



UNIVERSIDADE DE LISBOA
Faculdade de Medicina Veterinária

PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM RÉPTEIS DE ESTIMAÇÃO EM
BARCELONA

MARIANA GUERREIRO VINTÉM VIEITAS RUIVO

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

Doutora Sandra de Oliveira Tavares de
Sousa Jesus

ORIENTADOR

Doutor Xavier Valls Badia

COORDINADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

2019

LISBOA



UNIVERSIDADE DE LISBOA
Faculdade de Medicina Veterinária

PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM RÉPTEIS DE ESTIMAÇÃO EM
BARCELONA

MARIANA GUERREIRO VINTÉM VIEITAS RUIVO

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da
Fonseca de Sampaio

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

Doutora Sandra de Oliveira Tavares de
Sousa Jesus

ORIENTADOR

Doutor Xavier Valls Badia

COORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de
Carvalho

2019

LISBOA

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer a toda a equipa da Clínica Veterinària Exòtics, por me terem acolhido com imensa simpatia e de braços abertos! Ao Xavi, pela oportunidade de estágio, por todos os conhecimentos transmitidos, pela extrema paciência no auxílio na identificação de tudo o que encontrei no microscópio e pelos magníficos bombons. À Neus por toda a boa-disposição ao explicar tudo sobre os meus adorados pequenos-mamíferos. À Marta pela alegria e simpatia contagiante. À Anna pela disponibilidade ao esclarecer todas as minhas dúvidas. À Raquel por ser tão prestável. Ao Cristófer por todos os conselhos gastronómicos. À Sílvia por ter sido tão paciente ao ensinar-me, vezes sem conta, as doses, locais de armazenamento e toda a casuística da clínica. Muchas gracias por todo!

Quero ainda agradecer à minha grande companheira de estágio – Mafalda – por todo o apoio durante o nosso tempo em Barcelona. Foi muito bom ter alguém com quem partilhar, em português, as minhas alegrias, tristezas e dúvidas e ainda explorar recantos especiais. Obrigada ao Pio, que apesar de não ter estado comigo a estagiar, apoiou-me em todas as dúvidas e dilemas. Obrigada pela amizade!

Gostaria, também, de agradecer à equipa do Centro Veterinário de Exóticos do Porto (Joel, Rute, Joana, Inês e Helena) pela oportunidade de estágio e por todos os ensinamentos.

Agradeço ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho por me ter incutido, durante as aulas, o gosto pela Parasitologia e por todo o apoio durante a escrita desta dissertação. Obrigada às minhas amigas Bea, Bina, Dette, Lenka e Tina, por estes seis anos de companheirismo e amizade. Que seja como dizem, para a vida!

Obrigada aos meus tios, primos, madrinha e amigos que sempre torcem por mim. Também à sopa de tomate dos primos de Portalegre.

Gostaria de agradecer aos meus avós – Quim, Bé, Ana e Armando – por nunca me deixarem desistir e por sempre acreditarem em mim. Mais uns passos no alcance do topo da montanha!

Por último, gostaria de agradecer aos meus pais e irmã, por estarem sempre comigo nesta viagem da vida. Pelo apoio, paciência e amor. Por tudo e mais alguma coisa!

“Se tiveres o hábito de fazer as coisas com alegria,
raramente encontrarás situações difíceis”
(Baden Powell)

RESUMO

PARASITAS GASTROINTESTINAIS EM RÉPTEIS DE ESTIMAÇÃO EM BARCELONA

Nos últimos anos a popularidade dos animais exóticos aumentou, levando a um desenvolvimento de conhecimentos nas áreas do seu manejo e medicina.

Este estudo contribui para esse efeito na área da Parasitologia, tendo sido efetuado um rastreio parasitológico numa população de répteis tidos como animais de estimação na área de Barcelona (Espanha), entre setembro e dezembro de 2017. Foram colhidas 28 amostras fecais, sendo 9 pertencentes a sáurios, 18 a quelónios e 1 a um ofídio. Todas elas foram analisadas através de exames fecais diretos e pelo método de flutuação direta, tendo sido identificadas formas parasitárias em 18 (64% do total de amostras).

Em sáurios, foram identificadas coccídias (incluindo *Cryptosporidium* sp.) em 33% das amostras e oxiurídeos em 56%. Em ofídios, a única amostra analisada apresentou *Balantidium* sp., *Strongyloides* sp. e flagelados. Em quelónios, foram detetados oxiurídeos em 28% das amostras fecais analisadas, *Nyctotherus* sp. e flagelados em 22% das amostras e *Balantidium* sp. em 11%.

Verificou-se que 47% dos animais tinham a desparasitação em dia, enquanto que 21% se encontravam com a desparasitação em atraso. Dos primeiros, 38% apresentaram amostras positivas a parasitas, enquanto que dos em atraso foram encontradas 83% de amostras com formas parasitárias.

Para além disto, foram observados parasitas em todas as amostras provenientes dos animais que nunca tinham sido desparasitados (14% dos animais) e ainda 80% de amostras positivas a parasitas em animais cujos tutores não se encontravam informados acerca do estado de desparasitação (18% dos animais examinados).

Estes dados remetem para a importância do manejo correto em animais exóticos e no papel imprescindível que o médico-veterinário deve ter na profilaxia das doenças parasitárias e na sua terapêutica.

Palavras-chave: Parasitas gastrointestinais, Nematodes, Protozoários, Répteis, Barcelona, Espanha.

ABSTRACT

GASTROINTESTINAL PARASITES IN PET REPTILES IN BARCELONA

In the last years, the popularity of exotic animals has increased, leading to a development of knowledge in their husbandry and medicine.

This study contributes to a better knowledge on their parasitology, since a parasite screening was performed in a pet reptile population in Barcelona (Spain), between September and December 2017. Twenty-eight faecal samples were collected, 9 of them from lizards, 18 from chelonians and one from a snake. All of them were screened by fresh smears and direct faecal flotations and in 18 of the samples (64%) were positive for parasitic forms.

In lizards, coccidian (including *Cryptosporidium* sp.) were found in 33% of the samples and oxyurids in 56% of them. In Ophidia species, the only screened sample presented *Balantidium* sp., *Strongyloides* sp. and flagellates. In chelonians, 28% of the samples had oxyurids, 22% of them had *Nyctotherus* sp., other 22% had flagellates and *Balantidium* sp. was identified in 11% of the samples.

47% of the animals were correctly dewormed, but in 21% the deworming program was overdue. From the correctly dewormed animals, 38% had parasites in their faeces and in the overdue ones, 83% of the samples were positive to parasites.

Parasites were observed in all samples collected from the 14% of the animals that had never received antiparasitic treatment. In 18% of the animals whose owners were not informed about their antiparasitic treatments, 80% of the samples had parasites.

This study shows the importance of the correct husbandry in exotic animals and the crucial role that the veterinarian has in the prevention of parasitic diseases and their therapy.

Key words: Gastrointestinal Parasites, Nematodes, Protozoans, Reptiles, Barcelona, Spain.

ÍNDICE GERAL

1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO CURRICULAR	1
2. INTRODUÇÃO	2
3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
3.1. CARACTERIZAÇÃO DOS RÉPTEIS EM ESTUDO.....	4
3.1.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA).....	4
3.1.1.1. Dragão-barbudo do Centro-Este da Austrália (<i>Pogona vitticeps</i> , Ahl 1926).....	4
3.1.1.2. Dragão de Lawson (<i>Pogona henrylawsoni</i> , Wells & Wellington 1985).....	4
3.1.1.3. Camaleão-do-lémen (<i>Chamaeleo calyptatus</i> , Duméril & Duméril 1851).....	5
3.1.1.4. Lagarto-mulato-com-placas (<i>Broadleysaurus major</i> , Bates & Tolley 2013).....	5
3.1.1.5. Lagarto-de-cauda-espinhosa de Geyr (<i>Uromastix geyri</i> , Müller 1922).....	6
3.1.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM OPHIDIA).....	6
3.1.2.1. Pitão-verde-arborícola (<i>Morelia viridis</i> , Schlegel 1872).....	6
3.1.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)	7
3.1.3.1. Tartaruga-de-Hermann (<i>Testudo hermanni</i> , Gmelin 1789)	7
3.1.3.2. Tartaruga-dentada (<i>Testudo marginata</i> , Schoepff 1792).....	7
3.1.3.3. Tartaruga-estrelada-indiana (<i>Geochelone elegans</i> , Schoepff 1795)	8
3.1.3.4. Tartaruga-leopardo (<i>Stigmochelys pardalis</i> , Bell 1828)	8
3.1.3.5. Tartaruga-russa (<i>Agrionemys horsfieldii</i> , Khozatsky & Mlynarski 1966).....	8
3.1.3.6. Tartaruga-raiada (<i>Astrochelys radiata</i> , Shaw 1802)	9
3.1.3.7. Tartaruga-do-Egipto (<i>Testudo kleinmanni</i> , Lortet 1883)	9
3.1.3.8. Tartaruga-de-caixa (<i>Terrapene carolina</i> , Linnaeus 1758).....	10
3.1.3.9. Tartaruga-de-orelhas-vermelhas (<i>Trachemys scripta elegans</i> , Wied-Neuweid 1838) ..	10
3.2. PARASITAS GASTROINTESTINAIS MAIS FREQUENTES EM RÉPTEIS.....	11
3.2.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)	11
3.2.1.1. Oxiurídeos (Classe Nematoda, Ordem Oxyurida, Família Oxyuridae)	12
3.2.1.2. Estrongilídeos (Classe Nematoda, Ordem Strongylida).....	12
3.2.1.3. <i>Nyctotherus</i> sp. (Subreino Protozoa)	13
3.2.1.4. Tremátodes (Classe Trematoda)	13
3.2.1.5. Ascarídeos (Classe Nematoda, Superfamília Ascaridoidea)	14
3.2.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM OPHIDIA)	14
3.2.2.1. Estrongilídeos (Classe Nematoda, Ordem Strongylida)	14
3.2.2.2. Pentastomídeos (Subclasse Pentastomida)	15
3.2.2.3. Ascarídeos (Classe Nematoda, Superfamília Ascaridoidea)	16
3.2.2.4. <i>Strongyloides</i> sp. (Classe Nematoda, Ordem Rhabditida, Superfamília Rhabditoidea) 16	
3.2.2.5. <i>Capillaria</i> sp. (Classe Nematoda, Superfamília Trichinelloidea)	17
3.2.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA).....	17
3.2.3.1. Oxiurídeos (Classe Nematoda, Ordem Oxyurida, Família Oxyuridae)	17
3.2.3.2. Ascarídeos (Classe Nematoda, Superfamília Ascaridoidea)	18
3.2.3.3. <i>Hexamita</i> sp. (Subreino Protozoa, Filo Sarcomastigophora, Ordem Trichomonadida) ..	19

3.2.3.4. <i>Balantidium</i> sp. (Subreino Protozoa)	19
3.2.3.5. <i>Entamoeba</i> sp. (Subreino Protozoa)	20
3.2.4. OUTROS PARASITAS RELEVANTES	20
3.2.4.1. Coccídias (Classe Sporozoa, Subclasse Coccidia, Subordem Eimeriorina)	20
3.2.4.2. Protozoários flagelados em quelônios	222
3.3. PROFILAXIA DO PARASITISMO EM RÉPTEIS	22
3.3.1. MANEIO GERAL	22
3.3.2. MEDIDAS DE QUARENTENA	23
3.3.3. EXAMES PARASITOLÓGICOS DE ROTINA	244
3.3.4. SANEAMENTO E DESINFEÇÃO	24
3.4. TRATAMENTO ANTIPARASITÁRIO EM RÉPTEIS	25
4. OBJETIVOS DA DISSERTAÇÃO	26
5. MATERIAL E MÉTODOS	27
5.1. ORIGEM DAS AMOSTRAS	27
5.2. AMOSTRAGEM	27
5.3. CONSERVAÇÃO, PROCESSAMENTO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS	27
5.3.1. EXAME FECAL DIRETO	27
5.3.2. FLUTUAÇÃO DIRETA	288
5.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA	28
6. RESULTADOS	29
6.1. FORMAS PARASITÁRIAS IDENTIFICADAS	30
6.1.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)	30
6.1.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA – SUBORDEM OPHIDIA)	32
6.1.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)	33
7. DISCUSSÃO	35
7.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)	366
7.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA – SUBORDEM OPHIDIA)	37
7.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)	388
8. CONCLUSÃO	40
9. DISPOSIÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS	41
10. BIBLIOGRAFIA	42
11. ANEXOS	48
Anexo I – Tratamento antiparasitário em répteis	48
Anexo II – Número e espécies estudadas	50
Anexo III – Método de flutuação de Willis (adaptado de Bowman, 2009)	51

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 - <i>Pogona vitticeps</i> . Fonte: Johnson, 2007	4
Figura 2 - <i>Pogona henrillawsoni</i> . Fonte: Uetz, 2018	4
Figura 3 - <i>Chamaeleo calypttratus</i> . Original.	5

Figura 4 - <i>Broadleysaurus major</i> . Fonte: Green et al., 2009.....	5
Figura 5 - <i>Uromastix geyri</i> (fase vermelha). Fonte: Johnson, 2006.....	6
Figura 6 - <i>Morelia viridis</i> . Fonte: Stillie, 2007	6
Figura 7 - <i>Testudo hermanni boettgeri</i> . Fonte: Franklin, 2007a.	7
Figura 8 - <i>Testudo marginata</i> . Fonte: Jardim Zoológico de Lisboa, 2018a	7
Figura 9 - <i>Geochelone elegans</i> . Fonte: Bouchard, 2009.....	8
Figura 10 - <i>Stigmochelys pardalis</i> . Fonte: Mosier, 2009	8
Figura 11 - <i>Testudo (Agrionemys) horsfieldii</i> . Fonte: Franklin, 2007b.....	8
Figura 12 - <i>Astrochelys radiata</i> . Fonte: Uetz, 2018.....	9
Figura 13 - <i>Testudo kleinmanni</i> . Fonte: Jardim Zoológico de Lisboa, 2018b.....	9
Figura 14 - <i>Terrapene carolina</i> . Fonte: Uetz, 2018	10
Figura 15 - <i>Trachemys scripta elegans</i> . Fonte: Kramer, 2007	10
Figura 16 - Oocisto de coccídia de género não identificado numa amostra de um camaleão-do-lémen. Original.....	30
Figura 17 - Ovo de oxiurídeo de género não identificado numa amostra fecal de um camaleão-do-lémen. Original.....	30
Figura 18 - Adulto de oxiurídeo de género não identificado numa amostra fecal de um camaleão-do-lémen. Original.	30
Figura 19 - Quisto de <i>Balantidium</i> sp. numa amostra fecal de uma pitão-verde-arborícola. Original.....	32
Figura 20 - Ovos do tipo <i>Strongyloides</i> e trofozoítos de flagelados de género não identificado numa amostra de uma pitão-verde-arborícola. Original.	32
Figura 21 – Enterite hemorrágica com dilatação e ulceração da parede intestinal de uma pitão-verde-arborícola. Original.....	32
Figura 22 - Ovo de oxiurídeo de género não identificado numa amostra de uma tartaruga-do-Egipto. Original.	33
Figura 23 - Quisto de <i>Nyctotherus</i> sp. Original.....	Erro! Marcador não definido.
Figura 24 - Quisto de <i>Balantidium</i> sp. numa amostra fecal de uma tartaruga-estrelada-indiana . Original.....	33
Figura 25 - Trofozoíto de <i>Nyctotherus</i> sp. Original.....	33
Figura 26 - Trofozoíto de <i>Balantidium</i> sp., ovo e adulto de oxiurídeo de género não identificado numa amostra de uma tartaruga-raiada. Original.....	33

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1 - Estado de desparasitação dos répteis examinados	29
Gráfico 2 - Estado de desparasitação dos animais e número de amostras fecais positivas e negativas.....	29

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 - Número de sáurios positivos e endoparasitas identificados	31
Tabela 2- Número de quelônios positivos e endoparasitas identificados	34
Tabela 3 - Substâncias ativas e doses recomendadas para o tratamento antiparasitário em répteis (adaptado de Carpenter, 2013)	48
Tabela 4 - Nomes científicos, nomes comuns e quantidade de quelônios estudados	50
Tabela 5 - Nomes científicos, nomes comuns e quantidade de sáurios estudados.....	50
Tabela 6 - Nomes científicos, nomes comuns e quantidade de ofídios estudados.....	49

LISTA DE ABREVIATURAS

CITES - Convenção sobre o Comércio Internacional de Espécies da Fauna e da Flora Selvagem Ameaçadas de Extinção

cm – centímetros

CVEP – Centro Veterinário de Exóticos do Porto

d – densidade

g – grama

g/mL – grama por mililitro

ICNF - Instituto de Conservação da Natureza e das Florestas

PCR - Polymerase Chain Reaction

UV - Ultravioleta

1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO CURRICULAR

O estágio curricular decorreu de 26 de setembro de 2017 a 23 de março de 2018, tendo sido dividido por três meses na Clínica Veterinária Exòtics, em Barcelona, e outros três meses no Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP), num total de 776 horas de estágio. Esta repartição de tempos de estágio por dois locais distintos permitiu à estagiária o conhecimento e comparação de dois métodos de trabalho diferentes, assim como de diferentes casuísticas.

