Alligator Snapping Turtle Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume IV* (pp. 104-109). Florida: Zoological Education Network
- Hannon, D. (2011b). Boa Constrictor Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume IV* (pp. 93-98). Florida: Zoological Education Network

- Heard, D., Fleming, G., Lock, B. & Jacobson, E. (2010). Lizards. In A. Meredith & S. Redrobe (5^a Ed.) *BSAVA Manual of Exotic Pets* (pp. 223-240). Gloucester: BSAVA
- Hendrix, C. M. & Robinson, E. (2017). *Diagnostic Parasitology for Veterinary Technicians* (5^a Ed.). Missouri: Elsevier
- Hoppendale, G. (2014). Russian Tortoises as pets: Facts and Information. IMB Publishing
- Jacobson, E. R. (2007). Parasites and Parasitic Diseases of Reptiles. In E. R. Jacobson, *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text* (pp. 571-666). Boca Raton: Taylor & Francis Group
- Jacobson, E. R. (2007). Parasites and Parasitic Diseases of Reptiles. In E. R. Jacobson, *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text* (pp. 571-666). Florida: Taylor & Francis Group
- Johnson, J. D. (2007). Bearded Dragon Pet Care. In J. Kottwitz & R. Coke, *Unusual Pet Care Volume II* (pp. 21-34). Florida: Zoological Education Network
- Judah, V. & Nuttall, K. (2017). Reptiles. In V. Judah & K. Nuttall (2^a Ed.), *Exotic Animal Care and Management* (pp. 199-244). Boston: Cengage Learning
- Kirchgessner, M. & Mitchell, M. A. (2009). Chelonians. In M. A. Mitchell & T. N. Tully, *Manual of Exotic Pet Practice* (pp. 207-249). Missouri: Elsevier
- Klaphake, E., Gibbons, P. M., Sladky, K. K. & Carpenter, J. W. (2018). Reptiles. In J.W. Carpenter (5^a Ed.), *Exotic Animal Formulary* (pp. 81-166). Missouri: Elsevier
- Klingenberg, R. J. (2007). *Understanding Reptile Parasites* (2^a Ed.). California: Lumina Media
- Kottwitz, J. & Coke, R. (2007). Basilisk Lizard Pet Care. In J. Kottwitz & R. Coke, *Unusual Pet Care Volume II* (pp. 43-45). Florida: Zoological Education Network
- Machin, R. A. (2015). Common gastrointestinal parasites in reptiles. *In Practice*, 37: 469-475
- Mara, W. (2017). *Bearded Dragons*. Minnesota: Capstone Press
- Martinho, F. (2009). Milk Snake Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume III* (pp. 105-108). Florida: Zoological Education Network
- Mattison, C. (2014). Reptiles. In C. Mattison, *Natural Guide Snakes and others Reptiles and Amphibians* (pp. 20-231). New York: Dorling Kindersley Limited
- McArthur, S. (2004). Problem-Solving Approach to Common Diseases of Terrestrial and Semi-aquatic Chelonians. In S. McArthur, R. Wilkinson & J. Meyer, *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles* (pp. 309-378). Oxford: Blackwell Publishing

