



UNIVERSIDADE DE LISBOA
Faculdade de Medicina Veterinária

ESTUDO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS DO SACARRABOS (*Herpestes ichneumon*) E
OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES, COM RELEVÂNCIA EM PORTUGAL

CAROLINA MARIA PIMENTA LOPES

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca
de Sampaio

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

Dra. Cristina Isabel Teles da Silva de Almeida

ORIENTADOR

Dra. Cristina Isabel Teles da Silva Rosa
de Almeida

CO-ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2013

LISBOA



UNIVERSIDADE DE LISBOA
Faculdade de Medicina Veterinária

ESTUDO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS DO SACARRABOS (*Herpestes ichneumon*) E
OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES, COM RELEVÂNCIA EM PORTUGAL

CAROLINA MARIA PIMENTA LOPES

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

CONSTITUIÇÃO DO JÚRI

Doutora Isabel Maria Soares Pereira da Fonseca
de Sampaio

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

Dra. Cristina Isabel Teles da Silva de Almeida

ORIENTADOR

Dra. Cristina Isabel Teles da Silva Rosa
de Almeida

CO-ORIENTADOR

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2013

LISBOA

*Aos meus Pais por me educarem.
Aos meus Animais por me inspirarem.*

Agradecimentos

A todas as pessoas que, de alguma forma, se cruzaram na minha Vida, me tornaram na pessoa que sou e me ajudaram a estar onde estou, o meu eterno agradecimento.

À minha orientadora, Dra. Cristina Almeida, responsável pela “ExoClinic” e ao meu co-orientador, Prof. Doutor Luís Madeira de Carvalho, docente da FMV-UL, agradeço a oportunidade ao me aceitarem como orientanda e toda a ajuda, exemplo e conhecimentos transmitidos que vão permitir que me torne numa boa profissional.

Ao Prof. Doutor Jorge Correia, da FMV-UL, pela disponibilidade em oferecer lugar para as minhas amostras, pelo seu auxílio nas necrópsias e pelo interesse pelo projeto. Ao Prof. Doutor Telmo Nunes, pelo incentivo e ajuda com a análise de dados e a elaboração de mapas.

Ao Professor Doutor Carlos Fonseca e ao Dr. Vítor Bandeira, da Unidade de Conservação e Gestão de Vida Selvagem, Departamento de Biologia da Universidade de Aveiro, pelo fornecimento das amostras necessárias a este trabalho e pela oportunidade que me deram de poder trabalhar com este mamífero da fauna silvestre portuguesa.

À Dra. Lídia Gomes, do Laboratório de Doenças Parasitárias, FMV-UL, pela boa disposição com que me recebeu e por toda a ajuda e força dadas ao longo deste trabalho, assim como no apoio dado na fotografia dos exemplares parasitológicos. A todos os meus colegas de laboratório, pelo apoio, incentivo e bom ambiente criados durante a minha estadia.

À Filipa Fernandes da “ExoClinic” por me ter recebido tão bem, pela ajuda nos primeiros dias em que me sentia desorientada e por todo o apoio ao longo do estágio. Igualmente à Dra. Ana Pisa, pela sua imensa disponibilidade em me ajudar e orientar no início de ambos os estágios.

Ao Dr. Fernando González-González e à Dra. Irene López, agradeço a oportunidade e todos os conhecimentos que me foram transmitidos durante a minha estadia no GREFA. Da mesma forma agradeço a todos os voluntários e funcionários do GREFA, pela experiência, hospitalidade e boa disposição. À Ana Bélen, Kina Martín e Laura Navarro pela companhia e momentos passados que vão ficar para sempre na minha memória e coração. *¡Muchas Gracias por todo!*

A todos os meus colegas e amigos, em especial à Cláudia, Diana e Sara pela amizade, apoio e companheirismo em tantos momentos inesquecíveis ao longo destes 6 anos, à Catarina pelo companhia e amparo em tantas tardes de estudo, trabalho e muito mais, que culminaram numa bonita amizade, e ao André, Joana, Nuno, Rita, Rute e Sofia por tantas risadas e bons momentos. Sem vocês todos, não seria o mesmo!

À minha amiga Inês, palavras são insuficientes para te agradecer tudo o que tens feito por mim. Ajudaste-me a crescer, aturaste-me nas piores alturas, ficaste e tornaste-me numa pessoa melhor. Por isso e muito mais agradeço a tua amizade.

Às minhas amigas de sempre, Marta, Joana e Mafalda, por tantos momentos bons e alegrias partilhadas ao longo de mais que uma década já.

Aos meus Pais, sem os quais NADA disto seria possível. A eles que sempre fizeram de tudo para que tivesse oportunidades na Vida que me tornassem numa pessoa melhor. A eles que são um exemplo diário da pessoa que quero ser. A eles, que amo mais que tudo.

Aos meus animais, Nok, Tambor, Tobias e Pandora, fonte de inspiração e felicidade ao longo destes anos, pelos quais luto por me tornar numa veterinária melhor.

“It is our choices that show what we truly are, far more than our abilities.”

J. K. Rowling

RESUMO

ESTUDO DOS PARASITAS GASTROINTESTINAIS DO SACARRABOS (*Herpestes ichneumon*) E OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES, COM RELEVÂNCIA EM PORTUGAL

O sacarrabos (*Herpestes ichneumon*) é um carnívoro silvestre, da família Herpestidae, diurno, pouco gregário e cuja distribuição se limita exclusivamente à Península Ibérica e a parte do norte de África. Poucos são os estudos efetuados neste mangusto, principalmente no que diz respeito à sua fauna parasitológica. Foi então realizado um estudo no âmbito dos parasitas gastrointestinais deste carnívoro, de forma a clarificar o papel que este tem na transmissão de certas parasitoses, tanto como hospedeiro definitivo ou como hospedeiro reservatório. Adicionalmente, pretendeu-se o estudo da fauna parasitológica de outros carnívoros silvestres coabitantes (raposa, texugo e fuinha), também comuns na Península Ibérica.

Foram extraídas amostras fecais de 358 intestinos congelados de vários carnívoros silvestres, recolhidos através de um Projeto centralizado na Universidade de Aveiro: sacarrabos (n = 345), raposa (n = 9), texugo (n = 3) e fuinha (n = 1) que provinham de vários pontos de Portugal, na sua maioria na zona sul. Estas foram analisadas usando métodos coprológicos de flutuação, sedimentação, McMaster e esfregaço fecal com coloração de Ziehl-Neelsen.

Foi isolada *Giardia* sp. de uma amostra de sacarrabos (1/345) e também da única amostra de fuinha (1/1), sendo este o primeiro relato deste protozoário no mangusto ibérico. Foi igualmente verificado, numa amostra de sacarrabos (1/345), um nemátode da superfamília Metastrongyloidea, cujo género foi impossível de identificar. *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Uncinaria* sp. e *Passalurus* sp. foram isolados em quatro raposas (4/9).

Quanto ao principal carnívoro em estudo, o sacarrabos, verificou-se que a prevalência de parasitas é bastante baixa neste carnívoro (0,6%). Causas comportamentais, alimentares e geográficas foram apontadas para justificar esta prevalência, não descartando, contudo, o modo de armazenamento das amostras pré-processamento (congelamento). Mais uma vez, foi verificada a importância parasitária e zoonótica que as raposas representam tanto a nível silvático como doméstico, assim como a importância do sacarrabos e da fuinha como potenciais hospedeiros reservatórios e perpetuadores, a nível animal e humano, de *Giardia* sp.. Futuros estudos parasitológicos, com amostras frescas, poderão confirmar este tipo de prevalência, assim como estudos que incidam sobre a base vegetal da dieta e as características fisiológicas deste carnívoro.

Palavras-chave: sacarrabos, *Giardia*, Metastrongyloidea, carnívoros silvestres, *Toxascaris*, *Toxocara*, *Uncinaria*.

ABSTRACT

STUDY OF GASTROINTESTINAL PARASITES IN THE EGYPTIAN MONGOOSE (*Herpestes ichneumon*) AND OTHER CO-INHABITANT WILD CARNIVORES, WITH RELEVANCE IN PORTUGAL

The Egyptian mongoose (*Herpestes ichneumon*) is a wild carnivore, from the Herpestidae family, diurnal, with few gregarious habits, and whose geographical distribution is limited to the Iberian Peninsula and part of North Africa. Few are the revisions conducted in this mongoose, especially the ones that concern its parasitological fauna. A parasitological study was conducted on the gastrointestinal parasites of this carnivore, to clarify its role on the transmission of some parasitic diseases, as a definitive host or a reservoir host. Moreover, other wild carnivores (red fox, eurasian badger and stone marten), common in the Iberian Peninsula, were also studied.

Fecal samples from 358 frozen intestines of various wild carnivores, collected through a Project centralized at the Aveiro University, were collected: Egyptian mongoose (n = 345), red fox (n = 9), eurasian badger (n = 3) and stone marten (n = 1) that originated from several spots in Portugal, mainly from the south. The samples were analyzed by flotation, sedimentation and McMaster procedures and fecal smears stained by Ziehl-Neelsen technique.

Giardia sp. was isolated from a single sample of Egyptian mongoose (1/345) and also from the only sample of stone marten (1/1), this being the first report of this protozoan in the mongoose. Another sample of Egyptian mongoose demonstrated the presence of a nematode, from the superfamily Metastrongyloidea, but the genus could not be identified. *Toxocara canis*, *Toxascaris leonina*, *Uncinaria* sp. and *Passalurus* sp. were isolated from four red foxes (4/9).

Concerning the main carnivore in this study, a low parasitological prevalence (0,6%) was verified. Behavioral, dietary and geographical causes were indicated to justify this prevalence, without ruling out the storage method used for the samples (freezing) prior to their treatment. Once again, the parasitological and zoonotic importance of red foxes on both sylvatic and domestic levels was confirmed. The same was established for the Egyptian mongoose and the stone marten regarding the protozoan *Giardia* sp.. Future parasitological studies with fresh samples may be needed to confirm this kind of prevalence, as well as studies addressing the plant-based part of the diet and the physiology of this carnivore.

Keywords: Egyptian mongoose, *Giardia*, Metastrongyloidea, wild carnivores *Toxascaris*, *Toxocara*, *Uncinaria*.

ÍNDICE GERAL

| | |
|---|------|
| ÍNDICE DE FIGURAS----- | xi |
| ÍNDICE DE GRÁFICOS ----- | xii |
| ÍNDICE DE TABELAS----- | xii |
| LISTA DE ABREVIATURAS----- | xiii |
| 1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO CURRICULAR----- | 1 |
| 1.1. ESTÁGIO EM CLÍNICA DE ANIMAIS EXÓTICOS (NOVOS ANIMAIS DE COMPANHIA) ----- | 1 |
| 1.2. ESTÁGIO EM CLÍNICA DE ANIMAIS SILVESTRES (CENTRO DE RECUPERAÇÃO) ----- | 1 |
| 1.3. ESTÁGIO NO LABORATÓRIO DE PARASITOLOGIA E DOENÇAS PARASITÁRIAS DA FMV-UTL ----- | 1 |
| 2. INTRODUÇÃO ----- | 2 |
| 3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA----- | 4 |
| 3.1. O SACARRABOS (<i>Herpestes ichneumon</i> , Linnaeus 1758)----- | 4 |
| 3.1.1. FILOGENÉTICA ----- | 4 |
| 3.1.2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA ----- | 5 |
| 3.1.3. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS----- | 7 |
| 3.1.4. ALIMENTAÇÃO----- | 9 |
| 3.1.5. REPRODUÇÃO----- | 11 |
| 3.1.6. COMPORTAMENTO ----- | 12 |
| 3.1.7. ESTATUTO DE CONSERVAÇÃO ----- | 16 |
| 3.1.8. DOENÇAS INFECCIOSAS (BACTERIANAS E VIRAIS) REGISTRADAS NO SACARRABOS----- | 17 |
| 3.1.9. CURIOSIDADES ----- | 17 |
| 3.1.9.1. A “SERPENTE PELUDA” ----- | 17 |
| 3.1.9.2. ANIMAL SAGRADO----- | 18 |
| 3.1.9.3. CARNÍVORO RESISTENTE AO VENENO DAS COBRAS----- | 18 |
| 3.2. OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES----- | 19 |
| 3.2.1. RAPOSA-VERMELHA (<i>Vulpes vulpes silacea</i> , Linnaeus 1758) ----- | 19 |
| 3.2.2. FUINHA (<i>Martes foina</i> , Erxleben, 1777) ----- | 20 |
| 3.2.3. TEXUGO (<i>Meles meles</i> , Linnaeus 1758)----- | 21 |
| 3.3. PARASITAS OBSERVADOS NOS SACARRABOS E OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES SEUS COABITANTES ----- | 23 |
| 3.3.1. HELMINTES ----- | 23 |
| 3.3.1.1. SACARRABOS ----- | 23 |
| 3.3.1.1.1. Classe CESTODA----- | 23 |
| 3.3.1.1.2. Classe NEMATODA ----- | 24 |
| 3.3.1.2. OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES ----- | 25 |
| 3.3.1.2.1. Classe TREMATODA----- | 25 |
| 3.3.1.2.2. Classe CESTODA----- | 26 |
| 3.3.1.2.3. Classe NEMATODA ----- | 27 |
| 3.3.2. PROTOZOÁRIOS ----- | 30 |
| 3.3.2.1. Classe COCCIDIA ----- | 30 |
| 3.3.2.2. OUTROS PROTOZOÁRIOS ----- | 31 |
| 3.3.3. ECTOPARASITAS ----- | 33 |
| 3.3.3.1. IXODÍDEOS ----- | 33 |
| 3.3.3.2. PULGAS----- | 33 |

| | |
|---|----|
| 3.3.3.3. PIOLHOS----- | 34 |
| 4. OBJETIVOS----- | 35 |
| 5. MATERIAL E MÉTODOS----- | 36 |
| 5.1. AMOSTRAGEM E ÁREAS DE ESTUDO ABRANGIDAS ----- | 36 |
| 5.2. MÉTODOS UTILIZADOS NO PROCESSAMENTO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS ----- | 38 |
| 5.2.1. FLUTUAÇÃO DE WILLIS----- | 40 |
| 5.2.2. SEDIMENTAÇÃO EM MEIO SATURADO----- | 41 |
| 5.2.3. ESFREGAÇO FECAL COM COLORAÇÃO ZIEHL-NEELSEN ----- | 42 |
| 5.2.4. McMASTER----- | 43 |
| 6. RESULTADOS----- | 44 |
| 6.1. PREVALÊNCIA PARASITÁRIA NOS CARNÍVOROS SILVESTRES EM ESTUDO | 44 |
| 6.2. SACARRABOS----- | 46 |
| 6.3. OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES----- | 47 |
| 6.3.1. RAPOSA----- | 47 |
| 6.3.2. TEXUGO----- | 50 |
| 6.3.3. FUINHA----- | 50 |
| 6.4. ANÁLISE DE DADOS----- | 51 |
| 7. DISCUSSÃO----- | 52 |
| 8. CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPETIVAS FUTURAS----- | 62 |
| 9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS----- | 64 |
| ANEXOS----- | 76 |
| Anexo 1 – Identificação e localização das amostras analisadas----- | 76 |
| Anexo 2 – Procedimento do método coprológico qualitativo de Flutuação de Willis ---- | 84 |
| Anexo 3 – Procedimento do método coprológico qualitativo de Sedimentação em meio saturado----- | 85 |
| Anexo 4 – Coloração de Ziehl-Neelsen----- | 86 |
| Anexo 5 – Procedimento da técnica coprológica quantitativa de McMaster.----- | 87 |
| Anexo 6 – Fotografias de ovos, larvas e corpos celulares vegetais----- | 88 |
| Anexo 7 – Trabalhos apresentados em congressos----- | 93 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|---|----|
| Figura 1. - Esquema da Medicina da Conservação: conceito de Uma só Saúde (adaptado de Aguirre <i>et al.</i> , 2002) | 2 |
| Figura 2. - O sacarrabos (<i>Herpestes ichneumon</i>) (adaptado de Mordi, 2012)..... | 4 |
| Figura 3. - Classificação taxonómica do sacarrabos (<i>H. ichneumon</i> , Linnaeus 1758)..... | 5 |
| Figura 4. – Características físicas do sacarrabos (adaptado de Carnivora, 2012). | 7 |
| Figura 5. - Crânio do sacarrabos, várias projeções (adaptado de Osborn & Helmy, 1980). | 8 |
| Figura 6. - Pormenor da pupila horizontal característica do sacarrabos (adaptado de Meir, 2008).8 | |
| Figura 7. - Principais presas e alimentos presentes na dieta do sacarrabos (ilustração original)... | 9 |
| Figura 8. - Marcha típica dos sacarrabos (adaptado de <i>A Fauna</i> , 1986)..... | 15 |
| Figura 9. - Peça de arte da coleção Egípto, Clássico e Novo Este Antigo denominada “King and Ichneumon” (adaptado de Brooklyn Museum, 2006)..... | 18 |
| Figura 10. - A raposa (<i>Vulpes vulpes silacea</i>) (adaptado de Carnivora, 2012)..... | 19 |
| Figura 11. - A fuinha (<i>Martes foina</i>) (adaptado de Carnivora, 2012). | 20 |
| Figura 12. - O texugo (<i>Meles meles</i>) (adaptado de Carnivora, 2012)..... | 22 |
| Figura 13. - Mapas de distribuição das amostras de sacarrabos (acima) e outros carnívoros silvestres (abaixo) presentes no estudo, em Portugal continental (Sistema de Informação Geográfica QGIS®). | 37 |
| Figura 14. - Amostra em saco individual devidamente identificado (esquerda) e intestino não processado (direita) (fotografias originais). | 38 |
| Figura 15. – Preparação (esquerda) e abertura (direita) dos intestinos (fotografia original). | 39 |
| Figura 16. - Preparação dos métodos coprológicos qualitativos (fotografia original)..... | 39 |
| Figura 17. - Esquema do método coprológico qualitativo de Flutuação de Willis (figura original). 40 | |
| Figura 18. - Esquema do método coprológico qualitativo de Sedimentação em meio saturado (figura original)..... | 41 |
| Figura 19. - Esquema de preparação das lâminas para coloração de Ziehl-Neelsen (figura original)..... | 42 |
| Figura 20. - Esquema do método coprológico quantitativo McMaster (figura original). | 43 |
| Figura 21. - Larva L1, Superfamília Metastrongyloidea, nas fezes de um sacarrabos, no método de sedimentação em meio saturado (aproximadamente x345) (fotografia original)..... | 46 |
| Figura 22. - <i>Giardia</i> sp. em lâmina de esfregaço fecal de sacarrabos, corada pela técnica de Ziehl-Neelsen (aproximadamente x778) (fotografia original). | 46 |
| Figura 23. – Aspeto macroscópico de <i>Toxocara canis</i> e <i>Toxascaris leonina</i> recolhidos do intestino de uma raposa (esquerda) e microscópico (aproximadamente x2) (direita) (fotografias originais)..... | 47 |
| Figura 24. - Ovos de <i>Toxocara canis</i> encontrados nas fezes de uma raposa, método de flutuação de Willis (aproximadamente x167 [esquerda] e x344 [direita]) (fotografias originais). | 48 |
| Figura 25. - Ovo da família Ancylostomatidae, possivelmente género <i>Uncinaria</i> , encontrado nas fezes de uma raposa, no método de flutuação de Willis (aproximadamente x500) (fotografia original)..... | 49 |
| Figura 26. - Ovo de <i>Passalurus</i> sp. encontrado nas fezes de uma raposa, no método de flutuação de Willis (aproximadamente x320) (fotografia original)..... | 49 |
| Figura 27. - <i>Giardia</i> sp. em lâmina de esfregaço fecal de fuinha, corada pela técnica de Ziehl-Neelsen (aproximadamente x778) (fotografia original)..... | 51 |
| Figura 28. - Ovo de <i>Toxocara canis</i> rebentado encontrado nas fezes de uma raposa, no método de flutuação de Willis, aproximadamente x211 (esquerda) e x333 (direita) (fotografias originais)..... | 88 |

| | |
|---|----|
| Figura 29. - Pormenor das extremidades anterior (esquerda) e posterior (direita) de um <i>Toxocara canis</i> , observação à lupa (aproximadamente x5) (fotografia original)..... | 88 |
| Figura 30. - Pormenor das asas cervicais de um <i>Toxocara canis</i> , observação à lupa (aproximadamente x7) (fotografia original)..... | 89 |
| Figura 31. - Pormenor da extremidade posterior de um <i>Toxascaris leonina</i> , observação à lupa (aproximadamente x5) (fotografia original)..... | 89 |
| Figura 32. – Extremidade anterior de <i>Toxocara canis</i> , preparação em lactofenol (aproximadamente x6) (fotografia original)..... | 90 |
| Figura 33. - Extremidade posterior de <i>Toxocara canis</i> fêmea (esquerda) e macho (direita) preparação em lactofenol (aproximadamente x6 [esquerda] e x9 [direita]) (fotografia original). | 90 |
| Figura 34. - Extremidade anterior de <i>Toxascaris leonina</i> , preparação em lactofenol (aproximadamente x14) (fotografia original)..... | 91 |
| Figura 35. - Extremidade posterior de <i>Toxascaris leonina</i> fêmea (esquerda) e macho (direita) preparação em lactofenol (aproximadamente x11) (fotografia original)..... | 91 |
| Figura 36. - Nemátode de Vida Livre (NVL), no método de flutuação de Willis, aproximadamente 200x (fotografias originais)..... | 92 |
| Figura 37. - Esporo, método de flutuação de Willis, aproximadamente x188 (fotografia original). 92 | |

ÍNDICE DE GRÁFICOS

| | |
|---|----|
| Gráfico 1. - Atividade circadiana do sacarrabos (adaptado de Palomares, 1992a) | 14 |
| Gráfico 2. - Percentagem de espécies obtidas nesta amostragem. | 36 |
| Gráfico 3. - Localização regional das amostras, em Portugal continental. | 36 |
| Gráfico 4. - Número de amostras positivas para cada uma das espécies de carnívoros em estudo..... | 44 |
| Gráfico 5. - Percentagem de machos e fêmeas de cada espécie de ascarídeo (<i>T. canis</i> e <i>T. leonina</i>) e no total. | 48 |

ÍNDICE DE TABELAS

| | |
|---|----|
| Tabela 1. - Locais preferenciais de repouso do sacarrabos no Parque Nacional de Doñana, Espanha (adaptado de Palomares, 1993b)..... | 13 |
| Tabela 2. - Prevalências dos grupos de parasitas em cada espécie de carnívoro silvestre estudado e na totalidade das amostras..... | 45 |
| Tabela 3. - Espécie e sexo dos ascarídeos encontrados nas amostras positivas de raposas. | 47 |
| Tabela 4. - OPG das amostras fecais positivas de raposa..... | 50 |
| Tabela 5. - Identificação das amostras e sua respetiva localização (original da autora). | 76 |

LISTA DE ABREVIATURAS

ADN - Ácido desoxirribonucleico

cm - Centímetros

ELISA - *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay*

FMV-UL – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade de Lisboa

g - Grama

GI – gastrointestinal(ais)

HD – Hospedeiro definitivo

HI – Hospedeiro intermediário

HP – Hospedeiro paraténico

HR – Humidade relativa

IC – Intervalo de confiança

IgE – Imunoglobulina E

km - Quilómetros

km² – Quilómetros quadrados

L1 – Primeiro estágio larvar

L3 – Terceiro estágio larvar

ml - Mililitros

mm - Milímetros

n – Tamanho da amostra

NUT - Nomenclaturas de Unidades Territoriais

OPG – Ovos por grama de fezes

séc. – Século

SNC – Sistema nervoso central

sp. – Espécie

TAN - Teste de aglutinação de *Neospora*

TFIA - Teste fluorescência indireta para anticorpos

V. N. S. Bento – Vila Nova de São Bento

1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO CURRICULAR

1.1. ESTÁGIO EM CLÍNICA DE ANIMAIS EXÓTICOS (NOVOS ANIMAIS DE COMPANHIA)

O estágio na área da clínica dos Novos Animais de Companhia foi realizado na clínica Exoclinic em Miraflores, especializada em consultas de animais exóticos (pequenos mamíferos, aves, répteis, entre outros), durante o período de 1 de outubro a 31 de dezembro de 2012. Foram aprendidas e realizadas primeiras consultas de diversas espécies exóticas (coelho, hamster, chinchila, porquinho da Índia, papagaio cinzento, cacatua, caturras, periquitos, canários, agapornis, tartarugas aquáticas e terrestres, cobras, camaleões, iguanas, geckos, entre outros mais), preparação de medicações e sua administração (oral, subcutânea, intramuscular, endovenosa), preparação de instalações para internamento de animais (pré e pós cirúrgico, de manutenção de animais debilitados), alimentação dos animais, apoio como ajudante de cirurgião em vários procedimentos cirúrgicos (castrações, ovariectomias, correção dentária, remoção de plumafoliculomas, remoção de massas não identificadas) e apoio em consultas ao domicílio.

1.2. ESTÁGIO EM CLÍNICA DE ANIMAIS SILVESTRES (CENTRO DE RECUPERAÇÃO)

Este estágio foi realizado no Centro de Recuperação da Fauna Autóctone Silvestre de Madrid, GREFA, em Majadahonda, durante o período de 8 de janeiro a 8 de abril de 2013. Foram postas em prática as seguintes componentes: manipulação de animais silvestres, manejo clínico (exame de estado geral, obtenção de amostras de sangue, fecais e zaragatoas do pós-boca para posteriores análises, colocação de pensos, limpeza e tratamento de lesões devido a traumatismos ou eletrocussões, realização de exames radiográficos, assistência em exames ecográficos e em cirurgias, entre outros), preparação de instalações adequadas a cada espécie e alimentação dos animais.

1.3. ESTÁGIO NO LABORATÓRIO DE PARASITOLOGIA E DOENÇAS PARASITÁRIAS DA FMV-UTL

A parte prática para esta dissertação foi realizada no Laboratório de Parasitologia da FMV-UTL, durante o mês de setembro de 2012 e depois de abril a julho de 2013. Neste período foram analisadas 358 amostras de sacarrabos e outros carnívoros silvestres, seus coabitantes, através de diversos métodos coprológicos: método de flutuação de Willis, sedimentação em meio saturado, McMaster e esfregaço fecal com posterior coloração Ziehl-Neelsen.

2. INTRODUÇÃO

A presente dissertação de mestrado integrado em Medicina Veterinária resulta de um trabalho realizado no âmbito da clínica e sanidade animal, em particular na área da fauna silvestre. Mais especificamente, pretendeu-se efetuar o estudo parasitológico de uma espécie de mamífero silvestre, o sacarrabos (*Herpestes ichneumon*, Linnaeus 1758) no âmbito de um projeto desenvolvido sobre esta espécie pelo Departamento de Biologia da Universidade de Aveiro. Este projeto tem como objetivo um maior conhecimento deste carnívoro, do qual pouco se sabe pois para além de ser um animal cuja expansão se está a verificar apenas no fim do século XX e já no presente século, esta restringe-se à Península Ibérica e Norte de África, podendo ser uma das razões pelas quais o interesse no seu estudo seja precário e limitado. A grande maioria dos estudos sobre sacarrabos foi realizada em Espanha, na década de 1990, pelo Doutor Fernando Palomares e pelo seu colega Doutor Miguel Delibes (Delibes, Aymerich & Cuesta, 1984; Palomares, 1991, 1993a, 1993b, 1993c; Palomares & Delibes 1991a, 1991b, 1992a, 1992b, 1993a, 1993b, 1993c). Em Portugal existem ainda poucos trabalhos publicados referentes a este carnívoro silvestre, podendo contar-se entre os mais recentes artigos e uma tese de mestrado (Barros, 2009; Barros & Fonseca, 2011), ambos sobre a distribuição e o estatuto atual do sacarrabos no país. Não obstante, a importância de trabalhos de pesquisa veterinária sobre animais silvestres, para além de nos conceder maior informação sobre as suas características e epidemiologia, foca-se de igual forma no âmbito da conservação das espécies e na manutenção de uma sanidade animal, ambiental e humana. Este último conceito, muito discutido atualmente, denominado Medicina da Conservação (Figura 1).

Figura 1. - Esquema da Medicina da Conservação: conceito de Uma só Saúde (adaptado de Aguirre *et al.*, 2002)

MEDICINA DA CONSERVAÇÃO



A Medicina da Conservação foi introduzida como conceito em 1996 (Weinhold, 2003), tendo como principal objetivo a preservação de uma só saúde que abranja todas as saúdes num contexto ecológico, de forma a manter a biodiversidade (Aguirre, Ostfeld, Tabor, House, & Pearl, 2002; Spear, 2008). A saúde interliga todas as espécies (Aguirre *et al.*, 2002) o que torna importante o estudo e trabalho conjunto das várias áreas a que a ela estão relacionadas: animal, humana e ambiental.

Na atualidade, devido ao crescimento exponencial da população humana, com conseqüente ocupação e fragmentação dos territórios, existe um maior contacto entre a fauna silvestre, os humanos e os seus animais domésticos (tanto os de companhia como os de produção). Esta proximidade acarreta vários fatores: uma maior predisposição para transmissão de doenças, muitas delas zoonoses, e até alterações desses modos de transmissão; impacto nos *habitats* destes animais, que vão sendo ocupados e destruídos, assim como na sua densidade populacional, levando muitos deles ao perigo de extinção; acumulação de poluentes e introdução de espécies alienígenas nos ecossistemas (Deem, Kilbourn, Wolfe, Cook & Karesh, 2000; Deem, Karesh & Weisman, 2001; Aguirre & Gómez, 2009). Para além deste maior contacto entre as populações humana e animal, o aumento da densidade populacional tem causado alterações na biodiversidade e ecossistemas que levam ao enfraquecimento das barreiras ecológicas e ao aparecimento/reaparecimento de certas doenças a nível animal e humano (Aguirre & Gómez, 2009).

Devido a esta crescente problemática, a principal preocupação da Medicina da Conservação é a de entender os efeitos destas doenças no funcionamento dos ecossistemas e nas espécies, principalmente aquelas em perigo de extinção, assim como o impacto que estas alterações na biodiversidade podem ter na sua transmissão e manutenção (Aguirre, 2009). Após este entendimento, há a necessidade de se desenvolverem medidas de correção e, mais importante ainda, de prevenção de forma a manter a saúde de todas as espécies e seus respetivos ecossistemas, de maneira sustentável (Aguirre & Gómez, 2009).

Com essa finalidade, têm vindo a ser criados vários projetos que têm como objetivo a pesquisa e monitorização de doenças (infecciosas ou não) e os seus meios de transmissão intra e, principalmente, interespecies, assim como possíveis soluções para o controlo destas enfermidades, encorajando e motivando profissionais de vários ramos científicos para uma colaboração interdisciplinar e multidisciplinar (Deem, Karesh, & Weisman, 2001).

É com este conceito e objetivo abrangente da saúde que a Medicina da Conservação foi criada e pretende enraizar-se como uma nova ciência ou abordagem que engloba diversas ciências: saúde humana, saúde pública, epidemiologia, medicina veterinária, toxicologia, ecologia, biologia da conservação, microbiologia, economia, arquitetura paisagista, entre outras (Aguirre *et al.*, 2002; Spear, 2008; Aguirre, 2009), sendo para isso necessário o treino e colaboração de profissionais das várias áreas, assim como a educação e informação das populações para uma melhor consciência e participação neste conceito “geral” de saúde.

3. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1. O SACARRABOS (*Herpestes ichneumon*, Linnaeus 1758)

Esta espécie de mangusto é um carnívoro silvestre, exclusivamente de hábitos diurnos, considerado como espécie cinegética de caça menor (Barros & Fonseca, 2011) (Figura 2). O seu nome científico (*Herpestes ichneumon*) significa, literalmente, “o perseguidor” (do grego *Herpestes* = “rastejante” e *ichneumon* = “mangusto”). Em português conquistou o nome de sacarrabos pelo facto da progenitora e as suas crias se deslocarem em fila, tocando com o focinho na ponta da cauda do indivíduo que segue à sua frente.

Pertenceu, em conjunto com a gineta (*Genetta genetta*), a um grupo de carnívoros silvestres denominado Viverrídeos (Hofmann, 1995). No entanto, estudos recentes (posteriores à década de 1990) levaram a que este carnívoro silvestre fosse colocado na Família dos Herpestídeos (Palomares & Delibes, 2000; Barros, 2009).

Figura 2. - O sacarrabos (*Herpestes ichneumon*) (adaptado de Mordi, 2012).



3.1.1. FILOGENÉTICA

Este carnívoro silvestre pertence à família Herpestidae, e ao género *Herpestes* (ver Figura 3) e é inserido no grupo dos mangustos (*Herpestidae*), que são

(...) carnívoros de pequenas dimensões com hábitos terrestres e, de uma forma grosseira, podemos dividi-los em dois grupos: um grupo inclui os mangustos de pequenas dimensões, sociais, diurnos e com uma dieta baseada em invertebrados e um outro grupo com os mangustos de maiores dimensões, solitários e alimentando-se de vertebrados (Barros, 2009, p.17, tradução livre).

Claramente, e como se vai verificar ao longo deste capítulo, os sacarrabos pertencem ao segundo grupo.

Figura 3. - Classificação taxonómica do sacarrabos (*H. ichneumon*, Linnaeus 1758).



No passado, acreditava-se que o sacarrabos tinha sido uma espécie introduzida na Península Ibérica por povos oriundos do norte de África e Médio Oriente, os quais usavam este animal como controlo natural de pragas (Riquelme-Cantal, Simón-Vallejo, Palmqvist, & Cortés-Sánchez, 2008). Esta evidência foi corroborada com o facto de não se terem encontrado vestígios fósseis desta espécie (*H. ichneumon*) no continente europeu, em conjunto com o facto de terem sido encontradas pistas arqueológicas a norte do continente africano que comprovam a existência desta espécie já desde períodos geológicos antigos, como o Mioceno, Pleistoceno e Holoceno (Riquelme-Cantal *et al.*, 2008; Barros, 2009).

No entanto, estudos recentes empregando novas técnicas moleculares revelaram que o sacarrabos ibérico tem a sua própria identidade molecular, distinta das diversas populações existentes no norte de África e Médio Oriente (Balmori & Carbonell, 2012).

De igual forma, Gray (1842) verificou que existia uma subespécie diferente de sacarrabos na Península Ibérica, daquela presente a norte de África: *Herpestes ichneumon widdringtonii*. Esta subespécie africana difere da ibérica por ter um crânio de maior tamanho, maiores bulas timpânicas, dentes de maiores dimensões (especialmente os caninos), e uma coloração do pelo mais escura (Cabrera, 1914; Barros, 2009).

3.1.2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

O sacarrabos é um carnívoro silvestre exclusivo da Península Ibérica (no que respeita ao continente europeu), principalmente o terço sul-ocidental desta (Ramos, Merchán, Rocha, & De Trucios, 2009), com uma enorme versatilidade tanto em termos ecológicos como tróficos (Balmori & Carbonell, 2012). Normalmente, habita zonas com uma densa cobertura vegetal (Barros & Fonseca, 2011) pois sendo um animal diurno e de pequenas dimensões necessita deste tipo de proteção, e tem como principal biótopo o maquis mediterrâneo espesso (Palomares & Delibes, 1993a). Este maquis é geralmente constituído pela seguinte flora: lentiscos (*Pistacia lentiscus*), estevas (*Cistus* sp), sargaço (*Halimium* sp), medronheiros (*Arbutus unedo*), oleandro (*Nerium oleander*), juncos (*Juncus* sp) e um arvoredo do qual fazem parte azinheiras (*Quercus ilex*), sobreiros (*Quercus suber*), carvalho-anão (*Quercus*

lusitanica), alguns pinheiros (*Pinus* sp) e eucaliptos (*Eucalyptus* sp) (Palomares & Delibes, 1993a; Barros, 2009).

Apresenta também predileção por zonas húmidas e perto de cursos de água, evitando espaços abertos e zonas montanhosas, excetuando na serra de Ronda (sul de Espanha) no qual foi detetada a sua presença a altitudes superiores a 1000 metros (Barros, 2009).

Não existem, no entanto, vestígios de que o sacarrabos (*H. ichneumon*) habite zonas de prados e pântanos e a sua presença em campos agrícolas e de pastoreio limita-se apenas à sua passagem para outras zonas densas onde se possa esconder e camuflar enquanto efetua as suas atividades diurnas (caça, repouso, socialização) (Palomares & Delibes, 1993b; Barros, 2009).

Em Portugal, até aos anos noventa (séc. XX) a sua distribuição limitava-se ao sul do país, tendo como barreira natural o rio Tejo. No entanto, devido a vários fatores ambientais, sociológicos e de predação a sua expansão a norte do país tem sido verificada ao longo dos últimos anos, havendo relatos visuais e de vestígios da sua presença em concelhos do Centro e Norte (Barros & Fonseca, 2011). Estes fatores são, entre muitos: o êxodo rural e abandono das terras agrícolas pelas populações que se fixaram mais no litoral do país deixando as terras mais a norte e no interior desertas e aptas à expansão de animais silvestres, como é o exemplo deste carnívoro; o ter como principal predador o lince ibérico, animal que está em perigo de extinção e cuja população silvestre é escassa; a facilidade de adaptação ao meio ambiente que este animal possui; e o facto de ser o único carnívoro exclusivamente diurno da Península Ibérica, originando uma menor competição com os outros carnívoros de tamanho médio (lobo, raposa, toirão, texugo) existentes na zona Mediterrânea (Barros & Fonseca, 2011). Num estudo efetuado por Borralho *et al.* (1996) verificou-se que os fatores que mais influenciam a distribuição do sacarrabos (*H. ichneumon*, Linnaeus 1758) em Portugal continental são a latitude, a temperatura média anual (com uma correlação positiva) e o grau médio de pluviosidade anual (com uma correlação negativa), havendo uma escassa correlação com as populações de lagomorfos existentes (principalmente o coelho, *Oryctolagus cuniculus*), assim como a densidade populacional de humanos (Borralho, Rego, Palomares, & Hora, 1996). Tal facto, enfatiza ainda mais o grau de adaptabilidade alimentar e social que este mangusto possui.

Por fim, apesar de ao longo dos últimos dois séculos as populações deste carnívoro silvestre terem enfrentado tanto incrementos como decréscimos (Borralho *et al.*, 1996), atualmente sabe-se que a sua distribuição é quase homogénea por todo o território português (Barros & Fonseca, 2011).

3.1.3. CARACTERÍSTICAS FÍSICAS

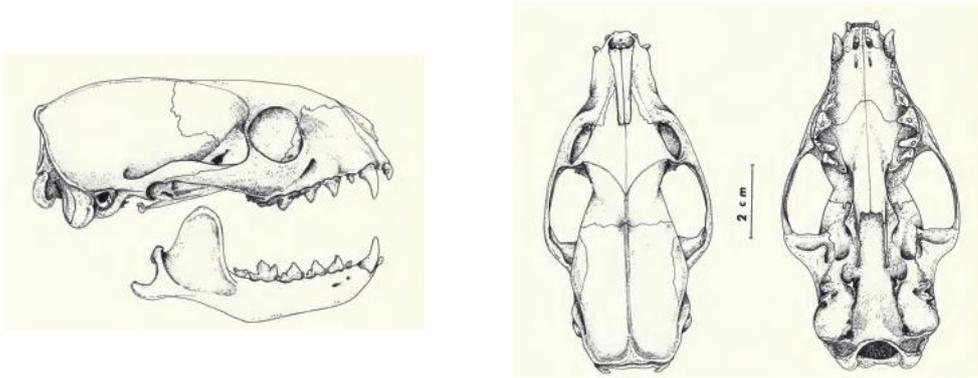
De corpo alongado, orelhas pequenas e arredondadas e focinho pontiagudo, esta espécie de mangusto pode medir até 1 metro de comprimento, sendo quase metade deste (aproximadamente 40 cm) constituído pela sua longa cauda (Figura 4) (Hofmann, 1995). Atinge uma altura de 21 cm até ao garrote (Reichhoff, 1982) e o seu peso varia entre dois quilos e meio e quatro quilos (Barros, 2009). A sua pelagem apresenta uma coloração entre o castanho-avermelhado e o cinzento, raiado de amarelo e castanho, com pelos negros na extremidade da cauda, e tem variação sazonal, pois no verão é mais curta e escassa, e assim como intraespécie (Reichhoff, 1982; Barros, 2009). Possui patas muito curtas e típicas de um animal escavador, cada uma com cinco dedos e unhas não retrácteis (Aritio, 1989) e as suas almofadas plantares estão desprovidas de pelagem (Barros, 2009). As pegadas destes indivíduos são bastante características: semiplantígradas, com 5-6 cm de comprimento e 3-4 cm de largura, encontrando-se bem definidos os 5 dedos e as respetivas garras (Palomares & Delibes, 1993a; Barros, 2009). Tanto o macho como a fêmea apresentam no total seis glândulas mamárias ventrais (Barros, 2009).

Figura 4. – Características físicas do sacarrabos (adaptado de Carnivora, 2012).



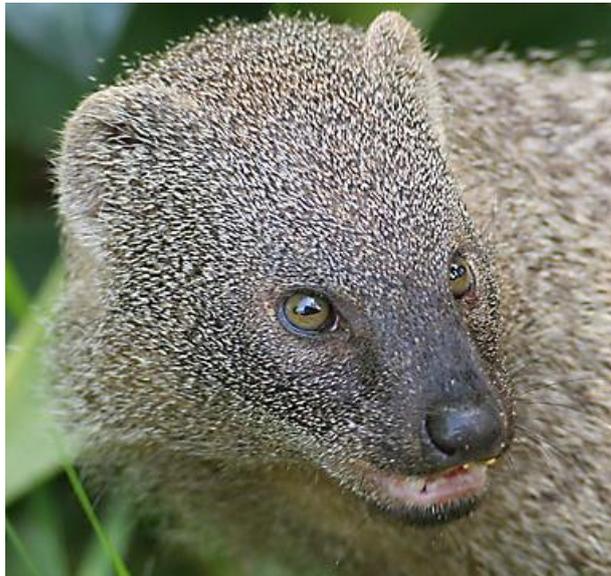
O seu crânio característico (Figura 5) é estreito, alto e alargado sendo a parte cerebral mais larga e o focinho mais estreito e curto, possuindo em média quarenta dentes (a sua fórmula dentária é 3.1.4.2./3.1.4.2.), entre os quais se destacam os caninos pontiagudos (Barros, 2009).

Figura 5. - Crânio do sacarrabos, várias projeções (adaptado de Osborn & Helmy, 1980).



Os seus olhos têm uma coloração amarelada, parecida com âmbar, e uma característica pupila horizontal, exclusiva apenas nestes carnívoros (Figura 6).

Figura 6. - Pormenor da pupila horizontal característica do sacarrabos (adaptado de Meir, 2008).



Segundo Dücker (1965) possuem cones e bastonetes que lhes permite uma visão a cores, forma de adaptação aos padrões diurnos de comportamento que possuem (Palomares & Delibes, 1992a, 2000).

Tal como outros carnívoros, os sacarrabos possuem glândulas perianais, envolvidas numa bolsa glandular nua, que produzem uma secreção com odor característico e servem para marcação de território e reconhecimento social entre indivíduos (Aritio, 1989; Barros, 2009). Esta marcação é efetuada esfregando as referidas glândulas nos locais que desejam sinalizar, após os terem cheirado, tendo cada grupo pontos específicos de marcação territorial (Hefetz, Ben-Yaacov, & Yom-Tov, 1984).

Em relação às suas fezes, geralmente com 10-15 cm de comprimento, estas têm coloração acinzentada, um aspeto rugoso e um odor bastante característico, e podem conter pelos do

próprio animal (Aritio, 1989; Barros, 2009). O odor característico destas fezes é também devido à secreção das glândulas perianais marcadoras de território, e há estudos indicando que a deposição de fezes em certos locais específicos ajudam também nesta marcação, reconhecimento e comunicação entre sacarrabos (Palomares, 1993a).

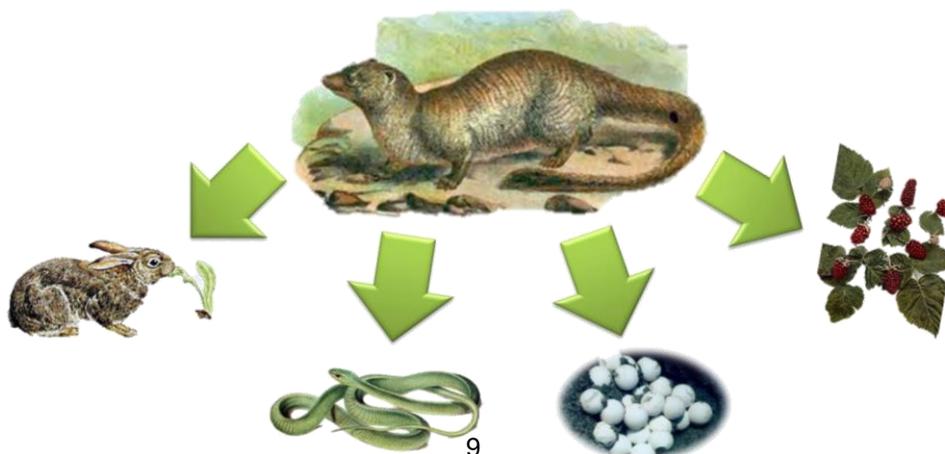
Esta espécie não apresenta grande dimorfismo sexual, sendo este apenas detetável pela massa corporal dos indivíduos, tendo os machos maior massa que as fêmeas (Palomares & Delibes, 1992b). Pode igualmente ser verificado pelo tamanho do crânio, o qual, segundo um estudo feito por Clamote (1997), apresenta nos machos maior largura e caninos maiores (Rosalino, Santos, Pereira, & Santos-Reis, 2009). A nível cromossómico apresentam uma ligeira diferença: os machos possuem 43 cromossomas ($2n = 43$) e as fêmeas 44 ($2n = 44$) (Palomo & Gisbert, 2002 citado em Barros, 2009). Esta diferença deve-se ao facto de todos os machos do género *Herpestes* possuírem o cromossoma sexual Y translocado para um autossoma, fazendo com que a nível cromossómico possuam menor número que as fêmeas, característica única ente a ordem Carnivora (Fredga, 1972).

A longevidade destes animais pode atingir os 12 anos em estado selvagem e os 20 anos em cativeiro (Barros, 2009).

3.1.4. ALIMENTAÇÃO

Sendo um carnívoro oportunista e sazonal (Palomares & Delibes, 2000), a sua dieta é bastante variável e baseia-se principalmente em lagomorfos (coelhos e lebres, na sua maioria os de pequeno tamanho), répteis (principalmente ofídios) e micromamíferos (Figura 7) (Palomares & Delibes, 1991a). Não obstante também se alimenta de aves, ovos (principalmente de patos e quelónios), anfíbios, insetos, crustáceos, gastrópodes, bagas e cogumelos, apresentando desta forma uma grande adaptabilidade trófica (Barros & Fonseca, 2011). O seu poder de caça limita-se na sua maioria a animais que se encontram no solo, ou debaixo deste, e na água (Delibes *et al.*, 1984; Barros, 2009).

Figura 7. - Principais presas e alimentos presentes na dieta do sacarrabos (ilustração original).



Devido à sua enorme plasticidade alimentar, o sacarrabos aproveita os recursos disponíveis em cada época do ano e em cada região: o consumo de anfíbios e alguns insetos aumenta nos meses mais húmidos (novembro-dezembro e março-abril) e o de répteis nos meses secos (maio-junho), pois é quando há maior abundância destas espécies. Já o consumo de ovos aumenta durante a época de reprodução das aves (junho-agosto e setembro-outubro), enquanto durante o inverno (de novembro a fevereiro) o consumo maior é de pequenos mamíferos e coelhos, pois para além da sua densidade populacional aumentar estes aportam maior biomassa para consumo pelos sacarrabos (Delibes *et al.*, 1984; Palomares & Delibes, 1991a; Barros, 2009). Outro fator igualmente determinante para o maior consumo de coelhos é o período em que estes são afetados por doenças mortais, tais como a mixomatose e a doença hemorrágica viral (Delibes *et al.*, 1984; Palomares & Delibes, 1991a; Barros, 2009).

A plasticidade alimentar ajuda a explicar a expansão contínua deste animal que, apesar da elevada mortalidade, continua a existir em populações com densidade suficiente para não se considerar em perigo de extinção (Delibes *et al.*, 1984). De igual modo, justifica a sua limitação à Península Ibérica, a qual aparenta ser o local da Europa com melhores condições para a elevada reprodução de coelhos (principal presa do sacarrabos), pois não possui a aridez verificada a Leste, nem o frio invernal característico do Norte (Delibes *et al.*, 1984).

A dieta também influencia o dimorfismo sexual existente não só nesta espécie, como em muitos outros carnívoros silvestres. Estudos apontam a preferência das fêmeas por lagomorfos, répteis (principalmente cobras) e frutas, enquanto os machos aparentam consumir na sua maioria mamíferos e alguns anfíbios (Rosalino *et al.*, 2009). Esta predileção de cada sexo para determinados alimentos está correlacionada com o facto de os machos precisarem de maior energia para poder defender o seu território, enquanto a energia das fêmeas é concentrada na reprodução (gestação, lactação e cuidados maternos), alimentando-se por isso de presas e alimentos que requeiram menor manuseio e sejam de fácil captura (Rosalino *et al.*, 2009) .

Tendo em conta que o coelho é a principal presa desta espécie e que nos últimos anos a sua densidade populacional tem vindo a diminuir, pode estar explicado porque é necessária tanta flexibilidade alimentar do sacarrabos. Torna-se então difícil avaliar quais os alimentos mais consumidos por este mangusto, pois esse facto varia bastante conforme a abundância das espécies (predador e presa) e o clima em cada época do ano (Palomares, 1993b).

3.1.5. REPRODUÇÃO

Herpestes ichneumon é uma espécie poligâmica, tendo o macho várias fêmeas em áreas distintas do seu território, nas quais ficam com as suas respectivas crias. No entanto, estudos comprovaram que certos indivíduos têm práticas monogâmicas, vivendo na mesma área que a fêmea durante longos períodos de tempo (Palomares, 1993a). Este mesmo estudo, apesar da pouca amostragem obtida, tentou concluir que o tamanho e massa corporal de um macho *H. ichneumon* afetam a sua capacidade reprodutiva: machos com maiores massas corporais têm maiores territórios e mais fêmeas com as quais procriam, enquanto machos mais pequenos têm uma menor área territorial para defender e apenas uma fêmea com a qual passam a maior parte do tempo, assegurando assim uma maior proteção e probabilidade de paternidade (Palomares, 1993a). Estas últimas fêmeas têm também a vantagem da cooperação dos machos na alimentação das crias e delas próprias (Barros, 2009).

Os rituais de acasalamento e as cópulas têm lugar entre fevereiro e o início de junho, com um pico entre março e abril.

Esta espécie tem uma capacidade reprodutiva bastante elevada, devido ao seu curto período de gestação, que pode ir de 72 a 88 dias, e à capacidade de ter em média três crias em cada ninhada (Barros & Fonseca, 2011). Os partos ocorrem a partir do meio de abril podem ir até metade do mês de agosto, apresentando uma maior prevalência entre maio e julho (Palomares & Delibes, 1992b). A época de nascimentos está assim interligada com a época de maior prevalência de coelhos nas pastagens, de forma que haja alimento suficiente para a fêmea e as crias durante os primeiros e mais críticos meses de vida.

Durante o parto as fêmeas resguardam-se em tocas (Schroeder, 1994), dando à luz em pé e com as pernas ligeiramente refletidas (Barros, 2009). Ao nascimento, as crias pesam cerca de 70 grama, têm o corpo coberto de pelagem suavizada, com exceção do abdómen, e os olhos e ouvidos cerrados. A abertura dos olhos ocorre ao 21º dia de vida, só ganhando uma visão mais apurada apenas ao 45º dia, a partir do qual já se aventuram para fora da toca onde nasceram. Ao 25º dia conseguem reagir aos sons e ruídos que os rodeiam, seguindo-se a isto o apuramento do seu olfato para odores de objetos e indivíduos que se encontram por perto. Iniciam o seu comportamento predatório aos 72 dias, imitando o que veem os adultos fazer. Com quatro meses de idade, já são mais independentes e vão deixando aos poucos de imitar os indivíduos adultos, arriscando-se pelo território sozinhas (Barros, 2009). Em grupos com mais do que uma fêmea as crias são cuidadas por todas, que as alimentam, brincam com elas, sociabilizam e vigiam-nas, não importando se são da sua ninhada ou não (Blanco, 1998; Barros, 2009).

3.1.6. COMPORTAMENTO

O sacarrabos é comumente caracterizado como animal solitário, tendo contudo algum comportamento gregário, vivendo em grupo de uma forma não tão frequente como noutras espécies que lhe são aparentadas (Barros, 2009). O grupo do qual faz parte é usualmente constituído pelo macho “alfa”, as fêmeas e as suas crias. Estas últimas abandonam o grupo quando chegam a um ano de idade (Reichhoff, 1982), mais comum no caso dos machos pois as fêmeas podem nunca sequer deixar o grupo no qual foram criadas. Num estudo feito no parque de Doñana, em Espanha, verificou-se que era mais comum observar sacarrabos sozinhos, alguns em pares (progenitora e suas crias, ou um casal) e, mais raramente, em grupos de três ou mais indivíduos (Blanco, 1998; Barros, 2009). Os machos tendem a ter um comportamento mais solitário pois, apesar de caminharem com as fêmeas e as crias durante o dia, por vezes saem do grupo para deambular até aos limites do seu território, voltando a este apenas quando se encontra no local de repouso, já durante o período noturno (Barros, 2009).

Mesmo estando adaptados para viver de forma gregária, existem fatores que previnem o sacarrabos de o fazer com tanta frequência: sendo um herpestídeo (mangusto) de grandes dimensões, que usa espaços limitados e densos para proteção, e se alimenta de presas que apenas satisfazem os requerimentos alimentares de um pequeno grupo de indivíduos (3 a 5) não tem necessidade de andar em grupos e, quando o faz, estes não são muito extensos (Palomares & Delibes, 1993c).

A exceção a este comportamento eremítico pode ser observada nos sacarrabos que habitam em Israel, os quais para além de andarem em grupos do mesmo sexo, também fogem à regra de que os sacarrabos apenas são vistos em zonas de vegetação densa, pois neste país podem ser avistados nos subúrbios das cidades (Barros, 2009).

São animais de hábitos exclusivamente diurnos (Palomares & Delibes, 2000; Barros & Fonseca, 2011): durante o dia caçam, marcham pelo território, descansam em locais exteriores (preferindo os interiores, como tocas, em dias quentes de Verão), e de noite procuram locais de repouso como tocas subterrâneas (de coelhos e/ou texugos), moitas, buracos nas árvores e fendas nas rochas (por esta ordem de preferência) (Palomares & Delibes, 1993b). Os locais de repouso normalmente nunca são usados mais que uma vez, procurando diferentes à medida que o novo dia surge (Palomares & Delibes, 1993b). Este facto ajuda não só a que haja uma redução no gasto de energias destes animais durante o dia, pois escolhem para repouso locais que vão encontrando ao longo do caminho, como também se crê que possa ser uma estratégia para evitar a infeção por parasitas (Palomares & Delibes, 1993b; Barros, 2009).

Num estudo de Palomares & Delibes (1992a) verificou-se que *Herpestes ichneumon* dedicam cerca de 75% do seu dia ao repouso, sendo de extrema importância a escolha de

locais que forneçam proteção tanto de potenciais predadores como das intempéries. Outra forma de proteção e, também de estabelecimento de um estatuto social, familiar e reprodutor, é o hábito que os sacarrabos têm de depositar as suas fezes em latrinas ao redor das tocas onde pernoitam (Hefetz *et al.*, 1984; Gorman & Trowbridge, 1989). Estas latrinas nunca são estanques, formando-se sempre novas à medida que os animais vão caminhando e progredindo no seu território, dispersão justificada pelo facto dos seus locais de repouso estarem sempre a mudar (Palomares, 1993a).

Como se pode verificar pela Tabela 1, independentemente do sexo do animal, o local de preferência tanto para repouso noturno como para uma pequena sesta a meio do dia (“siesta”) são as tocas inabitadas, construídas por outros animais. Já os jovens demonstram preferir fazer as suas sestãs em locais exteriores como moitas. Na procura de um novo local de repouso, estes animais distanciam-se em média 600 metros do anterior (Palomares & Delibes, 1993b). Durante o verão e devido às temperaturas mais elevadas, o uso de tocas como locais de descanso aumenta (Blanco, 1998), pois estas para além de proteção providenciam um local fresco e abrigado do sol.

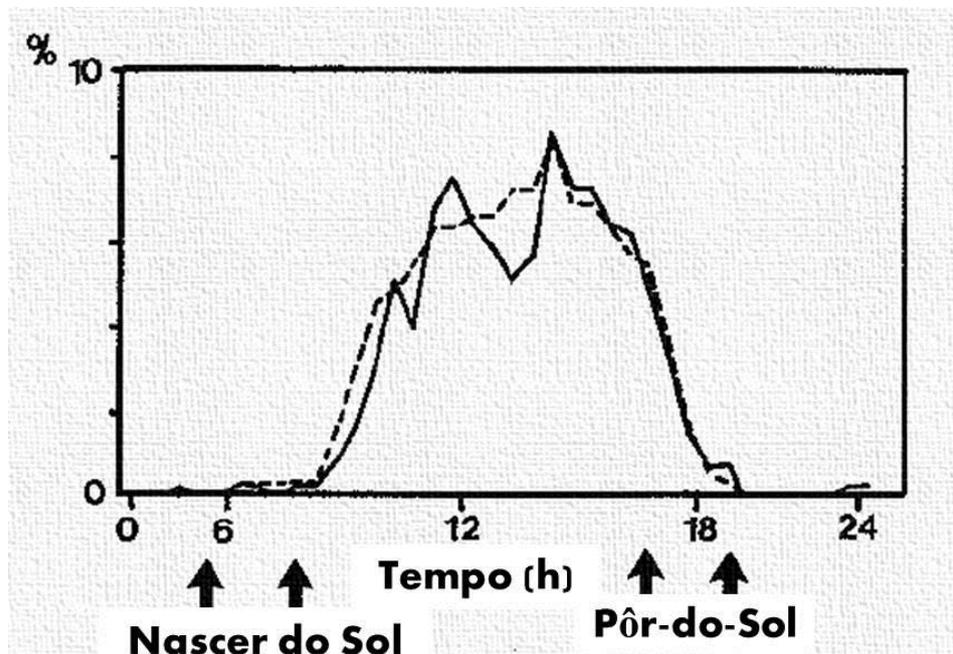
Tabela 1. - Locais preferenciais de repouso do sacarrabos no Parque Nacional de Doñana, Espanha (adaptado de Palomares, 1993b).

| Local de descanso (tipo) | Fêmeas | Machos | Jovens | TOTAL |
|---------------------------------|---------------|---------------|---------------|--------------|
| Noturno | | | | |
| Tocas | 173 (72.7) | 77 (64.2) | 55 (80.9) | 305 (71.4) |
| Moitas | 63 (26.5) | 38 (31.7) | 13 (19.1) | 114 (26.9) |
| Buracos em árvores | 2 (0.8) | 5 (4.2) | 0 (0.0) | 7 (1.6) |
| “Siesta” | | | | |
| Tocas | 26 (60.5) | 8 (53.3) | 1 (20.0) | 35 (55.6) |
| Moitas | 17 (39.5) | 7 (46.7) | 4 (80.0) | 28 (44.4) |
| Buracos em árvores | 0 (0.0) | 0 (0.0) | 0 (0.0) | 0 (0.0) |

A duração média do dia de um animal desta espécie tem variantes como a hora a que despertam, o que vai influenciar o final do dia e o descanso noturno, a quantidade de comida que ingerem antes do dia acabar, e a idade do animal, tendo os mais jovens maior número de horas diárias que os adultos. Num estudo feito com fêmeas de sacarrabos, este pode ser de 357 minutos: começa aproximadamente duas horas (119-129 minutos) antes da

alvorada e termina cerca de uma hora (45-73 minutos) antes do pôr-do-sol (Palomares & Delibes, 1992a, 2000). Este estudo também demonstrou que os picos de atividade desta espécie se sobrepunham maioritariamente às 11h30 e às 14h00 (Gráfico 1.).

Gráfico 1. - Atividade circadiana do sacarrabos (adaptado de Palomares, 1992a)



O seu descanso noturno é de aproximadamente 15 horas ininterruptas, e ao longo do dia aproveitam também para fazer vários períodos de descanso, de algumas horas (normalmente no máximo duas), levando a que o seu período de atividade se reduza ao número de seis horas diárias (Palomares & Delibes, 1992a).

Como as suas principais presas, coelho e outros pequenos mamíferos, apresentam hábitos noturnos este facto corrobora ainda mais os hábitos predatórios dos sacarrabos, que os caçam enquanto estão escondidos e a repousar nas suas tocas, havendo no entanto também espécies diurnas (répteis e pássaros) que são alvo de predação por esta espécie de mangusto (Palomares & Delibes, 1992a, 2000). Na altura da reprodução, as fêmeas mantêm-se com as suas crias durante mais tempo no mesmo local de repouso, enquanto os machos vão deambulando por outros locais (Palomares & Delibes, 1993b).

Apesar dos hábitos diurnos desta espécie estarem estudados e comprovados no que diz respeito à Península Ibérica, investigações mais antigas indicam que em Israel os sacarrabos são primariamente crepusculares e em África tanto são diurnos como noturnos (Palomares & Delibes, 1992a). Isto pode dever-se ao tipo de ambiente que existe nestes lugares, nos quais os espaços são maioritariamente abertos e com escassez de vegetação densa, que fazem com que estes animais necessitem de procurar outras formas de se

proteger contra os predadores, incluindo caçar durante o período da noite (Blanco, 1998; Barros, 2009).

Em jeito de conclusão, os locais de repouso destes mangustos têm diversas variantes conforme o seu estatuto social, género, clima, ausência ou presença de predadores e tempo disponível para descansar.

Quando se encontra em grupo este mangusto tem uma forma muito particular de caminhar, a qual lhe atribuí o nome de sacarrabos, seguindo o progenitor à frente com as crias em fila atrás dele escondendo a sua cabeça debaixo da cauda do seu predecessor (Figura 8) (Fuente, Castroviejo, Morillo, Delibes, & Vallecillo, 1986), de tal forma que

(...) pelos campos o sacarrabos adulto vai abrindo caminho aos seguintes que a ele se filam sucessivamente com o nariz debaixo da cauda do indivíduo que os precede, formando assim uma fila indiana muito peculiar. Muitos aldeões não chegaram a confundir esta formação em marcha com uma cobra descomunal dado que a curta altura das patas dos sacarrabos os faz praticamente desaparecer por entre as altas ervas que cobrem o solo (Schroeder, 1994, p.247, tradução livre).

Figura 8. - Marcha típica dos sacarrabos (adaptado de *A Fauna*, 1986).



Apesar de caminharem sempre em linha reta e a grande velocidade, *H. ichneumon* tem a capacidade de parar e virar num ângulo reto, característica que lhe permite escapar aos ataques das cobras quando as tenta caçar (Reichhoff, 1982).