Durante o estágio, a estudante desenvolveu os seus conhecimentos nas áreas de medicina interna, internamento, cirurgia, imagiologia e análises laboratoriais. A sua carga horária nos dois locais foi de cerca de 7 horas por dia, sendo a hora de início de turno alterada semanalmente, de maneira a poder integrar-se na dinâmica dos diversos atos médico-veterinários ao longo dos dias.

Na área de medicina interna, a estagiária foi responsável por efetuar as anamneses e exames físicos de estado geral dos animais no início de cada consulta, assim como auxiliar os médicos na contenção dos animais para a realização de meios complementares de diagnóstico (como por exemplo colheitas de sangue ou citologias de pele) e para outros procedimentos simples tal como o corte de unhas ou a colocação de cateteres intravenosos ou intraósseos. Foi possível assistir a múltiplas consultas de primeira, de segunda opinião ou de seguimento, assim como ajudar os médicos-veterinários em diversas eutanásias.

No internamento, a estagiária foi responsável por efetuar a limpeza diária das gaiolas e jaulas dos animais hospitalizados, assim como auxiliar na sua monitorização (exame físico completo, pesagem e medição de temperatura), alimentação (repondo o alimento e a água das gaiolas ou efetuando alimentação forçada) e preparação e administração de medicamentos ou fluidos a pequenos mamíferos, aves e répteis, por via oral e/ou parentérica.

No âmbito da cirurgia, para além da preparação e limpeza do bloco operatório, a estagiária teve a oportunidade de participar como assistente de cirurgião, anestesista ou como circulante. Grande parte das cirurgias efetuadas tiveram como motivo doenças dentárias, tendo sido realizadas odontoplastias ou exodontias e extirpações ou marsupializações de abscessos. Também foram efetuadas esterilizações, castrações, excisões de tumores, nódulos, cálculos vesicais e quistos foliculares, colocações de sondas esofágicas em tartarugas e múltiplas biópsias. A estagiária foi ainda responsável pela monitorização pós-cirúrgica dos animais.

Em imagiologia, a formanda observou vários exames ecográficos, endoscópicos e radiográficos (com e sem meios de contraste), auxiliando no posicionamento e contenção dos animais e participando na interpretação dos resultados.

Na vertente das análises laboratoriais foi possível consolidar conhecimentos na contagem de células sanguíneas e cálculo do hematócrito, coloração e interpretação de citologias, execução de exames coprológicos e realização de análises de urina.

2. INTRODUÇÃO

Desde os primórdios dos tempos que se conhece a ligação do Homem aos animais: seja pelo auxílio dos lobos na caça - o início da domesticação dos cães (Perri, 2014), seja pelo culto a animais sagrados, tais como macacos, gatos, cabras e outros mais, encontrados mumificados no Egito (Richardin, Porcier, Ikram, Louarn & Berthet, 2017) ou até pela integração de animais em contos e fábulas que passam de geração em geração, tais como “O Rouxinol e o Imperador da China” ou “A Corrida dos Animais” de Hans Christian Andersen.

Nos dias de hoje, o ser humano desenvolveu de tal forma o seu interesse e curiosidade pelo mundo animal, que começou a querer ter em sua casa outras espécies, para além dos cães e gatos. São os chamados “Novos Animais de Companhia”. Dentro destes, existem três grandes grupos de animais: os pequenos mamíferos, pertencentes à classe taxonómica Mammalia, as aves, referentes à classe Aves e os répteis, da classe Reptilia. Incluídas nestes últimos - os animais estudados nesta dissertação -, existem quatro ordens: Rhynchocephalia (tuataras), Crocodilia (crocodilos, gaviais e jacarés), Squamata (dividida nas três subordens: Sauria (lagartos), Ophidia (cobras) e Amphisbaenia (anfisbenas)) e Chelonia ou Testudinea (tartarugas e cágados) (Green, Spilsbury & Taylor, 2009).

Nas décadas recentes, foram bastante desenvolvidas as áreas da Medicina de animais exóticos e da Herpetocultura, quer através da sua criação em cativeiro, quer através da remoção destes animais dos seus habitats naturais, aumentando as trocas comerciais ilegais de espécies em risco de extinção (Rosen & Smith, 2010).

Cerca de 90% dos répteis em cativeiro acabam por morrer no seu primeiro ano de vida, devido a traumatismos ou a mau maneio (Rataj, Lindtner-Kniffic, Vlahović, Mavri & Vlahović, 2011), logo, para aumentar as taxas de sobrevivência e o bem-estar animal, o médico veterinário deve informar os tutores e criadores destes animais acerca do seu correto maneio e alimentação, assim como zelar pela prevenção de doenças com risco para o próprio animal, para outros ou até mesmo para o tutor (Pasmans, Blahak, Martel & Pantchev, 2006). Aquando da aquisição de novos animais, deve ser efetuada uma quarentena e um exame físico completo, como ponto de controlo de agentes infecciosos, assim como devem ser estipuladas visitas regulares ao médico-veterinário, onde, para além dos exames de rotina, devem ser efetuados testes coprológicos para pesquisa de parasitas (independentemente de existirem sinais clínicos ou não) e consequentes desparasitações. O facto de a desparasitação ser efetuada após o exame fecal e dependente dos resultados, diminui a existência de resistências parasitárias a fármacos antiparasitários (Machin, 2015).

As infeções parasitárias são, muitas vezes, crónicas, e quando o animal vive em condições adequadas, normalmente não são evidenciados sinais clínicos. Pelo contrário, o stress dos transportes, temperaturas e humidades desajustadas, a sobrepopulação ou a má nutrição podem provocar imunossupressão e levar à forma clínica das doenças parasitárias (Raś-Noryńska & Sokół,

2015). É uma agravante desta situação a existência de reinfeções parasitárias, uma vez que os répteis em cativeiro se encontram em contacto permanente com os seus excrementos, levando a um aumento da sua carga parasitária (Jacobson, 2007).

Em 1972, Ippen, após efetuar mais de 1100 necropsias de répteis num jardim zoológico, concluiu que 40% dos animais encontravam-se parasitados. Destes, 79% foram apontados como tendo morrido devido a estas mesmas infeções. Também Griner, em 1983, publicou um estudo que refere que o parasitismo ocupa o segundo lugar em termos de causas de morte dos répteis, sendo apenas suplantado pelas infeções bacterianas (Klingenberg, 2004).

De acordo com Rataj, Lindtner-Kniffic, Vlahović, Mavri e Dovč (2011), que efetuaram um estudo com 949 répteis importados para a Eslovénia, 47,3% dos ofídios, 88,5% dos quelónios e 76,1% dos sáurios encontravam-se parasitados.

Recentemente, Raś-Noryńska e Sokół (2015) concluíram no seu estudo sobre parasitismo gastrointestinal que 62,3% dos 101 répteis examinados em clínicas veterinárias na Polónia encontravam-se parasitados. Ainda no mesmo ano, Martínez-Silvestre e Pantchev (2015) referem que 38,6% das 70 tartarugas de espécies invasoras libertadas em lagos naturais em Espanha estavam parasitadas.

Apesar da grande evidência dos efeitos nefastos dos parasitas na saúde dos animais e das suas altas prevalências, ainda não existem estudos suficientes que relacionem a carga parasitária com os sinais clínicos, condições de manejo, stress e espécies de animais, assim como publicações que caracterizem zoonoses em répteis, pelo que devem ser efetuados mais estudos neste âmbito.

De acordo com a literatura consultada, não existe qualquer estudo sobre parasitismo gastrointestinal em répteis tidos como animais de estimação na área de Barcelona (Espanha), pelo que a presente dissertação contribui para tal necessidade, atendendo à crescente proliferação dos répteis como animais de companhia.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. CARACTERIZAÇÃO DOS RÉPTEIS EM ESTUDO

Como referido anteriormente, dentro da classe taxonómica Reptilia existem quatro ordens: Rhynchocephalia, Crocodilia, Squamata e Chelonia, que representam oitenta e seis famílias e mais de dez mil espécies de répteis (Uetz, 2018). Todos eles requerem diferentes cuidados de alimentação e manejo, sendo o seu conhecimento de extrema importância, de maneira a mantê-los saudáveis. Estes dados não só auxiliam na deteção de doenças causadas por determinados erros de manejo, como também na estimativa dos parasitas a encontrar num exame coprológico, devido ao conhecimento do regime alimentar levado a cabo pelo animal.

3.1.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)

3.1.1.1. Dragão-barbudo do Centro-Este da Austrália (*Pogona vitticeps*, Ahl 1926)



Figura 1 - *Pogona vitticeps*. Fonte: Johnson, 2007

Os dragões-barbudos (Figura 1) pertencem à família Agamidae e são originários da Austrália central. Podem chegar aos 60 cm de comprimento, atingir as 285-510 g e viver até aos dez a quinze anos de idade, embora Müller (2014) tenha reportado um animal que chegou aos dezanove anos de idade, vivendo em cativeiro. São diurnos e têm um temperamento dócil e social, sendo considerados bons animais de companhia (Johnson, 2007).

Enquanto jovens a sua dieta é omnívora e enquanto adultos é predominantemente herbívora, podendo, ocasionalmente, ingerir insetos. No terrário, deve ser criado um gradiente de temperatura em que a zona mais fresca deverá ter 27°C e a mais quente 32-35°C, assim como devem ser colocadas lâmpadas de radiação ultravioleta (UV) do tipo B (Johnson, 2007).

3.1.1.2. Dragão de Lawson (*Pogona henrylawsoni*, Wells & Wellington 1985)



Figura 2 - *Pogona henrylawsoni*. Fonte: Uetz, 2018

Também conhecidos como dragões-barbudos-anões (Figura 2), pertencem à família Agamidae e são provenientes do norte da Austrália. Não são tão comuns quanto os dragões barbudos, uma vez que exigem mais cuidados do que os primeiros. Atingem cerca de 25 cm de comprimento e apresentam uma longevidade de seis a oito anos (Wilson & Swan, 2017).

3.1.1.3. Camaleão-do-lémen (*Chamaeleo calytratus*, Duméril & Duméril 1851)



Figura 3 - *Chamaeleo calytratus*. Original.

Os camaleões-do-lémen (Figura 3) pertencem à família Chamaeleonidae, podem atingir 30 a 60 cm de comprimento e viver até dez anos em cativeiro. São conhecidos pela sua capacidade de mudança de cor da pele, diretamente relacionada com estímulos neuro-hormonais tais como a intensidade da luz e a temperatura. Necessitam de exposição a raios UV-B durante várias horas do dia, podendo esta ser fornecida através de lâmpadas artificiais, e de um grau de humidade superior a 40% (Coke, 2005). A temperatura deve estar regulada para a existência de gradientes entre 21 a 38°C.

A sua dieta é insetívora, devendo os jovens ser alimentados diariamente e os adultos três a quatro vezes por semana. Deve ainda ser colocada na gaiola um dispensador de água ou borrifar os troncos e acessórios do terrário uma a duas vezes ao dia (Coke, 2005).

Esta espécie encontra-se no anexo B do regulamento (UE) 2017/160 e no anexo II da lista CITES (Convenção sobre o Comércio Internacional de Espécies da Fauna e da Flora Selvagem Ameaçadas de Extinção), que lista espécies que apesar de não se encontrarem em perigo de extinção, devem ser controladas em termos de comércio, de modo a evitar uma incompatibilidade com a sua sobrevivência (CITES, 2017). Todas as regras acerca das trocas comerciais, exportações e importações destes animais encontram-se no regulamento (CE) 338/97.

3.1.1.4. Lagarto-mulato-com-placas (*Broadleysaurus major*, Bates & Tolley 2013)



Figura 4 - *Broadleysaurus major*. Fonte: Green et al., 2009

Também identificados como *Gherrosaurus major* (Duméril 1851), os lagartos-mulatos-com-placas (Figura 4) pertencem à família Gerrhosauridae e são originários de África. Podem alcançar 36 cm e são animais solitários e diurnos (Green et al., 2009).

A sua dieta é maioritariamente constituída por insetos, embora na natureza também ingiram lagartos e tartarugas pequenas, flores e bagas de fruta (Green et al., 2009).

Necessitam de aquecimento e de lâmpadas de emissão de UV-B (Green et al., 2009).

3.1.1.5. Lagarto-de-cauda-espinhosa de Geyr (*Uromastyx geyri*, Müller 1922)



Figura 5 - *Uromastyx geyri* (fase vermelha). Fonte: Johnson, 2006

Pertencentes à família Agamidae, são animais diurnos e duram cerca de dez a vinte anos em cativeiro (Johnson, 2006).

O terrário deve ter uma temperatura a rondar os 43-46°C no seu ponto mais quente e os 26-32°C no seu ponto mais frio. Durante a noite, as temperaturas devem ser reduzidas para 21-26°C. Necessitam de um fotoperíodo (com lâmpadas UV-B) de 12-14 horas durante a primavera e o verão e de pelo menos oito horas durante as estações mais frias (Johnson, 2006).

Estes animais (Figura 5) são omnívoros enquanto jovens e herbívoros em adultos. Não é necessário o fornecimento de água, uma vez que as suas carências são suprimidas pela ingestão de vegetais e frutas (Johnson, 2006).

Esta espécie encontra-se no anexo II da lista CITES e no anexo B do regulamento (UE) 2017/160.

3.1.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM OPHIDIA)

3.1.2.1. Pitão-verde-arborícola (*Morelia viridis*, Schlegel 1872)



Figura 6 - *Morelia viridis*. Fonte: Stillie, 2007

Pertencentes à família Pythonidae, apresentam uma longevidade de mais de vinte anos e são dóceis quando habituadas à manipulação desde jovens. Podem alcançar os 1,8 metros de comprimento. Em jovens apresentam uma coloração que pode ir do vermelho ao castanho, mudando de cor entre os seis e os doze meses de idade, passando a ostentar uma coloração esverdeada, com misturas de azul, branco, preto ou amarelo (Stillie, 2007).

São animais noturnos e solitários, que necessitam de um fotoperíodo de doze horas, de uma humidade superior a 60% e de um gradiente térmico de 24-32°C (Stillie, 2007).

Em liberdade, para se alimentar, caçam pequenos répteis, aves e roedores, pelo que em cativeiro devem ser alimentadas com este tipo de animais (vivos ou mortos). Os jovens devem ser alimentados a cada cinco a sete dias, enquanto que os adultos a cada sete a dez dias. Deve ser fornecida água (Stillie, 2007).

Tal como todas as espécies pertencentes à família Pythonidae, as pitões-verdes-arborícolas (Figura 6) estão listadas no anexo II da CITES e no anexo B do regulamento (UE) 2017/160. No nosso país, estão ainda incluídas no anexo II da Portaria nº 1226/2009, que determina que os tutores destes animais necessitam de ser maiores de idade e que têm de os registar no Instituto de Conservação da Natureza e das Florestas (ICNF).

3.1.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)

3.1.3.1. Tartaruga-de-Hermann (*Testudo hermanni*, Gmelin 1789)



Figura 7 - *Testudo hermanni boettgeri*. Fonte: Franklin, 2007a.

As tartarugas-de-Hermann (Figura 7), também conhecidas como tartarugas-mediterrâneas, pertencem à família Testudinidae e provêm do Sul da Europa. Vivem entre setenta a cem anos e podem chegar aos 28 cm de comprimento, dependendo da sua subespécie (Franklin, 2007a).

Em cativeiro, devem viver num espaço com esconderijos ou que lhes permita escavar, com humidades baixas, lâmpadas de emissão UV e temperaturas com um gradiente entre os 27-35°C. Durante a

noite, as temperaturas devem ser reduzidas para os 18-21°C. Nos meses de hibernação, a temperatura deve ser regulada para os 5°C, nunca baixando dos 0°C (Franklin, 2007a).

A sua dieta é estritamente herbívora, devendo ingerir misturas de vegetais e ervas verdes e pequenas quantidades de fruta suplementadas com cálcio (Franklin, 2007a).

Todas as tartarugas da família Testudinidae, exceto as que já se encontram em risco de extinção, encontram-se no anexo II da lista CITES. Esta espécie, em concreto, encontra-se também no anexo A do regulamento (UE) 2017/160. Tal acontece devido ao aumento da popularidade desta espécie na Europa como animal de estimação, à destruição do seu habitat natural e à sua remoção deste, podendo levar ao risco de extinção destes animais (Bernardino, 2014).