- Mehlhorn, H. (2016). *Animal Parasites: Diagnosis, Treatment, Prevention*. Cham: Springer
- Mitchell, M. A. (2007). *Parasites of Reptiles*. In D. G. Baker (2^a Ed.), *Flynn's Parasites of Laboratory Animals* (pp. 177-216). Ames: Blackwell Publishing
- Mitchell, M. A. (2009). Snakes. In M. A. Mitchell & T. N. Tully, *Manual of Exotic Pet Practice* (pp. 136-163). Missouri: Elsevier
- Morais, M. E. (2016). *Gastrointestinal parasite screening in pet reptiles in the area of Perth, Western Australia* (Dissertação de Mestrado). Universidade de Lisboa
- Mosier, J. (2009a). Hermann's Tortoise Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume III* (pp. 92-95). Florida: Zoological Education Network
- Mosier, J. (2009b). Horsfield's Tortoise Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume III* (pp. 96-99). Florida: Zoological Education Network
- Mosier, J. (2009c). Leopard Tortoise Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume III* (pp. 88-91). Florida: Zoological Education Network
- Nevarez, J. (2009). *Lizards*. In M. A. Mitchell & T. N. Tully, *Manual of Exotic Pet Practice* (pp. 164-206). Missouri: Elsevier
- Pantchev, N. (2005). Parasitosen bei Reptilien (Schlangen, Schildkröten und Echsen). In W. Beck & N. Pantchev, *Praktische Parasitologie bei Heimtieren* (pp. 229-294). Hannover: Schlütersche Verlagsgesellschaft
- Papini, R., Manetti, C & Mancianti, F. (2012). Coprology survey in pet reptiles in Italy. *Veterinary Record*, DOI:10.1136/vr.d4398
- Pasmans, F., Blahak, S., Martel, A. & Pantchev, N. (2008). Introducing reptiles into a captive collection: The role of the veterinarian. *The Veterinary Journal*, 175: 53-68
- Paul, A., White, A. G. & Barger, A. M. (2015). Parasitology. In A. M. Barger & A. L. Macneill, *Clinical Pathology and Laboratory Techniques for Veterinary Technicians* (pp. 177-226). Ames: Wiley Blackwell
- Portaria nº 1226/2009 de 12 de Outubro. Ministérios do ambiente, do ordenamento do território e do desenvolvimento regional e da agricultura, do desenvolvimento rural e das pescas. Diário da República Nº 197, 1^a série (7467-7469). Lisboa
- Raiti, P. (2002). Snakes. In A. Meredith & S. Redrobe (4^a Ed.) *BSAVA Manual of Exotic Pets* (pp. 241-256). Gloucester: BSAVA
- Raś-Noryńska, M. & Sokół, R. (2015). Internal parasites of reptiles. *Annals of Parasitology*, 61 (2): 115-117

- Rataj, A. V., Lindtner-Knific, R., Vlahovic, K. Mavri, U. & Dovc, A. (2011). Parasites in pet reptiles. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 53:33
- Reavill, D. R. & Griffin, C. (2014). Common Pathology and Diseases Seen in Pet Store Reptiles. In D. R. Mader & S. J. Divers, *Current Therapy in Reptile Medicine and Surgery* (pp. 13-19). Missouri: Elsevier
- Rivera, S. (2016). Chelonians. In B. Ballard & R. Cheek (3^a Ed.), *Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician* (pp. 183-196). New Delhi: Wiley Blackwell
- Roberts, L. S., Janovys, J. & Nadler, S. (2013). Nemátodes: Dracunculomorpha, Guinea Worms and Others. In: L. S. Roberts, J. Janovys & S. Nadler (9^a Ed.), *Foundations of Parasitology* (pp. 457-464). New York: McGraw-Hill Companies
- Rossi, J. V. (2006). General Husbandry and Management. In Mader D. R. (2^a Ed.), *Reptile Medicine and Surgery* (pp. 25-41). Missouri: Elsevier
- Schneller, P. & Pantchev, N. (2008). *Parasitology in Snakes, Lizards and Chelonians: A Husbandry Guide*. Frankfurt am Main: Edition Chimaira
- Snyder, D. H., Scott, A. F., Zimmerer, E. J. & Frymire, D. F. (2016). *Amphibians and Reptiles of Land Between the Lakes*. Kentucky: The University Press of Kentucky
- Stahl, S. J. (2013). *Clinical Veterinary Advisor Birds and Exotic Pets*. Missouri: Elsevier
- Steinmetz, B. (2017). Corn Snake Care: How to feed, breed and successfully keep Corn Snakes.
- Sweet, S. S. (2004). *Varanus glauerti*. In E. R. Pianka, D. R. King & R. A. King, *Varanoid Lizards of the World* (pp. 366-373). Bloomington: Indiana University Press
- Taylor, M. A., Coop, R. L. & Wall, R. L. (2016). *Veterinary Parasitology* (4^a Ed.). Chichester: Wiley Blackwell
- Team, B (2017a). Crested Gecko: Crested Gecko Pet Owner's Guide. IMB Publishing
- Team, B. (2015a). Snapping Turtle Pet Owner's Guide: The Captive Care of Snapping Turtles. IMB Publishing
- Team, B. (2015b). Sulcata Tortoise Pet Owner's Guide: The Captive Care of Sulcata Tortoise. IMB Publishing
- Team, B. (2016). Carpet Python: Carpet Pythons As Pets. IMB Publishing
- Team, B. (2017b). Green Iguana: Green Iguana Pet Owner's Guide. Pesa Publishing
- Team, B. (2017c). Leopard Gecko: Leopard Gecko Pet Owner's Guide. IMB Publishing
- Team, B. (2017d). Tokay Gecko: Tokay Gecko Pet Owner's Guide. IMB Publishing