A distância que estes animais percorrem durante cada dia varia entre os 4 km (na fêmeas) e os 5 km (nos machos), havendo no entanto ocorrências de percursos de 10 km feitos numa só jornada (Barros, 2009). O seu território pode ter cerca de 1 a 7 km², mas a média é de 3 km² (Palomares & Delibes, 1991b), sendo este escolhido conforme a disponibilidade de alimento e a capacidade de vigia dos machos (Blanco, 1998; Barros, 2009), os quais são mais territoriais que as fêmeas e, ao contrário destas que caminham e entram nos territórios umas das outras, possuem territórios exclusivos para cada um, o qual defendem piamente (Palomares & Delibes, 1993c; Barros, 2009). Conforme o sexo do animal, a ocupação espacial de território vai diferir: as fêmeas tendem a ocupar espaços onde existam mais recursos tróficos e o tamanho destes varia de forma proporcionalmente indireta com a massa corporal, pois quanto maior a fêmea mais pequeno o território, estando no entanto este mais repleto de recursos alimentares; já os machos tendem a ocupar territórios que correspondam à sua massa corporal, ou seja, quanto maior o macho maior vai ser o

território que defende, podendo assim aceder ao maior número de fêmeas, um fator muito importante aquando da seleção territorial dos machos sacarrabos (Palomares & Delibes, 1993c ; Barros, 2009).

A comunicação intra e interespecífica efetuada por estes animais é realizada não só pela marcação territorial, mas também através de vocalizações. Num estudo feito no parque nacional de Doñana (sul de Espanha), o autor identificou sete tipos de vocalizações diferentes, que constituem o “vocabulário” dos sacarrabos: uma de alerta, outra de contacto (de forma a obter informação da posição de cada membro do grupo), duas de agressão (rosnar, em lutas entre indivíduos e durante atividades como o acasalamento, alimentação e até entre a fêmea e as suas crias, aquando da expulsão destas do grupo ao atingirem a idade independente; e latir, também durante o acasalamento ou nas lutas), duas de intimidação (usadas como forma de ameaça durante períodos de acasalamento e alimentação) e uma de dor (Palomares, 1991).

Em relação aos órgãos dos sentidos, a frequência de utilização destes no sacarrabos tem a seguinte ordem de importância (Ben-Yaacov e Yom-Tov, 1983 *citado por* Barros, 2009):

- Olfato, o qual é apurado para distinguir entre odores de diferentes indivíduos mas fraco no que diz respeito à localização de objetos que lhes estejam próximos;
- Audição, que lhes permite ouvir sons de intensidade fraca sem, no entanto, conseguirem localizar a fonte desse som;
- Visão, como anteriormente referido, possuem bastantes cones e bastonetes o que possivelmente lhes permite uma visão a cores, principalmente entre o amarelo e o vermelho.

3.1.7. ESTATUTO DE CONSERVAÇÃO

Em relação à sua conservação, o sacarrabos não é uma espécie considerada em perigo de extinção, estando por isso classificada com o estatuto de “Pouco Preocupante” (*Least Concern*), o que significa que para além de não estar ameaçada, a sua distribuição é vasta e copiosa por todo o território nacional (Barros, 2009).

O principal predador destes mangustos é o lince ibérico (*Lynx pardinus*). Podem, no entanto, ser igualmente predados por aves de rapina de grande porte, como a águia-real (*Aquila chrysaetos*) e a águia-de-Bonelli (*Aquila fasciata*). Ataques de cães (*Canis familiaris*), assilvestrados ou não, intervenção humana direta (controlo de predadores ilegal) e indireta (atropelamentos) e outras causas desconhecidas (como doenças ou lutas entre grupos) contribuem igualmente para a mortalidade desta espécie, sendo a intervenção humana aquela que maior impacto (69%) tem na mortalidade do sacarrabos (Palomares & Delibes, 1992b).

Por outro lado, está categorizada como espécie cinegética de caça menor (Barros & Fonseca, 2011), e, a juntar a esta informação, é considerada indevidamente como ameaça para outras espécies de caça menor, como o coelho-bravo (*Oryctolagus cuniculis*), a perdiz-vermelha (*Alectoris rufa*) e a codorniz (*Coturnix coturnix*) tanto em Portugal como em Espanha. Estes dois fatores que levam à caça furtiva e indevida desta espécie, apesar da sua alimentação ser oportunista e variada e deter pouco impacto na densidade das outras populações de animais (Blanco, 1998; Rosalino *et al.*, 2009).

3.1.8. DOENÇAS INFECCIOSAS (BACTERIANAS E VIRAIS) REGISTRADAS NO SACARRABOS

Poucos são os estudos efetuados nesta área em relação ao sacarrabos e os que foram realizados apresentam-se por vezes pouco conclusivos, pela pequena amostragem que possuem e pela alta incidência de resultados negativos.

Um estudo realizado na Andaluzia concluiu que a leptospirose, uma doença zoonótica provocada pela espiroqueta *Leptospira interrogans*, afeta carnívoros silvestres, como é o caso dos sacarrabos. Nestes, foi detetada uma prevalência de 5% (análise bacteriológica do rim e urina) e 20% (análise serológica) desta espiroqueta, sendo considerados hospedeiros definitivos e finais da doença, e não reservatórios desta (Javier Millán *et al.*, 2009).

Num outro estudo feito em Portugal, este relativo à ubiquidade do parvovírus, foi revelada a suscetibilidade dos sacarrabos para este agente, tendo sido detetado o ADN deste vírus em 58% dos 99 animais analisados (Duarte *et al.*, 2013).

3.1.9. CURIOSIDADES

3.1.9.1. A “SERPENTE PELUDA”

O sacarrabos tem este nome devido à sua forma particular de caminhar, descrita anteriormente, que fez com que em tempos se confundisse este animal com uma enorme serpente com pelos, quando caminhavam por entre as ervas nos campos.

Estes seus pelos são bastantes apreciados e procurados para o fabrico de pincéis usados na pintura a óleo, devido à sua dureza e comprimento (Palomo & Gisbert citado por Barros 2009).

3.1.9.2. ANIMAL SAGRADO

No Antigo Egípcio, tempo dos faraós, *H. ichneumon* era considerado um animal sagrado, que protegia as casas das pragas (cobras, ratos), o que o tornou num animal domesticado. Existem estátuas e outras peças de arte que homenageiam o sacarrabos, como a demonstrada na figura 9, original do Museu de Brooklyn, acompanhada da seguinte descrição:

(...) O rei era o oficial por excelência no ritual do templo, o qual forjou as ligações entre Deus e o Homem. Aqui o rei apresenta-se perante o sacarrabos, um animal na forma do qual o deus Atum frequentemente é representado. A posição das mãos do rei sugerem que em tempos segurava uma oferenda perante o sacarrabos (Brooklyn Museum, 2006, tradução livre).

Figura 9. - Peça de arte da coleção Egípcio, Clássico e Novo Egípcio denominada “King and Ichneumon” (adaptado de Brooklyn Museum, 2006).



3.1.9.3. CARNÍVORO RESISTENTE AO VENENO DAS COBRAS

De entre os vários carnívoros, principalmente os silvestres, o sacarrabos é o único que faz dos ofídios a sua dieta regular. Este facto suscita grande interesse e curiosidade, principalmente por algumas dessas cobras de que se alimenta serem consideradas venenosas, como é o caso das famílias Viperidae (víboras), Elapidae (serpentes venenosas vulgarmente conhecidas como cobras) e Atractaspididae (serpentes subterrâneas) (Bdolah, Kochva, Ovadia, Kinamon, & Wollberg, 1997). Estudos comprovaram que existem pequenas alterações nos recetores nicotínicos da acetilcolina do sacarrabos, as quais lhe permitem resistir às neurotoxinas pós-sinápticas presentes no veneno dos elapídeos (Barchan *et al.*, 1992). Outro estudo demonstrou que a principal toxina do veneno das serpentes Atractaspididae, a sarafotoxina, para a qual apresenta uma grande resistência, pouco efeito tem no sacarrabos, talvez devido a mecanismos semelhantes ao da resistência ao veneno dos elapídeos, visto que a sarafotoxina parece ineficaz ao ativar a cascata que leva aos seus efeitos tóxicos neste animal (Bdolah *et al.*, 1997).

3.2. OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES

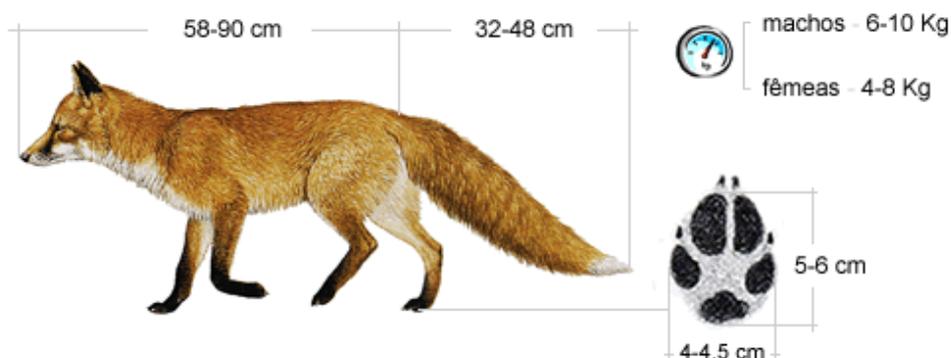
Apesar de ser um carnívoro exclusivamente diurno, o sacarrabos convive e partilha o *habitat* não só com as suas presas, mas também com outros carnívoros silvestres. Entre estes carnívoros, vão ser destacados aqueles que têm importância para esta dissertação, por também fazerem parte da lista de amostragem obtida para análises coprológicas.

3.2.1. RAPOSA-VERMELHA (*Vulpes vulpes silacea*, Linnaeus 1758)

Pertencente à família Canidae e género *Vulpes*, este carnívoro silvestre é talvez o mais conhecido em todo o Mundo, devido às várias espécies que possui, distribuídas mundialmente. Predomina em quase toda a Europa (exceto Islândia), parte da Ásia do Norte e Central e também na América do Norte (Reichhoff, 1982). Habita principalmente em bosques e matagais, embora seja de igual forma encontrada em montanhas, costas, terras cultivadas e até nas cidades, sendo por essa razão descrita como “o canídeo selvagem mais adaptável” (Reichhoff, 1982).

A sua aparência é bastante peculiar: coloração castanho-avermelhada com o peito e abdómen esbranquiçados (Hofmann, 1995), cabeça larga terminando num focinho pontiagudo característico da espécie e patas curtas terminando os seus dedos com um tufo protetor de pelos escuros. Pode atingir até um metro e trinta centímetros de comprimento, incluindo a longa cauda (de cerca de 40 cm) que termina numa ponta densa e de diferente coloração (tanto pode ser branca como escura). A altura até ao garrote é de 40 centímetros (Reichhoff, 1982) (Figura 10).

Figura 10. - A raposa (*Vulpes vulpes silacea*) (adaptado de Carnivora, 2012).



Alimenta-se principalmente de pequenos mamíferos (ratos, coelhos), placentas de borregos, crias de veado e aves, em especial galinhas e patos. No entanto, a sua dieta consegue ser tão adaptável que inclui de igual forma cadáveres (animais atropelados, peixes), anfíbios, insetos (gafanhotos, besouros), minhocas e até frutos silvestres (Reichhoff, 1982; Hofmann, 1995).

As raposas têm uma elevada capacidade reprodutiva. O período de acasalamento deste carnívoro passa pelos meses mais frios de inverno (janeiro e fevereiro), durante o qual emite latidos bastantes fortes, e a gestação das fêmeas tem a duração de aproximadamente 52 dias, após os quais pode nascer uma ninhada até seis crias (Reichhoff, 1982). O macho participa na educação e alimentação dos seus descendentes e os jovens tornam-se independentes por volta dos 3-5 meses (Hofmann, 1995).

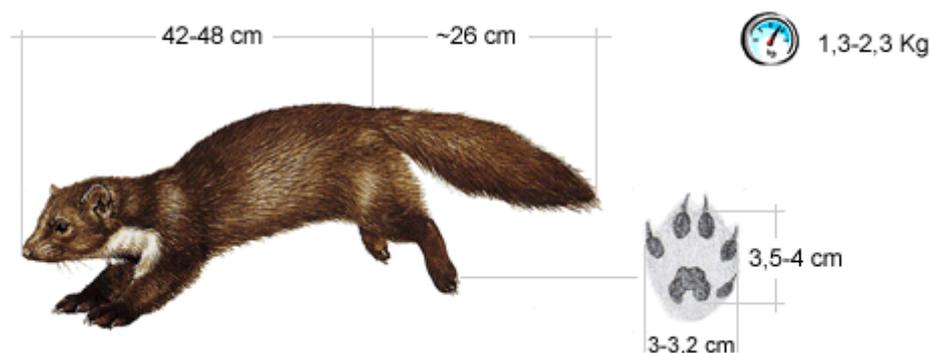
São animais preferencialmente noturnos, podendo normalmente ser avistados a partir anoitecer, quando a raposa começa a sua atividade diária, e solitários pois só procuram outros indivíduos da sua espécie quando é época de acasalamento (Reichhoff, 1982). Abrigam-se em tocas de outros animais (como texugos) e, quando não as encontram, fazem elas mesmas o seu abrigo, podendo marcar áreas até 50 km² com a sua urina e secreções das glândulas anais (Hofmann, 1995).

Esta espécie tem um estatuto de conservação “Pouco Preocupante” (*Least Concern*) no Livro Vermelho dos Vertebrados, talvez devido à sua rápida e elevada capacidade de reprodução, mesmo quando muitos dos seus indivíduos são caçados, atropelados ou mortos por pastores e agricultores, e até por autoridades de Saúde Pública, devido a casos de suspeita de raiva.

3.2.2. FUINHA (*Martes foina*, Erxleben, 1777)

A fuinha (*Martes foina*) é um carnívoro silvestre pertencente à família Mustelidae e ao género *Martes*. Pode ser encontrada em toda a Europa, principalmente em áreas mais a sul, excetuando as ilhas mediterrâneas (Hofmann, 1995), e também na Ásia. Habita normalmente em zonas florestais com territórios rochosos, montanhosos ou nas aldeias perto de cursos de água, preferindo *habitats* nos quais não há populações de martas (*Martes martes*) (Reichhoff, 1982).

Figura 11. - A fuinha (*Martes foina*) (adaptado de Carnivora, 2012).



Este pequeno mustelídeo tem aproximadamente de 80 cm de comprimento, dos quais cerca de 30 cm pertencem à sua cauda, e pode pesar um a dois quilos. De pelagem densa e parda, possui uma mancha que varia do branco ao bege na zona do pescoço e peitoral e que se estende até ao início dos membros anteriores. As suas orelhas, de tamanho significativo comparando com o seu pequeno corpo, têm orlas brancas, são triangulares e espetadas. O seu focinho tem uma coloração igualmente mais clara que o resto do corpo e as almofadas plantares que possui são quase desprovidas de pelo (Reichhoff, 1982; Hofmann, 1995) (Figura 11).

Alimenta-se principalmente de micromamíferos (ratos, ratazanas) e ovos, os quais rouba dos ninhos, podendo também comer larvas (Reichhoff, 1982), frutos e bagas (Hofmann, 1995). Raramente se alimenta de animais de maior porte que os micromamíferos (como coelhos, galinhas, pombos) mas se a sua dieta principal escasseia, são estes os animais eleitos pelo mustelídeo (Reichhoff, 1982).

A época reprodutiva deste carnívoro situa-se no pico do verão, entre os meses de julho e agosto, e as crias nascem por volta da primavera do ano seguinte (abril-maio) devido à característica reprodutiva peculiar desta espécie: a implantação retardada do óvulo, que atrasa a gestação (Reichhoff, 1982). A cada gestação pode dar à luz de 3 a 7 crias, as quais se tornam independentes aos três meses, caçando em conjunto com a progenitora (Hofmann, 1995). Atingem a maturidade sexual aos dois anos de vida e a sua longevidade pode chegar aos dez anos (Reichhoff, 1982).

São animais de hábitos noturnos, caçando principalmente no solo pois não possuem a agilidade das martas para trepar às árvores. São, no entanto, bastante rápidas e eficazes na sua predação terrestre, remexendo nos esconderijos à procura das suas presas (Reichhoff, 1982; Hofmann, 1995). A título de curiosidade, tem-se verificado que esta espécie tem um particular interesse pelos pneus dos automóveis estacionados nas aldeias, os quais parece gostar de roer (Reichhoff, 1982; Hofmann, 1995).

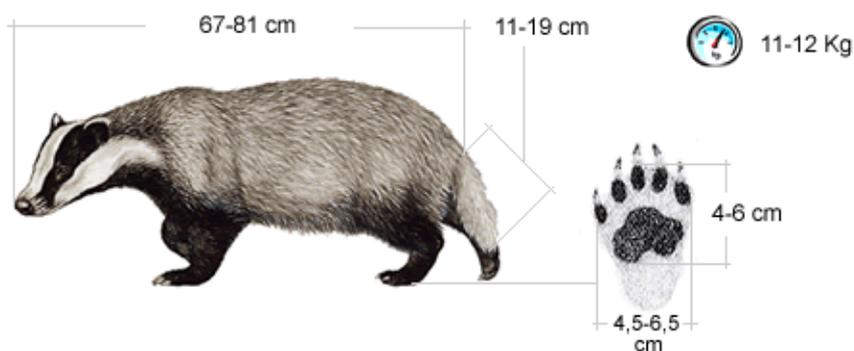
Está classificada no Livro Vermelho dos Vertebrados com o estatuto de conservação “Pouco Preocupante” (*Least Concern*).

3.2.3. TEXUGO (*Meles meles*, Linnaeus 1758)

Este carnívoro, de focinho amistososo, pertence à família Mustelidae e ao género *Meles*. Ocupa quase todo o continente europeu, incluindo as ilhas mediterrâneas, e ainda o asiático, podendo ser encontrado principalmente em bosques caducifólios, zonas arbóreas e montanhosas (Hofmann, 1995). De igual forma podem vaguear pelos jardins e parques citadinos (Reichhoff, 1982) ou qualquer outro espaço que lhes permita formar as suas famosas tocas.

São mustelídeos de grande porte, com cerca de 80-90 cm de comprimento e uma cauda pequena (com cerca de 10 cm). De focinho alongado, patas curtas (com unhas salientes nos membros anteriores) e fortes que lhe servem para escavar as suas tocas, este animal apresenta uma coloração negra corporal e uma cabeça branca na qual se verifica a presença de duas riscas também negras que vão de ambos os lados da cabeça, passam pelos olhos e terminam, em cada lado, na ponta do focinho. Também as suas orelhas apresentam uma coloração branca na sua orla exterior (Reichhoff, 1982) (Figura 12).

Figura 12. - O texugo (*Meles meles*) (adaptado de Carnivora, 2012).



O texugo alimenta-se de quase tudo o que existe na natureza: frutas, bagas, bolbos, frutos secos (nozes, bolotas), cereais (milho, aveia), insetos (larvas e coleópteros), crias de aves, caça abatida e abandonada, animais atropelados, lagomorfos (coelhos e lebres), e micromamíferos (ratos e musaranhos) (Reichhoff, 1982). No entanto, a sua dieta base e principal são as larvas, as quais obtém a partir do solo (Hofmann, 1995).

Acasalam quase todo o ano, maioritariamente nos meses de fevereiro a maio, durando a gestação dois meses após a implantação do óvulo, a qual só acontece em dezembro pois, de forma igual às fuinhas, os texugos têm uma implantação retardada após fecundação (Reichhoff, 1982). De cada parto nasce uma ninhada com cerca de 5 crias (Hofmann, 1995) as quais atingem a independência após um ano de idade, e podem viver até aos 15 anos (Reichhoff, 1982).

O seu comportamento é crepuscular e noturno, habitando sempre os mesmos territórios, nos quais escavam longas tocas e galerias (com 5 ou mais metros de profundidade), que vão alargando ao longo do tempo. Quando nasce uma nova ninhada escavam uma “câmara de parto” para alojar as crias. Têm um chamado “sono invernal” durante os meses de Inverno (não é uma hibernação), sobrevivendo da gordura que foi acumulada durante o outono (Hofmann, 1995). Comunicando muito raramente por sons, os texugos usam as secreções das glândulas anais para marcação de território e comunicação com indivíduos do mesmo grupo (Reichhoff, 1982).

No Livro Vermelho dos Vertebrados, a sua classificação, relativa ao seu estatuto de conservação, é de “Pouco Preocupante” (*Least Concern*).

3.3. PARASITAS OBSERVADOS NOS SACARRABOS E OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES SEUS COABITANTES

Como referido em capítulos anteriores, o estudo da fauna silvestre é bastante importante para o conhecimento e possível controlo de doenças com maior incidência nestes animais, e sua capacidade de transmissão tanto a animais domésticos como a seres humanos (zoonoses). Contudo, ir-se-á abordar apenas as doenças parasitárias, mais especificamente os parasitas causadores destas enfermidades, tema desta dissertação. Vários estudos foram elaborados nesta área, alguns deles referidos seguidamente, com ênfase apenas para os parasitas gastrointestinais dos sacarrabos e dos carnívoros silvestres coabitantes (texugo, fuinha e raposa) que foram estudados nesta dissertação.

3.3.1. HELMINTES

3.3.1.1. SACARRABOS

O sacarrabos pode ser parasitado por céstodes do género *Mesocestoides* e *Dipylidium caninum* (Rodríguez & Carbonell, 1998; Soler-Cruz *et al.* 1989 citado por Barros 2009). Por outro lado, um estudo feito no centro e sul de Espanha confirmou a presença de vários nemátodes neste mangusto, com as seguintes prevalências: *Stenuroides herpestis* (23%), *Spirura dentata* (20.7%), *Vogeloides oesophagea* (15%), *Rictularia affinis* (5.3%), *Graphidium strigosum* (3%), *Eucoleus aerophilus* [*Capillaria aerophilus*] (1.9%) (Blanco *et al.*, 1993).

3.3.1.1.1. Classe CESTODA

Os parasitas do género *Mesocestoides*, da família Mesocestoididae, apresentam um escólex com quatro ventosas, desprovido de ganchos, segmentos maduros com um poro genital médio-dorsal, e um órgão parauterino onde ocorre maturação dos ovos. A forma infetante deste parasita para os carnívoros pertence ao terceiro estágio larvar ou tetrathyridum, o qual pode ser encontrado na cavidade peritoneal (em mamíferos e répteis) ou nos pulmões (no caso das aves) dos hospedeiros intermediários (HI), que, ao serem ingeridos, vão infetar os hospedeiros definitivos (HD) (Bowman, 2009).

O céstode *Dipylidium caninum*, parasita da família Dipylidiidae, é constituído por um escólex com quatro ventosas, um rostro retrátil com várias fileiras de ganchos, segmentos que possuem poros genitais bilaterais e os aparelhos reprodutores a meio de cada um. As larvas cisticercóides de *D. caninum* desenvolvem-se nas pulgas (*Ctenocephalides* sp.) e piolhos (*Trichodectes canis*) e infetam os HD quando eles ingerem estes HI (Bowman, 2009).

3.3.1.1.2. Classe NEMATODA

Relativamente aos nemátodes, a nível gastrointestinal são conhecidos *Graphidium strigosum*, *Spirura dentata* e *Pterygodermatites affinis*, enquanto a nível respiratório são conhecidas as espécies *Stenuroides herpestis*, *Vogeloides oesophagea* e *Eucoleus aerophilus*.

Graphidium strigosum é um parasita característico do estômago dos coelhos (*O. cuniculis*) (Julien Massoni, Jimmy Cassone, Marie-Claude Durette-Desset, 2011), podendo por ingestão desta presa comum à dieta do sacarrabos infetar este carnívoro.

O nemátode *Spirura dentata*, da família Spiruridae, é normalmente encontrado no esófago e estômago, implantado na submucosa ou livre no lúmen destes órgãos. Alvarez *et al.* (1995) descreveram a morfologia deste parasita através de um estudo com microscopia eletrónica. É um nemátode de tamanho médio (21 a 30 mm), no qual as fêmeas são maiores que os machos, de corpo alongado e ambas as extremidades cónicas e pontiagudas. A sua abertura bucal possui pseudolábios simétricos com quatro pares de denticulos e, no interior, cinco protuberâncias, para além de outras encontradas dentro desta abertura. Na região anterior deste nemátode existe uma saliência cervical que é do tamanho de um quinto do esófago (Alvarez, Barreiro, Cordeiro, Paniagua, & Sanmartín, 1995). A extremidade posterior possui, mesmo antes da sua terminação, um círculo de espículas (Anderson, 2000). Os ovos são libertados nas pastagens e depois ingeridos por insetos, nos quais as larvas eclodem, e, quando no hospedeiro definitivo, encapsulam no seu estágio larvar L3 (Anderson, 2000).

Pterygodermatites (= *Rictularia*) *affinis*, nemátode intestinal da família Rictulariidae (ordem Spirurida), parasita vários carnívoros silvestres das famílias Canidae, Felidae, Mustelidae e Viverridae (seus hospedeiros definitivos), tendo como hospedeiros intermediários os répteis, onde as larvas deste parasita escolhem enquistar-se (tanto na parede intestinal como no mesentério) (Anderson, 2000).

Stenuroides herpestis, da superfamília Metastrongyloidea e família Pseudaliidae, é um parasita respiratório encontrado nos seios frontais do sacarrabos (Balbuena, Aspholma, Andersena, & Bjørgea, 1994).

Vogeloides oesophagea pertence à família Pneumospiruridae (ordem Spirurida), cujo género é conhecido como parasita pulmonar, mas a espécie *V. oesophagea* está pouco estudada.

Eucoleus aerophilus (*Capillaria aerophilus*), nemátode da família Capillariidae, cujas formas adultas encontram-se normalmente na mucosa traqueal e brônquica dos HD (carnívoros), tendo como hospedeiros paraténicos (HP) as minhocas (Bowman, 2009).

As consequências da infeção por estas helmintoses no sacarrabos dependem da localização dos parasitas no organismo do hospedeiro. Os parasitas gastrointestinais causam mais frequentemente perdas de peso e anorexia (Bowman, 2009), podendo o género *Mesocestoides* causar ainda peritonite e ascite (Speckmann & Webster, 1975) e o

género *Dipylidium caninum* prurido anal (Bowman, 2009). As espécies de parasitas respiratórios podem causar sinusites, corrimentos nasais e dificuldades respiratórias e pneumonias (Samuel, Pybus & Kocan, 2001).

De todos os helmintes anteriormente referidos para o sacarrabos, apenas a espécie *Dipylidium caninum* (Dhaliwal & Juyal, 2013) apresenta potencial zoonótico e, por essa razão, acresce num risco para a Saúde Pública. No que diz respeito ao potencial zoonótico do género *Mesocestoides*, este é escasso pois são raras as infeções em humanos, causadas por este céstode (Bowman, 2009).

De denotar que muitos destes helmintes são partilhados com outros carnívoros silvestres e domésticos, o que perpetua os ciclos epidemiológicos dos mesmos.

3.3.1.2. OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES

De entre os carnívoros em estudo neste trabalho, a raposa é sem dúvida a que maior carga parasitária tem apresentado nos diversos estudos efetuados sobre a fauna silvestre.

3.3.1.2.1. Classe TREMATODA

O helminte *Alaria alata* encontrado em raposas (Kirkova, Raychev & Georgieva, 2011) é um tremátode pertencente à família Diplostomatidae que tem o corpo dividido em duas partes: uma achatada que contém as ventosas oral e ventral, as quais ajudam na adesão deste parasita à mucosa intestinal, e o órgão tribocítico, e ainda uma parte posterior cilíndrica que contém os órgãos reprodutores. O seu ciclo de vida inicia-se pela libertação de ovos não embrionados nas fezes do hospedeiro definitivo (HD) e, se depositados na água, desenvolvem-se na forma de miracídios. Estes vão infetar caracóis do género *Helisoma* (hospedeiro intermediário), desenvolvendo-se em cercarias, que por sua vez vão penetrar em girinos e transformar-se em mesocercárias (forma larvar específica deste género). Os predadores (sapos, cobras ou ratos) ao ingerir os girinos vão ser infetados por estas mesocercárias, as quais ficam em latência até que estes hospedeiros paraténicos (HP) sejam predados pelos hospedeiros definitivos. Nestes últimos, migram pelo diafragma até aos pulmões, onde tomam a forma de metacercárias. Após umas semanas estas metacercárias migram pela traqueia até à faringe, são deglutidas e transformam-se em estádios adultos no intestino, os quais começam a libertar ovos para o exterior 3 a 5 semanas após a ingestão das mesocercárias, iniciando-se assim um novo ciclo (Bowman, 2009). Este género já foi diagnosticado novamente em Portugal, com prevalência de 7,2 % na raposa (Valverde, 2011).

Euryhalmis squamula observado em texugos (Millán, Sevilla, Gerrikagoitia, García-Pérez & Barral, 2004), cujo género pertence à família Heterophyidae, é um parasita cuja ventosa ventral e o poro genital estão recolhidos num saco ventro-genital (Bowman, 2009). Este tremátode tem como hospedeiros intermediários (HI) caracóis da espécie *Bythinella hemphilli*, nos quais se desenvolvem as formas cercárias. Os HI ao serem ingeridos por sapos (HP) vão infetá-los, e nestes as formas parasitárias desenvolvem-se para o estágio de metacercárias, que se vão enquistar no tecido subcutâneo destes hospedeiros paraténicos (Anderson & Pratt, 1965), posteriormente infetando os HD ao serem ingeridos. O género *Brachylaima* sp., igualmente verificado em texugos (Millán *et al.*, 2004), pertence à família Brachylaimidae. Tem como primeiro HI o gastrópode *Helix aspersa*, o qual é infetado pelos miracídios que eclodem dos ovos por eles ingeridos, e nele evoluem para formas cercárias. Estas são libertadas e infetam os HI secundários, gastrópodes *Helix aspersa* e *Otala punctata*, transformando-se em metacercárias. Os HI secundários são depois ingeridos pelos HD, nos quais as formas adultas do parasita se desenvolvem, ocupando o intestino delgado (González-Moreno & Gracenea, 2006).

3.3.1.2.2. Classe CESTODA

Desta classe podemos encontrar o género *Echinococcus* spp. em raposas: *E. multilocularis* (Davidson, Appel, Doster, BakerBrown & Brown, 1992) e *E. granulosus* (Williams & Thorne, 1996), céstodes da família Taeniidae, cuja forma adulta, de pequenas dimensões (2 a 8 mm), é constituída apenas por 4-5 fragmentos, sendo o último deles grávido (Bowman, 2009). Os ovos (típicos deste género e também do género *Taenia*) possuem uma membrana reticulada e no interior um embrião hexacanto (oncosfera, com seis ganchos) (Urquhart, Armour, Duncan, Dunn & Jennings, 1998). *E. granulosus* tem o poro genital localizado a meio ou posteriormente nos segmentos, estando os testículos dispersos nestes, e as suas larvas formam quistos hidáticos uniloculares nos HI (ovinos, suínos, vitelos, humanos, cangurus, alces, entre outros), que não têm carácter infiltrativo. *E. multilocularis* possui os testículos numa posição posterior ao poro genital, o qual se encontra numa zona mais anterior dos segmentos e, ao contrário das larvas de *E. granulosus*, formam quistos hidáticos alveolares em roedores, vitelos, equinos, suínos e humanos (HI), estes sim com aptidão infiltrativa dos tecidos que o rodeiam. Os quistos de ambos contêm vários escólex formados a partir de uma oncosfera e têm carácter infecioso para os HD, quando ingerem os tecidos infetados, sendo estes hospedeiros os que libertam ovos para as pastagens, através das fezes, contaminando o solo e a vegetação que muitas vezes serve de alimento para os HI. O género *Echinococcus* tem potencial zoonótico (Bowman, 2009).