3.1.3.2. Tartaruga-dentada (*Testudo marginata*, Schoepff 1792)

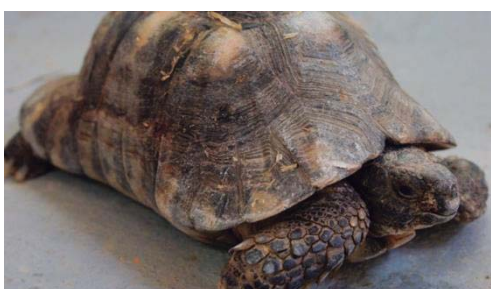


Figura 8 - *Testudo marginata*. Fonte: Jardim Zoológico de Lisboa, 2018a

Igualmente conhecidas como tartarugas-marginais (Figura 8), são das tartarugas mediterrânicas que crescem mais rápido, podendo atingir os 30 cm de comprimento e 5 kg de peso (Jardim Zoológico de Lisboa, 2018a). Pertencem à família Testudinidae, provêm da Grécia e da Albânia, são diurnas e hibernam nos meses mais frios.

As suas condições de manejo e alimentação são semelhantes às das tartarugas-de-hermann, tendo as baixas humidades uma extrema importância na sua saúde (Bonin, Devaux & Dupré, 2006).

Tal como referido anteriormente, as tartarugas-dentadas também se encontram no anexo II da lista CITES e no anexo A do regulamento (UE) 2017/160. São ameaçadas pela conversão de terrenos agrícolas, por catástrofes naturais como incêndios e ainda pela caça ilegal para comércio de animais exóticos (Jardim Zoológico de Lisboa, 2018a).

3.1.3.3. Tartaruga-estrelada-indiana (*Geochelone elegans*, Schoepff 1795)



Figura 9 - *Geochelone elegans*.
Fonte: Bouchard, 2009

Pertencentes à família Testudinidae, as tartarugas-estreladas-indianas (Figura 9) são originárias da Índia. Podem pesar até 6,6 kg e chegar aos 38 cm de comprimento (Bouchard, 2009).

São tartarugas herbívoras e necessitam de uma temperatura a rondar os 32°C no ponto mais quente do terrário, assim como de uma lâmpada UV-B, necessária para a síntese da vitamina D3 na grande maioria dos répteis. Não costumam hibernar em Natureza (Tabaka & Senneke, 2006).

Esta espécie encontra-se no anexo II da lista CITES e no anexo B do regulamento (UE) 2017/160. Existe ainda a proibição de criação e detenção de animais de origem selvagem desta espécie, prevista no regulamento 349/2003 (CE).

3.1.3.4. Tartaruga-leopardo (*Stigmochelys pardalis*, Bell 1828)



Figura 10 - *Stigmochelys pardalis*.
Fonte: Mosier, 2009

As tartarugas-leopardo (Figura 10) são provenientes de África. São dóceis, podem chegar aos cem anos de idade, pesar até 18 kg e atingir os 81 cm de comprimento. Na natureza, são animais solitários, podendo ser territoriais entre si quando em cativeiro (Mosier, 2009).

As suas temperaturas ótimas variam entre 28-30°C durante o dia e 24°C durante a noite (Wappel & Schulte, 2004). A humidade

deve ser baixa (entre os 40 e os 70%) e devem ser utilizadas lâmpadas de UV-B (Mosier, 2009).

As tartarugas-leopardo são herbívoras, pelo que a sua dieta deve ser constituída por altas quantidades de fibra e cálcio e baixos teores proteicos, baseando-se maioritariamente em ervas e vegetais. As frutas devem ser evitadas e os adultos devem ser alimentados duas a três vezes por semana (Mosier, 2009).

Sendo tartarugas pertencentes à família Testudinidae, encontram-se no anexo II da lista CITES e no anexo B do regulamento (UE) 2017/160.

3.1.3.5. Tartaruga-russa (*Agrionemys horsfieldii*, Khozatsky & Mlynarski 1966)

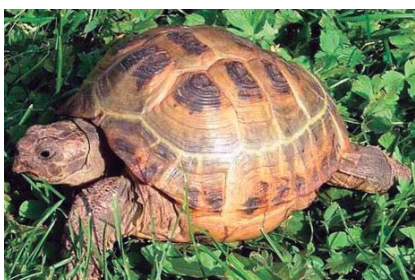


Figura 11 - *Testudo (Agrionemys) horsfieldii*. Fonte: Franklin, 2007b

De género *Testudo* e sub-género *Agrionemys*, as tartarugas-russas, afegãs ou de Horsfield (Figura 11) são muito resistentes e apresentam tamanho reduzido (até 20 cm de comprimento), sendo uma escolha popular entre os amantes de animais exóticos (Franklin, 2007b).

São originárias da Ásia e, em natureza, hibernam nos meses mais frios, sendo aconselhável que os adultos saudáveis em cativeiro

também o façam, uma vez que a hibernação auxilia na manutenção da atividade da tiróide e poderá ajudar as tartarugas a ter uma maior longevidade. Para além disto, a hibernação estimula a atividade sexual nos machos e sincroniza a ovulação nas fêmeas (Wappel & Schulte, 2004).

Normalmente não se dão bem com outras espécies de tartarugas. Necessitam de uma fonte de raios UV, de esconderijos e de temperaturas entre os 21 e os 30°C. A humidade não deve ser superior a 70% (Franklin, 2007b).

A sua dieta deve ser rica em fibra e cálcio e pobre em proteína, devendo ser maioritariamente constituída por vegetais e ervas verdes (Franklin, 2007b).

Esta espécie encontra-se no anexo II da lista CITES e no anexo B do regulamento (UE) 2017/160.

3.1.3.6. Tartaruga-raiada (*Astrochelys radiata*, Shaw 1802)



Figura 12 - *Astrochelys radiata*. Fonte: Uetz, 2018

Originárias do Madagáscar e pertencentes à família Testudinidae, as tartarugas-raiadas (Figura 12) podem atingir 40 cm de comprimento (Uetz, 2018). Tal como a maioria dos répteis, necessitam de uma fonte de radiação UV e de temperaturas entre os 25 e os 30°C, podendo baixar para 22°C durante a noite (Vetter, 2011).

São tartarugas herbívoras, pelo que a sua dieta deve ser constituída por 80% de plantas silvestres e vegetais, 20% de frutas e suplementos de cálcio (Vetter, 2011).

As tartarugas-raiadas encontram-se em perigo de extinção, estando listadas no anexo A do regulamento (EU) 2017/160 e no anexo I da lista CITES. Estes anexos proibem a importação das espécies neles incluídas, podendo tal constituir crime. O seu comércio só é permitido em condições excecionais, sendo por isso animais raros em cativeiro.

3.1.3.7. Tartaruga-do-Egipto (*Testudo kleinmanni*, Lortet 1883)



Figura 13 - *Testudo kleinmanni*. Fonte: Jardim Zoológico de Lisboa, 2018b

As tartarugas-do-Egipto (Figura 13) pertencem à família Testudinidae e são as mais pequenas desta família, alcançando apenas 8 a 12 cm de comprimento (Jardim Zoológico de Lisboa, 2018b).

São animais difíceis de manter em cativeiro, uma vez que são muito sensíveis aos parâmetros de temperatura, que deve ter gradientes no terrário entre 25 a 32°C, e de humidade, que deve ser baixa, uma vez que estas tartarugas são provenientes de ambientes áridos e secos. A sua dieta é estritamente herbívora, pelo que deve ser formulada à base de vegetais e plantas silvestres (Vetter, 2011).

Tais como as tartarugas acima mencionadas, as tartarugas-do-Egipto também se encontram em perigo crítico de extinção devido à perda do seu habitat para o desenvolvimento industrial e rural e à captura destes animais para o comércio de animais exóticos (Jardim Zoológico de Lisboa, 2018b). Estão listadas no anexo I da lista CITES e no anexo A do regulamento (EU) 2017/160, que criminalizam o comércio e as importações destes animais. Esta espécie também se encontra protegida no Egipto (Jardim Zoológico de Lisboa, 2018b).

3.1.3.8. Tartaruga-de-caixa (*Terrapene carolina*, Linnaeus 1758)

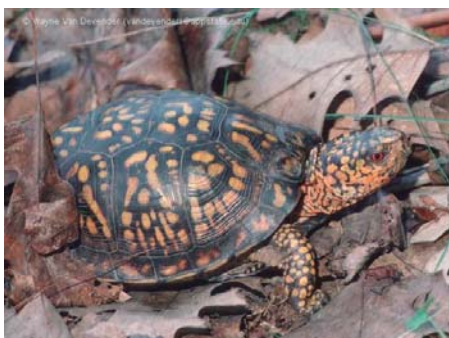


Figura 14 - *Terrapene carolina*. Fonte: Uetz, 2018

As tartarugas-de-caixa (Figura 14) pertencem à família Emydidae e são provenientes do continente americano. Existem seis subespécies de *Terrapene carolina*, com características morfológicas muito diferentes entre si (Uetz, 2018). São tartarugas de tamanho relativamente pequeno, alcançando um comprimento entre 15 e 30 cm (Bernardino, 2014).

Uma vez que são omnívoras, a sua dieta deve ser constituída por 50% de alimentos ricos em proteína (diferentes tipos de insetos) e 50% de alimentos ricos em fibra (dos quais 75% devem ser vegetais e 25% frutas), assim como suplementação em cálcio (Wappel & Schulte, 2004).

Necessitam de radiação UV durante 12 a 14 horas por dia e de temperaturas entre os 22-24°C, com um ponto quente a 29-31°C (Klingenberg, Barnett & Whitaker, 2005).

São tartarugas que não se adaptam bem à vida dentro de um terrário, pelo que é recomendável a vida ao ar livre em jardins ou pátios (Luison & Redaelli, 2008).

Estas tartarugas encontram-se listadas no anexo II da CITES e no anexo B do regulamento (UE) 2017/160.

3.1.3.9. Tartaruga-de-orelhas-vermelhas (*Trachemys scripta elegans*, Wied-Neuweid 1838)



Figura 15 - *Trachemys scripta elegans*. Fonte: Kramer, 2007

Pertencente à família Emydidae, esta subespécie é originária da região do rio Mississípi, nos Estados Unidos da América (Loureiro, Almeida, Carretero & Paulo, 2008). Segundo Kramer (2007) têm uma longevidade de quinze a trinta anos e podem alcançar os 35 cm de comprimento (Figura 15).

São tartarugas semiaquáticas, necessitando de um terrário que tenha uma área com água e outra área seca onde possam receber radiação UV. A temperatura ambiental deve estar entre os 28 e os 32°C e a da água entre os 21 e 26°C (Kramer, 2007).

Em cativeiro, as tartarugas jovens são maioritariamente carnívoras, tornando-se mais herbívoras à medida que crescem. A dieta dos adultos deve ser constituída por 30% de ração comercial proteica e 70% de vegetais e frutas cortadas, devendo ser alimentados duas a três vezes por semana (Kramer, 2007).

A maioria dos tutores, quando compra um animal desta espécie, não está preparada para o seu crescimento, acabando por libertá-lo na natureza porque se torna mais difícil a sua manutenção em cativeiro (Loureiro et al., 2008). Os impactos negativos destas libertações estão relacionados com a ocupação de nichos de outras espécies de tartarugas autóctones, havendo competição por alimentos, locais de postura e espaço para exposição ao sol. Para além disto, esta espécie de tartarugas apresenta uma baixa idade de maturação sexual, uma maior agressividade, elevada fecundidade e maiores dimensões do que as espécies autóctones. (Loureiro et al., 2008). Assim, em Portugal, foi criado o Decreto-Lei N°565/99, que regula a introdução na natureza de espécies exóticas e que proíbe a utilização como animal de companhia, a criação ou a detenção em cativeiro da espécie *Trachemys scripta*.

3.2. PARASITAS GASTROINTESTINAIS MAIS FREQUENTES EM RÉPTEIS

Todos os répteis são suscetíveis ao parasitismo gastrointestinal. Os répteis carnívoros normalmente apresentam parasitas cujos ciclos de vida passam por hospedeiros intermediários - as suas presas (ratos, grilos, coelhos), enquanto que os répteis herbívoros apresentam ciclos de vida menos complexos (Silvestre, 2007).

Neste capítulo serão identificados os parasitas gastrointestinais mais comuns em répteis, tendo a autora utilizado como base de referência dois estudos: o de Rataj et al. (2011), em que a prevalência parasitária dos 949 répteis estudados foi de 47,3% em ofídios, 88,5% em quelónios e 76,1% em sáurios, e o de Hallinger, Taubert, Hermosilla e Mutschmann (2018), no qual foram analisadas 1005 amostras fecais de 19 diferentes espécies de quelónios tidos como animais de estimação, sendo este último considerado pela autora como o estudo mais completo até à data acerca de endoparasitas gastrointestinais em quelónios.

3.2.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)

Em sáurios, e com base no estudo de Rataj et al. (2011), os cinco parasitas que se encontram com maior frequência, por ordem decrescente, são: oxiurídeos (*Pharyngodon* sp. e outras espécies não identificadas), estrongilídeos, *Nyctotherus* sp., tremátodes e ascarídeos. Esta ordem será utilizada também para a sua descrição no presente trabalho.

3.2.1.1. Oxiurídeos (Classe Nematoda, Ordem Oxyurida, Família Oxyuridae)

A família Oxyuridae inclui múltiplas espécies que podem infetar répteis, desenvolvendo-se no trato gastrointestinal de animais herbívoros e sendo principalmente identificadas na forma de ovos (Jacobson, 2007).

Dentro dos sáurios, incluem-se os parasitas dos géneros *Parapharyngodon*, *Pharyngodon*, *Skrjabinodon*, *Spauligodon*, *Aleuris* e *Thelandros*. Para além destes, os oxiurídeos de géneros taxonómicos *Ozolaimus* e *Paraleuris* têm como hospedeiros específicos as iguanas, assim como os *Tachygonetria* parasitam especificamente os sáurios de género *Uromastix* (Greiner & Mader, 2006).

Os seus ovos apresentam uma parede lisa e um opérculo numa das suas extremidades e podem ter uma forma ovoide, cilíndrica ou triangular, dependendo da espécie. Medem entre 130 e 140 µm, enquanto que os adultos podem alcançar os 15 centímetros de comprimento (Greiner & Mader, 2006).

Os oxiurídeos são considerados organismos comensais, sendo patogénicos em circunstâncias pouco frequentes, geralmente quando existem elevadas cargas parasitárias (Jacobson, 2007). Estão descritos casos de obstruções intestinais em iguanas e quelónios e prolapsos rectais em lagartos e ofídios (Klingenberg, 2004).

Uma vez que a sua transmissão é feita por contaminação fecal direta e o seu ciclo biológico é direto, verifica-se a possibilidade de reinfeções parasitárias contínuas em animais que vivem em cativeiro (Calín, 2006). Nestes casos, os parasitas multiplicam-se muito mais rapidamente do que o expectável na natureza (Rataj et al., 2011).

3.2.1.2. Estrongilídeos (Classe Nematoda, Ordem Strongylida)

Na ordem Strongylida estão incluídas as superfamílias Strongyloidea, Trichostrongyloidea, Metastrongyloidea, Ancylostomatoidea, Diaphanocephaloidea, Heligmosomoidea e Molineoidea (Benson, Karsch-Mizrachi, Lipman, Ostell & Sayers, 2009).

Os ovos de estrongilídeos são alongados, na maioria das vezes incolores e com paredes finas, podendo conter blastómeros ou larvas (Šlapeta, Modrý & Johnson, 2018).

Em animais com elevadas cargas parasitárias, podem desenvolver-se gastroenterites e úlceras hemorrágicas, podendo até levar à sua morte (Šlapeta et al., 2018).

Apesar de algumas espécies de estrongilídeos apresentarem um ciclo biológico indireto, devido à dificuldade de identificação das espécies, é recomendado considerar que a maioria tem um ciclo de vida direto e uma baixa especificidade de hospedeiro (Šlapeta et al., 2018).

No estudo de Rataj et al. (2011), a identificação das espécies de estrongilídeos observados não foi efetuada, uma vez que não foram detetados adultos nas amostras fecais. Assim, todos os ovos com blastómeros foram classificados como sendo do tipo estrongilídeo.

3.2.1.3. *Nyctotherus* sp. (Subreino Protozoa)

Os répteis podem ser parasitados por diversos protozoários, que se encontram divididos nos seguintes filis taxonômicos: Sarcomastigophora (que inclui os flagelados e as amebas), Ciliophora (que compreende os ciliados) e Apicomplexa (que abrange as coccídias) (Scullion & Scullion, 2009). Os protozoários *Nyctotherus* sp. estão incluídos no grupo dos ciliados, sendo frequentemente encontrados em répteis herbívoros. São considerados microbiota intestinal de sáurios saudáveis (Chinnadurai & DeVoe, 2009). Podem ser encontrados em amostras fecais na forma de trofozoítos, cobertos por cílios e em forma de rim, ou na forma de quistos, tendo uma forma ovoide, presença de um opérculo e uma parede espessa (Rataj et al., 2011). Os trofozoítos móveis podem medir até 200 µm de comprimento (Machin, 2015).