- Thienpont, D., Rochette, F. & Vanparijs, O. (1986). Examen microscópico. In D. Thienpont, F. Rochette & O. Vanparijs (2ª Ed.), *Diagnóstico de las Helminthiasis por medio del examen Coprológico* (pp. 25-43). Beerse: Janssen Research Foundation
- Varga, M. (2004). Captive maintenance and welfare. In S. J. Girling & P. Raiti (2ª Ed.), *BSAVA Manual of Reptiles* (pp. 6-17). Quedgeley: BSAVA
- Visigalli, G. (2011). Blood Python Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume IV* (pp. 87-92). Florida: Zoological Education Network
- Vosjoli, P., Mazorlig, T., Klingenberg, R., Tremper, R. & Viets, B. (2017a). *The Leopard Gecko Manual: Expert Advice for Keeping and Caring for a Healthy Gecko* (2ª Ed.). Fox Chapel Publishers International
- Vosjoli, P., Sommella, T. M., Mailloux, R., Donoghue, S., Klingenberg, R. & Cole, J. (2017b). *The Bearded Dragon Manual: Expert Advice for Keeping and Caring for a Healthy Bearded Dragon* (2ª Ed.). Lumina Media
- Warren, D. M. (2016). Reptiles. In D. M. Warren (4ª Ed.), *Small Animal Care & Management* (pp. 448-508). Boston: Cengage Learning
- Weber, N. (2009). Savannah and white-throated monitor lizards Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume III* (pp. 84-87). Florida: Zoological Education Network
- Welle, K. R. (2016). Gastrointestinal System. In M. A. Mitchell & T. N. Tully, *Current Therapy in Exotic Pet Practice* (pp. 221-276). Missouri: Elsevier
- Wellehan, J. F. X. (2013). *Clinical Veterinary Advisor Birds and Exotic Pets*. Missouri: Elsevier
- Wilson, B. (2017). Lizards. In B. Ballard & R. Cheek (3ª Ed.), *Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician* (pp. 95-136). New Delhi: Wiley Blackwell
- Wolf, D., Vrhovec, M. G., Failing, K., Rossier, C., Hermosilla, C. & Pantchev, N. (2014). Diagnosis of gastrointestinal parasites in reptiles: comparison of two coprological methods. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 56:44
- Yeisley, C. L. (2009). Green Anole Pet Care. In *Unusual Pet Care Volume III* (pp. 61-64). Florida: Zoological Education Network
- Zajac, A. M. & Conboy, G. A. (2012). Fecal Examination for the Diagnosis of Parasitism. In A. M. Zajac & G. A. Conboy (8ª Ed.), *Veterinary Clinical Parasitology* (pp. 3-170). Chichester: Wiley Blackwell
- Zug, G. R. (2013). Turtles. In G. R. Zug, *Reptiles and Amphibians of the Pacific Islands: A Comprehensive Guide*. London: University of California Press

Anexos

Anexo I: Modo de preparação de soluções saturadas para uso no método de flutuação

Tabela 11: Modo de preparação de algumas soluções saturadas para uso no método de flutuação (Adaptada de Hendrix & Robinson, 2017; Taylor *et al.*, 2016).