Foram igualmente observados vários representantes do género *Taenia* em diversos carnívoros silvestres: *T. crassiceps* e *T. pisiformis* em raposas (Davidson *et al.*, 1992;

Rodríguez & Carbonell, 1998; Kirkova *et al.*, 2011), *T. martis* em fuinhas (Millán & Ferroglio, 2001; Ribas, Milazzo, Foronda, & Casanova, 2004) e *Taenia* spp. em texugos (Millán *et al.*, 2004). Estes céstodes fazem também parte da família Taeniidae, sendo as suas formas adultas bastante maiores que as de *Echinococcus* spp. (podem atingir centenas de centímetros de comprimento), constituídas por vários segmentos com poros genitais unilaterais, que vão alternando o lado em cada segmento, uma cabeça formada por um escólex com quatro ventosas e um rostro não retráctil com duas fileiras albergando diversos ganchos que ajudam à fixação do parasita adulto à mucosa intestinal. Os segmentos grávidos destes parasitas são excretados nas fezes dos HD, e, já no solo, libertam os ovos (oncosferas) que vão infetar os HI (vertebrados que são presas naturais do HD) através da sua ingestão. Estas oncosferas vão eclodir e libertar o embrião hexacanto que existe no seu interior, o qual migra pela parede do intestino até outros órgãos (fígado e membrana peritoneal ou músculos esqueléticos e cardíaco) onde se desenvolve até ao segundo estágio larvar (cisticerco), que é infetante. Estes cisticercos são ingeridos pelo HD, a sua cápsula digerida no trato intestinal libertando os escólex que se vão aderir à mucosa do intestino delgado e dele nascem novos segmentos que vão formar o céstode adulto (Bowman, 2009).

Os céstodes *Dipylidium caninum* (raposas) (Kirkova *et al.*, 2011), e *Mesocestoides* sp., (Millán *et al.*, 2004; Kirkova *et al.*, 2011), também foram verificados nesta fauna silvestre (raposas e texugos) e foram descritos anteriormente.

Por último, foram registados céstodes da família Anoplocephalidae: *Oochoristica* sp. em fuinhas (Ribas *et al.*, 2004), parasita tanto de mamíferos como de répteis (Steelman, 1939), e *Atriotaenia incisa* em texugos (Millán *et al.*, 2004).

3.3.1.2.3. Classe NEMATODA

a) Família Ascarididae

Desta família temos o género *Toxocara*: *T. canis* em raposas (Davidson *et al.*, 1992; Rodríguez & Carbonell, 1998; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Cerbo, Manfredi, Bregoli, Milone & Cova, 2008) e *T. cati* em raposas e fuinhas (Rodríguez & Carbonell, 1998; Kirkova *et al.*, 2011). Este género de parasitas contém ascarídeos de grandes dimensões, que são constituídos na extremidade anterior por três lábios, uma glândula bulbar esofágica entre o esófago e o intestino, e típicas asas cervicais (que ajudam a distinguir entre as espécies), sendo os adultos de *T. cati* mais pequenos em comprimento que os de *T. canis*. O ciclo de vida de *T. canis* no hospedeiro definitivo pode passar por duas vias diferentes: migração traqueal (mais comum em animais recém-nascidos ou jovens) e migração somática (em animais adultos). Na primeira, vão até ao intestino e atingem a maturação sexual, enquanto na segunda, através da circulação sanguínea, alojam-se nos tecidos onde enquistam e se

tornam infetantes. Esta migração somática ocorre também nos hospedeiros paraténicos (coelhos, roedores), tornando-os assim potenciais fontes de infecção para os animais que os predam (HD). Outra forma de infecção deste parasita ocorre por via transplacentária, quando a fêmea gestante se encontra parasitada. *T. cati* tem um ciclo de vida semelhante, com a diferença de que a migração traqueal sucede com uma frequência bastante semelhante mesmo quando o HD atinge a idade adulta. Ambas as espécies *T. canis* e *T. cati* são zoonóticas (Bowman, 2009).

Está igualmente registada, dentro desta família, a presença de *Toxascaris leonina* em raposas (Davidson *et al.*, 1992; Rodríguez & Carbonell, 1998; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Kirkova *et al.*, 2011), que se tornam parasitadas através da ingestão de ovos infetantes pelo solo ou da predação de HP (como, por exemplo, roedores) que ingeriram ovos deste parasita. Após esta ingestão, o parasita aloja-se nos tecidos que rodeiam o intestino destes HP, ficando aí enquistado na sua forma infetante. Estes HP ao serem ingeridos pelos HD vão fazer com que a larva se liberte e invada as suas mucosas intestinais, onde se desenvolve, voltando ao lúmen do intestino já na sua forma adulta (Bowman, 2009).

b) Família Ancylostomatidae

Um dos nemátodes desta família registado em carnívoros silvestres é o género *Uncinaria*, no qual se verificou a presença de *Uncinaria stenocephala* em raposas (Davidson *et al.*, 1992; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Cerbo *et al.*, 2008; Kirkova *et al.*, 2011) e *U. criniformis* em texugos (Millán *et al.*, 2004). Estes nemátodes têm uma coloração pálida na sua forma adulta e são constituídas na sua extremidade anterior por uma boca com lâminas afiadas, que ajudam à fixação e capacidade hematófaga da espécie. Os HD tornam-se infetados através da ingestão ou penetração dérmica das larvas infetantes (L3), que vão migrar pelos tecidos e desenvolver-se em nemátodes adultos no lúmen intestinal. Outra forma de infecção ocorre através da via transmamária, aquando as fêmeas parasitadas alimentam as suas crias (Bowman, 2009).

Outros nemátodes conhecidos incluem os do género *Ancylostoma*, presente em raposas (Rodríguez & Carbonell, 1998). Estes nemátodes, na sua forma adulta, apresentam uma coloração mais escura, e, na sua extremidade anterior, a presença de uma boca com três pares de dentes que auxiliam à fixação e sucção de sangue através das mucosas intestinais (Bowman, 2009). O seu ciclo de vida é semelhante ao do género *Uncinaria*, descrito anteriormente. Os géneros *Ancylostoma* e, em menor grau, *Uncinaria* são zoonóticos (Bowman, 2009).

c) Superfamília Trichinelloidea

Foram registados nemátodes da espécie *Trichuris vulpis* em raposas (Davidson *et al.*, 1992; Rodríguez & Carbonell, 1998; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Cerbo *et al.*, 2008). Estes

parasitas da família Trichuridae, são constituídos por uma extremidade anterior fina e capilar, normalmente implantada na mucosa do intestino grosso, e uma extremidade posterior robusta, movendo-se livre no lúmen intestinal. Os machos adultos são distinguíveis por possuírem espícula com bainha com espinhos. Os ovos desta espécie são bastante típicos: possuem uma forma de limão bioperculado, com tampões bilaterais, um em cada pólo do ovo. Estes são excretados nas fezes, e dentro deles desenvolve-se uma larva L1 que só eclode se o ovo for ingerido por um hospedeiro. Quando isto se sucede, a larva desenvolve-se na mucosa epitelial do intestino grosso (Bowman, 2009).

Da família Trichinellidae, também pertencente a esta superfamília, há registo do género *Trichinella*, mais concretamente *T. spiralis* em raposas e *T. britovi* em raposas e fuinhas (Davidson *et al.*, 1992; Williams & Thorne, 1996; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Cerbo *et al.*, 2008; Kirkova *et al.*, 2011). O género *Trichinella* difere dos outros nemátodes por ambos os estádios larvar e adulto se encontrarem no mesmo hospedeiro. A forma adulta, na qual as fêmeas são maiores que os machos, implanta-se na mucosa do intestino delgado do HD, entre as vilosidades, e as formas larvares enquistam no músculo estriado, o qual acedem através da circulação linfática e sanguínea, após ingestão de carne com quistos por parte do hospedeiro. Desta forma, a infeção por este parasita ocorre pelas formas de predação, canibalismo e necrofagia. Tanto *T. spiralis* como *T. britovi* são espécies zoonóticas (Bowman, 2009).

Por último, nesta superfamília, temos o género *Capillaria*, do qual foram registadas as espécies *Pearsonema* (= *Capillaria*) *plica* em raposas e fuinhas (Davidson *et al.*, 1992; Millán & Ferroglio, 2001; Ribas *et al.*, 2004; Kirkova *et al.*, 2011), *Eucoleus aerophilus* (= *C. aerophila*) em raposas e fuinhas (Rodríguez & Carbonell, 1998; Ribas *et al.*, 2004) e *Aonchotheca* (= *Capillaria*) *putorii* em fuinhas e texugos (Millán *et al.*, 2004; Ribas *et al.*, 2004). Estes nemátodes pertencem à família *Capillariidae*, em que as formas adultas são pequenas e encontram-se implantadas nas mucosas ou enterradas nos tecidos dos respetivos aparelhos que infetam (Bowman, 2009). Dos referidos, apenas a espécie *Aonchotheca* (= *Capillaria*) *putorii* parasita o sistema gastrointestinal, nomeadamente o intestino delgado (Bowman, 2009).

d) Outras Famílias

Os nemátodes do género *Strongyloides* foram registados em texugos (Millán *et al.*, 2004) e em fuinhas, nestas em particular a espécie *Strongyloides stercoralis* (Rodríguez & Carbonell, 1998). Estes parasitas da família Strongyloidea (ordem Rhabditida) têm a particularidade de apenas as fêmeas parasitarem o trato gastrointestinal, implantando-se na mucosa do intestino delgado dos HD, e de as larvas L1 eclodirem antes de as fezes serem depositadas no solo, existindo por isso adultos de vida livre nas fezes de animais parasitados. As larvas desenvolvem-se depois para o seu estágio infetante (L3), o qual tem a capacidade de

penetrar na pele do hospedeiro e desenvolver neste até uma fêmea adulta. Os adultos de vida livre também se reproduzem, formando larvas que ao se desenvolverem vão-se tornar infetantes, reproduzir e iniciar novos ciclos. A espécie *S. stercoralis* é zoonótica (Bowman, 2009).

O parasita *Spirocerca lupi* foi encontrado em raposas (Kirkova *et al.*, 2011), e é um nemátode do esófago e estômago de canídeos, pertencente à família Spirocercidae. Os ovos encontram-se embrionados quando excretadas nas fezes, e são ingeridos por besouros, que atuam como HI. Destes ovos eclodem larvas infetantes que vão parasitar os HD e HP que ingiram estes besouros. Seguidamente, as larvas migram pela camada adventícia das artérias viscerais e aorta até chegarem ao esófago e estômago, onde formam quistos nodulares que comunicam com o lúmen destes órgãos através de pequenas fístulas (Bowman, 2009).

Os parasitas do género *Physaloptera*, verificados em texugos e raposas (Rodríguez & Carbonell, 1998; Millán *et al.*, 2004), são também nemátodes que parasitam a parte superior do aparelho gastrointestinal (esófago e estômago) e fazem parte da família *Physalopteridae* (Bowman, 2009). Os seus HI são normalmente insetos (besouros, baratas e grilos), podendo ser também encontrados os estadios larvares deste parasita em roedores e anfíbios, atuando estes como HP. Ao ingerir estes animais, os HD ficam infetados desenvolvendo-se as larvas quase de imediato para o estadio de nemátodes adultos (Peregrine, 2012).

Por último, foi registada a espécie *Molineus patens* em fuinhas e texugos (Millán & Ferroglio, 2001; Millán *et al.*, 2004; Ribas *et al.*, 2004), pertencente à superfamília Trichostrongyloidea. Este nemátode requiere que o seu ciclo biológico passe pelo solo, onde as larvas infetantes L3 conseguem infetar o HD por ingestão ou penetração. Este facto torna relevante o grau de reinfeção por este parasita verificado em animais que usam latrinas perto dos locais de descanso, como é o caso dos texugos (Rosalino, Torres, & Santos-Reis, 2006).

3.3.2. PROTOZOÁRIOS

3.3.2.1. Classe COCCIDIA

Desta classe existem registos de pseudo-parasitismo pelo género *Eimeria* em sacarrabos, fuinhas e raposas (Soler-Cruz *et al.* 1989 citado por Barros 2009; Kirkova *et al.*, 2011), coccídea formada por quatro esporocistos, cada um com dois esporozoítos. O seu ciclo de vida tem duas formas de multiplicação: assexuada e sexuada. Na forma sexuada, há formação de oocistos que são excretados em conjunto com as fezes do HD infetado. Estes esporulam no exterior e, ao serem ingeridos por um hospedeiro, libertam os esporocistos que se vão implantar cada um numa célula epitelial ou da lâmina própria, tornar-se num

trofozoíto e desenvolver-se até à forma de esquizonte – fase de esquizogonia, que faz parte da fase assexuada. Este esquizonte vai então produzir merozoítos que vão causar citólise, invadir novas células e formar esquizontes de segunda geração. Ao entrar nas novas células, o merozoíto desenvolve-se na sua forma sexual microgamonte (macho) ou macrogamonte (fêmea): o primeiro entra numa série de divisões nucleóticas até se tornar multinuclear e a segunda aumenta de tamanho, acumulando material alimentar. Estes dois gâmetas juntam-se e formam o oocisto – fase de gametogonia, o qual rompe a célula em que estava inserido e sai pelas fezes, iniciando-se um novo ciclo. De acrescentar que o número de gerações assexuadas, o tipo e localização das células parasitadas e o número de merozoítos libertados são específicos de cada espécie de coccídea (Bowman, 2009).

Já do género *Cystoisospora* foram encontradas as espécies *C. canis* e *C. vulpis* em raposas, *C. rivolta* em raposas e fuinhas (Davidson *et al.*, 1992; Rodríguez & Carbonell, 1998; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Kirkova *et al.*, 2011). Esta coccídea é constituída por dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos (Bowman, 2009). O seu ciclo de vida assemelha-se do género *Eimeria*, com diferença no número de esporocistos e esporozoítos existentes em cada oocisto, respetivamente dois e quatro.

Por fim, há registo de um outro parasita desta classe: o género *Sarcocystis* em raposas (Davidson *et al.*, 1992; Criado-Fornelio *et al.*, 2000; Kirkova *et al.*, 2011), coccídea que possui um ciclo de vida heteroxeno obrigatório, tendo como HD carnívoros e como HI ruminantes e suínos. A multiplicação sexuada (gametogonia e esporogonia) ocorre apenas nos HD (intestino delgado), enquanto no HI ocorre a multiplicação assexuada do parasita (esquizogonia e formação de quistos), a nível do endotélio dos vasos, enquistando posteriormente nos músculos e, por vezes, tecido nervoso. Tal como no caso das outras coccídeas, os oocistos esporulados são excretados em conjunto com as fezes. No entanto, no género *Sarcocystis* não ocorre desenvolvimento do parasita no meio exterior, mas sim apenas dentro do organismo dos hospedeiros, eliminando esporocistos. Ao serem ingeridos pelo HI, os esporocistos vão passar pela fase de esquizogonia, formando quistos com bradizoítos. Estes quistos são depois ingeridos pelos HD, aquando estes predam os HI, e só assim passam de imediato para a fase de gametogonia (Bowman, 2009).

3.3.2.2. OUTROS PROTOZOÁRIOS

No Sudão foi descrita a infeção por *Leishmania donovani* em sacarrabos (Elnaiem *et al.*, 2001) e em Espanha foi detetada uma prevalência de 28,6% de ADN de *Leishmania infantum*, o que torna este animal um possível reservatório para a Leishmaniose visceral (Sobrino, Ferroglio, *et al.*, 2008). Este protozoário é transmitido pela picada do inseto hematófago do género *Phlebotomus* (vetor), o qual se infecta ao picar animais já parasitados com *Leishmania* spp.. Nos hospedeiros definitivos este parasita apresenta-se na

sua forma amastigota, dentro dos macrófagos. O *Phlebotomus* ao picar os HD, ingere estas formas através do sangue do hospedeiro. Já dentro do organismo do vetor, estas formas diferenciam-se em promastigotas, que se multiplicam incessantemente. Assim, ao picar um novo hospedeiro definitivo, há passagem das formas promastigotas para o sangue, onde vão ser fagocitadas pelos magrófagos, passam a amastigotas e são disseminadas pelo organismo do animal, principalmente no baço, fígado, medula óssea, mucosa intestinal e linfonodos mesentéricos (Bowman, 2009).

Num estudo serológico efetuado através da pesquisa de anticorpos para *Toxoplasma gondii* em carnívoros silvestres, foi encontrada uma prevalência de 59,1% em *H. ichneumon* (Sobrino *et al.*, 2007), e outros estudos detetaram a presença deste protozoário em fuinhas e raposas (Rodríguez & Carbonell, 1998; Hůrková & Modrý, 2006). Os oocistos de *T. gondii* são formados por dois esporocistos com quatro esporozoítos cada. Ao serem ingeridos, os oocistos libertam esporozoítos que se vão implantar e multiplicar não só nas células epiteliais intestinais mas também nos linfonodos, formando taquizoítos (formas de rápida multiplicação). Estes vão-se espalhar pelos diversos tecidos do organismo do hospedeiro, originando formas de multiplicação lenta (bradizoítos) que ficam enquistados nos tecidos cerebral, muscular estriado e hepático, tornando-se infetantes para os hospedeiros definitivos que ingeriram estes quistos. São então verificadas duas formas de infeção de hospedeiros paraténicos por este parasita: pela ingestão de oocistos esporulados encontrados nas fezes dos HD (felídeos), ou pela ingestão de bradizoítos encontrados nos tecidos de outros HP. Os bradizoítos ao serem ingeridos vão penetrar as células epiteliais do intestino delgado, e passar pelas fases assexuada e sexuada, muito semelhantes às já descritas para o género *Eimeria* (Bowman, 2009).

O protozoário *Neospora caninum* foi descrito em raposas (Hůrková & Modrý, 2006) e sacarrabos (Sobrino *et al.*, 2008). Estudos serológicos sobre a prevalência de *N. caninum* nesta última espécie não foram conclusivos pois os animais positivos à prova de ELISA não eram confirmados por TFIA (teste fluorescência indireta para anticorpos) e/ou TAN (teste de aglutinação de *Neospora*), porque ou eram negativos ou o soro não era suficiente (Sobrino *et al.*, 2008). *N. caninum* é uma coccídea cujos quistos, normalmente encontrados nos tecidos nervosos, possuem uma parede celular bastante espessa e podem ter transmissão transplacentária (Bowman, 2009).

3.3.3. ECTOPARASITAS

Este tipo de parasitismo é talvez o mais facilmente encontrado em espécies silvestres, pois a sua transmissão é tão simples quanto a coexistência destes animais nos mesmos territórios (Millán *et al.*, 2007; Domínguez-Peñañiel, Giménez-Pardo, Gegúndez, & Lledó, 2011), e os próprios não são alvo do controlo profilático que é exercido nos animais domésticos (coleiras e sprays antiparasitários, spot-on, entre outros). No entanto, devido ao tema desta dissertação e ao facto de o material recebido para a sua realização não pressupor nem permitir o estudo destes ectoparasitas (as amostras apenas permitiam análises coprológicas), este capítulo vai-se cingir aos encontrados no principal carnívoro silvestre em estudo: o sacarrabos.

De entre os ectoparasitas registados neste animal, podemos encontrar na sua maioria artrópodes: ixodídeos, pulgas e piolhos.

3.3.3.1. IXODÍDEOS

Em relação aos ixodídeos, foram reportados os géneros *Rhipicephalus* (espécies *Rhipicephalus turanicus* e *R. pusillus*) (Sousa *et al.*, 2006; Millán *et al.*, 2007) e *Hyalomma* spp., e a espécie *Ixodes hexagonus* (Millán *et al.*, 2007). Os ixodídeos do género *Rhipicephalus* possuem uma base do capítulo hexagonal, presença de olhos e festões e um escudo não ornamentado e os do género *Hyalomma* possuem olhos, fetões irregulares e são constituídos por peças bucais mais largas que a base do capítulo (Bowman, 2009). Já os ixodídeos do género *Ixodes* não possuem olhos nem escudo ornamentado (Bowman, 2009).

3.3.3.2. PULGAS

Um estudo demonstrou que o sacarrabos pode ser parasitado pela espécie *Xenopsylla cunicularis* (Millán *et al.*, 2007). Esta pulga, que possui uma cabeça arredondada, é parasita comum dos coelhos (Launay, 1982) e roedores, podendo estes últimos participar como vetores para a transmissão de zoonoses como a peste (*Yersinia pestis*) e a febre tifóide (*Rickettsia typhi*) (Bowman, 2009).

3.3.3.3. PIOLHOS

O sacarrabos é frequentemente parasitado por piolhos do género *Felicola inaequalis* (Barros, 2009). Este piolho, típico do mangusto, possui uma cabeça com forma pentagonal, maior na sua largura que em comprimento. O seu tórax é constituído por dois segmentos e o seu abdómen é oval (Soler-Cruz *et al.*, 1989). Num outro estudo, efetuado na Andaluzia (sul de Espanha), foram encontrados vários sacarrabos com piolhos, sem contudo terem sido identificados o seu género ou a sua espécie. A incidência destes parasitas foi superior em animais jovens e fêmeas, os quais apresentam maior tendência gregária que os machos adultos (Millán *et al.*, 2007). É este comportamento gregário que favorece a transmissão dos piolhos, pois esta efetua-se através do contacto entre os animais. O estudo também revelou que estes ectoparasitas são bastante intraespecíficos e, por isso, a sua transmissão não aparenta efetuar-se entre indivíduos de outras espécies (Millán *et al.*, 2007).

4. OBJETIVOS

Com esta dissertação, pretendeu-se aprofundar o estudo parasitológico da espécie *Herpestes ichneumon*, comumente conhecida por sacarrabos, em particular da sua fauna parasitária gastrointestinal.

Visto ser um carnívoro silvestre que partilha o seu *habitat* com tantos outros carnívoros (silvestres, assilvestrados e até domésticos), é importante saber qual o seu papel nos ciclos silvático e doméstico de certos parasitas. Coadjuvando, os hábitos de marcação territorial dos carnívoros silvestres, tanto através de fezes como de secreções anais, podem ajudar à transmissão de parasitoses e acrescer num perigo sanitário e zoonótico.

Para cumprir este objetivo, foram propostas as seguintes etapas:

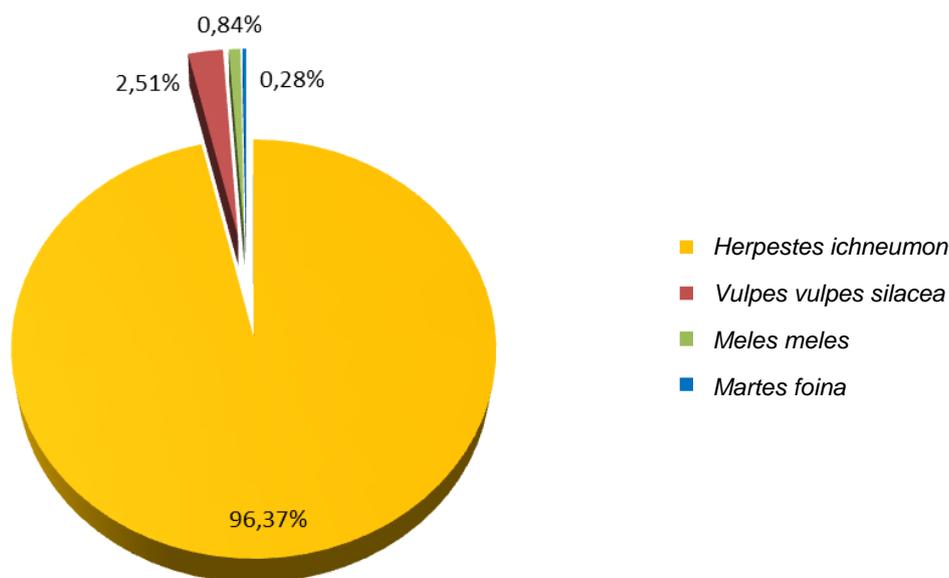
- I. Pesquisar macroscopicamente a presença de helmintes adultos aquando da abertura dos intestinos;
- II. Verificar a presença de ovos de nemátodes, céstodes e tremátodes, L1 de nemátodes pulmonares e oocistos de coccídeos através dos métodos coprológicos de flutuação e sedimentação;
- III. Efetuar a contagem de ovos por grama de fezes (OPG) nas amostras positivas aos métodos de flutuação e sedimentação;
- IV. Verificar a presença de *Cryptosporidium* sp. e *Giardia* sp., em esfregaços fecais corados pela técnica de Ziehl-Neelsen;
- V. Extrapolar para a população os parasitas encontrados no sacarrabos;
- VI. Tomar conhecimento do papel deste carnívoro silvestre nos ciclos silvático e doméstico dos parasitas que se irão encontrar.
- VII. Adicionalmente, estudar a presença de formas parasitárias em amostras de outros carnívoros silvestres (raposa, texugo e fuinha).

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1. AMOSTRAGEM E ÁREAS DE ESTUDO ABRANGIDAS

No presente estudo foram analisados 358 intestinos (n=358), dos quais 345 (96,37%) eram de sacarrabos (*Herpestes ichneumon*), 9 (2,51%) de raposa (*Vulpes vulpes silacea*), 3 (0,84%) de texugo (*Meles meles*) e 1 (0,28%) de fuinha (*Martes foina*) (Gráfico 2).

Gráfico 2. - Percentagem de espécies obtidas nesta amostragem.



Estes intestinos pertenciam a animais encontrados mortos (por atropelamento, caça furtiva e possível morte natural) em vários pontos do país. A maioria das amostras provinha da região Sul do nosso país, principalmente das zonas de Beja (Serpa e Moura) e Évora (Montemor-o-Novo) (Gráfico 3 e Figura 13).

Gráfico 3. - Localização regional das amostras, em Portugal continental.

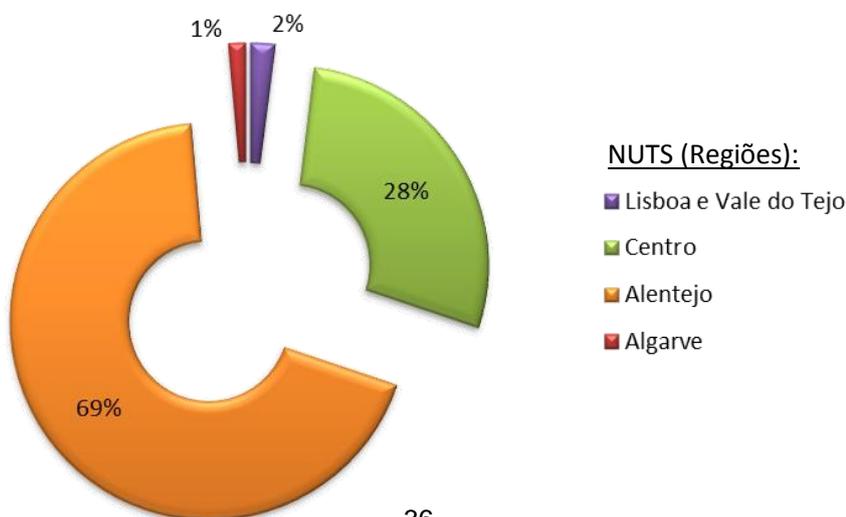
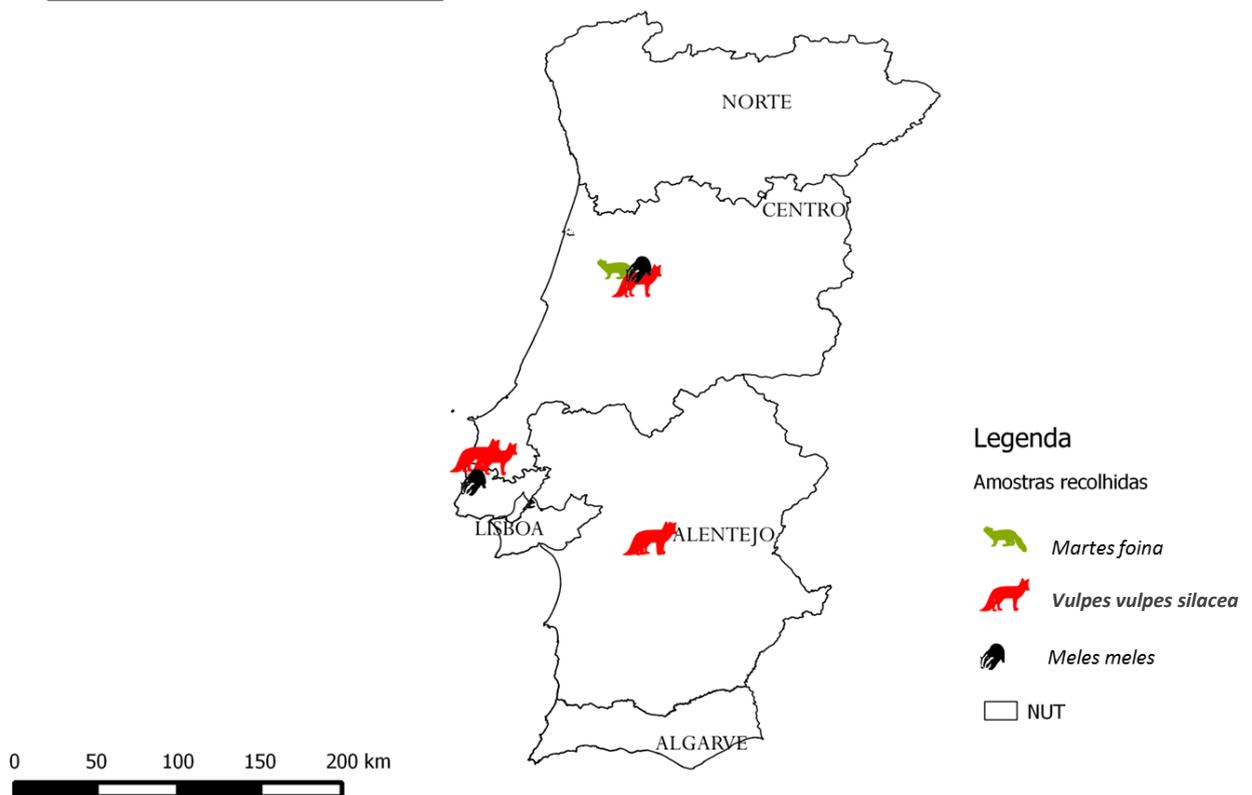
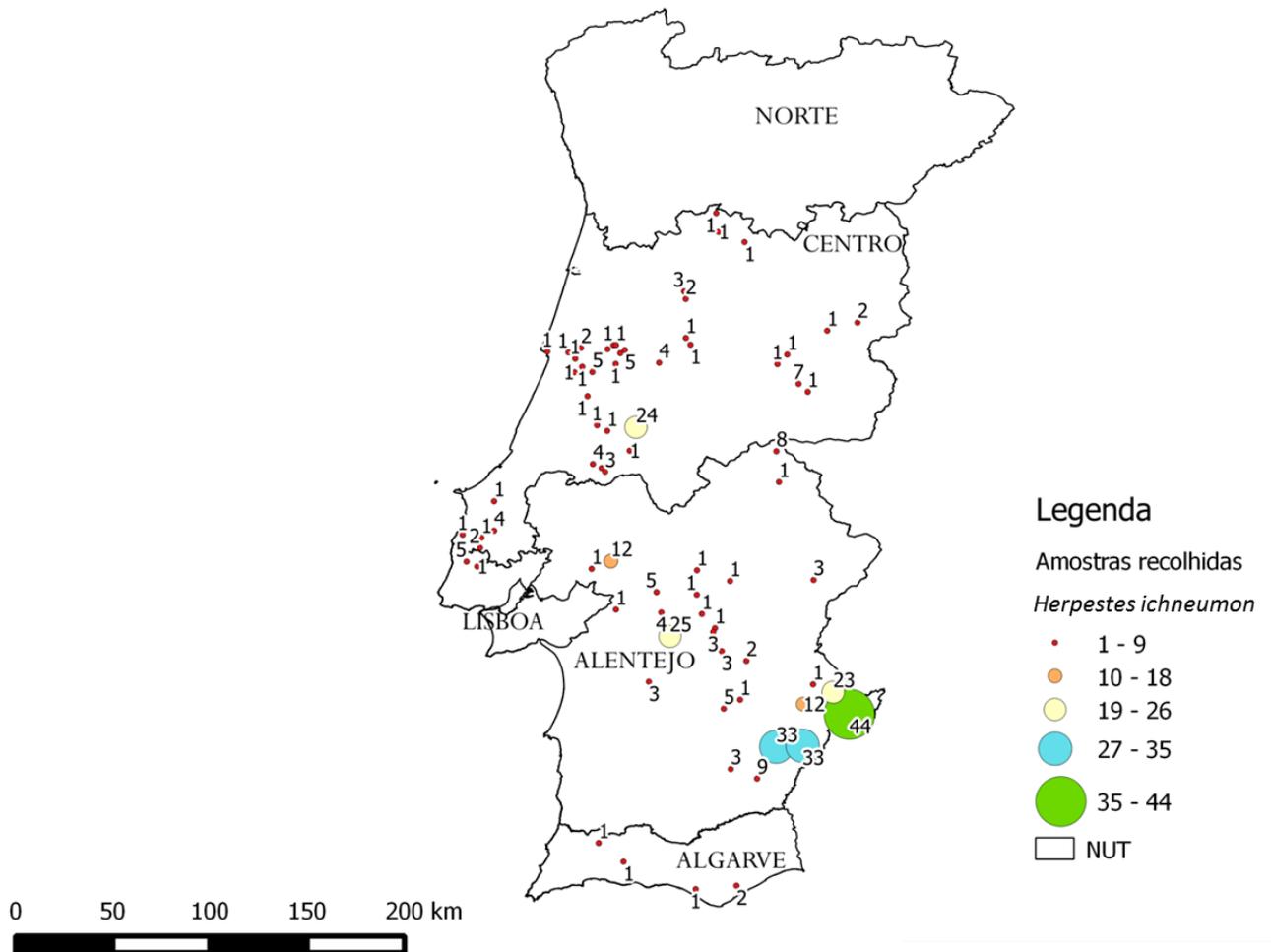


Figura 13. - Mapas de distribuição das amostras de sacarrabos (acima) e outros carnívoros silvestres (abaixo) presentes no estudo, em Portugal continental (Sistema de Informação Geográfica QGIS®).