O ciclo de vida destes protozoários ciliados é direto e a sua transmissão é efetuada pela ingestão de quistos infetantes (Machin, 2015).

Quando em elevada quantidade, podem desenvolver-se sinais clínicos, existindo relatos de casos de tartarugas que apresentavam historial de diarreia, desidratação, perda de peso e má absorção, causados por *Nyctotherus* sp. (Satbige, Kasaralilar, Halmandge & Rajendran, 2017).

No estudo de Rataj et al. (2011), este género de protozoários apenas foi detetado em *Uromastix* sp., dentro dos diversos exemplares de sáurios.

3.2.1.4. Tremátodes (Classe Trematoda)

A classe Trematoda encontra-se dividida em três subclasses: Monogenea, Aspidogastrea e Digenea (Benson et al., 2009).

Os tremátodes da subclasse Monogenea são normalmente encontrados em peixes, podendo algumas espécies parasitar tartarugas aquáticas. Afetam a cavidade oral e o trato urinário dos seus hospedeiros e a maioria das espécies têm um ciclo de vida direto. Não existem relatos de patogenicidade em répteis (Greiner & Mader, 2006).

A subclasse Digenea é a mais variada dentro dos tremátodes e a mais patogénica, sendo que a maioria das suas espécies apresenta um ciclo biológico indireto, necessitando de pelo menos um hospedeiro intermediário. Tal faz com que o seu desenvolvimento seja pouco comum em animais tidos em cativeiro (Machin, 2015). Parasitam o trato gastrointestinal dos répteis, podendo também afetar os rins, vesícula biliar, pulmões e o sistema circulatório destes animais (especialmente em tartarugas) (Machin, 2015). As infeções graves por estes parasitas podem levar a anorexia, perda de peso, urémia e dispneia (Klingenberg, 2007).

A família Spirorchidae, incluída na subclasse Digenea, é um dos grupos de tremátodes patogénicos em répteis. Os seus adultos desenvolvem-se nos vasos sanguíneos e coração dos hospedeiros, podendo estes ou a acumulação de ovos formar trombos ou granulomas, e, conseqüentemente, causar isquémia e necrose dos tecidos (Greiner & Mader, 2006).

Os seus ovos são grandes, de paredes finas, amarelo-acastanhados e frequentemente operculados, podendo ser encontrados tanto nas fezes, como na mucosa oral (Machin, 2015). O seu tamanho varia, de acordo com a espécie (Jacobson, 2007).

3.2.1.5. Ascarídeos (Classe Nematoda, Superfamília Ascaridoidea)

Segundo Šlapeta et al. (2018), o género *Ophidascaris* é o mais comum dentro dos ascarídeos encontrados em répteis.

O seu ciclo de vida é indireto, pelo que o hospedeiro definitivo se infeta pela ingestão do hospedeiro intermediário (que pode ser um roedor ou um anfíbio), existindo migração larvar pelos tecidos viscerais do hospedeiro definitivo até ao esófago, estômago ou intestino, onde se desenvolvem os parasitas adultos (Greiner & Mader, 2006).

Os répteis infetados podem apresentar sinais clínicos inespecíficos, como a anorexia e a perda de peso crónica, ou não desenvolver sinais clínicos (Machin, 2015). Podem ainda desenvolver-se infeções oportunistas por bactérias Gram-negativas, devido às lesões na mucosa gastrointestinal, contudo existem poucos relatos em que estas infeções parasitárias se encontram relacionadas com a morte dos animais em causa (Jacobson, 2007).

Na vertente clínica, a identificação das espécies de ascarídeos não é, geralmente, necessária. A maioria dos seus ovos são alongados, amarelo-acastanhados e ostentam uma parede tipicamente grossa (Šlapeta et al., 2018). Podem ser identificados em lavagens gástricas ou nas fezes, não sendo embrionados e medindo de 60 a 100 µm (Jacobson, 2007).

3.2.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM OPHIDIA)

Com base no estudo de Rataj et al. (2011), os cinco parasitas mais comuns em ofídios, por ordem decrescente de prevalências, são: estrongilídeos (*Kalicephalus* sp. e outras espécies não identificadas), pentastomídeos (*Porocephalus crotali*), ascarídeos, *Strongyloides* sp. e *Capillaria* sp. Esta ordem será utilizada também para a sua descrição no presente trabalho.

3.2.2.1. Estrongilídeos (Classe Nematoda, Ordem Strogylida)

No estudo de Rataj et al. (2011), *Kalicephalus* sp. foi o género de estrongilídeos mais identificado em ofídios. Neste género incluem-se mais de doze espécies, estando englobadas na família Diaphanocephalidae (Jacobson, 2007). Normalmente vivem no intestino delgado, mas também podem ser encontrados na cavidade oral e no esófago dos seus hospedeiros (Greiner & Mader, 2006).

Apresentam um ciclo biológico direto e são transmitidos por via percutânea ou pela ingestão de alimentos contaminados (Klingenberg, 2007).

A maioria dos animais infetados por *Kalicephalus* sp. não apresenta sinais clínicos. No entanto, aquando de elevadas cargas parasitárias, podem ostentar sinais clínicos como a anorexia, letargia e fezes sanguinolentas, provocadas por úlceras gástricas (Jacobson, 2007). Podem ainda apresentar anemia e obstruções intestinais (Greiner & Mader, 2006).

Estão descritos casos em que ocorrem infeções secundárias por bactérias Gram-negativas, especialmente quando existem lesões intestinais como as úlceras (Jacobson, 2007).

O seu diagnóstico é efetuado através da identificação dos parasitas ou dos seus ovos nas fezes, tendo estes últimos umas dimensões de 70 a 100 µm por 40 a 50 µm, com uma parede fina e podendo ser embrionados. São facilmente confundidos com ovos de *Rhabdias* sp. ou *Strongyloides* sp., que são mais pequenos e geralmente apresentam larvas no seu interior. Os adultos medem entre um a dois centímetros de comprimento (Jacobson, 2007).

3.2.2.2. Pentastomídeos (Subclasse Pentastomida)

Dentro das mais de setenta espécies de pentastomídeos existentes, os géneros que parasitam ofídeos são: *Raillietiella*, *Cubirea*, *Gigliolella*, *Parasambonia*, *Porocephalus*, *Kiricephalus*, *Armillifer* e *Waddycephalus* (Jacobson, 2007). Destes, os parasitas dos géneros *Armillifer* e *Porocephalus* têm potencial zoonótico, podendo os humanos infetar-se pela ingestão de carne de cobra pouco cozinhada ou de água contaminada pelas suas fezes (Rataj et al., 2011).

Os adultos podem medir de 0,5 a 20 cm de comprimento e a sua existência é comum no aparelho respiratório de ofídios (Greiner & Mader, 2006). O seu ciclo biológico é indireto, podendo os hospedeiros intermédios ser peixes ou mamíferos (Jacobson, 2007). Este baseia-se na deposição de ovos pelos adultos nos pulmões do hospedeiro definitivo, que acabam por ser expelidos e engolidos, sendo expulsos nas fezes. Por sua vez, o hospedeiro intermediário ingere estes mesmos ovos e neste ocorrerá o desenvolvimento larvar. Após a ingestão do hospedeiro intermediário, as ninfas infetantes perfuram as suas paredes intestinais e migram até chegar aos pulmões, onde se desenvolvem até adultos (Greiner & Mader, 2006). Quer os adultos, quer as larvas são hematófagos, à exceção da espécie *Linguatulla* sp., que não está associada a répteis (Jacobson, 2007).

Na natureza, é comum que os répteis tenham elevadas cargas parasitárias e não apresentem sinais clínicos. Contudo, os animais em cativeiro podem apresentar anemia, obstrução da traqueia e lesões relacionadas com os danos tissulares locais. Tal poderá ser explicado devido às más condições de manejo e elevados níveis de stress. Poderão ainda desenvolver-se pneumonias secundárias (bacterianas ou fúngicas) e septicémia, sendo esta a principal causa de morte em infeções por pentastomídeos (Jacobson, 2007).

A gravidade e a natureza da resposta imunitária do hospedeiro dependem do seu estado imunitário, do estágio e do número de parasitas existentes e da presença de doenças concomitantes (Greiner & Mader, 2006).

O seu diagnóstico depende da identificação de ovos em lavagens pulmonares, em secreções nasais ou nas fezes. Estes apresentam uma parede fina, até 130 µm de diâmetro e uma forma ovoide (Jacobson, 2007).

3.2.2.3. Ascarídeos (Classe Nematoda, Superfamília Ascaridoidea)

Os ofídios podem ser parasitados por ascarídeos pertencentes aos géneros *Hexametra*, *Amplichaecum*, *Ophidascaris* e *Polydelphis*, que habitam no trato gastrointestinal dos animais infetados. Apresentam ciclos de vida indiretos (Greiner & Mader, 2006).

Para além de poderem desenvolver os sinais clínicos referidos anteriormente, em ofídios pode ocorrer a regurgitação de comida parcialmente digerida, passados vários dias após a sua ingestão (Jacobson, 2007). Os animais podem ainda apresentar obstruções intestinais, úlceras gástricas, perfurações intestinais e formação de nódulos e abscessos, devido à migração larvar (Klingenberg, 2004). Tal como mencionado anteriormente, também se podem desenvolver infeções secundárias oportunistas (Jacobson, 2007).

No estudo de Rataj et al. (2011), todos os ovos de ascarídeos foram considerados como sendo de *Ophidascaris* sp., a espécie mais comum nas famílias de ofídios Colubridae e Pythonidae.

Estes nemátodes são dos agentes patogénicos mais importantes em ofídios, uma vez que podem levar à morte dos animais (Rataj et al., 2011).

3.2.2.4. *Strongyloides* sp. (Classe Nematoda, Ordem Rhabditida, Superfamília Rhabditoidea)

A superfamília Rhabditoidea inclui os géneros *Strongyloides* e *Rhabdias*, tendo ambos ciclos de vida diretos (Greiner & Mader, 2006). A transmissão destes parasitas pode ser efetuada através da ingestão de água ou de alimentos contaminados ou através da penetração na pele dos hospedeiros das fases infetantes destes parasitas, e consequente migração até aos pulmões (no caso de *Rhabdias* spp.) ou até aos intestinos (no caso de *Strongyloides* sp.), onde se desenvolvem até serem adultos (Jacobson, 2007).

Estes parasitas podem viver exclusivamente no hospedeiro (onde se reproduzem por partenogénese, podendo as larvas tornar-se infetantes sem dele sair) ou desenvolver-se num regime de vida livre, entrando no hospedeiro definitivo por via percutânea (Jacobson, 2007). Este regime pode ser exacerbado por más condições de manejo como temperaturas e humidade elevadas ou pelo fraco saneamento das instalações onde o animal se encontra, levando a um aumento da carga parasitária (Greiner & Mader, 2006).

Os animais parasitados por *Rhabdias* spp. podem apresentar dispneia, corrimento nasal, granulomas e pneumonias graves, enquanto que com *Strongyloides* sp. estão descritos casos em que os animais desenvolvem anorexia, perda de peso, letargia, enterite e diarreia, podendo levar à sua morte. Podem ainda ocorrer obstruções ureterais, nefrites, uretrites e gastroenterites (Greiner

& Mader, 2006). Considera-se, também, que se podem desenvolver infecções secundárias por bactérias Gram-negativas (Jacobson, 2007).

O diagnóstico de uma infecção por *Rhabdias* ou por *Strongyloides* é efetuado através da identificação de ovos em lavagens pulmonares ou nas fezes, sendo impossível a distinção das duas espécies de parasitas pelos seus ovos embrionados, que são indistinguíveis (Šlapeta et al., 2018). Apenas se podem comparar as larvas de primeiro-estádio de desenvolvimento de *Rhabdias* spp. com as larvas de terceiro-estádio de *Strongyloides* sp., pela presença de um esófago de pequenas dimensões nas primeiras e de um maior nas últimas (Jacobson, 2007).

Os seus ovos medem cerca de 60 por 35 µm e devem ser distinguidos dos ovos embrionados de *Kalicephalus* sp., que apresentam dimensões maiores (Jacobson, 2007).

3.2.2.5. *Capillaria* sp. (Classe Nematoda, Superfamília Trichinelloidea)

Estes nemátodes podem infetar o trato gastrointestinal de répteis, mas podem também ser encontrados no fígado e nas gónadas dos animais infetados (Klingenberg, 2004).

Os ovos de *Capillaria* sp. podem ser encontrados em fezes de animais sem sinais clínicos, apresentando uma parede grossa, dois opérculos polares e uma típica forma de barril (Šlapeta et al., 2018).

Estes parasitas escavam a pele dos hospedeiros definitivos quando migram, formando marcas pretas na sua pele, de fácil observação (Greiner & Mader, 2006). Apesar de raramente apresentarem sinais clínicos, os animais com elevadas cargas parasitárias podem desenvolver insuficiência hepática (Greiner & Mader, 2006).

3.2.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)

No estudo de Hallinger et al. (2018), os cinco parasitas mais comuns em quelónios, por ordem decrescente de prevalências foram: oxiurídeos (*Tachygonetria* sp.), ascarídeos (*Angusticaecum* sp.), *Hexamita* sp., *Balantidium* sp. e *Entamoeba* sp.

3.2.3.1. Oxiurídeos (Classe Nematoda, Ordem Oxyurida, Família Oxyuridae)

A presença de oxiurídeos é muito frequente no lúmen do intestino grosso de répteis herbívoros como as tartarugas, sendo considerada benéfica para o hospedeiro, uma vez que melhora a passagem do conteúdo alimentar pelo trato intestinal e contribui para a regulação da microbiota do ceco, através da ingestão de bactérias por parte dos parasitas (Hallinger et al., 2018). Consequentemente, a sua remoção total pode afetar negativamente a digestão (Šlapeta et al., 2018).

À semelhança dos sáurios, é recomendado que apenas grandes cargas parasitárias sejam tratadas, pois estas podem levar à ocorrência de obstruções, perdas de peso crónicas, prolapsos cloacais e

diarreias, podendo até ser fatais (Grosset, 2010). Podem também provocar lesões inflamatórias viscerais, tal como foi reportado num caso clínico em que uma tartaruga-de-orelhas-vermelhas foi diagnosticada com uma pancreatite, provocada pela migração tecidual de um oxiurídeo (Hidalgo et al., 2011). Em animais jovens, podem ser observados problemas de crescimento e, ainda, diminuição de taxas de fertilidade em fêmeas (Silvestre, 2011).

Os oxiurídeos apresentam um ciclo biológico monóxeno e que se completa em menos de quarenta dias (Hallinger et al., 2018). Os seus ovos são tipicamente ovoides, apresentam uma parede grossa e amarelada e, normalmente, um dos lados é mais convexo que o outro. Possuem um opérculo, nem sempre evidente quando em observação ao microscópio (Šlapeta et al., 2018).

Os machos têm uma extremidade posterior cuja forma varia consoante os géneros dos parasitas em questão, sendo muito útil na sua identificação (Greiner & Mader, 2006).

Os quelónios são o hospedeiro definitivo de oxiurídeos dos géneros *Tachygonetria*, *Alaeuris*, *Gopheruris*, *Thelandros*, *Mehdiella*, *Ortleppnema* e *Thaparia* (Bouamer & Morand, 2006).

Segundo Hallinger et al. (2018), as infeções por oxiurídeos são de extrema importância quando as condições de manejo não são adequadas, ocorrendo principalmente por falta de conhecimento dos tutores. No seu estudo, e por essa razão, os quelónios com menos de cinco anos de idade foram os mais afetados por este tipo de infeções.

3.2.3.2. Ascarídeos (Classe Nematoda, Superfamília Ascaridoidea)

Os ascarídeos são muito comuns em tartarugas que vivem em jardins ou outros espaços exteriores, uma vez que nestes espaços existem gastrópodes, que são os hospedeiros intermediários destes parasitas. Assim, estas tartarugas (principalmente dos géneros *Testudo*, *Geochelone*, *Agrionemys*, *Centrochelys*, *Terrapene* e *Cuora*) alimentam-se de caracóis ou lesmas (que lhes conferem uma fonte proteica), facilitando as infeções por este tipo de parasitas (Badia & Bueno, 2012).

Dentro da superfamília Ascaridoidea, apenas os parasitas *Angusticaecum* sp. infetam quelónios (Jacobson, 2007). Os ovos desta espécie apresentam uma parede com três camadas, coberta por um polissacárido mucoso e viscoso que lhes confere uma grande aderência às superfícies e os torna resistentes a desinfetantes comuns (Hallinger et al., 2018). Assim, a erradicação deste tipo de infeções em tartarugas é bastante difícil.

Os ascarídeos são bastante patogénicos para os quelónios, uma vez que cargas parasitárias reduzidas podem levar à morte dos animais (Greiner & Mader, 2006). Existem relatos que estes parasitas provocam lesões pulmonares (devido à migração das larvas) e obstruções intestinais (Jacobson, 2007). Também podem deformar as carapaças dos quelónios (Šlapeta et al., 2018) e provocar perdas de peso crónicas, uma vez que os ascarídeos podem absorver até metade dos nutrientes que os animais ingerem (Klingenberg, 2004).