Preparação das soluções de flutuação
Solução saturada de açúcar (1,27) 1. Dissolver 500 g de açúcar em 1 L de água a ferver. 2. Adicionar aproximadamente 6 ml de formaldeído 37% para prevenir a formação de bolor.
Solução de nitrato de sódio (NaNO_3) (1,20) 1. Dissolver 315 g de NaNO_3 em 1 L de água.
Solução saturada de cloreto de sódio (NaCl) (1,20) 1. Dissolver 400 g de NaCl em 1 L de água. 2. Aquecer esta solução e depois deixar arrefecer. 3. Decantar a solução de qualquer precipitado existente.
Solução de sulfato de magnésio (MgSO_4) (1,28) 1. Dissolver 400 g de MgSO_4 em 1 L de água a ferver. 2. Adicionar 20 g de bicromato de potássio para prevenir a cristalização.
Solução de sulfato de zinco (ZnSO_4) (1,18) 1. Dissolver 330 g de ZnSO_4 em 1 L de água.
Solução saturada de sulfato de zinco (ZnSO_4) (1,36) 1. Dissolver 700 g de ZnSO_4 em 1 L de água lentamente fervida. 2. Deixar arrefecer.

Anexo II: Substâncias ativas antiparasitárias utilizadas nos répteis

Tabela 12: Substâncias ativas utilizadas para cada parasitose gastrointestinal com doses, duração, via de administração e recomendações (Adaptada de Klaphake *et al.*, 2018; Stahl, 2013).

Parasita	Princípio ativo	Dose ^{a-c}	Espécies	Efetividade	Comentário
Protozoários	Dimetridazol	100 mg/kg PO, única toma, repetir após 14 dias	Maioria das espécies	Amoebas	
		40 mg/kg PO SID, durante 5-8 dias	Cobras (exceto cobras falsa coral e cobras indigo)	Amoebas Flagelados	
		40 mg/kg PO, repetir após 14 dias	Cobras falsa coral Cobras indigo	Amoebas Flagelados	
	Metronidazol	40-100 mg/kg PO, repetir após 10-14 dias	Maioria das espécies	Flagelados	Pode estimular o apetite Pode causar lesões neurológicas em doses superiores a 200 mg/kg
		20 mg/kg PO QOD	Cobras do milho		
		40 mg/kg PO, repetir após 14 dias	Cobras falsa coral Cobras indigo	Flagelados	
		40-60 mg/kg PO, repetir após 7 dias, realizar 2-3 tratamentos	Camaleões	Amoebas Flagelados	
		25 mg/kg PO SID, durante 5 dias	Tartarugas	Amoebas	
	Paramomicina	35-100 mg/kg PO SID, durante até 28 dias	Maioria das espécies	Amoebas	
		100 mg/kg PO SID, durante 7 dias Depois 2 vezes por semana e por último 3 vezes por mês	Cobras	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Reduz os sinais clínicos Não elimina o agente
		300-360 mg/kg PO QOD, durante 14 dias	Monstro de gila	<i>Cryptosporidium</i> spp.	
		300-800 mg/kg PO SID prn	Gecos	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Reduz os sinais clínicos Não elimina o agente
		360 mg/kg PO QOD, durante 10 dias	Dragões barbudos	<i>Cryptosporidium</i> spp.	
	Ponazuril	30 mg/kg PO QOD, realizar 2 tratamentos	Dragões barbudos	Coccídeas	
	Espiramicina	160 mg/kg PO SID, durante 10 dias Depois 2 vezes por semana e por último 3 vezes por mês	Cobras	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Reduz os sinais clínicos Não elimina o agente