Após serem recolhidos pelo SEPNA, nos meses de Outubro 2011, Março, Agosto e Outubro de 2012 e Janeiro de 2013, estes animais foram enviados para o Departamento de Biologia da Universidade de Aveiro para o seu estudo, através de necrópsia, e as amostras (intestino delgado e grosso) posteriormente enviadas à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, congeladas em pequenos sacos individuais. Estas foram armazenadas da mesma forma nas arcas congeladoras do sector de Anatomia Patológica, a - 20°C, até ao seu processamento.

Cada amostra detinha uma identificação específica aderente ao saco individual, contendo as iniciais do nome científico do animal referente, seguido do número do intestino (atribuído por ordem de recolha dos animais) e a data de recolha (Figura 14) (lista completa de amostras no Anexo 1).

Figura 14. - Amostra em saco individual devidamente identificado (esquerda) e intestino não processado (direita) (fotografias originais).



5.2. MÉTODOS UTILIZADOS NO PROCESSAMENTO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS

Após descongelamento dos intestinos, o qual era efetuado deixando durante 24 horas um certo número de amostras à vez no frigorífico do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias, estes foram abertos longitudinalmente em todo o seu comprimento e o seu conteúdo foi retirado, raspando ao de leve a mucosa, e guardando o mesmo em tubos de colheita esterilizados. A mucosa intestinal foi observada para verificar a presença de helmintes adultos (Figura 15), os quais posteriormente foram lavados com álcool a 70º e esclarecidos com lactofenol para observação microscópica, entre lâmina e lamela, e determinação do género, espécie e sexo.

Figura 15. – Preparação (esquerda) e abertura (direita) dos intestinos (fotografia original).



Posteriormente, o conteúdo intestinal foi analisado por três métodos coprológicos qualitativos: técnica de Flutuação de Willis (anexo 2), técnica de Sedimentação em meio saturado (anexo 3) e ainda esfregaço fecal com posterior coloração por Ziehl-Neelsen (anexo 4). Estes três métodos qualitativos foram efetuados em série: primeiro homogeneizavam-se as fezes com uma vareta de vidro e, com o conteúdo que ficava na vareta, realizava-se o esfregaço fecal. Seguidamente, eram preparadas num copo de plástico as fezes em conjunto com a solução saturada de sacarose, homogeneizando bem a preparação que seguidamente era filtrada para um tubo de ensaio. Este tubo servia para ambas as técnicas de flutuação de Willis e de sedimentação em meio saturado (Figura 16), pois o conteúdo que flutuava aderiria à lamela colocada no topo do tubo, e o que sedimentava era posteriormente pipetado e corado. Ambas técnicas coprológicas qualitativas (flutuação e sedimentação) têm por base o fator densidade entre os ovos a analisar e a solução utilizada. Finalmente, as amostras consideradas positivas foram sujeitas ao método coprológico quantitativo de McMaster (anexo 5), para uma contagem dos ovos encontrados.

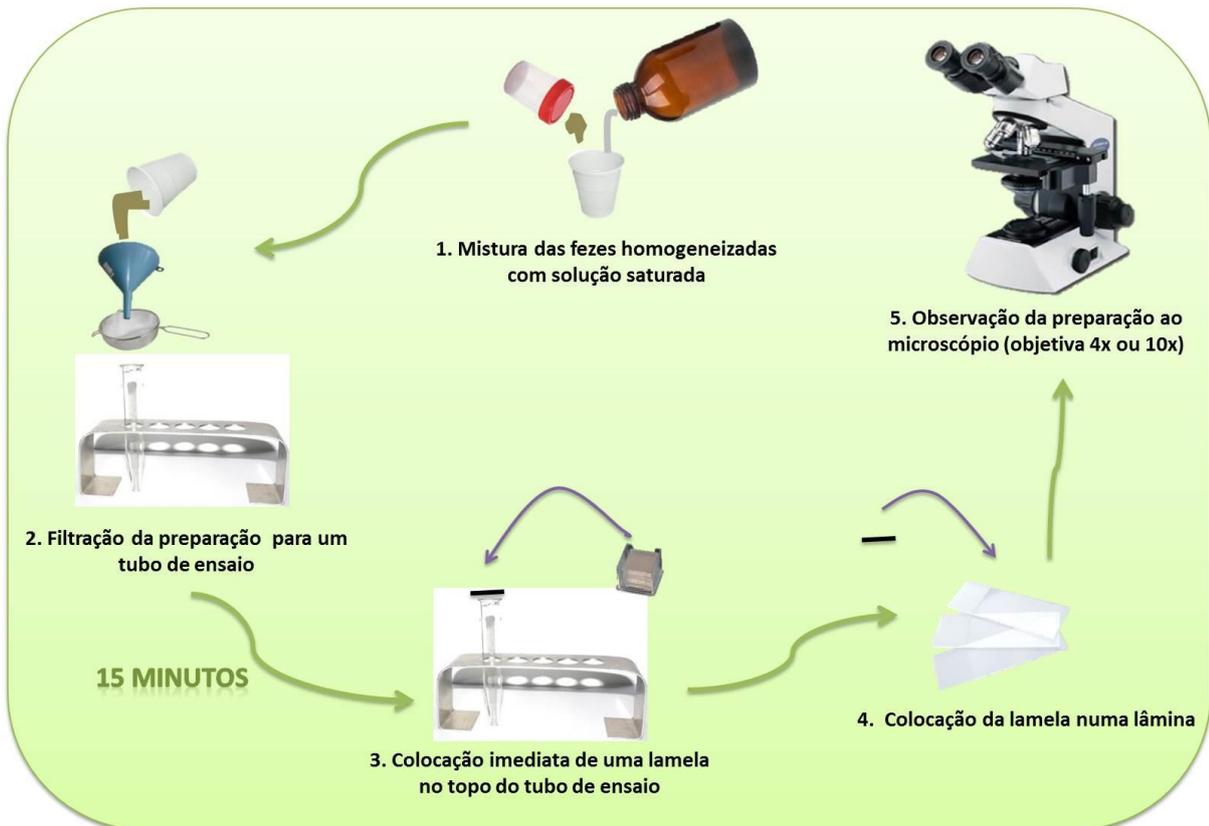
Figura 16. - Preparação dos métodos coprológicos qualitativos (fotografia original).



5.2.1. FLUTUAÇÃO DE WILLIS

Técnica coprológica qualitativa para pesquisa de ovos de nemátodes, céstodes e alguns protozoários (Bowman, 2009). Esta técnica tem como base o facto de os ovos destas classes de parasitas (Cestoda e Nematoda) serem mais leves que a solução utilizada (solução saturada de sacarose). Isto acontece porque a solução saturada apresenta uma densidade superior à dos ovos, os quais flutuam em líquidos com densidade superior ou igual a 1,10. As fezes são homogeneizadas e misturadas com a solução saturada de sacarose, criando uma suspensão que vai ser filtrada para um tubo de ensaio, até que no seu topo se forme um menisco. É então em cima deste menisco que é colocada a lamela, para que os ovos que flutuam a ela adiram. Após 15 minutos, retira-se a lamela e esta é colocada numa lâmina e observada ao microscópio ótico (Figura 17).

Figura 17. - Esquema do método coprológico qualitativo de Flutuação de Willis (figura original).



5.2.2. SEDIMENTAÇÃO EM MEIO SATURADO

Esta técnica é utilizada para pesquisa de ovos de tremátodes, que são mais pesados e requerem uma densidade entre 1,30 e 1,35 para flutuar, e alguns céstodes que não flutuam na técnica descrita anteriormente (como os do género *Anoplocephala*). Neste método coprológico, as fezes são diluídas numa solução cuja densidade é inferior à dos ovos, fazendo com que estes se depositem no sedimento encontrado no tubo de ensaio. Depois de decorridos 15 minutos, o líquido em suspensão do tubo de ensaio é descartado, ficando apenas o sedimento. Com uma pipeta de Pasteur, este sedimento é retirado e colocado numa lâmina (1-2gotas), adicionado o corante Azul de Metileno (1 gota) e misturada a solução levemente com uma lamela que posteriormente vai ser colocada em cima da lâmina. Esta preparação é então observada microscopicamente, visualizando-se um fundo azul e os ovos com coloração amarelada, típica dos ovos de *Fasciola hepatica* e vulgarmente conhecida como “ouro sobre azul” (Figura 18).

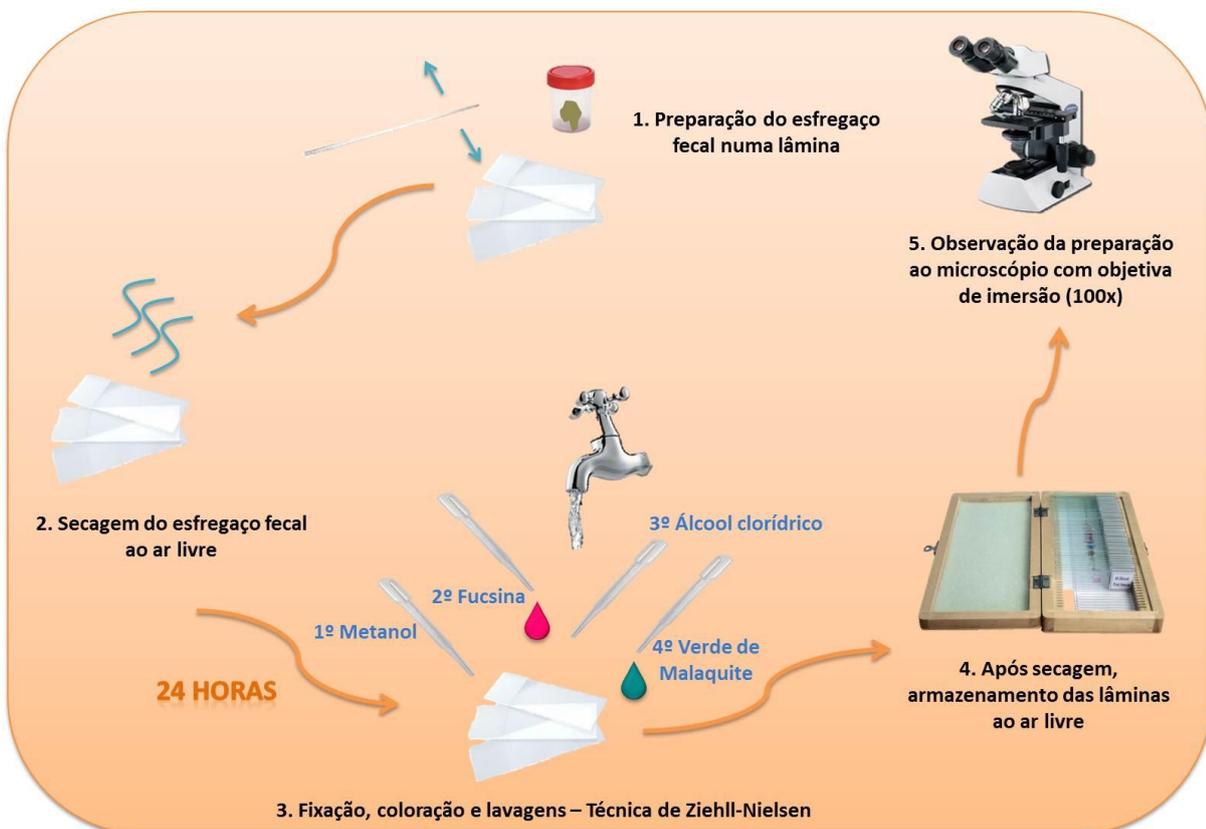
Figura 18. - Esquema do método coprológico qualitativo de Sedimentação em meio saturado (figura original).



5.2.3. ESFREGAÇO FECAL COM COLORAÇÃO ZIEHL-NEELSEN

A coloração de Ziehl-Neelsen é específica para pesquisa de *Cryptosporidium* spp., o qual cora de cor-de-rosa ou rosa avermelhado (devido ao corante Fucsina) num meio fecal azul-esverdeado (provido pelo corante Verde de Malaquite). Neste método, coram igualmente de cor-de-rosa ácaros do género *Demodex* sp. e algumas leveduras. Antes da coloração é necessário efetuar um esfregaço fecal, o qual é realizado através da homogeneização das fezes a analisar com uma vareta de vidro e posterior passagem desta na lâmina (previamente limpa) deixando uma camada fina e quase translúcida de fezes. As lâminas são deixadas a secar ao ar livre pelo menos um dia, após o qual são fixadas com solução de metanol (durante 1 minuto) e coradas, primeiramente com Fucsina (que atua durante 10 minutos), lavadas em seguida com álcool clorídrico a 1%, para eliminar o excesso de Fucsina, e posteriormente ser colocado o segundo corante, Verde de Malaquite (que atua apenas 1 minuto). Entre cada passo após coloração com a Fucsina, os reagentes são removidos com água abundante. No final, as lâminas são deixadas a secar num suporte para que posteriormente possam ser observadas ao microscópio ótico com a objetiva de imersão (100x) (Figura 19).

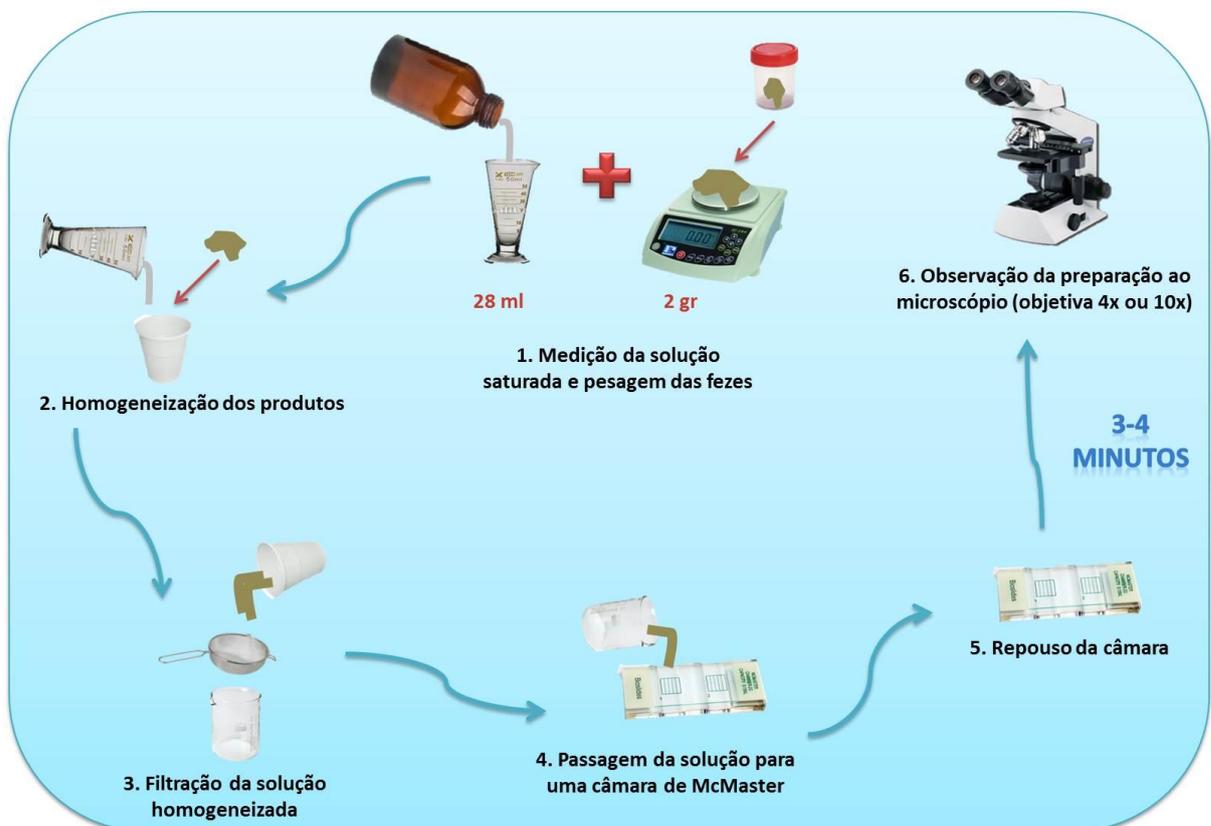
Figura 19. - Esquema de preparação das lâminas para coloração de Ziehl-Neelsen (figura original).



5.2.4. McMASTER

Esta é uma técnica coprológica quantitativa, pois permite-nos calcular a quantidade de ovos existentes por cada grama de fezes (OPG) e desta forma ter uma noção de eliminação parasitária e de infecção do (s) animal (is) em estudo permitindo a tomada de decisões terapêuticas e profiláticas. Neste método, são misturadas 2 grama de fezes a analisar em 28 ml de solução saturada de sacarose, homogeneizadas e filtradas através de um coador para um copo cônico graduado. Este copo vai ajudar a colocar a suspensão preparada numa câmara de McMaster, preenchendo ambas as grelhas. Os ovos existentes vão aderir às grelhas, após repouso da câmara durante alguns (3-4) minutos. A câmara de McMaster é observada ao microscópio ótico, tendo em atenção de focar as linhas, e apenas os ovos contidos dentro da área por elas delimitada são contados. No final, o total de ovos é multiplicado pelo fator 50, obtendo-se assim o total de OPG. Em resultados negativos (ausência de ovos dentro da área delimitada pelas linhas da câmara) com confirmação positiva por métodos de coprologia qualitativos, considera-se que o total de ovos é inferior a 50 OPG (Figura 20).

Figura 20. - Esquema do método coprológico quantitativo McMaster (figura original).



5.2.5. ANÁLISE ESTATÍSTICA

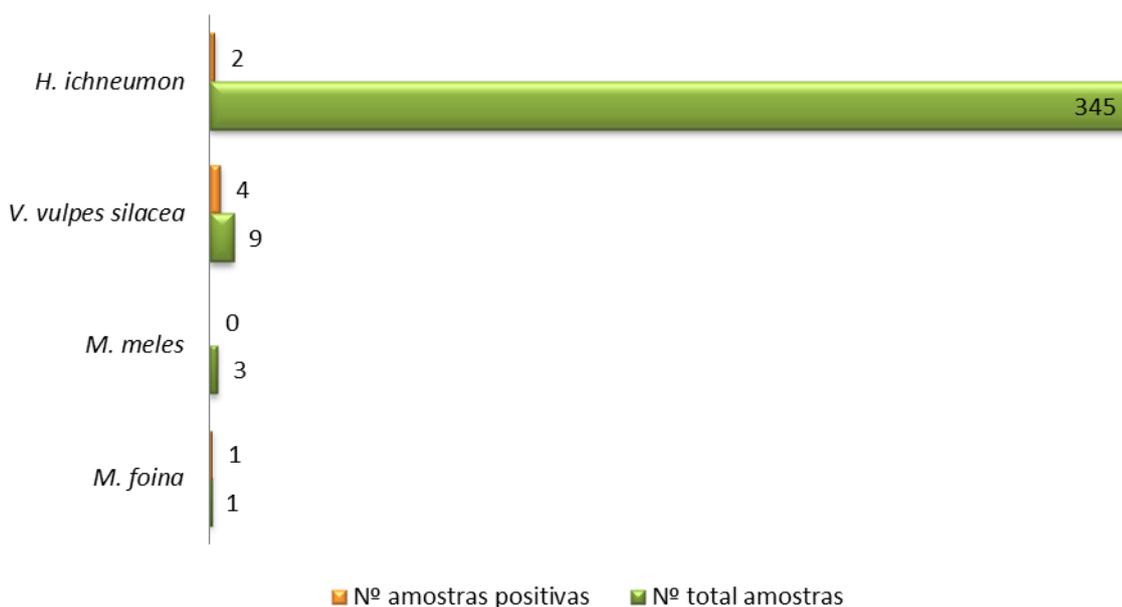
Pressupondo de uma distribuição normal e da representatividade da amostra, foi realizado o teste *Wilson CL* no programa Epitools® (epitools.ausvet.com.au), com o intervalo de confiança (IC) de 95% para estimar a verdadeira prevalência parasitária. Foram pressupostas uma sensibilidade e especificidade de 1 (100%).

6. RESULTADOS

6.1. PREVALÊNCIA PARASITÁRIA NOS CARNÍVOROS SILVESTRES EM ESTUDO

As prevalências parasitárias (amostras positivas) para cada carnívoro em estudo foram de 0,58% (2/345) para o sacarrabos (*H. ichneumon*), 44,40% (4/9) para a raposa (*V. vulpes silacea*), 0% (0/3) para o texugo (*M. meles*) e na fuinha (*M. foina*) a única amostra existente revelou-se positiva (1/1) (Gráfico 4).

Gráfico 4. - Número de amostras positivas para cada uma das espécies de carnívoros em estudo.



Dos parasitas encontrados, a maioria pertencia à classe Nematoda (1,40%) e os restantes ao reino Protozoa (0,56%) (Tabela 2).

Tabela 2. - Prevalências dos grupos de parasitas em cada espécie de carnívoro silvestre estudado e na totalidade das amostras.

| Grupos | <i>H. ichneumon</i> n = 345 | <i>V. vulpes silacea</i> n = 9 | <i>M. meles</i> n = 3 | <i>M. foina</i> n = 1 | TOTAL n = 358 |
|-------------------------|--|---|----------------------------------|----------------------------------|--------------------------|
| Classe Trematoda | 0% | 0% | 0% | 0% | 0% |
| Classe Cestoda | 0% | 0% | 0% | 0% | 0% |
| Classe Nematoda | 0,28% | 44,40% | 0% | 0% | 1,40% |
| Reino Protozoa | 0,28% | 0% | 0% | 100% | 0,56% |

Nas técnicas coprológicas qualitativas (flutuação e sedimentação) a presença de ovos de parasitas surgiu apenas em 5 das 358 amostras observadas (1,40%), pertencendo estas a uma amostra de sacarrabos e as restantes 4 a amostras fecais de raposa. Verificou-se igualmente a presença de bastantes detritos vegetais, alguns depósitos de gordura e uma forte presença de pequenas larvas corpulentas que se assemelhavam a nemátodes de vida livre.

Na observação microscópica das preparações de esfregaços fecais corados com a técnica de Ziehl-Neelsen apenas duas amostras foram consideradas positivas (0,56%): uma amostra de sacarrabos (0,29%) e outra da única amostra de fuinha. As restantes 356 amostras foram negativas para parasitas como *Cryptosporidium* sp. e *Giardia* sp., contendo, no entanto, algumas delas larvas coradas com Fucsina e em decomposição, as quais pela forma e resultados obtidos nos outros métodos (flutuação e sedimentação) sugerem ser nemátodes de vida livre. Foi igualmente observada a presença de uma quantidade significativa de bactérias, provavelmente provenientes da flora intestinal destes animais ou da possível putrefação *post-mortem* das amostras.

6.2. SACARRABOS

Na amostra positiva de sacarrabos, pelo método qualitativo de sedimentação, foi encontrado um nemátode no primeiro estadio larvar (L1), pertencente à Superfamília Metastrongyloidea. Contudo, a sua extremidade posterior encontrava-se um pouco deteriorada, talvez devido ao método de conservação, o que não permitiu identificar família e género (Figura 21).

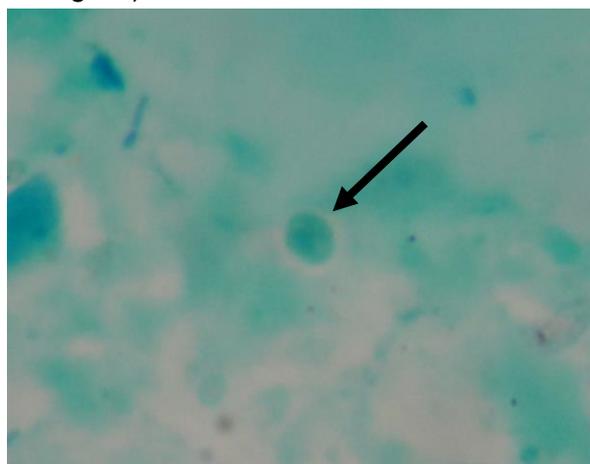
Figura 21. - Larva L1, Superfamília Metastrongyloidea, nas fezes de um sacarrabos, no método de sedimentação em meio saturado (aproximadamente x345) (fotografia original).



As restantes amostras deste carnívoro, analisadas pelos métodos de flutuação de Willis e de sedimentação em meio saturado, foram consideradas negativas.

Nas lâminas de esfregaço fecal coradas pela técnica de Ziehl-Neelsen, apenas uma amostra de sacarrabos (0,29%) foi considerada positiva, com a presença do protozoário *Giardia* sp. (Figura 22).

Figura 22. - *Giardia* sp. em lâmina de esfregaço fecal de sacarrabos, corada pela técnica de Ziehl-Neelsen (aproximadamente x778) (fotografia original).

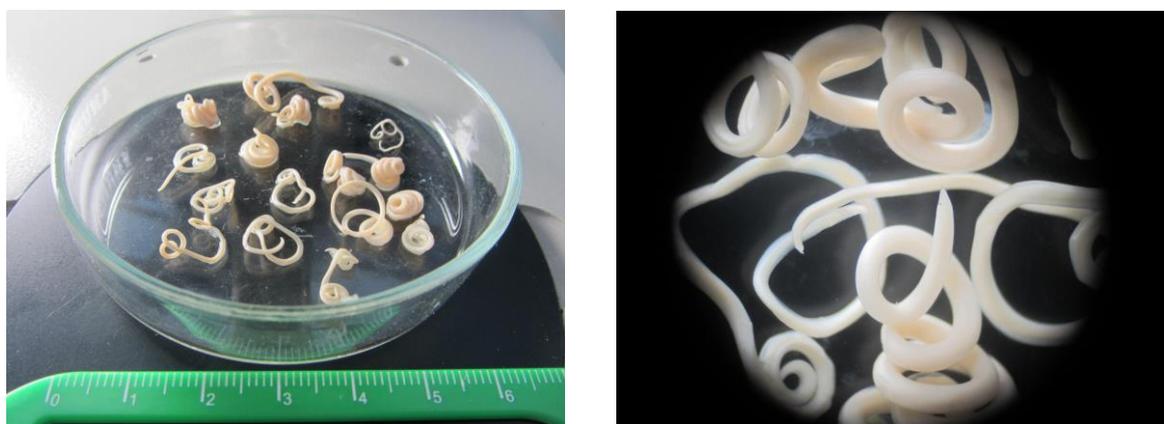


6.3. OUTROS CARNÍVOROS SILVESTRES COABITANTES

6.3.1. RAPOSA

Durante a abertura dos 358 intestinos apenas em dois deles (0,56%), ambos respeitantes a raposas, foram encontrados helmintes adultos, pertencentes à família Ascarididae: *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina* (Figura 23 e Tabela 3). Os outros intestinos, respeitantes aos sacarrabos, texugos fuinha e restantes raposas, revelaram-se negativos à presença de helmintes adultos.

Figura 23. – Aspeto macroscópico de *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina* recolhidos do intestino de uma raposa (esquerda) e microscópico (aproximadamente x2) (direita) (fotografias originais).



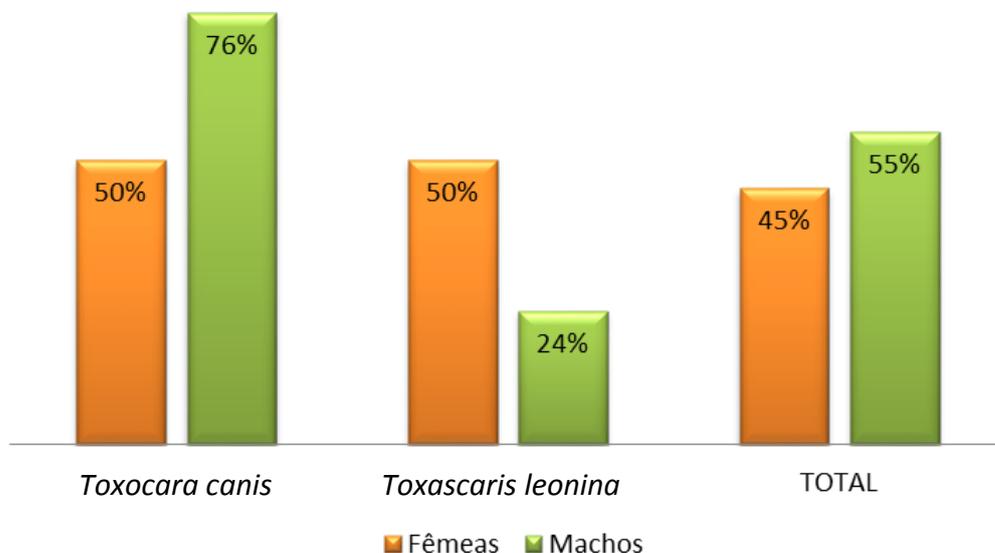
Foram encontrados no total 31 nemátodes adultos, 20 de *Toxocara canis* (64,5%) e 11 de *Toxascaris leonina* (35,5%) (Tabela 3 e Gráfico 5).