O facto do seu ciclo de vida incluir migração larvar e um possível desenvolvimento em diferentes órgãos leva Hallinger et al. (2018) a referirem que as espécies de *Angusticaecum* são mais patogénicas que os oxiurídeos.

Os seus ovos não são embrionados e têm uma parede irregular e espessa, medindo entre 60 e 100 µm (Jacobson, 2007).

3.2.3.3. *Hexamita* sp. (Subreino Protozoa, Filo Sarcomastigophora, Ordem Trichomonadida)

A ordem Trichomonadida encontra-se dividida nas famílias Trichomonadidae, Monocercomonadidae e Hexamitidae, pertencendo o género *Hexamita* a esta última. Estes protozoários flagelados são frequentemente encontrados em répteis, apesar de na maioria dos casos não existirem sinais clínicos (Scullion & Scullion, 2009). Quando existentes, os quelónios apresentam perda de peso, hematúria e letargia progressiva (Jacobson, 2007). Podem também existir lesões necróticas focais no epitélio do duodeno, do trato urinário ou do fígado, assim como erosões na parede do cólon (Scullion & Scullion, 2009). Em casos crónicos estão descritos o desenvolvimento de nefrites com necrose tubular, a formação de granulomas e fibrose (Hallinger et al., 2018).

Em quelónios, o género *Geochelone* é particularmente sensível à ação destes parasitas (Calín, 2006)

A gravidade das lesões provocadas por estes parasitas está dependente de uma grande combinação de fatores tais como a resistência do hospedeiro e o seu estado imunitário, a existência de fatores de stress social ou de manejo, a carga parasitária e a patogenicidade do protozoário envolvido (Scullion & Scullion, 2009). O facto de existirem casos de mortes provocadas por *Hexamita* sp. demonstra a sua elevada patogenicidade, devendo esta ser investigada com maior detalhe em mais estudos científicos (Hallinger et al., 2018).

Os trofozoítos de *Hexamita* sp. movem-se rapidamente e em linhas retas, mudando freneticamente de direção e medem cerca de 8 µm de comprimento por 5 µm de largura, sendo pleomórficos. Apresentam seis flagelos, dois dos quais caudais e de tamanhos diferentes (Scullion & Scullion, 2009).

O seu ciclo de vida é direto e são excretados nas fezes e na urina dos animais infetados, sendo transmitidos por via oral (Greiner & Mader, 2006).

3.2.3.4. *Balantidium* sp. (Subreino Protozoa)

Este protozoário ciliado é comensal no trato digestivo dos quelónios e desempenha um papel importante na digestão da celulose. Assim, na maioria dos casos, a presença de *Balantidium* sp. não é patogénica. Contudo, cargas parasitárias elevadas podem levar a lesões graves nas paredes intestinais destes animais, podendo causar colites (Cervone et al., 2016). Estão também descritos

casos de infeções bacterianas concomitantes, que formam abscessos hepáticos em tartarugas altamente parasitadas (Grosset, 2010).

Estes protozoários podem ainda provocar diarreias agudas, que levam à desidratação, perda de peso e má absorção em casos crónicos, devido à completa destruição da microbiota intestinal dos animais afetados (Cervone et al., 2016).

São transmitidos pela via fecal-oral, através da ingestão de quistos infetantes, que têm uma forma redonda, ao contrário dos quistos de *Nyctotherus* sp., que são ovóides e operculados (Machin, 2015). Podem ainda ser identificados em sáurios e ofídios, não tendo, geralmente, significado clínico (Rataj et al., 2011).

3.2.3.5. *Entamoeba* sp. (Subreino Protozoa)

Pertencente ao filo Sarcomastigophora, a espécie *Entamoeba invadens* é patogénica principalmente em ofídios (Šlapeta et al., 2018). No entanto, os quelónios também podem ser afetados, pelo que a separação destes animais é recomendada (Šlapeta et al., 2018).

Estes protozoários podem causar anorexia, vómitos e diarreias, assim como provocar úlceras, necrose e hemorragias graves ao longo do trato gastrointestinal dos animais infetados (Hallinger et al., 2018). Em casos crónicos, é comum a formação de abscessos ou de granulomas no fígado (Šlapeta et al., 2018), assim como a desidratação, perda de condição corporal, timpanismo, obstruções do cólon e prolapsos da cloaca (Scullion & Scullion, 2009). Estas lesões podem levar à morte dos animais em alguns dias ou apenas passados meses desde o início da infeção (Machin, 2015).

O facto dos trofozoítos poderem alcançar vários órgãos no corpo do hospedeiro leva ao desenvolvimento de infeções por bactérias oportunistas (Greiner & Mader, 2006).

A deteção de quistos ou de trofozoítos de *Entamoeba invadens* por esfregaços fecais é difícil, sendo recomendado para o seu diagnóstico a utilização de PCR (polymerase chain reaction), mesmo em répteis que não apresentam sinais clínicos (Šlapeta et al., 2018). Estes quistos podem sobreviver até 14 dias a temperaturas a rondar os 8°C e por vários dias a 37°C (Pasmans et al., 2006).

A sua transmissão é efetuada pela via oro-fecal e apresentam um pequeno risco zoonótico (Machin, 2015).

3.2.4. OUTROS PARASITAS RELEVANTES

3.2.4.1. Coccídias (Classe Sporozoa, Subclasse Coccidia, Subordem Eimeriorina)

Incluídos no filo Apicomplexa, as coccídias associados a doenças gastrointestinais em répteis pertencem aos géneros *Cryptosporidium*, *Caryospora*, *Eimeria*, *Isospora* e *Sarcocystis*, existindo mais de trinta espécies (Calín, 2006). São parasitas eucarióticos, uni e intracelulares e são transmitidos por via fecal-oral, em que o hospedeiro ingere os oocistos, que são as formas infetantes

(Scullion & Scullion, 2009). Existem em grandes quantidades em ambientes com pouco saneamento e são, geralmente, encontrados em animais jovens (Calín, 2006).

As espécies de coccídias podem ser diferenciadas através do número de esporocistos e esporozoítos (Greiner & Mader, 2006). O género *Eimeria* sp. é normalmente encontrado no epitélio intestinal, vesícula e ductos biliares de ofídios ou sáurios e os seus oocistos apresentam quatro esporocistos com dois esporozoítos em cada um. As coccídias do género *Isospora* sp. encontram-se nos intestinos e os seus oocistos esporulados apresentam dois esporocistos com quatro esporozoítos em cada (Jacobson, 2007).

A existência de sinais clínicos depende do número de oocistos inicialmente ingeridos, do sistema imunitário do hospedeiro e da genética do parasita. Normalmente não são detetáveis, contudo pode verificar-se um ritmo de crescimento diminuído e ainda enterites hemorrágicas, em que existe a destruição do epitélio intestinal do hospedeiro (Greiner & Mader, 2006).

É importante que o médico veterinário saiba que a identificação de oocistos de coccídias nas fezes dos animais não justifica um diagnóstico definitivo de coccidiose, a não ser que o historial e os sinais clínicos o demonstrem (Bowman, 2009). Isto porque podem ser encontradas grandes quantidades de oocistos nas fezes de animais perfeitamente saudáveis. No entanto, as coccidioses podem ser fatais em fases assexuadas, ainda que sem a excreção de oocistos nas fezes (Bowman, 2009).

No género *Cryptosporidium* estão incluídas nove espécies diferentes, sendo *C. serpentis* (principalmente associada a ofídios) e *C. saurophilum* (maioritariamente associada a sáurios) as mais comuns em répteis (Pasmans et al., 2006). No caso de infeções provocadas por estes protozoários, pode desenvolver-se diarreia, letargia, depressão e regurgitação (sendo este sinal clínico muito comum em ofídios, após as refeições), enquanto que em casos crónicos pode existir anorexia, hiperplasia gástrica e o desenvolvimento de enterites, podendo estas infeções ser letais para os répteis (Pasmans et al., 2006). Como não existe uma terapêutica totalmente eficaz, a eutanásia dos animais clinicamente afetados é recomendada (Šlapeta et al., 2018).

O seu diagnóstico consiste na deteção de oocistos nas fezes, em lavagens gástricas ou em biópsias dos animais afetados, pelo que se deve utilizar a coloração de Ziehl-Neelson para a sua correta identificação ao microscópio ótico e, de seguida, confirmar o diagnóstico com testes de imunofluorescência, PCR ou biópsias gástricas (Šlapeta et al., 2018). Devido à libertação intermitente de oocistos nas fezes, é necessária uma repetição dos testes fecais para a identificação de uma infeção por este tipo de parasitas (Machin, 2015). Para além disto, o número de oocistos libertados durante a fase subclínica da infeção (que pode durar anos) é reduzido (Pasmans et al., 2006).

Não existem desinfetantes totalmente eficazes contra coccídias, no entanto o calor e a exposição direta ao sol, assim como as boas condições de saneamento são as técnicas mais efetivas na destruição de oocistos (Bowman, 2009).

3.2.4.2. Protozoários flagelados em quelônios

Para além dos parasitas flagelados acima mencionados (como *Hexamita* sp.), existem outros protozoários da mesma ordem (Trichomonadida) que também são importantes em quelônios, nomeadamente *Trichomonas*, *Tritrichomonas* e *Monocercomonoides* (Jacobson, 2007).

Existe alguma escassez no que se refere à evidência da ligação de tricomonídeos com a ocorrência de doenças por eles provocados em répteis, sendo baseada principalmente em relatórios de casos clínicos (Scullion & Scullion, 2009). São frequentemente encontrados em amostras fecais de animais saudáveis, estando presentes em número elevado quando existe stress ou más condições de manejo (Jacobson, 2007). Nestes casos, podem causar diarreia, cólicas, perda de peso, letargia e anorexia (Machin, 2015). Algumas espécies podem ainda provocar enterites (Scullion & Scullion, 2009).

De acordo com Machin (2015), os tricomonídeos geralmente apresentam maiores dimensões do que os trofozoítos de *Hexamita* sp., tendo uma forma piriforme, um único núcleo e podendo ter quatro a seis flagelos.

Os tricomonídeos não formam quistos, no entanto algumas espécies suportam a passagem pelo estômago (Scullion & Scullion, 2009).

3.3. PROFILAXIA DO PARASITISMO EM RÉPTEIS

Os parasitas, especialmente quando em elevadas cargas ou em espécies muito patogénicas, podem desenvolver doenças em animais e até em humanos, sendo também um risco de saúde pública (Pasmans et al., 2006). Assim, o médico veterinário tem um papel fundamental na prevenção destas infeções, devendo esta basear-se na diferenciação dos parasitas patogénicos dos comensais, na sua carga, no conhecimento de métodos de diagnóstico e de terapêutica e ainda nos procedimentos de quarentena (Šlapeta et al., 2018). O objetivo deste deve ser sempre a eliminação dos parasitas antes da entrada no local onde o animal está a viver, pelo que o tutor deve ser sempre informado dos exames parasitológicos de rotina e do correto manejo do animal, de maneira a desenvolver o bem-estar e a saúde (Šlapeta et al., 2018).

3.3.1. MANEIO GERAL

O facto de os répteis viverem em cativeiro faz com que as cargas parasitárias de parasitas monoxenos aumentem, devido ao permanente contacto dos animais com as próprias fezes e à possibilidade de reinfeções (Jacobson, 2007). Este confinamento, tal como o stress relacionado com a alimentação inadequada, temperaturas desajustadas ou a sobrepopulação dos animais, é responsável por quebras imunitárias e, conseqüentemente, por um exacerbamento das infeções parasitárias (Klingenberg, 2004). Assim, os tutores dos animais devem ser informados pelo médico

veterinário acerca das corretas condições de manejo dos seus animais de estimação, tais como a alimentação, a exposição às radiações ultravioleta, a humidade e as temperaturas adequadas, tendo estas sido descritas no capítulo de caracterização das espécies estudadas nesta dissertação. Estas mesmas condições devem ser similares às encontradas pelos animais na natureza.

Também os parasitas com ciclos biológicos mais complexos podem ser transmitidos a répteis em cativeiro, através de equipamentos ou de alimentos contaminados (Šlapeta et al., 2018). Assim, a identificação e eliminação das fontes de transmissão é uma componente muito importante no controlo profilático de parasitoses (Šlapeta et al., 2018). De modo a evitar a transmissão de parasitas pelos alimentos, Greiner e Mader (2006) recomendam a congelação das presas pelo menos trinta dias antes da alimentação de répteis carnívoros. Devem, igualmente, utilizar-se presas sanitariamente controladas, de criadores ou de locais de produção oficiais (Silvestre, 2007).

3.3.2. MEDIDAS DE QUARENTENA

A quarentena desempenha um papel de extrema importância na prevenção de doenças provocadas por agentes infecciosos, devendo ser efetuada quer pelos criadores ou tutores, quer pelas lojas de animais, onde geralmente existe sobrepopulação animal e chegada constante de novos animais, muitas vezes doentes ou em stress (Pasmans et al., 2006).

A sua duração não está bem estipulada, variando, consoante diversos autores, entre um e três meses (Scullion & Scullion, 2009). No caso das tartarugas, estas devem ser mantidas separadas desde a hibernação até às quatro a seis semanas após esta, pois é durante o período em que acordam que a maioria dos sinais clínicos se desenvolve, devido a uma redução da resposta imunitária durante a hibernação (Pasmans et al., 2006).

Durante a quarentena, devem ser repetidos exames clínicos e coprológicos, até à confirmação do estado de perfeita saúde do animal – efetuada aquando de duas amostras negativas com duas semanas de intervalo entre si (Scullion & Scullion, 2009).

Os protocolos de quarentena devem ser efetuados à chegada de um novo animal para uma coleção já existente ou quando existem animais doentes, que devem ser isolados do grupo (Scullion & Scullion, 2009). Se possível, os novos animais devem ser colocados numa divisão diferente, devido à possibilidade de infeções virais transmitidas pelo ar. Devem, ainda, ser examinados por um médico veterinário e, se necessitarem de algum tratamento, este deve ser efetuado antes de se juntarem a outros répteis (Pasmans et al., 2006).

Os utensílios utilizados nos animais em quarentena devem ser diferentes entre si e devem ser limpos e desinfetados depois de cada uso (Pasmans et al., 2006). O uso de luvas descartáveis encontra-se recomendado.

3.3.3. EXAMES PARASITOLÓGICOS DE ROTINA

Os exames parasitológicos de rotina devem incidir nos três aparelhos usualmente afetados: o gastrointestinal, o respiratório e a pele (Šlapeta et al., 2018). Na vertente clínica, é importante a utilização de amostras fecais para esta análise, devendo ser analisadas pelo menos uma vez por ano (Calín, 2006).

Em tartarugas, está aconselhada a elaboração de exames coprológicos antes e depois do período de hibernação (Calín, 2006).

As amostras utilizadas devem ser frescas e analisadas até 48 horas após a sua recolha (McArthur, Wilkinson & Meyer, 2008). Para facilitar a colheita, pode-se colocar o animal num banho de água morna ou efetuar uma lavagem da cloaca (McArthur et al., 2008).

Após a colheita das amostras fecais, os parasitas devem ser pesquisados e identificados através de exames fecais diretos e de métodos de flutuação ou de sedimentação, podendo ainda utilizar-se fixadores e corantes (Pasmans et al., 2006).

3.3.4. SANEAMENTO E DESINFEÇÃO

A nível de condições sanitárias, deve ser garantida uma boa higienização das instalações, de forma a eliminar formas parasitárias resistentes (ovos, oocistos, quistos) e hospedeiros intermediários (Scullion & Scullion, 2009). Assim, as fezes não devem estar mais de dois dias no terrário, devendo ser retiradas sempre que se observem (Silvestre, 2007). Uma vez por ano é aconselhável eliminar todo o substrato do terrário e colocar um novo, limpo (Silvestre, 2007).

Para além das limpezas regulares, as desinfecções dos terrários também são recomendadas, principalmente com ácidos orgânicos, diluições de hipoclorito de sódio (lixívia) ou soluções de amónia (Pasmans et al., 2006). Os oocistos de *Cryptosporidium* sp. espécie também podem ser inativados pelo calor (45 a 60°C durante 5 a 9 minutos), assim como os quistos de *Entamoeba* sp. a temperaturas superiores a 52°C (Pasmans et al., 2006).

As instruções dos fabricantes dos desinfetantes devem ser respeitadas, assim como apenas devem ser utilizados em terrários previamente limpos, uma vez que quanto menor a quantidade de material orgânico e maior o período de contacto com o desinfetante, maior será a eficácia de desinfecção (Pasmans et al., 2006).