Protozoários (continuação)	Sulfadiazina, Sulfamerazine	75 mg/kg PO Depois 45 mg/kg SID, durante 5 dias	Maioria das espécies	Coccídea	Vantagem: evita o uso de sulfas em casos de desidratação, cálculos urinários ou insuficiências renais
		25 mg/kg PO SID, durante 21 dias	Cobras Lagartos	Coccídea	
	Sulfadimetoxina	50 mg/kg PO SID, durante 3-5 dias Depois QOD prn	Maioria das espécies	Coccídea	Garantir hidratação e função renal
		90 mg/kg PO, IM, IV Depois 45 mg/kg SID, durante 5-7 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
		50 mg/kg PO SID, durante 21 dias	Dragões barbudos	Coccídea	
	Sulfadimidina (solução 33%)	0,3-0,6 ml/kg PO SID, durante 10 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
		0,3-0,6 ml/kg PO Depois 0,15-0,3 ml/kg PO SID, durante 10 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
		7,5 g/L água de beber, durante 10 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
	Sulfadimidina	25 mg/kg PO, IM, SID, durante 21 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
		50 mg/kg PO SID, durante 3 dias Interrompe 3 dias Realiza mais 3 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
		75 mg/kg PO, IM, IV Depois 40 mg/kg SID, durante 5-7 dias	Maioria das espécies	Coccídea	Garantir hidratação e função renal
	Sulfaquinoxalina	75 mg/kg PO Depois 40 mg/kg SID, durante 5-7 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
	Toltrazuril	5-15 mg/kg SID, durante 3 dias	Dragões barbudos	Coccídea	
		15 mg/kg QOD, durante 30 dias	Tartarugas terrestres	Coccídea	
	Sulfametoxazol- trimetropim	30 mg/kg PO SID, durante 2 dias Depois QOD, durante 21 dias	Maioria das espécies	Coccídea	Vantagem: evita o uso de sulfas em casos de desidratação, cálculos urinários ou insuficiência renal
		30 mg/kg IM SID, durante 2 dias Depois 15 mg/kg IM QOD, 10-28 dias	Maioria das espécies	Coccídea	
		30 mg/kg PO SID, durante 14 dias Depois 1-3 vezes por semana e por último 3-6 vezes por mês	Maioria das espécies	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Reduz os sinais clínicos Não elimina o agente

Nemátodes	Albendazol	50 mg/kg PO	Maioria das espécies	Ascarídeos	Substancia mais tóxica do grupo benzimidazol
	Fenbendazol	25-100 mg/kg PO, de 14 em 14 dias Realizar até 4 tratamentos	Todas as espécies		Principio ativo de primeira escolha Possui algum efeito antiprotozoário
		100 mg/kg PO, única toma	Tartarugas terrestres		Overdose pode causar leucopenia Evitar em animais com septicemia
	Ivermectina	0,2 mg/kg PO, SC, IM, repetir após 14 dias	Cobras (exceto índigos) Lagartos (exceto skinks)		Não utilizar em tartarugas, crocodilos, cobras indigo ou lagartos skinks
		0,2 mg/kg SC, repetir após 10 dias	Cobras Lagartos	Pentastomídeos	
	Levamisol	5 mg/kg SC, ICe, repetir após 14 dias	Tartarugas		Evitar o uso em animais debilitados
		10 mg/kg SC, ICe, repetir após 14 dias	Cobras Lagartos		
		10-20 mg/kg SC, ICe, IM	Maioria das espécies		
	Mebendazol	20-25 mg/kg PO, repetir após 14 dias	Maioria das espécies	Estrongilídeos Ascarídeos	
	Milbemicina	0,25-0,5 mg/kg SC prn	Tartarugas		
	Oxfendazol	66 mg/kg PO, única toma	Maioria das espécies		
	Piperazina	40-60 mg/kg PO, repetir após 14 dias	Maioria das espécies	Estrongilídeos Ascarídeos	
		100-200 mg/kg PO	Crocodilos		
	Pamoato de pirantel	5 mg/kg PO, repetir após 14 dias	Maioria das espécies		
	Tiabendazol	50-100 mg/kg PO, repetir após 14 dias	Maioria das espécies		
Céstodes	Praziquantel	8 mg/kg PO, SC, IM, repetir após 14 dias	Maioria das espécies		
Tremátodes	Praziquantel	8 mg/kg PO, SC, IM, repetir após 14 dias	Maioria das espécies		