Tabela 3. - Espécie e sexo dos ascarídeos encontrados nas amostras positivas de raposas.

| SEXO | ESPÉCIE | | TOTAL |
|--------------|-----------------------|---------------------------|-----------|
| | <i>Toxocara canis</i> | <i>Toxascaris leonina</i> | |
| Fêmeas | 2 (1), 5 (2) | 5 (1), 2 (2) | 14 |
| Machos | 7 (1), 6 (2) | 3 (1), 1 (2) | 17 |
| TOTAL | 20 | 11 | 31 |

Legenda: (1) amostra 207; (2) amostra 288.

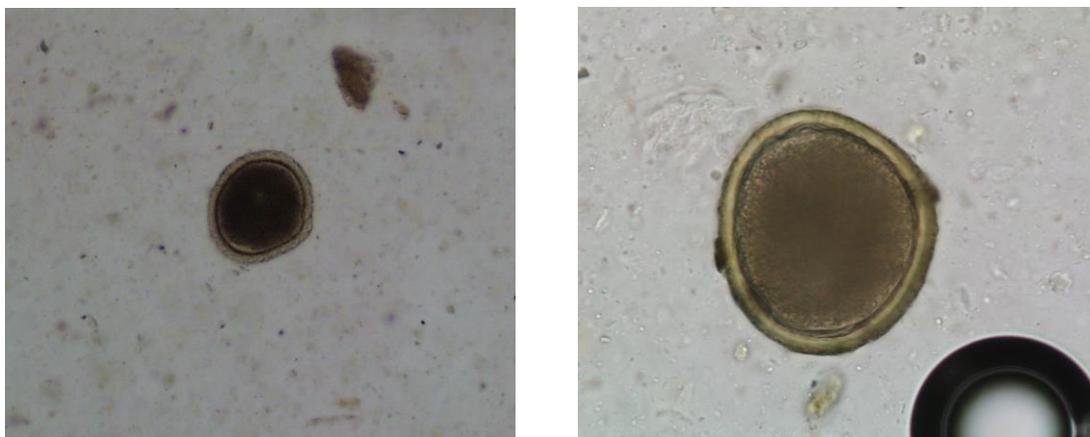
Gráfico 5. - Percentagem de machos e fêmeas de cada espécie de ascarídeo (*T. canis* e *T. leonina*) e no total.



Como verificado na tabela 3 e no gráfico 5, a proporção de machos e fêmeas é quase similar, sendo que *Toxascaris leonina* apresentou maior número de fêmeas em relação aos machos que o *Toxocara canis*.

Quanto às amostras fecais de raposa consideradas positivas nos métodos coprológicos qualitativos (flutuação e sedimentação), duas (0,56%) revelaram a presença de ovos do ascarídeo *Toxocara canis*, o qual tinha sido igualmente encontrado na sua forma adulta aquando da abertura dos intestinos (Figura 24).

Figura 24. - Ovos de *Toxocara canis* encontrados nas fezes de uma raposa, método de flutuação de Willis (aproximadamente x167 [esquerda] e x344 [direita]) (fotografias originais).



As outras duas amostras positivas revelaram a presença de ovos da família Ancylostomatidae (0,56%) já um pouco degradados no seu conteúdo, talvez devido ao método de conservação dos intestinos (congelamento), o que dificultou a sua identificação em termos de género (Figura 25).

Figura 25. - Ovo da família Ancylostomatidae, possivelmente género *Uncinaria*, encontrado nas fezes de uma raposa, no método de flutuação de Willis (aproximadamente x500) (fotografia original).



Uma das amostras positivas que continha ovos da família Ancylostomatidae, revelou também a presença de ovos de *Passalurus* sp. (0,28%) (Figura 26).

Figura 26. - Ovo de *Passalurus* sp. encontrado nas fezes de uma raposa, no método de flutuação de Willis (aproximadamente x320) (fotografia original).



A técnica de McMaster foi apenas efetuada nas 4 amostras de raposas (*V. vulpes silacea*) que se revelaram positivas, tanto em relação a helmintes adultos como a ovos, nos métodos coprológicos qualitativos (Tabela 4).

Tabela 4. - OPG das amostras fecais positivas de raposa.

| N.º da amostra | Nemátode | OPG |
|-----------------------|---|-------------|
| 199 | <i>Uncinaria</i> sp. | < 50 |
| 207 | <i>Toxocara canis</i> e <i>Toxascaris leonina</i> | 350 e < 50 |
| 285 | <i>Uncinaria</i> sp. e <i>Passalurus</i> sp. | 50 e 250 |
| 288 | <i>Toxocara canis</i> e <i>Toxascaris leonina</i> | < 50 e < 50 |

A amostra n.º 199, positiva na flutuação de Willis para *Uncinaria* sp., na técnica de McMaster apresentou-se negativa, ou seja, o seu número de ovos por grama de fezes (OPG) é inferior a 50 (< 50 OPG). Já a amostra n.º 285, também positiva para *Uncinaria* sp., na mesma técnica quantitativa demonstrou a presença de 50 OPG para este género e ainda de 250 OPG para o género *Passalurus* sp..

A amostra n.º 207, que revelou a presença de ascarídeos adultos (*T. canis* e *T. leonina*) no intestino e ovos de *T. canis* na lâmina de flutuação, ao ser processada por este método quantitativo demonstrou a presença de 350 OPG deste último. A outra amostra positiva para os ascarídeos *T. canis* e *T. leonina*, n.º 288, revelou-se negativa para ambos na técnica de McMaster (< 50 OPG).

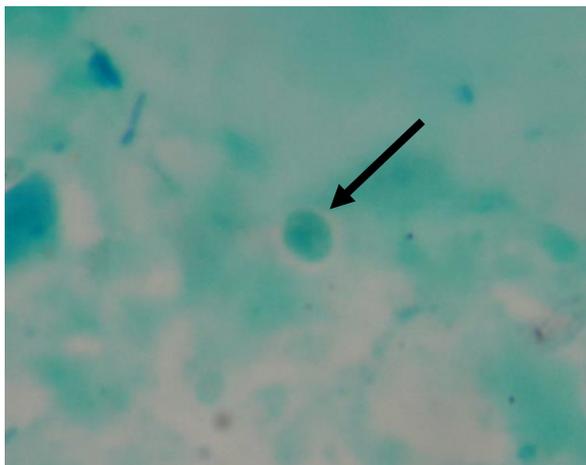
6.3.2. TEXUGO

Neste carnívoro silvestre, não foram encontradas formas parasitárias em nenhuma das técnicas qualitativas e esfregaços fecais corados pelo método de Ziehl-Neelsen.

6.3.3. FUINHA

Na única amostra de fuinha (*M. foina*) existente foi verificada a presença do protozoário *Giardia* sp. (Figura 27). As restantes técnicas coprológicas qualitativas (flutuação e sedimentação) revelaram-se negativas à presença de ovos ou larvas L1, no que diz respeito a este mustelídeo.

Figura 27. - *Giardia* sp. em lâmina de esfregaço fecal de fuinha, corada pela técnica de Ziehl-Neelsen (aproximadamente x778) (fotografia original).



6.4. ANÁLISE DE DADOS

Tendo em conta a baixa prevalência parasitária nos sacarrabos, e a pequena amostragem dos outros carnívoros silvestres, pouca análise estatística pôde ser realizada. Contudo, a apreciável amostragem dos sacarrabos é representativa o suficiente para se poder realizar uma extrapolação para a população. Através do teste *Wilson CL* (Epitools®), a prevalência parasitária estimada neste trabalho para o sacarrabos foi de 0,6%, e o intervalo de confiança a 95% foi de [0,2%; 2,1%].

7. DISCUSSÃO

As prevalências parasitárias encontradas nos carnívoros em estudo neste trabalho foram de 0,6% (2/345) para o sacarrabos, 44,4% (4/9) para a raposa, 0% (0/3) para o texugo e quanto à fuinha, a única amostra deste carnívoro foi considerada positiva.

Dos parasitas isolados, apenas a classe Nematoda e o reino Protozoa foram identificados. Uma das causas para tal acontecimento pode ser a baixa sensibilidade para parasitas da classe Cestoda que os métodos coprológicos utilizados apresentam, os quais são mais eficazes na deteção de ovos de nemátodes que de céstodes (Thienpont, Rochette, & Vanparijs, 1986). Outra causa pode ser o facto de os céstodes manterem a integridade dos proglotes grávidos quando eliminados nas fezes, o que interfere com a deteção dos ovos (Torres, Pérez, Segovia, & Miquel, 2001). Quanto à classe Trematoda, o seu predomínio em carnívoros silvestres, nomeadamente a raposa, em estudos prévios é bastante reduzido (Carvalho-Varela & Marcos, 1993; Criado-Fornelio *et al.*, 2000), tornando-os nos parasitas menos comuns nestes animais. Todavia, *Alaria* sp. continua a ser isolado em raposas no nosso País, pelo que a pesquisa destes parasitas não deve ser descartada em trabalhos desta índole (Valverde, 2011).

A ocorrência de baixos valores de OPG (< 50) em algumas das amostras positivas, pode ser justificada pelo facto das prevalências parasitárias observadas através dos métodos coprológico serem estatisticamente inferiores às reais (Torres *et al.*, 2001). Outra justificação pode ser o facto de, na altura da morte dos animais, a eliminação de ovos ser baixa ou então a infeção a que estavam sujeitos ser de carácter leve, pois no estado selvagem o natural é existir equilíbrio entre hospedeiro e parasita. Para ambos os casos, a coprologia apresenta baixa sensibilidade (Torres *et al.*, 2001).

No que diz respeito ao principal carnívoro em estudo, o sacarrabos (*H. ichneumon*), foi encontrada uma amostra positiva (1/345) a *Giardia* sp.. Este protozoário foi igualmente isolado das amostras fecais (1/1) da única fuinha (*M. foinea*) em estudo. Segundo se conhece dos estudos publicados até à data, esta é a primeira vez que o protozoário é referenciado em ambos os carnívoros.

Giardia sp. é um protozoário flagelado encontrado em vários animais. A espécie comum nos mamíferos é *Giardia duodenalis* (também conhecida como *G. intestinalis* ou *G. lamblia*), a qual infeta animais domésticos e também o Homem, tendo estes, contudo, grupos moleculares diferentes o que torna o seu potencial zoonótico menor (Ballweber, Xiao, Bowman, Kahn, & Cama, 2010; Bowman & Lucio-Forster, 2010). Os seus trofozoítos colonizam a mucosa intestinal e as manifestações clínicas vão de assintomáticas a diarreias aguda ou intermitentes. A transmissão deste parasita é feita através de contaminação fecal-oral direta, ingestão de quistos em alimentos e água contaminados ou através de fomites

(Ballweber *et al.*, 2010). Globalmente, *G. duodenalis* é um dos parasitas mais comuns do cão e do gato (Bowman & Lucio-Forster, 2010), e pode também ser encontrado em animais de produção pecuária (Cacciò & Ryan, 2008). Estes animais tornam-se então potenciais fontes de transmissão para os animais silvestres (Appelbee, Thompson, & Olson, 2005), visto partilharem alguns dos grupos moleculares (*assemblages*) do protozoário (A, B, C e D) (Cacciò & Ryan, 2008; Feng & Xiao, 2011). Como referido anteriormente na revisão bibliográfica desta dissertação, tanto o sacarrabos como a fuinha habitam zonas perto de cursos de água, os quais podem ser potenciais fontes de contaminação por *Giardia* sp., tanto pelos animais domésticos e de pecuária. Esta situação está também documentada a nível silvático, tanto na Europa como na América do Norte, para outro mamífero, o castor (*Castor fiber*), o qual é considerado o maior reservatório silvestre destes protozoários (Thompson, 2004; Appelbee *et al.*, 2005; Hunter & Thompson, 2005).

Um estudo sobre giardiose demonstrou que os génotipos de *Giardia* sp. encontrados em animais silvestres não eram específicos para o hospedeiro, tornando-os potenciais reservatórios e perpetuadores deste protozoário tanto no ciclo de vida dos animais domésticos como a nível zoonótico (Hunter & Thompson, 2005; Feng & Xiao, 2011). A genotipagem das amostras isoladas com *Giardia* sp. é então um factor importante para se ter conhecimento do papel dos carnívoros silvestres na transmissão deste protozoário. Contudo, devido a impossibilidades técnicas e económicas, não foi possível utilizar esta técnica no presente estudo, referindo-se porém a importância desta em futuros estudos.

No que diz respeito ao *Cryptosporidium* sp., em nenhuma das amostras foi detetada a presença deste protozoário, o que contrasta com outros estudos nos quais se verificou a presença de *Cryptosporidium* sp. em raposas (Samuel *et al.*, 2001; Hamnes, Gjerde, Forberg & Robertson, 2007; Silva, 2010).

Ainda no sacarrabos, foi detetada igualmente em apenas uma amostra (0,28%) a presença de um nemátode que se pressupõe pertencer à Superfamília Metastrongyloidea, da qual fazem parte nemátodes dos sistemas respiratório, vascular e nervoso dos mamíferos (Bowman, 2009). Um estudo sobre a helmintofauna dos sacarrabos verificou a presença de um nemátode desta superfamília, *Stenuroides herpestis* referido anteriormente (Blanco *et al.*, 1993). Dada a impossibilidade de identificar família ou género devido a congelação/descongelação da amostra, conjectura-se que o nemátode encontrado poderá pertencer a esta espécie.

No entanto, a possibilidade de pertencer a outras famílias, como a família Angiostrongylidae, Metastrongylidae ou Filaroididae, não pode ser descartada.

A família Angiostrongylidae é a que mais comumente surge em estudos relativos aos carnívoros silvestres, existindo maior relevância para a presença dos géneros *Angiostrongylus* spp. em fuinhas, texugos e raposas (Millán & Ferroglio, 2001; Millán *et al.*,

2004; Magi *et al.*, 2009), *Aelurostrongylus* spp. em raposas (Rodríguez & Carbonell, 1998) e a espécie *Sobolevinygylus petrowi* em fuinhas (Ribas *et al.*, 2004). A família Metastrongylidae, é bastante comum em suínos, e estudos sobre a fauna silvestre confirmaram a sua presença em javalis (*Sus scrofa*) (De-la-Muela, Hernández-de-Luján & Ferre, 2001; Fernandez-de-Mera, Gortazar, Vicente, Höfle & Fierro, 2003; Järvis, Kapel, Moks, Talvik & Mägi, 2007).

Sendo o javali um dos mamíferos com maior dispersão na Europa e, principalmente, na Península Ibérica (Fernandez-de-Mera *et al.*, 2003; Järvis *et al.*, 2007), presume-se que poderá existir algum grau de transmissão para com outros carnívoros coabitantes, como é o caso do sacarrabos.

Quanto à família Filaroididae, a presença destes nemátodes em carnívoros silvestres verificou-se principalmente em raposas e outros canídeos silvestres, sobretudo no que diz respeito à espécie *Filaroides martis* (Madeira de Carvalho, Pereira da Fonseca, Gomes & Meireles, 2009).

O mangusto ibérico poderá então ser considerado outro hospedeiro definitivo ou reservatório deste tipo de nemátodes respiratórios e vasculares.

Os restantes parasitas encontrados neste estudo foram nemátodes dos géneros *Toxocara*, e *Toxascaris* e repetivos ovos, assim como ovos da família Ancylostomatidae e do género *Passalurus*, todos estes presentes nas fezes de raposas (*V. vulpes silacea*). No que diz respeito aos ovos da família Ancylostomatidae, a ligeira degradação que sofreram dificultou a determinação do seu género. Contudo, devido à sua forma, a observação dos limites já um pouco degradados dos blastómeros e tamanho (aproximadamente 88 µm) estes assemelhavam-se aos do género *Uncinaria*, o qual possui ovos ligeiramente maior que os de *Ancylostoma* (Thienpont *et al.*, 1986; Spickler, 2005).

Estudos efetuados na Península Ibérica sobre a helmintofauna deste carnívoro silvestre revelaram que existe um incremento geral dos seus parasitas gastrointestinais, destacando-se, com maiores prevalências, os nemátodes *Uncinaria stenocephala* (77.4% [2006], 57,2% [1993]) e *Toxocara canis* (37.1% [2006], 11,1% [1993]) (Carvalho-Varela & Marcos, 1993; Barbosa, Segovia, Vargas, Torres & Real, 2005; Eira, Vingada, Torres & Miquel, 2006). Outro trabalho na área da parasitologia da fauna silvestre revelou que as raposas continuam a ser dos carnívoros com maior carga parasitária do nosso país (Silva, 2010). Este facto justifica o porquê de, neste trabalho, numa pequena amostragem deste carnívoro existir uma prevalência tão grande de parasitas.

O ascarídeo *Toxocara canis* é bastante comum em canídeos domésticos e silvestres, e tem uma distribuição cosmopolita. O facto de a dieta das raposas consistir, na sua maioria, em pequenos mamíferos (roedores e coelhos) pode contribuir para a prevalência deste parasita uma vez que podem ser hospedeiros paraténicos (Guerra, 2012). Esta situação também

pode existir por dispersão do parasita entre os canídeos domésticos (ciclo doméstico) e os silvestres (ciclo silvático), visto a raposa ter a tendência de se aproximar de áreas urbanas (Guerra, 2012). A presença de cães pastores perto das zonas habitadas pelas raposas é um dos outros fatores que contribui para a perpetuação e ligação deste parasita entre os dois ciclos anteriormente referidos.

Toxascaris leonina, parasita tanto canídeos como felídeos, domésticos e silvestres, tendo sido igualmente identificado em trabalhos anteriores com prevalências significativas (52,2% [2000], 11,4% [1993]) em raposas (Carvalho-Varela & Marcos, 1993; Criado-Fornelio *et al.*, 2000). A infecção destas pelo ascarídeo pode dever-se à sua dieta (roedores) ou até por ingestão de ovos presentes no solo.

A proporção de machos e fêmeas dos ascarídeos *Toxocara canis* e *Toxascaris leonina*, encontrados durante a abertura dos intestinos, é bastante similar, apresentando a espécie *Toxascaris leonina* maior número de fêmeas em relação aos machos. Estes valores não entram em concordância com os números de OPG, visto não terem sido encontrados ovos de *T. leonina* na técnica de McMaster, o que pode significar que não ocorreu eliminação de ovos por parte dos parasitas na altura da morte dos animais.

Em relação ao nemátode *Uncinaria* sp., a sua prevalência neste carnívoro pode dever-se aos seus hábitos comportamentais de marcação de território e comunicação (Eira *et al.*, 2006), efetuados através da deposição de fezes e secreções perianais em determinados locais, o que facilita a transmissão deste parasita entre indivíduos da espécie (Cardoso, Costa, Figueiredo, Castro & Conceição, 2013).

Em termos de Saúde Pública, é de referir a importância que estes dois nemátodes (*Toxocara canis* e *Uncinaria* sp.) têm como agentes zoonóticos (Cardoso *et al.*, 2013), a nível global, sendo responsáveis pelas síndromes da Larva Migrante Visceral (Macpherson, 2013) e Cutânea (Feldmeier & Schuster, 2012), respetivamente.

A presença de *Passalurus* sp. numa das amostras fecais de raposa pode ser justificada por parasitismo acidental, pois este nemátode tem como principais hospedeiros os leporídeos (Hugot, Bain & Cassone, 1983), os quais fazem parte da dieta primordial das raposas. Este tipo de parasitismo também foi identificado em trabalhos anteriores sobre a helmintofauna das raposas (Carvalho-Varela & Marcos, 1993).

A raposa torna-se assim um potencial transmissor de parasitoses para outros animais, domésticos e silvestres, e até para o Homem.

Tendo em conta que todas as amostras foram armazenadas, congeladas e processadas de igual forma, podemos conjecturar que o método de congelação, apesar de prejudicar de alguma forma a conservação dos ovos dos parasitas fazendo com que alguns percam a definição das suas estruturas, não é suficiente para justificar a ausência destes na observação preparações coprológicas microscópicas que foram efetuadas (flutuação e

sedimentação), nem a inexistência de helmintes adultos aquando a abertura dos órgãos intestinais. Como se pode verificar pelos resultados positivos obtidos com helmintes e respetivos ovos, em 44,4% das raposas cujos intestinos foram conservados nas mesmas condições, demonstram que a existir influência do método de conservação, esta ter-se-ia feito sentir em todas as amostras de qualquer espécie de carnívoro.

Não podemos, contudo, descartar a hipótese de que a congelação das amostras tenha, de certa forma, reduzido o número de ovos existentes. Um estudo realizado em equinos sobre o efeito da congelação de amostras fecais na deteção de nemátodes demonstrou que a congelação podia inicialmente diminuir o número de ovos, mas que esta diminuição não era significativa e nem evoluía com o prolongamento do tempo de congelação (Jagła, Śpiwak, Zaleśny & Popiolek, 2013). Quanto à deteção de larvas de nemátodes, esta sofreu uma diminuição de 50%, pois as baixas temperaturas desaceleram e, se muito extremas, travam o desenvolvimento larvar (Jagła *et al.*, 2013). Outro estudo, realizado em veados, verificou que as amostras armazenadas a temperaturas de congelação (0°C e -20°C) obtinham uma deteção de ovos menor que 50%, enquanto as armazenadas a temperaturas de refrigeração (4°C) conseguiam uma deteção de 90%, em comparação com as análises coprológicas efetuadas previamente ao armazenamento das amostras (Foreyt, 1986).

Jagła *et al.* (2013) verificaram também que a contagem de OPG diminuía consideravelmente até por volta das duas semanas (amostras congeladas a -19 °C), mas que depois desse período não havia alterações significativas na contagem de ovos. Isto leva-nos a ponderar que os sacarrabos (*H. ichneumon*) poderiam ter uma carga parasitária tão baixa e um OPG tão reduzido que a simples congelação inicial dos seus intestinos acabou com as evidências de qualquer tipo de parasitismo nestes animais. Estas são, contudo, especulações que para serem confirmadas necessitam de futuros estudos, descartando qualquer tipo de conservação das fezes antes do seu processamento, ou diminuindo o tempo de conservação destas.

Pressupondo que o método de conservação através de congelação não tenha alterado de forma muito significativa a normal carga parasitária existente nos animais estudados, outros fatores poderão sim ter tido influência nesta e no facto de ter sido, na maioria dos casos, inexistente.

Sabe-se que os parasitas têm bastante influência nas populações animais, apresentando um papel importante na regulação destas, a qual pode conduzir tanto à sua extinção, como à evolução de hospedeiros com características morfológicas e comportamentais que levam a maiores resistências e melhor combate a estes organismos oportunistas (Freeland, 1983; Huffman, 2003; Lindenfors *et al.*, 2007). De entre estas características podemos encontrar a massa corporal, a longevidade, o grau de sociabilização dos animais, a sua ecologia (dieta e *habitats*) e a biogeografia (Loehle, 1995; Lindenfors *et al.*, 2007).

No que diz respeito à massa corporal e longevidade dos animais, estudos consideram que quanto maior ambas forem maior é a área superficial para invasão por parasitas, principalmente ectoparasitas, e maior a hipótese de estabelecimento do parasita para sua reprodução e sobrevivência no hospedeiro, respetivamente (Poulin, 1995; Lindenfors *et al.*, 2007). Esta última característica implica que o sacarrabos, animal que pode atingir até 12 anos em estado selvagem (Barros, 2009), apresente elevada carga parasitária. Contudo, este facto não se verificou no presente trabalho, o que pode ser justificado pelo trabalho de Lindenfors *et al.* (2007), que concluíram que a longevidade era uma variável sem significância para o número de espécies de parasitas e sua carga nos carnívoros.

A massa corporal também influencia a quantidade de alimento ingerido pelo animal, de forma proporcionalmente direta, o que faz com que animais com massas corporais elevadas estejam facilmente suscetíveis à ingestão de maior quantidade e diversidade de parasitas na sua dieta (Poulin, 1995). De igual forma, as características morfológicas corporais de um animal, como a espessura dos seus órgãos (tanto exteriores, como a pele, como interiores), padrões de fluxo dos fluidos corporais (sangue e linfa), comprimento do trato digestivo, tempo de retenção de alimento e tempos metabólicos, temperatura corporal e disponibilidade de nutrientes, podem influenciar a capacidade de um parasita não só invadir o organismo, como também de se instalar neste de forma a conseguir causar infeção (Freeland, 1983).

Existe ainda o fator imunitário, pois sabe-se que a infeção por parasitas liberta antigénios, os quais por sua vez vão estimular a resposta celular (por citoquinas, eosinófilos, células dendríticas e macrófagos) e humoral (produção de anticorpos, principalmente IgE) por parte do sistema imunitário, levando à libertação de histamina e proteases, responsáveis pela expulsão de helmintes GI, e conferindo imunidade a reinfeções (Barbehenn, 1969; Silva, 2009). Refletindo no facto de o sacarrabos ser um animal resistente ao veneno de algumas cobras devido a diferenças fisiológicas nos recetores para as substâncias deste, leva-nos a ponderar se não existiram também diferenças no seu sistema imunológico, no que diz respeito à resposta contra os parasitas, tornando-o menos suscetível a infeções. Contudo, estas especulações têm pouca base científica o que suscita a necessidade de realização de futuros ensaios que permitam estudar melhor a fisiologia deste carnívoro tão peculiar.

A densidade populacional e o grau de sociabilização entre indivíduos de um grupo de hospedeiros são fatores que influenciam, de forma positiva, a carga parasitária. Quanto maior for o grupo e quanto mais contactos intraespecíficos os indivíduos deste tiverem, maior é a hipótese de infeção e transmissão de parasitas, e maior a riqueza parasitária (Loehle, 1995; Poulin, 1995; Lindenfors *et al.*, 2007). Ora, como descrito anteriormente, o sacarrabos é um animal pouco gregário e, quando isso acontece, os grupos que tende a formar são limitados na sua maioria até cinco animais (Palomares & Delibes, 1993c). Esta

poderá ser uma das justificações para a baixa carga parasitária apresentada por este animal.

Em relação à ecologia dos animais, o impacto que esta tem na carga e riqueza parasitária varia com ao tipo de *habitat*, a sua extensão e utilização, e também conforme o tipo de dieta que é praticada pelo animal (Lindenfors *et al.*, 2007). Animais com territórios extensos estão mais facilmente em contacto com uma maior variedade de parasitas, muitos deles encontrados em águas e recursos alimentares contaminados por fezes de outros animais, da mesma espécie ou não, ou presentes em vetores (Lindenfors *et al.*, 2007). Estes parasitas podem igualmente ser encontrados em outros hospedeiros (intermediários ou paraténicos) que coabitam o mesmo território e podem até fazer parte da dieta dos animais (Lindenfors *et al.*, 2007). Contudo, *H. ichneumon*, apesar de vaguear por territórios vastos durante cada dia, raramente usa o mesmo local de descanso, alternando entre vários que encontram pelo caminho, estratégia que parece evitar a infeção por parasitas (Palomares & Delibes, 1993b; Loehle, 1995), e que explica os resultados obtidos neste trabalho. De forma similar, o comportamento itinerante dos sacarrabos faz lembrar, no seu objetivo, as rotações de pastagens, método de controlo parasitário biológico antigo e eficaz (Villalba & Provenza, 2007), pois o facto de estar sempre a mudar de locais de descanso e de depósito de fezes ajuda na prevenção do contágio por parasitas.

No que diz respeito à composição da dieta de um animal, esta influencia a existência e tipo de parasitismo a que pode estar sujeito (Freeland, 1983; Poulin, 1995). O consumo de animais como parte da dieta de uma determinada espécie é um dos outros fatores que aumentam o risco de infeção, neste caso indireta, por parasitas, principalmente helmintes (Lindenfors *et al.*, 2007). Pelo contrário, a ingestão de certas plantas com propriedades químicas antiparasitárias e propriedades físicas purgativas pode diminuir a carga parasitária de um determinado animal (Freeland, 1983; Huffman, 2003).

A dieta dos animais baseia-se não só no tipo de alimento que encontram disponível no meio em se encontram, como também e, se não até principalmente, tem em vista a busca de substâncias no meio externo que providenciem homeostasia para o interno (organismo) (Villalba & Provenza, 2007). Estas substâncias necessárias ao bom funcionamento do organismo dos animais providenciam não só nutrientes como também compostos ativos com propriedades farmacológicas para o combate de parasitas internos, controlo de populações bacterianas e fúngicas e até para melhorar a nutrição destes animais (Villalba & Provenza, 2007). É com base nestas propriedades que muitos animais, principalmente herbívoros, evoluíram de forma a reconhecerem na flora no meio ambiente onde estão quais as plantas que lhes trazem benefícios e quais as que acarretam perigos, conseguindo desta forma automedicarem-se (Huffman, 2001). Esta capacidade de seleção da dieta, denominada de comportamento homeostático, é devida a recetores no organismo animal que permitem avaliar o alimento ingerido: recetores sensoriais no nariz e na boca que

descartam de forma primária alimentos não desejáveis dos apetecíveis, e recetores viscerais que respondem de forma variada conforme as substâncias que compõem o alimento (nutrientes, toxinas) e os seus efeitos (osmose, pressão, entre outros), informando o sistema nervoso central (SNC) das consequências da ingestão do alimento em questão (Villalba & Provenza, 2007). São os derivados alcalóides, terpenóides e fenólicos das plantas, assim como glicosídeos e taninos e até enzimas como as proteases de cisteína, que lhes conferem propriedades antiparasitárias (Kayser, Kiderlen, & Croft, 2003; Githiori, Athanasiadou, & Thamsborg, 2006). No entanto, estas propriedades anti-helmínticas das plantas estão dependentes da dose, pois as substâncias que as conferem podem ser tóxicas e até fatais para o animal quando ingeridas em grandes quantidades, visto que muitas delas são mecanismos de defesa da planta, usados para evitar a sua predação (Athanasiadou, Githiori, & Kyriazakis, 2007). Para além destas substâncias serem quimicamente anti-helmínticas, elas também contribuem para o desenvolvimento de resistência a parasitas por parte dos hospedeiros, melhorando a sua resposta imunitária contra estes organismos oportunistas, através de propriedades imunomoduladoras (Huffman, 1997; Athanasiadou *et al.*, 2007).

Apesar dos primatas, devido à sua semelhança com o ser humano, e herbívoros, devido ao seu tipo de dieta, serem alvo de mais estudos no que diz respeito à sua capacidade de automedicação, há evidências que corroboram o facto de outros animais, incluindo carnívoros como ursos, leopardos e cães, também a praticarem (Huffman, 1997). Por esta razão, não se pode descartar o facto de o carnívoro em estudo, o sacarrabos, ter a mesma capacidade de automedicação. Contudo, não é só quimicamente que as plantas conferem propriedades antiparasitárias. Alguns primatas, como o chimpanzé-comum (*Pan troglodytes*), o chimpanzé-pigmeu (*Pan paniscus*) e o gorila (*Gorilla gorilla*), utilizam determinadas folhas para se purgarem, devido às suas propriedades físicas de diminuição do tempo de passagem do trânsito intestinal, ingerindo-as inteiras e saindo estas de forma intacta nas suas fezes (Huffman, 2003). De uma forma similar, os cães também são conhecidos por ingerir certas ervas para os ajudar a purgar, hábito que pode ter sido adquirido pelos seus familiares silvestres (lobo e raposa) (Bjone, Brown, & Price, 2007). No entanto, não há ainda uma causa conhecida para este comportamento, havendo autores que defendem que é um método de se auto-desparasitarem. A forte presença de estruturas microscópicas de origem vegetal nas preparações coprológicas dos sacarrabos leva-nos a especular que, talvez devido à escassez de presas prediletas e perante situações de fome extrema, e tendo em conta a plasticidade que tem em adaptar a sua dieta ao que encontra no seu *habitat*, este carnívoro silvestre não se abstém de ingerir outro tipo de alimentos, mais comuns na dieta dos herbívoros, tais como frutos, bagas e até certas espécies de plantas. Por esta razão, uma das hipóteses para justificar a fraca e quase inexistente carga parasitária nestes animais pode ser o tipo de plantas que estes ingerem quando não

encontram presas para se alimentar, as quais podem ter propriedades antiparasitárias e purgativas. Este facto justificaria os resultados negativos obtidos e explicaria o elevado número de corpos vegetais encontrados nas amostras coprológicas.