A desinfecção das instalações é muito importante, uma vez que a maioria dos parasitas desenvolvidos em cativeiro apresentam um ciclo biológico direto. Assim, o substrato e os acessórios (como por exemplo os bebedouros) podem servir como amplificadores das infeções parasitárias (Pasmans et al., 2006).

No caso de ectoparasitas, o terrário e os acessórios devem ser pulverizados com fipronil diluído, exceto em ofídios e sáurios, em que se pode utilizar a ivermectina diluída (Pasmans et al., 2006).

Esta substância não deve ser utilizada em quelônios, uma vez que tem um efeito potencialmente neurotóxico (Šlapeta et al., 2018).

Os desinfetantes à base de fenol não são apropriados para o uso em répteis, devendo ser evitados (Machin, 2015).

3.4. TRATAMENTO ANTIPARASITÁRIO EM RÉPTEIS

A chave do sucesso da eliminação de parasitas inclui o uso de medicamentos antiparasitários, testes parasitológicos regulares, cuidados de suporte e modificação do ambiente onde o animal se encontra, com base nos ciclos biológicos e métodos de transmissão de cada parasita (Šlapeta et al., 2018).

Segundo Greiner e Mader (2006), os parasitas com ciclos de vida diretos são mais difíceis de erradicar do que os com ciclos de vida mais complexos, que passam por vários hospedeiros. Nestes últimos, pode eliminar-se o parasita apenas com a administração de um fármaco antiparasitário adequado e a impedição do contato com hospedeiros intermediários infectados com o mesmo parasita. No caso de parasitas com ciclos diretos, para além do tratamento antiparasitário e de suporte, é necessária uma boa higienização do terrário, de forma a evitar reinfeções.

Em cada animal, para cada parasita identificado devem ser adotadas medidas que eliminem as fases livres de cada um, evitando a sua transmissão. Por exemplo, se for identificada a espécie *Strongyloides* sp., todo o substrato do terrário deve ser removido, uma vez que as formas infectantes se encontram no solo (Šlapeta et al., 2018).

As substâncias farmacológicas e as doses a utilizar, assim como a duração do tratamento, dependem das espécies encontradas no animal, devendo ser direcionadas para estas (Greiner & Mader, 2006). Os fármacos mais comuns e as suas doses de utilização encontram-se listadas na tabela 3 (anexo I).

4. OBJETIVOS DA DISSERTAÇÃO

A presente dissertação tem como objetivos:

- i) A identificação das formas parasitárias mais comuns num grupo de répteis tidos como animais de estimação na área geográfica de Barcelona, em Espanha;
- ii) O cálculo das prevalências parasitárias obtidas neste mesmo grupo de répteis;
- iii) A consolidação de conhecimentos na área da Parasitologia em novos animais de companhia, nomeadamente parasitas gastrointestinais em répteis.

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. ORIGEM DAS AMOSTRAS

As amostras fecais deste estudo foram colhidas de setembro a dezembro de 2017, sendo provenientes de diferentes espécies de répteis tidos como animais de estimação na área de Barcelona (Espanha) e trazidos à clínica para consultas de rotina ou de urgência. Os tutores dos animais também podiam deixar amostras na recepção da clínica, caso não se verificasse a existência de fezes durante a consulta ou para controle da eficácia de tratamentos antiparasitários efetuados, não tendo estas últimas entrado neste estudo. Ainda nas consultas, os tutores foram inquiridos oralmente, pelo médico veterinário, acerca da frequência de desparasitação efetuada nos animais em causa, tendo sido considerada desparasitação em dia aquela que tivesse sido efetuada nos seis meses anteriores à consulta.

5.2. AMOSTRAGEM

Foram colhidas por amostragem de conveniência, de setembro a dezembro de 2017, um total de 28 amostras de fezes pertencentes a nove sáurios, dezoito quelónios e a um ofídio, discriminados nas tabelas 4, 5 e 6 (no anexo II).

5.3. CONSERVAÇÃO, PROCESSAMENTO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS

A maioria das amostras foi analisada logo após a sua colheita nas consultas, à exceção de fezes colhidas em casa pelos tutores, em que lhes era requisitado que fossem conservadas no frigorífico a 4°C e transportadas à clínica para análise, até a um máximo de dois dias desde essa mesma colheita.

Todas as amostras foram analisadas na própria clínica, através de dois métodos distintos: o exame fecal direto e o método de flutuação direta, descritos em seguida.

5.3.1. EXAME FECAL DIRETO

O exame fecal direto é efetuado através da deposição e mistura de uma pequena quantidade de amostra fecal em algumas gotas de soro fisiológico colocadas numa lâmina, cobertura com uma lamela e observação ao microscópio ótico (Bowman, 2009). Permite a identificação de ovos e larvas de helmintes, assim como de trofozoítos móveis, oocistos e quistos de protozoários (Machin, 2015). É um método simples e rápido, que pode ser complementado pela adição de corantes como o lugol

para melhor visualização e imobilização das formas parasitárias (Greiner & Mader, 2006). Neste estudo não foi utilizado qualquer tipo de corante ou fixador.

5.3.2. FLUTUAÇÃO DIRETA

O método de flutuação direta consiste na homogeneização de uma pequena quantidade de amostra fecal com uma solução mais densa que os parasitas, na sua filtração para um tubo de ensaio até se formar um menisco convexo no topo do tubo e na colocação de uma lamela por cima do mesmo, deixando repousar durante um tempo mínimo de 10 minutos (Klingenberg, 2000). Passado este período, coloca-se a lamela numa lâmina e observa-se ao microscópio.

Este método coprológico permite a identificação de ovos de céstodes, ovos e larvas de nemátodes, ovos de pentastomídeos e acantocéfalos, ovos de ácaros e adultos, oocistos de coccídias e quistos de protozoários entéricos (Greiner & Mader, 2006).

Podem ser utilizados variados meios de flutuação, sendo alguns exemplos a solução de sulfato de zinco a 33% (com uma densidade (d) de 1,18 g/mL), a solução saturada de cloreto de sódio (d=1,20 g/mL), a solução saturada de magnésio (d=1,28 g/mL), a solução de sulfato-acetato de zinco (d=1,33 g/mL) e a solução saturada de sulfato de zinco (d=1,42 g/mL) (Grosset, 2010).

Apesar de Klingenberg (2007) considerar a solução de sulfato de zinco como a melhor escolha, a autora escolheu utilizar a solução saturada de cloreto de sódio por ser o material menos dispendioso. O protocolo utilizado neste estudo encontra-se no anexo III.

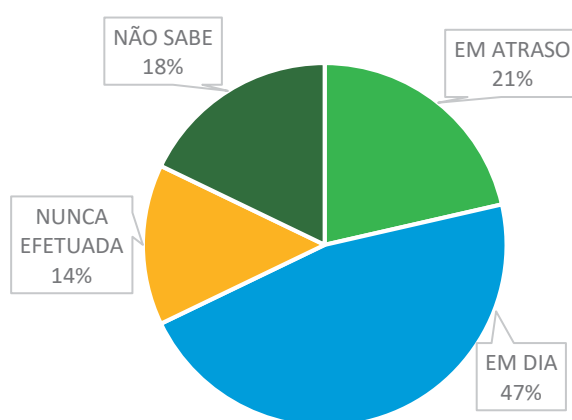
5.4. ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados colhidos foram organizados e analisados com recurso ao programa Microsoft® Excel® 2016, através do qual foram efetuados os gráficos e tabelas apresentados nesta dissertação. A prevalência foi calculada através da divisão do número de indivíduos infetados pelo número total de animais examinados, expressando-se em percentagem (Bush, Lafferty, Lotz & Shostak, 1997).

6. RESULTADOS

Com base nas respostas dos tutores acerca do estado de desparasitação dos seus animais, foi possível verificar que 47% dos animais se encontravam com a desparasitação em dia, enquanto que 21% se encontravam com a desparasitação em atraso, ou seja, não tinham sido efetuados exames parasitológicos e consequente terapêutica nos seis meses anteriores à consulta (Gráfico 1). Foi também possível apurar que 14% dos animais nunca tinham sido desparasitados e que 18% dos tutores não souberam responder às questões (na maioria dos casos porque os animais eram recém-adquiridos e os tutores não tinham informações dos criadores).

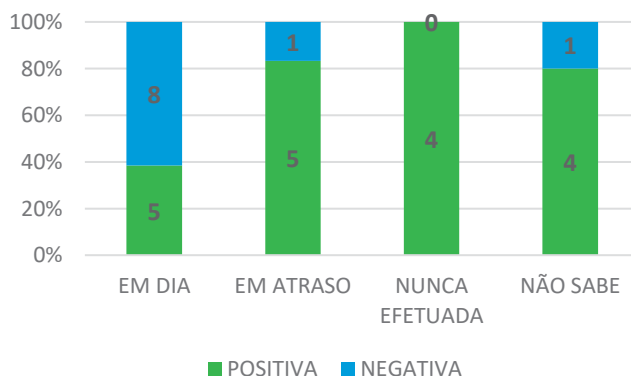
Gráfico 1 - Estado de desparasitação dos répteis examinados



Foram analisadas 28 amostras fecais, tendo sido identificadas formas parasitárias em 18 destas (aproximadamente 64% do total de amostras).

Dos 13 animais que se encontravam com a desparasitação em dia, 5 (38%) obtiveram amostras positivas, enquanto em 6 das que a tinham em atraso, foram identificados parasitas em 5 amostras (83%). Em todos os animais que nunca tinham sido desparasitados foram encontrados endoparasitas gastrointestinais, assim como também foram identificadas formas parasitárias em 80% dos animais cujos tutores não sabiam o seu estado de desparasitação (Gráfico 2).

Gráfico 2 - Estado de desparasitação dos animais e número de amostras fecais positivas e negativas



6.1. FORMAS PARASITÁRIAS IDENTIFICADAS

6.1.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)

Foram analisadas nove amostras fecais provenientes dos sáurios listados no anexo II. Sete destas (78%) apresentaram-se positivas à presença de formas parasitárias, representando 25% do total de amostras analisadas. Foram encontrados oocistos não esporulados de coccídias de género não identificado (Figura 16), oocistos de *Cryptosporidium* sp. e ovos de oxiurídeos de géneros não identificados (Figura 17). Foram ainda observados adultos de oxiurídeos de género não identificado, numa amostra fecal colhida diretamente dos intestinos de um camaleão-do-lémen (*Chamaeleo calyptratus*) durante a sua necrópsia (Figura 18).



Figura 16 - Oocisto de coccídia de género não identificado numa amostra de um camaleão-do-lémen. Original.

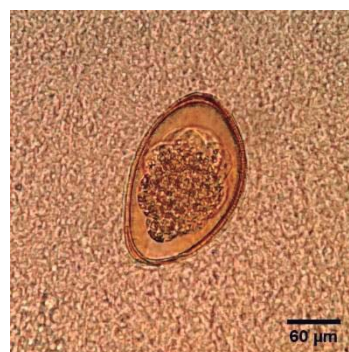


Figura 17 - Ovo de oxiurídeo de género não identificado numa amostra fecal de um camaleão-do-lémen. Original.



Figura 18 - Adulto de oxiurídeo de género não identificado numa amostra fecal de um camaleão-do-lémen. Original.

Numa amostra fecal proveniente de um dragão-de-Lawson (*Pogona henrilaewsoni*) foi possível identificar, em simultâneo, ovos de oxiurídeos e oocistos de *Cryptosporidium* sp. Este mesmo animal apresentava um historial clínico de letargia, anorexia grave, fraco índice de crescimento e apatia, tendo falecido passado pouco tempo após a consulta.

O camaleão-do-lémen (*Chamaeleo calyptratus*) cujas fezes foram positivas a oocistos de coccídias de género não identificado, apresentava fezes de consistência mole e fraca condição corporal.

Os endoparasitas encontrados, assim como o número de animais positivos e as suas espécies encontram-se descritos na Tabela 1.

Tabela 1 - Número de sáurios positivos e endoparasitas identificados

Endoparasitas encontrados	Número de animais positivos (%)	Nome científico do hospedeiro
Oxiurídeos (ovos, larvas e/ou adultos de géneros não identificados)	5 (56%)	<i>Pogona vitticeps</i> (2) <i>Pogona henrilaewsoni</i> (1) <i>Chamaeleo calyptratus</i> (1) <i>Uromastyx geyri</i> (1)
Coccídias (<i>Cryptosporidium</i> sp. e outro género não identificados)	3 (33%)	<i>Chamaeleo calyptratus</i> (1) <i>Pogona henrilaewsoni</i> (1) <i>Broadleysaurus major</i> (1)

6.1.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA – SUBORDEM OPHIDIA)

Em ofídios, apenas foi analisada uma amostra fecal de uma pitão-verde-arborícola, tendo sido observados quistos de *Balantidium* sp. (Figura 19), trofozoítos de flagelados de gêneros não identificados em grande número (Figura 20) e ovos de *Strongyloides* sp. (Figura 20).

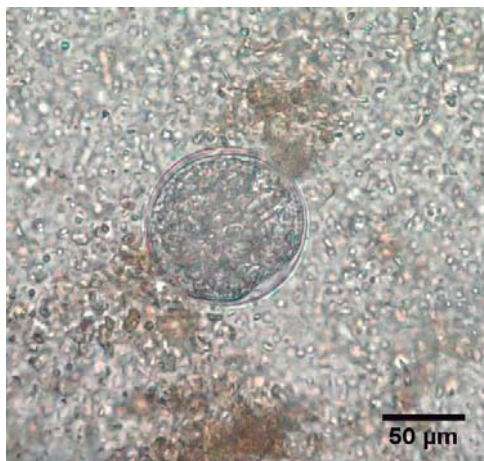


Figura 19 - Quisto de *Balantidium* sp. numa amostra fecal de uma pitão-verde-arborícola. Original.



Figura 20 - Ovos de *Strongyloides* sp. e trofozoítos de flagelados de gênero não identificado (indicados por setas) numa amostra de uma pitão-verde-arborícola. Original.

Este animal apresentou-se à consulta com anorexia, perda de peso e apatia, tendo morrido uma semana após ter sido examinado e instaurada terapêutica. Na sua necrópsia verificou-se uma enterite hemorrágica grave, com dilatação e ulceração das paredes intestinais (Figura 21). Foi, ainda, recolhida uma amostra fecal que voltou a apresentar os parasitas acima enumerados, à exceção dos ovos de tipo *Strongyloides*.



Figura 21 – Enterite hemorrágica com dilatação e ulceração da parede intestinal de uma pitão-verde-arborícola. Original.

6.1.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)

A partir dos quelônios listados na tabela do anexo II, foram analisadas dezoito amostras fecais. Em dez destas (56%) foram encontrados parasitas, representando 36% do total de amostras analisadas neste estudo. Foram identificados quistos e trofozoítos de *Balantidium* sp. (Figuras 24 e 26), trofozoítos de flagelados de gêneros não identificados, ovos, larvas e adultos de oxiurídeos de gêneros não identificados (Figuras 22 e 26) e quistos e trofozoítos de *Nyctotherus* sp. (Figuras 23 e 25).



Figura 22 - Ovo de oxiurídeo de gênero não identificado numa amostra de uma tartaruga-do-Egipto. Original.

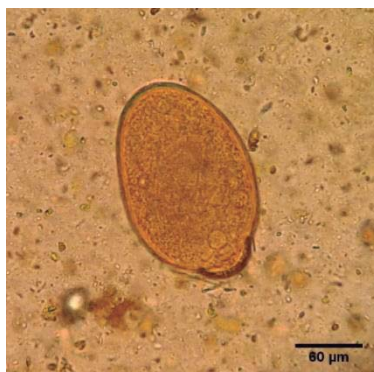


Figura 23 - Quisto de *Nyctotherus* sp.. Original.



Figura 24 - Quisto de *Balantidium* sp. numa amostra fecal de uma tartaruga-estrelada-indiana. Original.

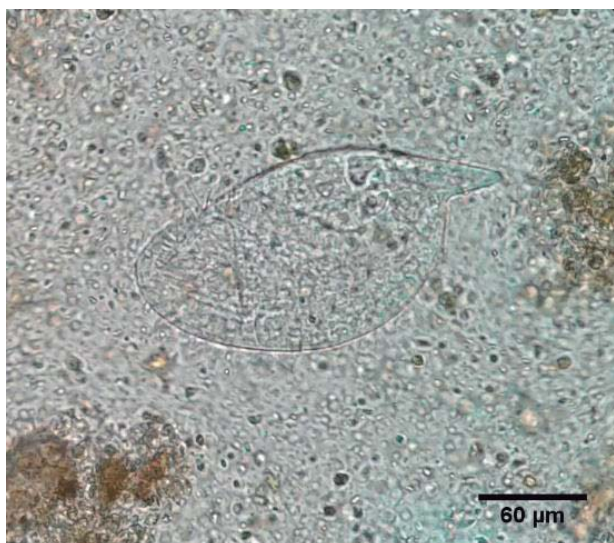


Figura 25 - Trofozoíto de *Nyctotherus* sp.. Original.