^aVias de administração: PO: via oral, do latim *per os*; SC: via subcutânea; IM: via intramuscular; ICe: via intracelômica; IV: via intravenosa

^bFrequência de administração: SID: uma vez por dia, do latim *semel in die*; BID: duas vezes por dia, do latim *bis in die*; QOD: a cada dois dias, do latim *quaque altera die*

^cprn: quando requerido, do latim *pro re nata*

Anexo III: Condições de manejo referentes a cada espécie do estudo

Tabela 13: Condições de temperatura, humidade relativa ideal e regime alimentar referentes a cada espécie do estudo (Adaptada de Klaphake *et al*, 2018; Cheek & Crane, 2017; Judah & Nuttall, 2017; Wilson, 2017).

Espécie	Temperatura (°C) ^a	Humidade Relativa (%)	Alimentação
Boa constritora imperial (<i>Boa constrictor imperator</i>)	28-34	50-70	Carnívora
Cobra de casa africana (<i>Boaedon fuliginosus</i>)	22-30	40-50	Carnívora
Cobra do milho (<i>Pantherophis guttatus</i>)	25-30	50-60	Carnívora
Cobra falsa coral (<i>Lampropeltis triangulum</i>)	24-30	50-60	Carnívora
Cobra nariz de porco (<i>Heterodon nasicus</i>)	27-32	20-30	Carnívora
Cobra rateira do Texas (<i>Pantherophis obsoletus</i>)	25-29	50-60	Carnívora
Cobra real californiana (<i>Lampropeltis getula californiae</i>)	23-30	50-70	Carnívora
Piton real (<i>Python regius</i>)	25-30	70-80	Carnívora
Piton sangue (<i>Python curtus brongersmai</i>)	26-30	70-75	Carnívora
Piton tapete (<i>Morelia spilota</i>)	27-30	60-70	Carnívora
Tartaruga chinesa de 3 quilhas (<i>Mauremys reevesii</i>)	21-27	80-100	Omnívora
Tartaruga corcunda do Mississipi (<i>Graptemys pseudogeographica kohni</i>)	23-27	80-100	Omnívora
Tartaruga da Florida (<i>Trachemys scripta</i>)	22-30	80-90	Omnívora
Tartaruga de esporas africana (<i>Geochelone sulcata</i>)	27-35	20-50	Herbívora
Tartaruga grega (<i>Testudo graeca</i>)	20-27	30-50	Herbívora
Tartaruga leopardo (<i>Stigmochelys pardalis</i>)	20-30	40-50	Herbívora
Tartaruga mediterrânea (<i>Testudo hermanni</i>)	20-28	30-50	Herbívora
Tartaruga mordedora (<i>Macrochelys temminckii</i>)	24-27	80-100	Omnívora
Tartaruga russa (<i>Testudo hordfieldii</i>)	21-32	20-50	Herbívora
Anolis verde (<i>Anolis carolinensis</i>)	23-29	70-80	Insetívora
Basilisco verde (<i>Basiliscus plumifrons</i>)	23-30	80-100	Omnívora
Camaleão de lémen (<i>Chamaeleo calyptatus</i>)	20-30	50-70	Insetívora
Dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>)	21-35	30-40	Omnívora
Dragão de água chinês (<i>Physignathus cocincinus</i>)	25-34	80-90	Omnívora
Geco de crista (<i>Correlophus ciliatus</i>)	25-28	50-70	Omnívora
Geco diurno gigante de Madagáscar (<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>)	26-30	50-80	Omnívora
Geco leopardo (<i>Eublepharis macularius</i>)	25-30	20-30	Insetívora
Geco terrestre de Madagascar (<i>Paroedura pictus</i>)	27-30	50-70	Insetívora
Geco tokay (<i>Gekko geko</i>)	27-30	60-80	Insetívora
Iguana verde (<i>Iguana iguana</i>)	29-38	60-80	Herbívora
Lagarto armadilha (<i>Cordylus tropidosternum</i>)	20-28	50-60	Omnívora
Varano da savana (<i>Varanus exanthematicus</i>)	26-35	20-30	Carnívora
Varanus glauerti (<i>Varanus glauerti</i>)	24-30	50-70	Insetívora

^aTemperatura ideal para o ambiente durante o dia. Durante a noite esta deve baixar 5 °C. Temperatura dos hot-spots deve alcançar 5 °C acima da temperatura mais elevada do intervalo apresentado.