Quanto à biogeografia, este é talvez o fator que maior impacto tem na riqueza e distribuição parasitária, pois quanto maior a distribuição geográfica de um determinado parasita, maior o número de espécies de hospedeiros pode abranger e infetar e, desta forma, estabelecer-se num determinado local com maior facilidade (Lindenfors *et al.*, 2007). Um dos fatores na biogeografia que altera o número de fauna existente e, por consequência, o número de parasitas, é a latitude, mais especificamente a variáveis ambientais correlacionadas com esta (Boyero, 2011). A riqueza parasitária aumenta em conjunto com o aumento da fauna silvestre e selvagem, a qual acontece quanto menor for a latitude, segundo o gradiente latitudinal de biodiversidade (Lindenfors *et al.*, 2007). Por essa razão, acredita-se que a zona dos trópicos, que se estende a cerca de 30° ao norte e ao sul do Equador, é mais rica em fauna selvagem e, conseqüentemente, em fauna parasitária (Boyero, 2011). No entanto, sabe-se que essa teoria é tendenciosa pois baseia-se em estudos já realizados, os quais na sua maioria são em animais vertebrados, em especial mamíferos, muitos dos quais mostram sua máxima riqueza de espécies nos trópicos, enquanto alguns grupos de insetos apresentam gradientes latitudinais inversos (Boyero, 2011). Este facto pressupõe que nos trópicos a carga e diversidade parasitária é mais abundante pois há mais hospedeiros para explorar, mas, por outro lado, o maior número de insetos em zonas externas aos trópicos pressupõe, de igual forma, uma maior riqueza parasitária, visto estes serem vetores de uma grande quantidade de protozoários e helmintes. No caso dos sacarrabos, a sua limitação à Península Ibérica localiza estes animais na zona dos subtropicais (mais especificamente, na zona temperada norte), facto que pode ter influência na diversidade parasitária. Adicionalmente, talvez devido ao clima desta zona da Europa, e principalmente dos locais preferenciais para habitar deste mangusto, exista uma maior dificuldade de sobrevivência dos parasitas no exterior, no que diz respeito aos que possuem ciclo de vida indireto. Está estudado que os fatores climatéricos têm uma influência significativa nos parasitas, afetando de forma positiva ou negativa o seu desenvolvimento. Temperaturas extremamente elevadas, pluviosidades baixas e humidades relativas baixas podem diminuir a carga parasitária no solo, por desidratação dos ovos e por impedimento da eclosão das larvas infetantes (L3) e seu posterior desenvolvimento (Weaver, Hawdon, & Hoberg, 2010).

O clima extremamente seco e quente no verão e de baixa intensidade de chuva no inverno, característicos principalmente das zonas a sul da Península Ibérica, podem então explicar a baixa e quase nula carga parasitária encontrada nos mangustos deste trabalho, visto a maioria das suas amostras ter provindo desta zona.

Outra característica ambiental que pode afetar o número de parasitas, neste caso nemátodes, presentes no meio ambiente (solo) é a presença de fungos nematófagos. São organismos cosmopolitas, habitando todo o tipo de solos (Gray, 1983) e o seu uso como controlo biológico de parasitas tem vindo a crescer. Estes fungos capturam os nemátodes de diversas formas (redes, hifas, anéis), unindo-se de forma constritora a estes, impedindo que se libertem (Cooke & Godfrey, 1964). Também atuam de forma ovicida, destruindo ovos de nemátodes que se encontrem no solo, e libertando toxinas que destroem tanto ovos como nemátodes (Mankau, 1980). Estudos em Portugal demonstraram a eficácia destes fungos, nomeadamente *Duddingtonia flagrans*, na redução da infeção por nemátodes em equinos (Madeira de Carvalho, Gillespie, Serra, Bernardo & Farrim, 2007; Madeira de Carvalho *et al.*, 2012). Um destes estudos concluiu que existe uma correlação positiva o desenvolvimento e eficácia predadora destes fungos nematófagos e temperaturas elevadas até 35°C, comuns no sul da Península Ibérica (Madeira de Carvalho *et al.*, 2007). Mais uma vez, este facto pode correlacionar-se com a maior distribuição dos sacarrabos nessa zona, levando a crer que talvez habitem áreas nas quais os fungos nematófagos estão presentes, diminuindo assim a hipótese de infeção por parasitas.

De certa forma, é então o conjunto de todos estes fatores e não um em particular que podem justificar a muito baixa prevalência parasitária nos sacarrabos verificada neste trabalho. São, no entanto, necessários futuros estudos com amostras frescas e recentes, para verificar se os métodos de conservação são o principal fator para estes resultados, ou se um dos outros fatores mencionados previamente têm maior influência neles.

8. CONSIDERAÇÕES FINAIS E PERSPETIVAS FUTURAS

O estudo da fauna parasitária silvestre permite não só conhecer a extensão dos ciclos parasitários, como também ajuda no controlo destes entre as comunidades animal (doméstica e silvática) e humana.

A prevalência de animais parasitados neste trabalho foi de 2/345 (0,56%) para o sacarrabos, 4/9 (44,4%) para a raposa, 0/3 (0%) para o texugo e 1/1 para a fuinha.

Foi verificada mais uma vez a importância sanitária que as raposas (*Vulpes vulpes silacea*) apresentam tanto na transmissão de parasitoses para as coletividades animais domésticas e de produção, como também de zoonoses de elevada importância em Saúde Pública. Entre estas, as mais importantes são as transmitidas pelos nemátodes *Toxocara canis* (Larva Migrante Visceral) e *Uncinaria* sp. (Larva Migrante Cutânea), os quais foram encontrados em amostras de raposas neste trabalho. Torna-se então essencial destacar a importância que a fauna silvestre, principalmente as raposas, tem na distribuição e propagação destes parasitas, assim como a importância que estudos epidemiológicos neste campo têm para o seu possível controlo.

No entanto, no que diz respeito ao principal carnívoro em estudo, o sacarrabos, verificou-se que a sua fauna parasitária era escassa (0,56%, 2/345), tendo apenas sido observada uma amostra positiva a *Giardia* sp. (0,28%, 1/345) e outra com presença de um nemátode da Superfamília Metastrongyloidea (0,28%, 1/345). Este é o primeiro relato do protozoário no sacarrabos (*H. ichneumon*), sendo necessários futuros estudos moleculares de forma a identificar a *assemblage* a que pertence e, desta forma, a importância que representa nos ciclos silvático e doméstico como potencial reservatório e transmissor. Quanto ao nemátode da Superfamília Metastrongyloidea, pressupõe-se que possa ser o nemátode *Stenuroides herpestis*, visto este metastrongilídeo ter sido isolado num outro trabalho referente ao mangusto.

A congelação pode ter influenciado negativamente os resultados no sacarrabos. Contudo, vários os outros fatores podem ter igualmente contribuído para tão baixa prevalência: características morfológicas e comportamentais dos sacarrabos, a sua dieta, os *habitats* por eles ocupados e as características ambientais dos mesmos.

Desta forma, os comportamentos itinerantes e pouco gregários característicos deste carnívoro podem ser estratégias não só de evitar a predação, como também de dificultar a infeção e transmissão de parasitas. Adicionalmente, o elevado número de corpos vegetais

encontrados nas amostras fecais levam a crer que este mangusto tenha como parte significativa da sua dieta plantas, outro fator que pode justificar a baixa carga parasitária, visto que algumas têm a capacidade química e física de eliminação de parasitas.

O clima característico da zona sul de Portugal, de onde provieram a maioria das amostras, e a possível existência de fungos nematófagos pode igualmente ter contribuído para a baixa prevalência em parasitas.

Futuros estudos que incidam na dieta do sacarrabos, focando a parte vegetal, e nas características fisiológicas do seu sistema imunitário, podem ajudar a concluir a importância que estes fatores têm na eliminação e prevenção de infeções parasitárias neste carnívoro silvestre.

9. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aguirre, A. (2009). Wild canids as sentinels of ecological health: a conservation medicine perspective. *Parasites & vectors*, 2, 1–8.
- Aguirre, A. & Gómez, A. (2009). Essential veterinary education in conservation medicine and ecosystem health: a global perspective. *Revue scientifique et technique de l'office international des epizooties*, 28(2), 597–603.
- Aguirre, A., Ostfeld, R. S., Tabor, G. M., House, C. & Pearl, M. C. (2002). *Conservation Medicine - ecological health in practice*. New York: Oxford University Press.
- Alvarez, M. F., Barreiro, G., Cordeiro, J. A., Paniagua, E. & Sanmartín, M. L. (1995). A scanning electron microscope study of the nematode *Spirura dentata* (Spiruroidea) with notes on the morphometric variations in a Spanish population of this species. *Folia Parasitologica*, 42, 229–237.
- Anderson, G. & Pratt, I. (1965). Cercaria and first intermediate host of *Euryhelmis squamula*. *The Journal of Parasitology*, 51(1), 13–15.
- Anderson, R. C. (2000). *Nematode parasites of vertebrates - their development and transmission* (2nd ed.). London: CABI Publishing.
- Appelbee, A. J., Thompson, R. C. A. & Olson, M. E. (2005). *Giardia* and *Cryptosporidium* in mammalian wildlife – current status and future needs. *Trends in parasitology*, 21(8), 370–376.
- Aritio, L. (1989). *Guía de Campo de los mamíferos españoles para biólogos y amantes de la naturaleza* (p. 84). Barcelona: Omega Editores, S.A.
- Athanasiadou, S., Githiori, J. & Kyriazakis, I. (2007). Medicinal plants for helminth parasite control: facts and fiction. *Animal: an international journal of animal bioscience*, 1(9), 1392–400.
- Balbuena, J. A., Aspholma, P. E., Andersena, K. I. & Bjørgea, A. (1994). Lung-worms (nematoda: *Pseudaliidae*) of harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) in norwegian waters: patterns of colonization. *Parasitology*, 108(03), 343–349.
- Ballweber, L. R., Xiao, L., Bowman, D. D., Kahn, G. & Cama, V. A. (2010). Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. *Trends in parasitology*, 26(4), 180–189.

- Balmori, A. & Carbonell, R. (2012). Expansion and distribution of the egyptian mongoose (*Herpestes ichneumon*) in the Iberian Peninsula. *Galemys, Spanish Journal of Mammalogy*, 24, 1–3.
- Barbehenn, K. R. (1969). Host-parasite relationships and species diversity in mammals: an hypothesis. *Biotropica*, 1(2), 29–35.
- Barbosa, A. M., Segovia, J. M., Vargas, J. M., Torres, J. & Real, R. (2005). Predictors of red fox (*Vulpes vulpes*) helminth parasite diversity in the provinces of Spain. *Wildlife Biology in Practice*, 1(1), 3–14.
- Barchan, D., Kachalsky, S., Neumann, D., Vogel, Z., Ovadia, M., Kochva, E. & Fuchs, S. (1992). How the mongoose can fight the snake: the binding site of the mongoose acetylcholine receptor. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 89(16), 7717–7721.
- Barros, T. (2009). Estatuto e distribuição do sacarrabos (*Herpestes ichneumon*) em Portugal. Tese de Mestrado em Ecologia, Biodiversidade e Gestão de Ecosistemas. Aveiro: Departamento de Biologia da Universidade de Aveiro.
- Barros, T. & Fonseca, C. (2011). Expansão do sacarrabos *Herpestes ichneumon* (Linnaeus, 1758) em Portugal. *Galemys, Spanish Journal of Mammalogy*, 23(nº especial), 9–15.
- Bdolah, A., Kochva, E., Ovadia, M., Kinamon, S. & Wollberg, Z. (1997). Resistance of the egyptian mongoose to sarafotoxins. *Toxicom*, 35(8), 1251–1261.
- Bjone, S. J., Brown, W. Y. & Price, I. R. (2007). Grass eating patterns in the domestic dog, *Canis familiaris*. *Recent advances in animal nutrition in Australia*, 16, 45–47.
- Blanco, J. (1998). *Mamíferos de España I - insectívoros, quirópteros, primates y carnívoros de la Península Ibérica, Baleares y Canarias*. Editorial Planeta.
- Blanco, P., Alvarez, M. F., Rey, J., Paniagua, E., Bárcena, F. & Sanmartín, M. L. (1993). Nematodes of the mongoose, *Herpestes ichneumon* L. in Spain. *Helminthologia*, 30(3-4), 149–156.
- Borrvalho, R., Rego, T. F., Palomares, F. & Hora, A. (1996). The distribution of the egyptian mongoose *Herpestes ichneumon* (L.) in Portugal. *Mammal Review*, 26(1), 1–8.

- Bowman, D. D. (2009). *Georgis' Parasitology for Veterinarians* (9th ed.). St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier.
- Bowman, D. D. & Lucio-Forster, A. (2010). Cryptosporidiosis and giardiasis in dogs and cats: veterinary and public health importance. *Experimental parasitology*, 124(1), 121–127.
- Boyero, L. (2011). Gradientes latitudinais na biodiversidade. *ECOLOGIA.INFO* 32.
- Brooklyn Museum (2006). *King and Ichneumon - Brooklyn Museum, Charles Edwin Wilbour Fund*. Acedido em Jul. 11, 2013, disponível em: http://www.brooklynmuseum.org/opencollection/objects/3856/King_and_Ichneumon
- Cabrera, A. (1914). *Fauna Ibérica - Mamíferos*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.
- Cacciò, S. M. & Ryan, U. (2008). Molecular epidemiology of giardiasis. *Molecular and biochemical parasitology*, 160(2), 75–80.
- Cardoso, A. S., Costa, I. . M. H., Figueiredo, C., Castro, A. & Conceição, M. A. P. (2013). The occurrence of zoonotic parasites in rural dog populations from northern Portugal. *Journal of helminthology*, FirstView , 1–7.
- Carnivora (2012). *Núcleo de Estudos de Carnívoros e seus Ecosistemas da Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa*. Acedido em Jul. 9, 2013, disponível em: <http://carnivora.fc.ul.pt/especies/asespecies.htm>
- Carvalho-Varela, M. & Marcos, M. V. (1993). A helmintofauna da raposa (*Vulpes vulpes silacea* Miller 1907) em Portugal. *Acta Parasitológica Portuguesa*, 1, 73–79.
- Cerbo, A. R., Manfredi, M. T., Bregoli, M., Milone, N. F. & Cova, M. (2008). Wild carnivores as source of zoonotic helminths in north-eastern Italy. *Helminthologia*, 45(1), 13–19.
- Cooke, R. C. & Godfrey, B. E. S. (1964). A key to the nematode-destroying fungi. *Transactions of the British Mycological Society*, 47(1), 61–74.
- Criado-Fornelio, A., Gutierrez-Garcia, L., Rodriguez-Caabeiro, F., Reus-Garcia, E., Roldan-Soriano, M. A. & Diaz-Sanchez, M. A. (2000). A parasitological survey of wild red foxes (*Vulpes vulpes*) from the province of Guadalajara, Spain. *Veterinary parasitology*, 92(4), 245–51.

- Davidson, W. R., Appel, M. J., Doster, G. L., BakerBrown, O. E. & Brown, J. F. (1992). Diseases and parasites of red foxes, gray foxes, and coyotes from commercial sources selling to fox-chasing enclosures. *Journal of Wildlife Diseases*, 28(4), 581–589.
- De la Fuente, F. R., Castroviejo, J., Morillo, C., Delibes, M. & Vallecillo, C. G. (1986). *A Fauna: Eurásia e América do Norte (região Holártica)*. (Nunes, A. M. & Nunes, C. A., Eds.). (volume V). Lisboa: Publicações Alfa.
- Deem, S. L., Karesh, W. B. & Weisman, W. (2001). Putting theory into practice: wildlife health in conservation. *Conservation Biology*, 15(5), 1224–1233.
- Deem, S. L., Kilbourn, A. M., Wolfe, N. D., Cook, R. A. & Karesh, W. B. (2000). Conservation medicine. *Annals of the New York Academy of Sciences*, 916, 370–7.
- De-la-Muela, N., Hernández-de-Luján, S. & Ferre, I. (2001). Helminths of wild boar in Spain. *Journal of wildlife diseases*, 37(4), 840–843.
- Delibes, M., Aymerich, M. & Cuesta, L. (1984). Feeding habits of the egyptian mongoose or ichneumon in Spain. *Acta Theriologica*, 29(16), 205–218.
- Dhaliwal, B. B. S. & Juyal, P. D. (2013) Cestode Zoonoses. In *Parasitic Zoonoses*, (pp.65-82). India: Springer.
- Domínguez-Peñafiel, G., Giménez-Pardo, C., Gegúndez, M. & Lledó, L. (2011). Prevalence of ectoparasitic arthropods on wild animals and cattle in the Las Merindades area (Burgos, Spain). *Parasite*, 18(3), 251–60.
- Duarte, M. D., Henriques, A. M., Barros, S. C., Fagulha, T., Mendonça, P., Carvalho, P., Monteiro, M., Fevereiro, M., Basto, M. P., Rosalino, L. M., Barros, T., Bandeira, V., Fonseca, C. & Cunha, M. V. (2013). Snapshot of viral infections in wild carnivores reveals ubiquity of parvovirus and susceptibility of egyptian mongoose to feline panleukopenia virus. *Plos One*, 8(3), 1–14.
- Eira, C., Vingada, J., Torres, J. & Miquel, J. (2006). The helminth community of the red fox, *Vulpes vulpes*, in Dunas de Mira (Portugal) and its effect on host condition. *Wildlife Biology in Practice*, 2(1), 26–36.
- Feldmeier, H. & Schuster, A. (2012). Mini review: hookworm-related cutaneous larva migrans. *European journal of clinical microbiology & infectious diseases*, 31(6), 915–918.

- Feng, Y. & Xiao, L. (2011). Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. *Clinical microbiology reviews*, 24(1), 110–140.
- Fernandez-de-Mera, I. G., Gortazar, C., Vicente, J., Höfle, U. & Fierro, Y. (2003). Wild boar helminths: risks in animal translocations. *Veterinary Parasitology*, 115(4), 335–341.
- Foreyt, W. J. (1986). Recovery of nematode eggs and larvae in deer: evaluation of fecal preservation methods. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 189(9), 1065–1067.
- Fredga, K. (1972). Comparative chromosome studies in mongooses (Carnivora, Viverridae). *Hereditas*, 71, 1-74.
- Freeland, W. J. (1983). Parasites and the coexistence of animal host species. *The American Naturalist*, 121(2), 223–236.
- Githiori, J. B., Athanasiadou, S. & Thamsborg, S. M. (2006). Use of plants in novel approaches for control of gastrointestinal helminths in livestock with emphasis on small ruminants. *Veterinary parasitology*, 139(4), 308–20.
- González-Moreno, O. & Gracenea, M. (2006). Life cycle and description of a new species of brachylaimid (Trematoda: *Digenea*) in Spain. *Journal of Parasitology*, 92(6), 1305–1312.
- Gorman, M. L. & Trowbridge, B. J. (1989). The role of odor in the social lives of carnivores. In J. L. Gittleman (Ed.), *Carnivore Behavior, Ecology, and Evolution* (pp. 57–88). Springer US.
- Gray, N. F. (1983). Ecology of nematophagous fungi: distribution and habitat. *Annals of Applied Biology*, 102, 501–509.
- Guerra, D. R. A. (2012). *The sylvatic and synanthropic cycles of Echinococcus spp., Taenia spp. and Toxocara spp. in Portugal: coprologic and molecular diagnosis in canids*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Técnica de Lisboa.
- Hannes, I. S., Gjerde, B. K., Forberg, T., Robertson, L. J. (2007) Occurrence of *Giardia* and *Cryptosporidium* in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*). *Veterinary Parasitology*, 143, 347–353.

- Hefetz, A., Ben-Yaacov, R. & Yom-Tov, Y. (1984). Sex specificity in the anal gland secretion of the egyptian mongoose *Herpestes ichneumon*. *Journal of Zoology*, 203, 205–209.
- Hofmann, H. (1995). *Mundo Verde - Mamíferos* (1st Ed.). (pp. 103–123). Everest Editora.
- Huffman, M. A. (1997). Current evidence for self-medication in primates: a multidisciplinary perspective. *American Journal of Physical Anthropology*, 104(S25), 171–200.
- Huffman, M. A. (2001). Self-meditative behavior in the african great apes : an evolutionary perspective into the origins of human traditional medicine. *BioScience*, 51(8), 651–661.
- Huffman, M. A. (2003). Animal self-medication and ethno-medicine: exploration and exploitation of the medicinal properties of plants. *Proceeding of the Nutrition Society*, 62, 371–381.
- Hugot, J.-P., Bain, O. & Cassone, J. (1983). Sur le genre *Passalurus* (*Oxyuridae*: nematoda) parasite de leporidés. *Systematic Parasitology*, 5(4), 305–316.
- Hunter, P. R. & Thompson, R. C. A. (2005). The zoonotic transmission of *Giardia* and *Cryptosporidium*. *International journal for parasitology*, 35(11-12), 1181–1190.
- Hůrková, L. & Modrý, D. (2006). PCR detection of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii* and *Encephalitozoon cuniculi* in brains of wild carnivores. *Veterinary parasitology*, 137(1-2), 150–154.
- Jągła, E., Śpiewak, J., Zaleśny, G. & Popiołek, M. (2013). Effect of storage and preservation of horse faecal samples on the detectability and viability of *Strongylid* nematode eggs and larvae. *Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy*, 57, 161–165.
- Järvis, T., Kapel, C., Moks, E., Talvik, H. & Mägi, E. (2007). Helminths of wild boar in the isolated population close to the northern border of its habitat area. *Veterinary parasitology*, 150(4), 366–369.
- Kayser, O., Kiderlen, A. F. & Croft, S. L. (2003). Natural products as antiparasitic drugs. *Parasitology research*, 90 (2), S55–62.
- Kirkova, Z., Raychev, E. & Georgieva, D. (2011). Studies on feeding habits and parasitological status of red fox, golden jackal, wild cat and stone marten in Sredna Gora, Bulgaria. *Journal of Life Sciences*, 5(4), 264–270.

- Launay, H. (1982). On the phenology of the flea *Xenopsylla cunicularis* Smit, 1957 (*Siphonaptera, Pulicidae*) parasite of the european rabbit. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparee*, 57(2), 145–163.
- Lindenfors, P., Nunn, C. L., Jones, K. E., Cunningham, A. A., Sechrest, W. & Gittleman, J. L. (2007). Parasite species richness in carnivores: effects of host body mass, latitude, geographical range and population density. *Global Ecology and Biogeography*, 16(4), 496–509.
- Loehle, C. (1995). Social barriers to pathogen transmission in wild animal populations. *Ecology*, 76(2), 326–335.
- Macpherson, C. N. L. (2013). The epidemiology and public health importance of toxocariasis: a zoonosis of global importance. *International journal for parasitology*, Article in press, 1–10.
- Madeira de Carvalho, L. M., Arias, M., Bernardo, F. M. A., Serra, P., Farrim, C. & Paz-Silva, A. (2012). Addition of *Duddingtonia flagrans* chlamydospores to the concentrate feed can improve the successful of control measures against strongyle infection in horses. In M. J. M. Saastamoinen, A. S. S. Fradinho & N. Miraglia (Eds.), *Forages and grazing in horse nutrition* (Volume 132). (pp. 433–436). EAAP Scientific Series - ISSN 0071-2477.
- Madeira de Carvalho, L. M., Gillespie, A. T., Serra, P. M., Bernardo, F. A. & Farrim, A. P. (2007). Eficácia do fungo nematófago *Duddingtonia flagrans* no controlo biológico da estrogilidose equina no Ribatejo (Efficacy of the nematofagous fungi *Duddingtonia flagrans* in the biological control of horse strongylosis in the Ribatejo). *Revisão Portuguesa de Ciências Veterinárias*, 102, 233–247.
- Madeira de Carvalho, L. M., Pereira da Fonseca, I. M., Gomes, L. & Meireles, J. M. (2009). *Bayer angiostrongylosis forum: Lungworms in domestic and wild carnivores in Portugal: rare parasites or rarely diagnosed*, Porto, Portugal, 9 September 2009, (p. 28). Leverkusen, Germany: Bayer Animal Health GmbH.
- Magi, M., Guardone, L., Dell’Omodarme, M., Prati, M. C., Mignone, W., Torracca, B., Monni, G. & Macchioni, F. (2009). *Angiostrongylus vasorum* in red foxes (*Vulpes vulpes*) and badgers (*Meles meles*) from central and northern Italy. *Hystrix - Italian Journal of Mammalogy*, 20(2), 121–126.

- Mankau, R. (1980). Biocontrol: fungi as nematode control agents. *Journal of nematology*, 12(4), 244–52.
- Massoni, J. , Cassone, J. , Durette-Desset, M. C. & Audebert F. (2011). Development of *Graphidium strigosum* (nematoda, *Haemonchidae*) in its natural host, the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) and comparison with several *Haemonchidae* parasites of ruminants. *Parasitology Research*, 109(1), 25–36.
- Meir, A. (2008). *Herpestes ichneumon*: PBase. Acedido em Jul. 11, 2013, disponível em: <http://www.pbase.com/alonmeir/image/94625011>
- Millán, J. & Ferroglio, E. (2001). Helminth parasites in stone martens (*Martes foina*) from Italy. *Zeitschrift Fur Jagdwissenschaft*, 47, 229–231.
- Millán, J., Candela, M. G., López-Bao, J. V., Pereira, M., Jiménez, M. A. & León-Vizcaíno, L. (2009). Leptospirosis in wild and domestic carnivores in natural areas in Andalusia, Spain. *Vector borne and zoonotic diseases*, 9(5), 549–554.
- Millán, J., Ruiz-Fons, F., Márquez, F. J., Viota, M., López-Bao, J. V. & Paz Martín-Mateo, M. (2007). Ectoparasites of the endangered Iberian lynx *Lynx pardinus* and sympatric wild and domestic carnivores in Spain. *Medical and Veterinary Entomology*, 21(3), 248–254.
- Millán, J., Sevilla, I., Gerrickagoitia, X., García-Pérez, A. L. & Barral, M. (2004). Helminth parasites of the eurasian badger (*Meles meles* L.) in the Basque Country (Spain). *European Journal of Wildlife Research*, 50(1), 37–40.
- Mordi, C. (2012). *Sacarrabos (Herpetes ichneumon)*: 500px.com. Acedido em Jul. 11, 2013, disponível em: <http://500px.com/photo/12862511>
- Palomares, F. (1991). Vocalizations emitted by the egyptian mongoose, *Herpestes ichneumon*, living in the wild. *Mammalia*, 55(nº1), 148–149.
- Palomares, F. (1993a). Faecal marking behaviour by free-ranging common genets *Genetta genetta* and egyptian mongooses *Herpestes ichneumon* in southwestern Spain. *Zeitschrift fur Saugetierkunde*, 58, 225–231.
- Palomares, F. (1993b). Individual variations of male mating tactics in egyptian mongooses (*Herpestes ichneumon*): can body mass explain the differences. *Mammalia*, 57(nº3), 317–324.

- Palomares, F. (1993c). Opportunistic feeding of the egyptian mongoose, *Herpestes ichneumon*, (L.) in southwestern Spain. *Revue d'Ecologie (Terre Vie)*, 48, 295–304.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1991a). Dieta del meloncillo, *Herpestes ichneumon*, en el Coto del Rey (norte del Parque Nacional de Doñana, S.O. de España). *Acta Vertebrata*, 18(2), 187–194.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1991b). Ecología comparada de la gineta *Genetta genetta* (L.) y el meloncillo *Herpestes ichneumon* (L.) (Mammalia, *Viverridae*) at Doñana (sw Iberian Peninsula). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural*, 87(1-4), 257–266.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1992a). Circadian activity patterns of free-ranging large gray mongooses, *Herpestes ichneumon*, in southwestern Spain. *Journal Mammalia*, 73(1), 173–177.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1992b). Some physical and population characteristics of egyptian mongooses (*Herpestes ichneumon* L., 1758) in southwestern Spain. *Zeitschrift für Säugetierkunde*, 57, 94–99.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1993a). Key habitat for egyptian mongooses in Doñana National Park, south-western Spain. *Journal of Applied Ecology*, 30(4), 752–758.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1993b). Resting ecology and behaviour of egyptian mongooses (*Herpestes ichneumon*) in southwestern Spain. *Zoological Society of London*, 230, 557–566.
- Palomares, F. & Delibes, M. (1993c). Social organization in the egyptian mongoose: group size, spatial behaviour and inter-individual contacts in adults. *Animal Behaviour*, 45, 917–925.
- Palomares, F. & Delibes, M. (2000). Mongooses, civets and genets - carnivores in southern latitudes. In S. Halle & N. C. Stenseth (Eds.), *Activity Patterns in Small Mammals* (pp. 119–130). Berlin, Heidelberg: Springer-Verlag.
- Peregrine, A. S. (2012). Physaloptera spp. in small animals. In *The Merck Veterinary Manual for veterinary professionals*. Acedido em Jul. 20, 2013, disponível em: http://www.merckmanuals.com/vet/digestive_system/gastrointestinal_parasites_of_small_animals/physaloptera_spp_in_small_animals.html

- Poulin, R. (1995). Phylogeny, ecology, and the richness of parasite communities in vertebrates. *Ecological Monographs*, 65(3), 283–302.
- Ramos, P. L., Merchán, T., Rocha, G. & De Trucios, S. J. H. (2009). Distribución actual del meloncillo, *Herpestes ichneumon* (Linnaeus, 1758), en el sur de la provincia de Salamanca y en el norte de la provincia de Cáceres. *Galemys, Spanish Journal of Mammalogy*, 21(no especial), 133–142.
- Reichhoff, J. (1982). *O Mundo Natureza - Mamíferos*. (pp. 132–135, 146–149, 156–157, 166–169). Munique: Editorial Publica.
- Ribas, A., Milazzo, C., Foronda, P. & Casanova, J. C. (2004). New data on helminths of stone marten, *Martes foina* (carnivora , Mustelidae), in Italy. *Helminthologia*, 41(1), 59–61.
- Riquelme-Cantal, J. A., Simón-Vallejo, M. D., Palmqvist, P. & Cortés-Sánchez, M. (2008). The oldest mongoose of Europe. *Journal of Archaeological Science*, 35(9), 2471–2473.
- Rodríguez, A. & Carbonell, E. (1998). Gastrointestinal parasites of the iberian lynx and other wild carnivores from central Spain. *Acta Parasitologica*, 43(3), 128–136.
- Rosalino, L. M., Santos, M. J., Pereira, I. & Santos-Reis, M. (2009). Sex-driven differences in egyptian mongoose's (*Herpestes ichneumon*) diet in its northwestern european range. *European Journal of Wildlife Research*, 55(3), 293–299.
- Rosalino, L. M., Torres, J. & Santos-Reis, M. (2006). A survey of helminth infection in eurasian badgers (*Meles meles*) in relation to their foraging behaviour in a mediterranean environment in southwest Portugal. *European Journal of Wildlife Research*, 52(3), 202–206.
- Samuel, W. M., Pybus, M. J. & Kocan A. A. (2001) *Parasitic Diseases of Wild Mammals*. (2nd ed.). Iowa: Iowa State University Press.
- Schroeder, F. (1994). *Extremadura Viva, Fauna Extremeña*. (pp. 245–250). Universitas Editorial.
- Silva, M. S. S. (2010). *Rastreo de parasitas gastrintestinais, pulmonares, cutâneos e musculares em canídeos domésticos e silvestres no norte de Portugal*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina de Lisboa - Universidade Técnica de Lisboa.