Figura 26 - Trofozoíto de *Balantidium* sp. (indicado por seta), ovo e adulto de oxiurídeo de gênero não identificado numa amostra de uma tartaruga-raiada. Original.

Em quatro das dez amostras positivas, foram identificados dois ou mais parasitas em simultâneo. Numa amostra proveniente de uma tartaruga-estrelada-indiana (*Geochelone elegans*) foi possível a identificação concomitante de *Balantidium* sp. com uma espécie de flagelados não identificada.

Noutra amostra colhida a partir de uma tartaruga-raiada (*Astrochelys radiatta*) identificaram-se três endoparasitas diferentes: *Nyctotherus* sp., *Balantidium* sp. e oxiurídeos de género não identificado. Uma das tartarugas-mediterrâneas (*Testudo hermanni*) encontrava-se parasitada por oxiurídeos e por flagelados de género não identificados e uma tartaruga-dentada (*Testudo marginata*) foi positiva a oxiurídeos de género não identificado e a *Nyctotherus* sp.

Os detalhes acerca da quantidade de animais parasitados, os seus nomes científicos e as formas parasitárias identificadas encontram-se descritos na Tabela 2.

Tabela 2- Número de quelónios positivos e endoparasitas identificados

Endoparasitas encontrados	Número de animais positivos (%)	Nome científico do hospedeiro
Oxiurídeos (ovos, larvas e/ou adultos de géneros não identificados)	5 (28%)	<i>Testudo hermanni</i> (2) <i>Testudo kleinmanni</i> (1) <i>Testudo marginata</i> (1) <i>Astrochelys radiatta</i> (1)
<i>Nyctotherus</i> sp. (quistos e/ou trofozoítos)	4 (22%)	<i>Testudo hermanni</i> (1) <i>Testudo marginata</i> (1) <i>Astrochelys radiatta</i> (1) <i>Agrionemys horsfieldii</i> (1)
<i>Balantidium</i> sp. (quistos e/ou trofozoítos)	2 (11%)	<i>Geochelone elegans</i> (1) <i>Astrochelys radiatta</i> (1)
Flagelados de géneros não identificados (trofozoítos)	4 (22%)	<i>Geochelone elegans</i> (1) <i>Testudo hermanni</i> (1) <i>Trachemys scripta elegans</i> (1) <i>Stigmochelys pardalis</i> (1)

7. DISCUSSÃO

Das vinte e oito amostras fecais analisadas, em dezoito foram identificadas formas parasitárias (aproximadamente 64% das amostras). Este valor é semelhante aos indicados nos estudos de Raś-Noryńska e Sokól (2015) e de Bernardino (2014) nos quais as prevalências de répteis parasitados rondavam os 62,4% e os 67,2% respectivamente.

Estes números refletem a importância que o médico veterinário deve ter na educação dos tutores dos animais e na prevenção das doenças parasitárias, muitas delas com interesse em Saúde Pública (Cervone et al., 2016), pelo que devem ser efetuados exames parasitológicos de rotina (Raś-Noryńska & Sokól, 2015).

Foram identificados nemátodes em aproximadamente 38% das amostras analisadas, protozoários em 46% das amostras e nenhum céstode ou tremátode. Segundo Machin (2015), é de prever que nemátodes e os protozoários se encontrem com maior frequência, uma vez que os seus ciclos biológicos são maioritariamente monoxenos, ao contrário dos cestodes e tremátodes, que geralmente necessitam de mais de um hospedeiro para os completar. Assim, a presença destes últimos em animais exóticos que vivem cativo é rara.

Neste estudo, os parasitas encontrados com maior frequência foram os oxiurídeos, tendo sido identificados em aproximadamente 36% das amostras fecais analisadas. O facto destes parasitas terem uma elevada prevalência encontra-se em concordância com os estudos de Rataj et al. (2011) e de Raś-Noryńska & Sokól (2015).

No âmbito da profilaxia, verificou-se que dos treze répteis que se encontravam com a desparasitação em dia (sendo esta recomendada a cada seis meses), em cinco (38%) foram identificadas formas parasitárias, enquanto que dos seis que a tinham em atraso, cinco (83%) apresentaram-se parasitados. Seria expectável que o primeiro valor fosse mais reduzido, mostrando este que poderão existir resistências parasitárias aos fármacos utilizados ou que os tutores dos animais não estão a utilizar os fármacos corretamente.

A existência de uma prevalência parasitária superior a 80% em animais com a desparasitação em atraso, assim como em animais cujos tutores não se mostraram informados acerca do seu estado de desparasitação ou ainda em animais que nunca tinham sido desparasitados (que alcançaram 100% de amostras positivas), mostra que os tutores não estão corretamente informados ou que subestimam a importância das infeções parasitárias nos seus animais de estimação (Matos, Alho, Owen, Nunes & Madeira de Carvalho, 2015).

7.1. SÁURIOS (ORDEM SQUAMATA - SUBORDEM SAURIA)

No grupo taxonómico dos sáurios, 78% das amostras apresentaram-se positivas a uma ou mais formas parasitárias. Tal percentagem é concordante com os valores demonstrados nos estudos de Carvalho (2018), cuja prevalência encontrada num grupo de 33 sáurios foi de 74,3%, e de Rataj et al. (2011), que foi de 76,1%.

Os parasitas encontrados com maior frequência foram os oxiurídeos, tendo sido identificados em 56% das amostras analisadas. Esta prevalência parasitária suplantou a do estudo de Rataj et al. (2011), em que em 57% das amostras fecais de sáurios existiam oxiurídeos, sendo também o parasita encontrado com maior frequência.

No presente estudo, nenhum dos sáurios com oxiurídeos nas suas fezes apresentou sinais clínicos relacionados com este parasita, o que seria de esperar, uma vez que diversos autores referem que estes organismos raramente são patogénicos. Deve ter-se em atenção que devido à transmissão fecal-oral e ao seu ciclo direto, as reinfeções parasitárias contínuas são bastante comuns em animais em cativeiro, tendo as medidas sanitárias uma grande importância (Calín, 2006).

Observaram-se, ainda, três amostras fecais com coccídias, correspondendo a uma prevalência parasitária de 33%, exatamente igual à do estudo de Papini, Manetti & Mancianti (2011), em que encontraram 63 animais positivos em 192 testados.

Apesar de nenhum oocisto estar esporulado, não tendo sido possível identificar-se os géneros, numa das três amostras positivas foi efetuada uma coloração de Ziehl-Neelsen e identificando-se oocistos de *Cryptosporidium* sp. Esta amostra pertencia a um dragão-de-Lawson (*Pogona henrilaewsoni*) que tinha, em simultâneo, ovos de oxiurídeos. Este sáurio apresentou-se à consulta com historial clínico de letargia, anorexia grave, fraco índice de crescimento e apatia, tendo falecido poucos dias após a consulta. A tutora referiu que o comprara numa loja de animais, tendo-o escolhido por se apresentar débil e por ser mais pequeno que os outros do mesmo grupo.

Apesar de existirem poucos relatos clínicos acerca da criptosporidiose em répteis, sabe-se que estes parasitas podem causar diarreias, letargia e depressão, podendo até desenvolver-se enterites, hiperplasias gástricas e anorexia em casos crónicos, chegando a ser fatais (Pasmans et al., 2006). A necrópsia a este animal não foi efetuada, no entanto, a sua causa de morte mais provável poderá ter sido uma infeção por *Cryptosporidium* sp. O facto deste réptil ter sido comprado numa loja onde já se apresentava com sinais clínicos demonstra que existe alguma negligência nestes locais em termos de manejo e bem-estar animal. Para além disto, sabe-se que a sobrepopulação e as condições de manejo inadequadas provocam stress aos animais, desequilibrando os seus sistemas imunitários e consequentemente tornando-se mais suscetíveis a infeções (Klingenberg, 2004). Logo, conhecimentos acerca do manejo, profilaxia sanitária e do bem-estar animal devem ser alvo de uma especial atenção por parte dos criadores e proprietários de lojas de animais, refletindo-se numa melhoria do estado de saúde dos animais.

Para além deste caso, também o camaleão-do-lémen (*Chamaeleo calyptratus*) infetado com coccídias de género não identificado apresentou fraca condição corporal e fezes de consistência mole. Assim, e apesar de não existirem desinfetantes totalmente eficazes para a destruição de oocistos, é importante que os tutores destes animais mantenham condições de saneamento ótimas nos terrários e que efetuem exames parasitológicos e consequentes desparasitações periódicas aos seus animais de companhia (Bowman, 2009).

Neste estudo, e como apenas foram analisadas nove amostras de sáurios, os resultados ficaram condicionados, não tendo sido observados quaisquer outros géneros de parasitas.

7.2. OFÍDIOS (ORDEM SQUAMATA – SUBORDEM OPHIDIA)

Neste grupo taxonómico não foi possível verificar quais os parasitas mais frequentes em ofídios ou calcular as suas prevalências parasitárias, uma vez que apenas foi analisada uma amostra fecal, não sendo representativa deste grupo. Nesta amostra de uma pitão-verde-arborícola foram identificados quistos de *Balantidium* sp., flagelados de género não identificado e ovos de *Strongyloides* sp.

Este animal apresentava-se com anorexia, perda de peso e apatia, tendo falecido uma semana após a consulta. À necrópsia, observou-se uma enterite hemorrágica grave, com dilatação e ulceração das paredes intestinais.

Apesar da escassez de artigos científicos que relacionem a existência de flagelados com a ocorrência de sinais clínicos em répteis, sabe-se que, quando presentes em grandes quantidades ou associados a más condições de manejo, estes parasitas podem causar diarreia, perda de peso, letargia, anorexia e enterites (Machin, 2015).

Outro agente considerado comensal, mas que quando em altas cargas parasitárias pode levar a lesões intestinais e completa destruição da flora intestinal é *Balantidium* sp. (Cervone et al., 2016). Assim, e como foi observado um grande número de flagelados de género não identificado por campo microscópico e ainda quistos de *Balantidium* sp., pode-se afirmar que o falecimento deste animal pode ter sido causado por uma infeção provocada por estes parasitas associada a uma infeção bacteriana concomitante ou, ainda, pela junção destes a *Strongyloides* sp. pois está descrito que animais parasitados por este parasita podem desenvolver anorexia, perda de peso, letargia, enterite e diarreia, podendo ser fatal.

Na amostra observada excluiu-se ainda a hipótese de se tratarem de ovos de *Kalicephalus* sp. devido às suas dimensões, que eram mais pequenas do que as destes últimos (Šlapeta et al., 2018). Deve referir-se que o ciclo de vida dos nemátodes pode ser exacerbado por más condições de manejo (como um fraco saneamento e higienização ou temperaturas inadequadas), pelo que é de extrema importância a educação dos tutores e criadores face a estas matérias.

7.3. QUELÓNIOS (ORDEM CHELONIA)

No grupo dos quelónios, em 56% das amostras analisadas foi encontrada pelo menos uma forma parasitária. Esta prevalência é inferior às demonstradas nos estudos de Carvalho (2018) – 79,7% e de Bernardino (2014) – 81,3%, mas superior à reportada por Papini et al. (2011), cuja prevalência foi de 43,1% (25 animais positivos de 58 testados).

Neste estudo, os parasitas identificados com maior frequência foram os oxiurídeos, presentes em 28% das amostras observadas ao microscópio. Tal encontra-se em concordância com os estudos de Hallinger et al. (2018) e de Rataj et al. (2011), embora nestes as prevalências tenham sido superiores, de 43,2% e de 81,8%, respetivamente.

Todos os quelónios que apresentaram oxiurídeos nas suas fezes mostraram ausência de sinais clínicos, o que seria de esperar, uma vez que estes parasitas, quando em cargas baixas a moderadas, são considerados comensais e benéficos para o hospedeiro, ajudando na regulação da flora bacteriana e na passagem do conteúdo alimentar pelos intestinos (Hallinger et al., 2018).

O facto de a prevalência parasitária em quelónios ser inferior à dos estudos de Carvalho (2018) e de Bernardino (2014), de a percentagem de oxiurídeos encontrados também ser inferior aos estudos de Hallinger et al. (2018) e de Rataj et al. (2011) e de todos os quelónios que apresentaram oxiurídeos não terem exibido sinais clínicos aquando das consultas, pode indicar que estão a ser feitos esforços na área geográfica de Barcelona no âmbito da consciencialização dos tutores e criadores destes animais para a importância da profilaxia parasitária.

Neste estudo foram detetados flagelados de géneros não identificados em 22% das amostras, assim como trofozoítos ou quistos de *Nyctotherus* sp., também em 22% das amostras. Observou-se, ainda, *Balantidium* sp. em 11% das amostras analisadas.

No estudo de Hallinger et al. (2018), as amostras que continham flagelados e ciliados foram consideradas como negativas a parasitas, exceto quando em elevadas quantidades, uma vez que estas espécies são consideradas não-patogénicas. No entanto, no estudo de Rataj et al. (2011), *Balantidium* sp. foram os parasitas com a terceira maior prevalência parasitária em quelónios (cerca de 26,2%) e *Nyctotherus* sp. em sétimo lugar (com cerca de 1,6%), tendo os autores referido que a prevalência deste último é, geralmente, mais elevada, segundo outros estudos.

Apesar das elevadas prevalências encontradas neste estudo para flagelados e ciliados, nenhum dos quelónios cujas fezes foram positivas apresentou sinais clínicos aquando da consulta. Segundo Jacobson (2007), estes parasitas são comumente encontrados em amostras fecais de animais saudáveis, sendo considerados comensais. No entanto, quando existem más condições de manejo ou stress, as suas cargas podem elevar-se e provocar sinais clínicos.

8. CONCLUSÃO

Durante a pesquisa bibliográfica para esta dissertação, não foram encontrados artigos acerca dos parasitas mais frequentes em animais exóticos tidos como animais de estimação na área geográfica de Barcelona, em Espanha, pelo que este é o primeiro estudo realizado acerca deste tema.

Neste trabalho, a prevalência parasitária no total de amostras analisadas foi de, aproximadamente, 64%. Destas, 38% corresponderam a nemátodes e 46% a protozoários, não tendo sido identificados céstodes ou tremátodes. Tal seria de esperar, uma vez que todos os répteis examinados se encontravam em cativeiro – não existindo contato com outros animais hospedeiros de parasitas com ciclos de vida mais complexos.

Os parasitas identificados com maior frequência em quelónios e em sáurios foram os oxiurídeos (em cerca de 28% e 56% das amostras analisadas, respetivamente), tendo também as coccídias e os flagelados e ciliados uma prevalência elevada nos sáurios (33%) e em quelónios (22%), respetivamente. Em ofídios, apenas foi analisada uma amostra fecal de uma pitão-verde-arborícola, tendo sido identificados ovos de tipo *Strongyloides* sp., flagelados de género não identificado e *Balantidium* sp. Este animal apresentou-se à consulta com anorexia, perda de peso e apatia.

Dois dos animais examinados – a pitão-verde-arborícola acima referida e o dragão-de-Lawson infetado com oxiurídeos e *Cryptosporidium* sp. – morreram poucos dias após a consulta, mostrando os graves efeitos que as infeções parasitárias aparentam provocar em animais exóticos.

De referir ainda a elevada prevalência parasitária encontrada em animais com a desparasitação em atraso (83%), em animais cuja desparasitação nunca tinha sido efetuada (100%) e ainda em animais cujos tutores não se encontravam informados acerca do seu estado de desparasitação (80%).

Assim, é de extrema importância o cuidado que o médico-veterinário deve ter na prevenção das parasitoses, assim como na educação dos criadores e tutores dos animais acerca dos melhores cuidados de manejo, não só por uma questão de saúde e bem-estar animal, mas também pela Saúde Pública. Devem também ser estabelecidos exames parasitológicos de rotina e consequente desparasitação com base nos resultados destes.

9. DISPOSIÇÕES FINAIS E PERSPECTIVAS FUTURAS

Apesar dos animais exóticos serem uma escolha cada vez mais comum aquando da compra de um animal de estimação, os conhecimentos relacionados com a sua medicina e, especificamente, com a parasitologia não se encontram suficientemente desenvolvidos – em parte devido ao grande e variado número de espécies exóticas existentes.

O facto de diversos parasitas serem considerados comensais, mas patogénicos quando em altas cargas remete que devem ser efetuados estudos que relacionem o número de parasitas com a exibição de sinais clínicos. Assim, poderiam ser estabelecidos protocolos terapêuticos de acordo com a quantidade de parasitas.

É, também, importante desenvolver estudos que relacionem as condições de manejo, o stress e a origem dos animais (se foram retirados da vida em natureza ou criados em cativeiro) de maneira a correlacionar estes fatores com a existência de parasitoses.

No âmbito da Saúde Pública, investigações sobre o potencial zoonótico de parasitas de animais exóticos também deveriam ser efetuadas.