Anexo IV: Medição de uma estrutura parasitária (adaptado de Thienpont *et al.*, 1985)

Nº de linhas observadas na régua micrométrica x Índice da objetiva
--

Índices de cada objetiva de ampliação:

- 10x: 15 μm
- 40x: 3,75 μm
- 100x: 1,5 μm

Para uma medição mais precisão é preferível utilizar uma objetiva de maior ampliação, por exemplo a de 40x no lugar de 10x.

Apêndices

Apêndice I: Espécies e número de espécies de répteis participantes no estudo

Tabela 14: Nome comum, nome científico e número de amostras examinadas de ofídios.

Espécies de ofídios	Número de amostras
Boa constritora imperial (<i>Boa constrictor imperator</i>)	1
Cobra de casa africana (<i>Lamprophis fuliginosus</i>)	1
Cobra do milho (<i>Pantherophis guttatus</i>)	15
Cobra falsa coral (<i>Lampropeltis triangulum</i>)	6
Cobra nariz de porco (<i>Heterodon nasicus</i>)	2
Cobra rateira do Texas (<i>Pantherophis obsoletus</i>)	1
Cobra real californiana (<i>Lampropeltis getula californiae</i>)	4
Piton real (<i>Python regius</i>)	10
Piton sangue (<i>Python curtus brongersmai</i>)	3
Piton tapete (<i>Morelia spilota</i>)	2
Total de amostras	45

Tabela 15: Nome comum, nome científico e número de amostras examinadas de quelônios.

Espécies de quelônios	Número de amostras
Tartaruga chinesa de 3 quilhas (<i>Mauremys reevesii</i>)	2
Tartaruga corcunda do Mississippi (<i>Graptemys pseudogeographica kohni</i>)	4
Tartaruga da Florida (<i>Trachemys scripta</i>)	7
Tartaruga de esporas africana (<i>Geochelone sulcata</i>)	1
Tartaruga grega (<i>Testudo graeca</i>)	3
Tartaruga leopardo (<i>Testudo pardalis</i>)	3
Tartaruga mediterrânea (<i>Testudo hermanni</i>)	3
Tartaruga mordedora (<i>Macrochelys temminckii</i>)	1
Tartaruga russa (<i>Testudo hordfieldii</i>)	6
Total de amostras	30

Tabela 16: Nome comum, nome científico e número de amostras examinadas de sáurios.

Espécies de sáurios	Número de amostras
Anolis verde (<i>Anolis carolinensis</i>)	1
Basilisco verde (<i>Basiliscus plumifrons</i>)	1
Camaleão de lémen (<i>Chamaeleo calyptratus</i>)	4
Dragão barbudo (<i>Pogona vitticeps</i>)	13
Dragão de água chinês (<i>Physignathus cocincinus</i>)	2
Geco de crista (<i>Correlophus ciliatus</i>)	2
Geco diurno de Madagáscar (<i>Phelsuma madagascariensis grandis</i>)	1
Geco leopardo (<i>Eublepharis macularis</i>)	32
Geco terrestre de Madagáscar (<i>Paroedura pictus</i>)	1
Geco tokay (<i>Gekko geko</i>)	1
Iguana verde (<i>Iguana iguana</i>)	2
Lagarto armadilha (<i>Cordylus tropidosternum</i>)	2
Varano da savana (<i>Varanus exanthematicus</i>)	1
Varano glauerti (<i>Varanus glauerti</i>)	1
Total de amostras	64