Sabe-se que a maioria das doenças em répteis pode ser evitada apenas pela manutenção de um correto manejo dos animais, pelo que é de extrema importância saber qual a espécie em causa e educar os criadores e tutores nesse sentido, para melhor adequarem o ambiente e o manejo ao(s) animal(is) que detêm.

10. BIBLIOGRAFIA

Badia, X. V. & Bueno, J. V. (2012). *Casos clínicos de animales exóticos*. Saragoça: Servet.

Benson, D.A., Karsch-Mizrachi, I., Lipman, D.J., Ostell, J. & Sayers, E.W. (2009). GenBank, *Nucleic Acids Res.* Acedido a jul. 1, 2018, disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi>

Bernardino, M. S. N. (2014). *Parasitas gastrointestinais de uma colecção privada de geckos-leopardo (eublepharis macularius) e de répteis tidos como animais de estimação no norte de Portugal*. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.

Bonin, F., Devaux, B. & Dupré, A. (2006). *Tortugas del mundo*. Barcelona: Lynx Edicions.

Bouamer, S. & Morand, S. (2006). Nematodes parasites of Testudinidae (Chelonia): list of species and biogeographical distribution, *Annales Zoologici*, 56(2), 225-240.

Bouchard, K. (2009). *Geochelone elegans – Star tortoise*. Acedido a jun. 9, 2018, disponível em: https://animaldiversity.org/accounts/Geochelone_elegans/

Bowman, D. D. (2009). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. (9th ed.). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.

Bush, A.O., Lafferty, K.D., Lotz, J.M. & Shostak, A.W. (1997). Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited, *The Journal of Parasitology*, 83(4), 575-583.

Calín, G. R. (2006). *Tortugas terrestres en cautividad*. Espanha: Egartorre Libros, S.L.

Carpenter, J. W. (2013). *Exotic Animal Formulary*. (4th ed.). Missouri: Elsevier Saunders.

Carvalho, T. J. F. (2018). *Parasitas gastrointestinais de répteis de uma colecção comercial*. Dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa.

Cervone, M., Fichi, G., Lami, A., Lanza, A., Damiani, G. M. & Perrucci, S. (2016). Internal and external parasitic infections of pet reptiles in Italy, *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 26(3-4), 122-130.

Chinnadurai, S. K. & DeVou, R. S. (2009). Selected Infectious Diseases of Reptiles, *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*, 12, 583–596.

CITES - Convention on international trade in endangered species of wild fauna and flora, 4 de outubro de 2017. IUCN (The World Conservation Union). Washington, D.C.

Coke, R. L. (2005). Old World Chameleon Pet Care. In P. Fisher, *Unusual Pet Care: Volume I*. (pp 114-121) Florida: Zoological Education Network, Inc.

Decreto-Lei Nº565/99. *Diário da República nº 295/99 – Série I-A*. Ministério do Ambiente. Lisboa.

Franklin, J. (2007a). Hermann's tortoise (*Testudo hermanni*), *Exotic DVM*, 9(4), 28-29.

Franklin, J. (2007b). Horsfield's (Russian) tortoise (*Testudo horsfieldii*), *Exotic DMV*, 9(4), 30-31.

Green, J., Spilsbury, R. & Taylor, B. (2009). *Exploring the world of reptiles and amphibians*. New York: Chelsea House Publishers.

Greiner, E. C. & Mader, D. R. (2006). Parasitology. In D. R. Mader, *Reptile Medicine and Surgery*. (2nd ed.) (pp. 343 – 364) Philadelphia: W. B. Saunders.

Grosset, C. (2010). Diagnosis and treatment of digestive tract parasites in reptiles, *Point Veterinaire*, 41(307), 31-36.

Hallinger, M. J., Taubert, A., Hermosilla, C. & Mutschmann, F. (2018). Occurrence of health-compromising protozoan and helminth infections in tortoises kept as pet animals in Germany, *Parasites & Vectors*, 11 (352).

Hidalgo-Vila, J., Martínez-Silvestre, A., Ribas, A., Casanova, J.C., Pérez-Santigosa, N., Díaz-Paniagua, C. (2011) Pancreatitis associated with helminth *Serpinema microcephalus* (Nematoda: Camallanidae) in exotic red-eared slider turtles (*Trachemys scripta elegans*), *Journal of Wildlife Diseases*, 47, 201-205.

Ippen, R. (1972). Problems caused by parasites in zoo specimens. *Verhandlungsbericht des Internationales Symposium über die Erkrankung der Zoo – und Wildtiere XIII*, 173-186.

Jacobson, E. R. (2007). Parasites and parasitic diseases of reptiles. In E. R. Jacobson, *Infectious Diseases and Pathology of Reptiles – Colour Atlas and Text*. (pp 571 – 666) Florida: Taylor & Francis Group.

Jardim Zoológico de Lisboa (2018a). *Tartaruga-dentada*. Acedido a jun. 8, 2018 em https://www.zoo.pt/site/animais_detalhe.php?animal=240&categ=4

Jardim Zoológico de Lisboa (2018b). *Tartaruga-do-egipto*. Acedido a jun. 10, 2018 em https://www.zoo.pt/site/animais_detalhe.php?animal=241&categ=4

Johnson, J. D. (2006). What veterinarians need to know about Spiny-tailed Lizards, *Exotic DVM*, 8(4), 36-40.

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, Inc.

Klingenberg, R. J. (2000). Reptilian Parasite Testing. In A. M. Fudge, *Laboratory Medicine - Avian and Exotic Pets*. (pp 258-264) Philadelphia, Pennsylvania: W. B. Saunders Company.

Klingenberg, R. J. (2004). Parasitology. In S. J. Girling & P. Raiti, *BSAVA Manual of Reptiles*. (2nd ed.). Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association.

Klingenberg, R., Barnett, S. & Whitaker, B. R. (2005). Box turtle pet care. In P. Fisher, *Unusual Pet Care: Volume I*. (pp 98-105) Florida: Zoological Education Network, Inc.

Klingenberg, R. J. (2007). *Understanding Reptile Parasites*. (2nd ed.). California: Advanced Vivarium Systems.

Kramer, M. (2007). Red-eared slider pet care. In J. Kottwitz & R. Coke, *Unusual Pet Care: Volume II*. (pp 3-14) Florida: Zoological Education Network, Inc.

Loureiro, A., Almeida, N. F., Carretero, M. A. & Paulo, O. S. (2008) *Atlas dos Anfíbios e Répteis de Portugal*. Lisboa: Instituto da Conservação da Natureza e da Biodiversidade.

Luison, A. & Redaelli, S. (2008). *Freshwater turtles and terrapins: the complete guide*. Italia: Testudo Edizioni.

Machin, R. A. (2015). Common gastrointestinal parasites in reptiles, *In Practice*, 37, 469-475.

Martínez-Silvestre, A. & Pantchev N. (2015). Mediterranean parasites in wild invasive turtles (*Trachemys*, *Pseudemys*, *Graptemys* and *Ocadia*) in Spain. In *Proceedings of the 2nd International Conference on Avian herpetological and Exotic mammal medicine, Paris, France, 17-23 April*, p.285.

Acedido em mai. 9, 2018 em:
https://www.researchgate.net/publication/275334656_MEDITERRANEAN_PARASITES_IN_WILD_INVASIVE_TURTLES_TRACHEMYS_PSEUDEMYIS_GRAPTEMYS_AND_OCADIA_IN_SPAIN

Matos, M., Alho, A.M., Owen, S.P., Nunes, T. & Madeira de Carvalho, L. (2015). Parasite control practices and public perception of parasitic diseases: A survey of dog and cat owners, *Preventive Veterinary Medicine*, Volume 122 (1-2), 174–180.

McArthur, S., Wilkinson, R. & Meyer, J. (2008). *Medicine and Surgery of Tortoises and Turtles*. Estados Unidos da América: Wiley-Blackwell Publishing.

Mosier, J. (2009). Leopard tortoise pet care. In *Unusual Pet Care: Volume III*. (pp 88-91). Florida: Zoological Education Network, Inc.

Müller, P. M. (2014). Zur möglichen Lebenserwartung von Bartagamen (*Pogona vitticeps*), *Reptilia (Münster)*, 19 (110), 32-37.

Papini R., Manetti C., Mancianti F. (2011). Coprological survey in pet reptiles in Italy, *Veterinary Record*, 169(8), 207-207.

Pasmans, F., Blahak, S., Martel, A. & Pantchev, N. (2006). Introducing reptiles into a captive collection: The role of the veterinarian, *The Veterinary Journal*, 175, 53–68.

Perri, A. (2014), Dog: domestication. In C. Smith (Ed.), *Encyclopedia of Global Archaeology*. (pp 2162-2164) New York: Springer-Verlag.

Portaria nº 1226/2009 de 12 de outubro. *Diário da República nº197/09 – 1ª série*. Ministério do Ambiente, do Ordenamento do Território e do Desenvolvimento Regional e da Agricultura, do Desenvolvimento Rural e das Pescas. Lisboa.

Raś-Noryńska, M. & Sokół, R. (2015). Internal parasites of reptiles. *Annals of Parasitology*, 61(2), 115–117.

Rataj, A.V., Lindtner-Knific, R., Vlahović, K., Mavri, U. & Dovč, A. (2011). Parasites in pet reptiles, *Acta Veterinaria Scandinavica*, 53, 1-20.

Regulamento (CE) 338/97 do Conselho, de 9 de dezembro de 1996. *Jornal Oficial das Comunidades Europeias – L61*. Bruxelas.

Regulamento (CE) n.º 349/2003 da Comissão, de 25 de fevereiro de 2003. *Jornal Oficial da União Europeia – L51*. Bruxelas.

Regulamento (UE) 2017/160 da Comissão, de 20 de janeiro de 2017. *Jornal Oficial da União Europeia – L27*. Bruxelas.

Richardin, P., Porcier, S., Ikram, S., Louarn, G. & Berthet, D. (2017). Cats, crocodiles, cattle, and more: initial steps toward establishing a chronology of ancient Egyptian animal mummies. In *Selected Papers from the 2015 Radiocarbon Conference, Dakar, Senegal, 16–20 November 2015*, Radiocarbon, Vol 59, Nr 2, 2017, (pp 595–607).

Rosen, G. E. & Smith, K. F. (2010). Summarizing the Evidence on the International Trade in Illegal Wildlife, *EcoHealth*, 7, 24–32.

Satbige, A. S., Kasaralikal, V. R., Halmandge, S. C. & Rajendran, C. (2017). *Nyctotherus* sp. infection in pet turtle: a case report, *Journal of Parasitic Diseases*, 41(2), 590-592.

Scullion, F. T. & Scullion, M. G. (2009). Gastrointestinal Protozoal Diseases in Reptiles, *Journal of Exotic Pet Medicine*, 18(4), 266-278.

Silvestre, A. M. (2007). Parasitos digestivos en reptiles, *Argos: Informativo Veterinario*, 88, 48-49.

Silvestre, A. M. (2011). Massive *Tachygonetria* (Oxyuridae) infection in a Herman's tortoise (*Testudo hermanni*), *Consult Journal*, 409-412.

Šlapeta, J., Modrý, D. & Johnson, R. (2018). Reptile Parasitology in Health and Disease. In B. Doneley, D. Monks, R. Johnson & B. Carmel, *Reptile Medicine and Surgery in Clinical Practice* (pp 425-439). USA: John Wiley & Sons Ltd.

Stillie, J. S. (2007). Green tree python (*Morelia viridis*), *Exotic DVM*, 9(4), 32-33.

Tabaka, C. & Senneke, D. (2006). *World Chelonian Trust - Star Tortoise Care Sheet*. Acedido a jun., 9, 2018, disponível em: www.chelonia.org/Articles/Geleganscare.htm

Uetz, P. (2018). *The Reptile Database*. Acedido em jun. 5, 2018, disponível em: www.reptile-database.org/db-info/SpeciesStat.html

Vetter, H. (2011). *Turtles of the World – Volume 1: Africa, Europe and Western Asia*. (2nd ed.). Frankfurt: Edition Chimaira.

Wappel, S. M. & Schulte, M. S. (2004). Turtle care and husbandry. *Veterinary Clinics: Exotic Animals Practice*, 7, 447–472.

Wilson, S. & Swan, G. (2017). *A Complete Guide to Reptiles of Australia*. (5th ed.). Sydney: New Holland Publishers.

11. ANEXOS

Anexo I – Tratamento antiparasitário em répteis

Tabela 3 - Substâncias ativas e doses recomendadas para o tratamento antiparasitário em répteis (adaptado de Carpenter, 2013)

PARASITAS	SUBSTÂNCIA ATIVA	DOSE	COMENTÁRIOS
Amibas, ciliados e flagelados	Metronidazol	40-100 mg/kg PO e repetição passados 10 a 14 dias	Fármaco de eleição
	Febendazol	50 mg/kg PO q24h durante 5 dias	Eficaz contra flagelados e <i>Giardia</i> sp. em camaleões
	Paramomicina	35-100 mg/kg PO q24h até 28 dias de tratamento	Eficaz contra amibas
Coccídias	Sulfadimetoxina	90 mg/kg PO, IM, IV e depois 45 mg/kg q24h durante 5 a 7 dias	Fármaco de eleição
	Trimetoprim/sulfa	30 mg/kg PO q24h durante 2 dias e depois q48h durante 21 dias	Não administrar em casos de desidratação ou insuficiência renal; Fármaco de eleição se existirem infecções bacterianas associadas
	Toltrazuril 5%	5-15 mg/kg q24h durante 3 dias	Eficaz em coccidioses em dragões-barbudos
Céstodes	Praziquantel	8 mg/kg PO, SC, IM e repetição passados 14 dias	Fármaco de eleição
Nemátodes	Febendazol	25-100 mg/kg PO q14d (até 4 tratamentos)	Fármaco de eleição; Não administrar a pacientes com septicemia
	Albendazol	50 mg/kg PO	Recomendada contra ascarídeos

	Levamisol	5-10 mg/kg SC e repetição passados 14 dias	Utilizar 5 mg/kg em quelónios e 10 mg/kg em sáurios e ofídios; Intervalo de segurança muito reduzido; Não utilizar em animais debilitados
	Ivermectina	0,2 mg/kg PO, SC, IM e repetição passados 14 dias	Não utilizar em quelónios, crocodilos, <i>Dryomarchon couperi</i> e escincídeos
	Pamoato de pirantel	5 mg/kg PO e repetição passados 14 dias 25 mg/kg PO q24h durante 3 dias e repetição passadas 3 semanas	Dose recomendada contra nemátodes Dose recomendada para ascarídeos ou oxiurídeos
Tremátodes	Praziquantel	8 mg/kg PO, SC, IM e repetição passados 14 dias	Fármaco de eleição

Anexo II – Número e espécies estudadas

Tabela 4 - Nomes científicos, nomes comuns e quantidade de quelônios estudados

Nome científico	Nome comum	Número de animais estudados
<i>Testudo hermanni</i>	Tartaruga-de-Hermann	7
<i>Testudo marginata</i>	Tartaruga-dentada	2
<i>Testudo kleinmanni</i>	Tartaruga-do-Egito	1
<i>Geochelone elegans</i>	Tartaruga-estrelada-indiana	1
<i>Stigmochelys pardalis</i>	Tartaruga-leopardo	1
<i>Agrionemys horsfieldii</i>	Tartaruga-russa	2
<i>Astrochelys radiata</i>	Tartaruga-raiada	1
<i>Terrapene carolina</i>	Tartaruga-de-caixa	1
<i>Trachemys scripta elegans</i>	Tartaruga-de-orelhas-vermelhas	2

Tabela 5 - Nomes científicos, nomes comuns e quantidade de sáurios estudados

Nome científico	Nome comum	Número de animais estudados
<i>Pogona vitticeps</i>	Dragão-barbudo do Centro-Este da Austrália	3
<i>Pogona henriclawsoni</i>	Dragão de Lawson	1
<i>Chamaeleo calyptrotus</i>	Camaleão-do-lémen	3
<i>Broadleysaurus major</i>	Lagarto-mulato-com-placas	1
<i>Uromastyx geyri</i>	Lagarto-de-cauda-espinhosa de Geyr	1

Tabela 6 - Nomes científicos, nomes comuns e quantidade de ofídios estudados

Nome científico	Nome comum	Número de animais estudados
<i>Morelia viridis</i>	Pitão-verde-arborícola	1

Anexo III – Método de flutuação de Willis (adaptado de Bowman, 2009)

1. Identificação dos tubos de ensaio e lâminas a utilizar.
2. Adição de uma pequena quantidade de fezes (aproximadamente 1-2g) a 10mL de solução saturada de cloreto de sódio, num copo de plástico.
3. Homogeneização da mistura com auxílio de uma vareta de vidro ou êmbolo de seringa.
4. Filtração da mistura, através de um passador, para o tubo de ensaio respetivo até se formar um menisco.
5. Colocação de uma lamela no topo do tubo de ensaio.
6. Repouso durante um período mínimo de 10 minutos.
7. Remoção e colocação da lamela numa lâmina para observação ao microscópio ótico.