- Silva, N. E. O. F. (2009). *Nutrição do intestino, imunidade intestinal e resistência a parasitas do intestino em cães*. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: Faculdade de Medicina Veterinária - Universidade Técnica de Lisboa.
- Sobrinho, R., Dubey, J. P., Pabón, M., Linarez, N., Kwok, O. C., Millán, J., Arnal, M. C., Luco, D. F., López-Gatius, F., Thulliez, P., Gortázar, C. & Almería, S. (2008). *Neospora caninum* antibodies in wild carnivores from Spain. *Veterinary Parasitology*, 155(3-4), 190–197.
- Soler-Cruz, D. M., Jiménez, J. M. P., Benítez-Rodríguez, R., Muñoz-Parra, S., Florido-Navío, A. M., Ruiz Martínez, I., Díaz López, M. & Palomares Fernández, F. (1989). *Felicola (Felicola) inaequalis* Piaget, 1880 (Mallophaga: *Trichodectidae*) parásito de *Herpestes ichneumon* L. (carnivora: *Herpestidae*). *Doñana, Acta Vertebrata*, 16(1), 172–179.
- Sousa, R., Barata, C., Vitorino, L., Santos-Silva, M., Carrapato, C., Torgal, J., Walker, D. & Bacellar, F. (2006). *Rickettsia sibirica* isolation from a patient and detection in ticks, Portugal. *Emerging Infectious Diseases*, 12(7), 1103-1108.
- Spear, J. R. (2008). Conservation medicine: the changing view of biodiversity. *Conservation Biology*, 14(6), 1913–1917.
- Speckmann, G. & Webster, W. A. (1975) Natural infection and treatment of a dog with *Mesocestoides* tapeworms – case report. *Canadian Veterinary Journal*, 16(1), 26-27.
- Spickler, A. R. (2005). *Hookworms: technical factsheet*. Acedido em Jul. 26, 2013, disponível em: <http://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/hookworms.pdf>
- Steelman, G. M. (1939). *Oochoristica whitentoni*, a new *Anoplocephalid* cestode from a land tortoise. *The Journal of Parasitology*, 25(6), 479–482.
- Thienpont, D., Rochette, F. & Vanparijs, O. F. J. (1986). *Diagnóstico de las helmintiasis por medio del examen coprológico* (2ª ed.). Beerse, Belgium: Janssen Research Foundation.
- Thompson, R. C. A. (2004). The zoonotic significance and molecular epidemiology of *Giardia* and giardiasis. *Veterinary parasitology*, 126(1-2), 15–35.

- Torres, J., Pérez, M. J., Segovia, J. M. & Miquel, J. (2001). Utilidad de la coprología parasitaria en la detección de helmintos parásitos en los cánidos silvestres ibéricos. *Galemys*, 13(nº especial), 75–83.
- Urquhart, G. M., Armour, J., Duncan, J. L., Dunn, A. M. & Jennings, F. W. (1998). *Parasitologia Veterinária*. (2a edição.). Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
- Valverde, A.J.G. (2011). *Parasitismo gastrointestinal e pulmonar em raposa-vermelha (Vulpes vulpes silacea) no conelho de Elvas*. Relatório de Estágio de Licenciatura em Enfermagem Veterinária, Escola Superior Agrária de Elvas, Instituto Politécnico de Portalegre, 66 pp
- Villalba, J. J. & Provenza, F. D. (2007). Self-medication and homeostatic behaviour in herbivores: learning about the benefits of nature's pharmacy. *Animal: an international journal of animal bioscience*, 1(9), 1360–70.
- Weaver, H. J., Hawdon, J. M. & Hoberg, E. P. (2010). Soil-transmitted helminthiasis: implications of climate change and human behavior. *Trends in parasitology*, 26(12), 574–581.
- Weinhold, B. (2003). Conservation medicine: combining the best of all worlds. *Environmental Health Perspectives*, 111(10), 525–529.
- Williams, E. S. & Thorne, E. T. (1996). Infectious and parasitic diseases of captive carnivores, with special emphasis on the black-footed ferret (*Mustela nigripes*). *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)*, 15(1), 91–114.

ANEXOS

Anexo 1 – Identificação e localização das amostras analisadas

Tabela 5. - Identificação das amostras e sua respetiva localização (original da autora).

| Número amostra | Identificação do intestino | Localização |
|-----------------------|-----------------------------------|------------------------------------|
| 1 | HI18 | Fundão |
| 2 | HI27 | Mafra |
| 3 | HI23 | Montemor-o-Novo |
| 4 | HI24 | Ciborro (Montemor-o-Novo) |
| 5 | HI32 | Montalvão (Nisa) |
| 6 | HI12 | Montalvão |
| 7 | HI142 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 8 | HI170 | Moura |
| 9 | HI143 | Pedrógão (Torres Novas) |
| 10 | HI174 | S. Bartolomeu de Messines (Silves) |
| 11 | HI149 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 12 | HI157 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 13 | HI171 | Moura |
| 14 | HI154 | Pavia (Mora) |
| 15 | HI140 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 16 | HI144 | Mouraz (Tondela) |
| 17 | HI156 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 18 | HI158 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 19 | HI147 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 20 | HI169 | Safara (Moura) |
| 21 | HI166 | Moura |
| 22 | HI159 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 23 | HI161 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 24 | HI150 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 25 | HI139 | Rogela (Lousã) |
| 26 | HI65 | Selmes (Vidigueira) |
| 27 | HI117 | Vilarinho (Lousã) |
| 28 | HI61 | S.Matias (Beja) |
| 29 | HI124 | Coruche |
| 30 | HI119 | Casal das Freiras (Tomar) |
| 31 | HI100 | Mértola |
| 32 | HI66 | S.Matias (Beja) |
| 33 | HI89 | Évora |
| 34 | HI57 | Coruche |
| 35 | HI108 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 36 | HI110 | Pedrógão (Torres Novas) |
| 37 | HI84 | Mões (Castro Daire) |
| 38 | HI131 | Moncarapacho (Olhão) |
| 39 | HI73 | Mafra |

| | | |
|----|-------|---|
| 40 | HI122 | Ciborro (Montemor-o-Novo) |
| 41 | HI111 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 42 | HI133 | Moncarapacho (Olhão) |
| 43 | HI93 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 44 | HI127 | Amareleja (Moura) |
| 45 | HI130 | Mezio (Castro Daire) |
| 46 | HI70 | Nossa Senhora da Vila (Montemor-o-Novo) |
| 47 | HI72 | Maxial (Torres Vedras) |
| 48 | HI90 | Évora |
| 49 | VV01 | Gondelim (Penacova) |
| 50 | HI77 | Vila Boim (Elvas) |
| 51 | HI71 | Nossa Senhora da Vila (Montemor-o-Novo) |
| 52 | HI104 | Samuel (Soure) |
| 53 | HI116 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 54 | HI60 | Torre de Coelheiros (Évora) |
| 55 | HI114 | Coimbra |
| 56 | HI123 | Coruche |
| 57 | HI107 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 58 | HI80 | Monte Redondo (Torres Vedras) |
| 59 | HI86 | Sobral da Abelheira (Mafra) |
| 60 | HI49 | Tondela |
| 61 | HI51 | Tondela |
| 62 | HI74 | Roliça (Bombarral) |
| 63 | HI135 | Pedrógão (Torres Novas) |
| 64 | HI64 | S.Matias (Beja) |
| 65 | HI68 | Maxial (Torres Vedras) |
| 66 | HI138 | Coimbra |
| 67 | HI121 | Coruche |
| 68 | HI56 | Mértola |
| 69 | HI109 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 70 | HI106 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 71 | HI102 | Alcaria Ruiva (Mértola) |
| 72 | HI69 | Monte Redondo (Torres Vedras) |
| 73 | HI50 | Lousã |
| 74 | HI105 | Vinha da Rainha (Soure) |
| 75 | HI115 | Mouraz (Tondela) |
| 76 | HI103 | Alcaria Ruiva (Mértola) |
| 77 | HI99 | Pombal |
| 78 | HI62 | S.Matias (Beja) |
| 79 | HI132 | Coimbra |
| 80 | HI97 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 81 | HI63 | Torre de Coelheiros (Évora) |
| 82 | HI112 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 83 | HI129 | Amareleja (Moura) |
| 84 | HI118 | Coimbra |
| 85 | HI76 | Vila Boim (Elvas) |
| 86 | HI94 | Samuel (Soure) |
| 87 | HI101 | Samuel (Soure) |

| | | |
|-----|-------|---|
| 88 | HI113 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 89 | HI67 | Monte do Trigo (Portel) |
| 90 | HI52 | Mértola |
| 91 | HI125 | Safara (Moura) |
| 92 | HI79 | Nossa Senhora da Graça do Divor (Évora) |
| 93 | HI92 | Évora |
| 94 | HI81 | S. Pedro e Santiago (Torres Vedras) |
| 95 | HI126 | Safara (Moura) |
| 96 | HI95 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 97 | HI54 | Mértola |
| 98 | HI55 | Ribeira Branca (Torres Novas) |
| 99 | HI136 | Pedrógão (Torres Novas) |
| 100 | MF01 | Bussaco (Mealhada) |
| 101 | HI19 | Lousã |
| 102 | HI22 | Montemor-o-Novo |
| 103 | HI4 | Coimbra |
| 104 | HI44 | Maiorca (Figueira da Foz) |
| 105 | HI1 | Montemor-o-Velho |
| 106 | HI15 | Arganil |
| 107 | HI30 | Casteleiro (Sabugal) |
| 108 | HI28 | Lapa (Torres Novas) |
| 109 | HI41 | Montemor-o-Velho |
| 110 | HI6 | Santa Margarida (Idanha-a-Nova) |
| 111 | HI5 | Coimbra |
| 112 | HI13 | Torres Novas |
| 113 | HI134 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 114 | HI53 | Ribeira Branca (Torres Novas) |
| 115 | HI25 | Ciborro (Montemor-o-Novo) |
| 116 | HI75 | Vila Boim (Elvas) |
| 117 | HI3 | Montalvão (Nisa) |
| 118 | HI58 | Monte do Trigo (Portel) |
| 119 | HI120 | Coruche |
| 120 | HI98 | Urqueira (Ourém) |
| 121 | HI137 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 122 | HI11 | Castelo de Vide |
| 123 | HI96 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 124 | HI59 | S.Matias (Beja) |
| 125 | HI128 | Amareleja (Moura) |
| 126 | HI163 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 127 | HI141 | Alcaria Ruiva (Mértola) |
| 128 | HI155 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 129 | HI46 | Vendas Novas |
| 130 | HI31 | Montalvão (Nisa) |
| 131 | HI145 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 132 | HI8 | Arraiolos |
| 133 | HI47 | Évora |
| 134 | HI160 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 135 | HI164 | V.N.S. Bento (Serpa) |

| | | |
|-----|-------|-----------------------------|
| 136 | HI151 | Coruche |
| 137 | HI40 | Figueira da Foz |
| 138 | HI45 | Évora |
| 139 | HI16 | Sabugal |
| 140 | HI43 | Montalvão (Nisa) |
| 141 | HI2 | Montalvão (Nisa) |
| 142 | HI153 | Ciborro (Montemor-o-Novo) |
| 143 | HI152 | Coruche |
| 144 | HI21 | Fundão |
| 145 | HI42 | Ribeira de Frades |
| 146 | HI33 | Montalvão (Nisa) |
| 147 | HI17 | Sabugal |
| 148 | HI26 | Ciborro (Montemor-o-Novo) |
| 149 | HI29 | Sarzedo (Arganil) |
| 150 | HI14 | Condeixa-a-Nova |
| 151 | HI167 | Moura |
| 152 | HI172 | Moura |
| 153 | HI162 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 154 | HI165 | Moura |
| 155 | HI173 | Lardosa (Castelo Branco) |
| 156 | HI148 | Samuel (Soure) |
| 157 | HI146 | Verride (Montemor-o-Velho) |
| 158 | HI168 | Moura |
| 159 | HI342 | Safara (Moura) |
| 160 | HI337 | Coruche |
| 161 | HI343 | Safara (Moura) |
| 162 | HI355 | Safara (Moura) |
| 163 | HI313 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 164 | HI316 | Amareleja (Moura) |
| 165 | HI318 | Amareleja (Moura) |
| 166 | HI374 | Amareleja (Moura) |
| 167 | HI333 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 168 | HI339 | Amareleja (Moura) |
| 169 | HI308 | Amareleja (Moura) |
| 170 | HI323 | Amareleja (Moura) |
| 171 | HI324 | Amareleja (Moura) |
| 172 | HI351 | Safara (Moura) |
| 173 | HI347 | Safara (Moura) |
| 174 | HI314 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 175 | HI336 | Coruche |
| 176 | HI309 | Amareleja (Moura) |
| 177 | HI326 | Amareleja (Moura) |
| 178 | HI322 | Amareleja (Moura) |
| 179 | HI353 | Safara (Moura) |
| 180 | HI352 | Safara (Moura) |
| 181 | HI338 | Coruche |
| 182 | HI383 | Safara (Moura) |
| 183 | HI312 | Amareleja (Moura) |

| | | |
|-----|-------|--|
| 184 | HI410 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 185 | HI436 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 186 | HI430 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 187 | HI418 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 188 | HI407 | Safara (Moura) |
| 189 | HI429 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 190 | HI406 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 191 | HI435 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 192 | HI426 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 193 | HI402 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 194 | HI433 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 195 | HI441 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 196 | HI428 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 197 | HI420 | Caxarias (Ourém) |
| 198 | HI438 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 199 | VV08 | Torres Vedras |
| 200 | HI416 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 201 | HI423 | Torrão (Alcácer do Sal) |
| 202 | HI440 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 203 | HI401 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 204 | HI405 | Almancil (Loulé) |
| 205 | HI424 | Torrão (Alcácer do Sal) |
| 206 | HI432 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 207 | VV09 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 208 | HI417 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 209 | HI320 | Amareleja (Moura) |
| 210 | HI358 | Safara (Moura) |
| 211 | HI349 | Safara (Moura) |
| 212 | HI330 | Mafra |
| 213 | HI364 | Coruche |
| 214 | HI331 | Mafra |
| 215 | HI325 | Amareleja (Moura) |
| 216 | HI346 | Safara (Moura) |
| 217 | HI376 | Safara (Moura) |
| 218 | HI354 | Safara (Moura) |
| 219 | HI345 | Safara (Moura) |
| 220 | HI329 | Malveira (Mafra) |
| 221 | HI379 | Safara (Moura) |
| 222 | HI315 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 223 | HI378 | Safara (Moura) |
| 224 | HI386 | Safara (Moura) |
| 225 | HI340 | Samuel (Soure) |
| 226 | HI362 | Safara (Moura) |
| 227 | HI348 | Safara (Moura) |
| 228 | HI344 | Safara (Moura) |
| 229 | HI350 | Safara (Moura) |
| 230 | HI356 | Safara (Moura) |
| 231 | HI341 | Samuel (Soure) |

| | | |
|-----|-------|--|
| 232 | HI335 | Coruche |
| 233 | HI310 | Castelo Viegas (Coimbra) |
| 234 | HI363 | Safara (Moura) |
| 235 | HI381 | Safara (Moura) |
| 236 | HI357 | Safara (Moura) |
| 237 | HI368 | Silveira (Torres Vedras) |
| 238 | HI365 | Safara (Moura) |
| 239 | HI382 | Safara (Moura) |
| 240 | HI380 | Safara (Moura) |
| 241 | HI332 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 242 | HI359 | Safara (Moura) |
| 243 | HI360 | Safara (Moura) |
| 244 | HI361 | Safara (Moura) |
| 245 | HI370 | Amareleja (Moura) |
| 246 | HI327 | Turcifal (Torres Vedras) |
| 247 | HI372 | Amareleja (Moura) |
| 248 | HI328 | Turcifal (Torres Vedras) |
| 249 | HI334 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 250 | VV06 | Silveira (Torres Vedras) |
| 251 | VV07 | Silveira (Torres Vedras) |
| 252 | HI317 | Amareleja (Moura) |
| 253 | HI369 | Amareleja (Moura) |
| 254 | HI385 | Safara (Moura) |
| 255 | HI319 | Amareleja (Moura) |
| 256 | HI375 | Amareleja (Moura) |
| 257 | HI321 | Amareleja (Moura) |
| 258 | HI371 | Amareleja (Moura) |
| 259 | MM001 | Mafra |
| 260 | HI391 | Safara (Moura) |
| 261 | HI384 | Safara (Moura) |
| 262 | VV10 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 263 | HI398 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 264 | HI412 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 265 | HI366 | Safara (Moura) |
| 266 | HI427 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 267 | HI414 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 268 | HI421 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 269 | MM03 | Mortágua |
| 270 | HI377 | Coruche |
| 271 | HI403 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 272 | HI431 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 273 | HI419 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 274 | HI389 | Safara (Moura) |
| 275 | HI373 | Amareleja (Moura) |
| 276 | HI396 | Safara (Moura) |
| 277 | HI415 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 278 | HI394 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 279 | HI387 | Safara (Moura) |

| | | |
|-----|-------|--|
| 280 | HI404 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 281 | HI388 | Safara (Moura) |
| 282 | HI367 | Vimieiro (Arraiolos) |
| 283 | HI434 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 284 | HI390 | Safara (Moura) |
| 285 | VV11 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 286 | HI409 | Safara (Moura) |
| 287 | HI413 | Safara (Moura) |
| 288 | VV14 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 289 | HI400 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 290 | HI439 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 291 | HI425 | Torrão (Alcácer do Sal) |
| 292 | HI411 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 293 | HI399 | Safara (Moura) |
| 294 | HI437 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 295 | MM04 | Mortágua |
| 296 | HI442 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 297 | HI408 | Safara (Moura) |
| 298 | HI422 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 299 | HI393 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 300 | HI392 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 301 | HI395 | Torres Novas |
| 302 | VV13 | Santiago do Escoural (Montemor-o-Novo) |
| 303 | HI447 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 304 | HI461 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 305 | HI478 | Mértola |
| 306 | HI488 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 307 | HI471 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 308 | HI498 | Montalvão (Nisa) |
| 309 | HI464 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 310 | HI462 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 311 | HI465 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 312 | HI472 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 313 | HI470 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 314 | HI468 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 315 | HI469 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 316 | HI487 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 317 | HI475 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 318 | HI497 | Mouraz (Tondela) |
| 319 | HI495 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 320 | HI480 | Mértola |
| 321 | HI485 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 322 | HI496 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 323 | HI484 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 324 | HI483 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 325 | HI482 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 326 | HI491 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 327 | HI481 | Mértola |

| | | |
|-----|-------|-----------------------------|
| 328 | HI489 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 329 | HI486 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 330 | HI492 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 331 | HI490 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 332 | HI499 | Vila Nova de Paiva |
| 333 | HI454 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 334 | HI449 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 335 | HI466 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 336 | HI450 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 337 | HI446 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 338 | HI460 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 339 | HI467 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 340 | HI457 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 341 | HI458 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 342 | HI452 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 343 | HI459 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 344 | HI456 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 345 | HI443 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 346 | HI448 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 347 | HI463 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 348 | HI476 | Monchique |
| 349 | HI477 | Mértola |
| 350 | HI451 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 351 | HI494 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 352 | HI479 | Mértola |
| 353 | HI474 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 354 | HI473 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 355 | HI444 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 356 | HI493 | Areias (Ferreira do Zêzere) |
| 357 | HI445 | V.N.S. Bento (Serpa) |
| 358 | HI453 | V.N.S. Bento (Serpa) |

LEGENDA:

HI – *Herpestes ichneumon* (sacarrabos)

VV – *Vulpes vulpes* (raposa)

MM – *Meles meles* (texugo)

MF – *Martes foina* (fuiha)

Anexo 2 – Procedimento do método coprológico qualitativo de Flutuação de Willis

1. Identificar os copos de plástico, tubos de ensaio e lâminas a utilizar.
2. Homogeneizar as fezes.
3. Misturar uma quantidade dessas fezes (aproximadamente 2 grama) com solução saturada de Sacarose (meio copo de plástico) para o copo de plástico.
4. Uniformizar a mistura com o auxílio de uma vareta de vidro.
5. Filtrar o conteúdo do copo de plástico, através de um passador, para o tubo de ensaio correspondente, até formação de um menisco.
6. Colocar de imediato uma lamela no topo do tubo de ensaio.
7. Repetir o procedimento anterior para as restantes amostras.
8. Aguardar 15 minutos.
9. Colocar a lamela numa lâmina para observação microscópica.
10. Observar ao microscópio ótico na objetiva de 10x ou de 40x (se necessária visualização com maior detalhe).

Anexo 3 – Procedimento do método coprológico qualitativo de Sedimentação em meio saturado

1. Utilizar o sedimento depositado nos tubos de ensaio durante a preparação do método de flutuação de Willis (descrito no anexo 1).
2. Identificar as lâminas a utilizar.
3. Descartar o sobrenadante de cada tubo de ensaio.
4. Pipetar o sedimento e colocar 1-2 gotas deste na lâmina correspondente.
5. Colocar uma gota de Azul de Metileno na lâmina.
6. Com o auxílio de uma lamela, misturar a suspensão formada.
7. Colocar a lamela utilizada anteriormente na lâmina, até que a suspensão a preencha.
8. Observar ao microscópio ótico na objetiva de 10x ou de 40x (se necessária visualização com maior detalhe).
9. Repetir para o número de amostras necessário a observar.

Anexo 4 – Coloração de Ziehl-Neelsen

1. Identificar as lâminas segundo as amostra fecais a analisar.
2. Realizar um esfregaço fecal com o auxílio de uma vareta, previamente mergulhada nas fezes já homogeneizadas.
3. Repetir para as restantes amostras.
4. Deixar os esfregaços secar ao ar livre durante um dia.
5. Dispor as lâminas num suporte para coloração.
6. Preencher a superfície de cada lâmina com Metanol.
7. Aguardar 1 minuto.
8. Colocar Fucsina em cada superfície laminar até que esta preencha o esfregaço fecal.
9. Aguardar 10 minutos.
10. Lavar as lâminas, com o auxílio de uma pinça, com um jacto abundante de água da torneira.
11. Colocar Álcool Clorídrico a 1% na superfície das lâminas para retirar o excesso de Fucsina.
12. Lavar novamente as lâminas, como descrito no passo 10..
13. Colocar o último corante, Verde de Malaquite a 0,4%.
14. Aguardar 30 segundos.
15. Lavar novamente as lâminas, como descrito no passo 10., até que saia todo o excesso de corante.
16. Colocar as lâminas num suporte e deixá-las secar.
17. Observar ao microscópio ótico, com a objetiva de imersão (100x), após colocação de uma gota de óleo de imersão na superfície da lâmina.

Anexo 5 – Procedimento da técnica coprológica quantitativa de McMaster.

1. Identificar os copos de plástico e as câmaras de McMaster a utilizar.
2. Homogeneizar as amostras.
3. Pesar 2 grama de fezes da amostra e medir 28 ml de solução saturada de Sacarose.
4. No copo de plástico correspondente, misturar as fezes com a solução saturada.
5. Com o auxílio de um passador, filtrar a suspensão para um copo com bico.
6. Introduzir a suspensão filtrada em cada câmara de McMaster, preenchendo os dois poços.
7. Deixar repousar a câmara durante 3-4 minutos.
8. Observar ao microscópio ótico na objetiva de 10x ou de 40x (se necessária visualização com maior detalhe). Ter em atenção de manter sempre focadas as grelhas!
9. Proceder à contagem do número total de ovos dentro das grelhas (incluindo em cima das linhas).
10. Multiplicar o número total de ovos encontrados de cada espécie pelo fator 50, para obter o número de ovos por grama de fezes (OPG).

Anexo 6 – Fotografias de ovos, larvas e corpos celulares vegetais

Figura 28. - Ovo de *Toxocara canis* reventado encontrado nas fezes de uma raposa, no método de flutuação de Willis, aproximadamente x211 (esquerda) e x333 (direita) (fotografias originais).

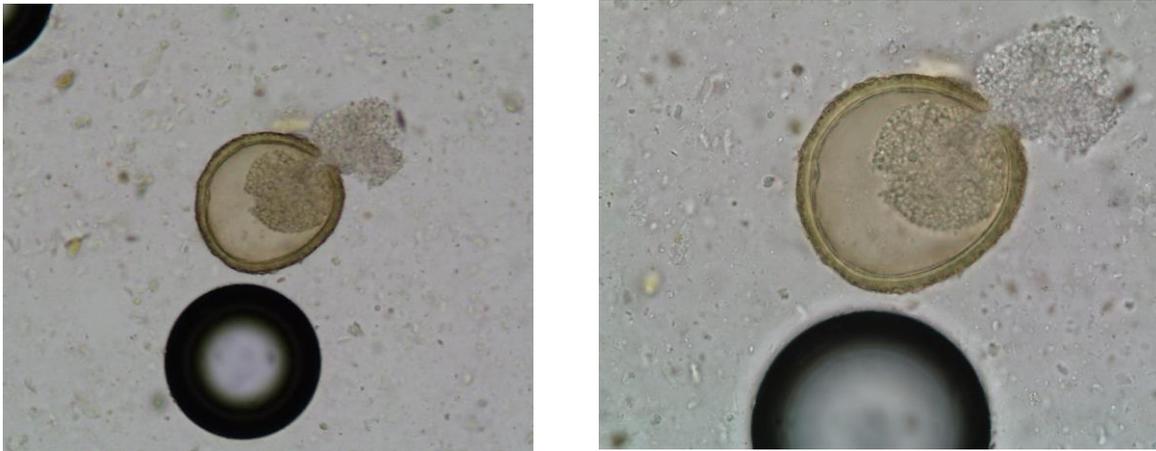


Figura 29. - Pormenor das extremidades anterior (esquerda) e posterior (direita) de um *Toxocara canis*, observação à lupa (aproximadamente x5) (fotografia original).

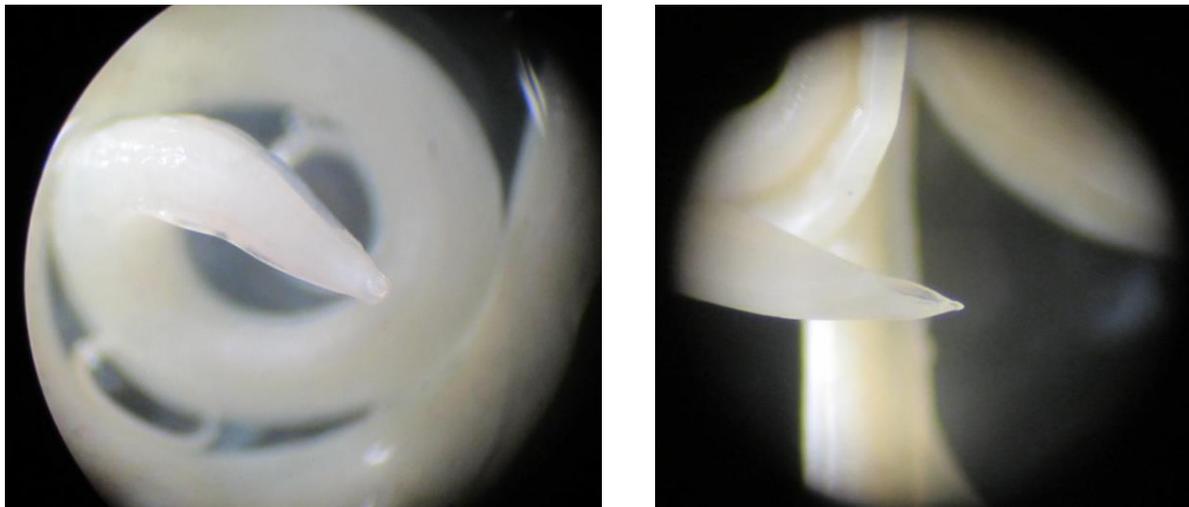


Figura 30. - Pormenor das asas cervicais de um *Toxocara canis*, observação à lupa (aproximadamente x7) (fotografia original).



Figura 31. - Pormenor da extremidade posterior de um *Toxascaris leonina*, observação à lupa (aproximadamente x5) (fotografia original).



Figura 32. – Extremidade anterior de *Toxocara canis*, preparação em lactofenol (aproximadamente x6) (fotografia original).



Figura 33. - Extremidade posterior de *Toxocara canis* fêmea (esquerda) e macho (direita) preparação em lactofenol (aproximadamente x6 [esquerda] e x9 [direita]) (fotografia original).

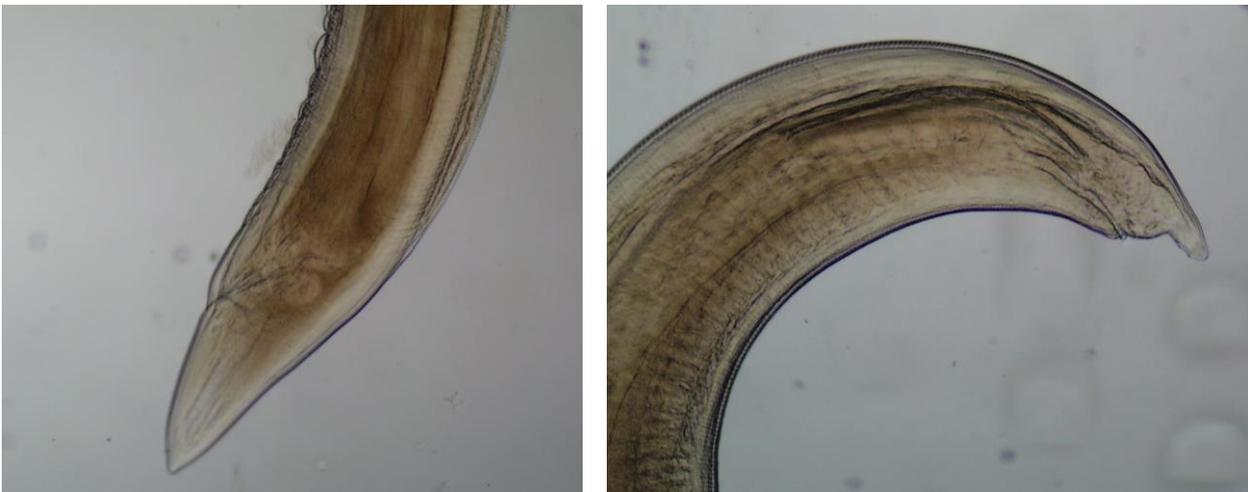


Figura 34. - Extremidade anterior de *Toxascaris leonina*, preparação em lactofenol (aproximadamente x14) (fotografia original).



Figura 35. - Extremidade posterior de *Toxascaris leonina* fêmea (esquerda) e macho (direita) preparação em lactofenol (aproximadamente x11) (fotografia original).

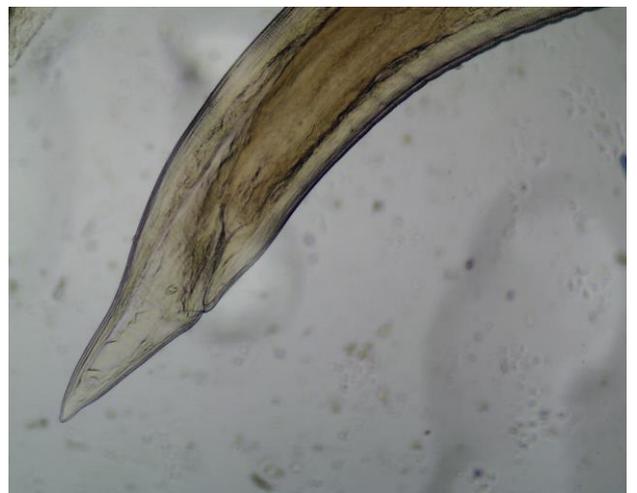
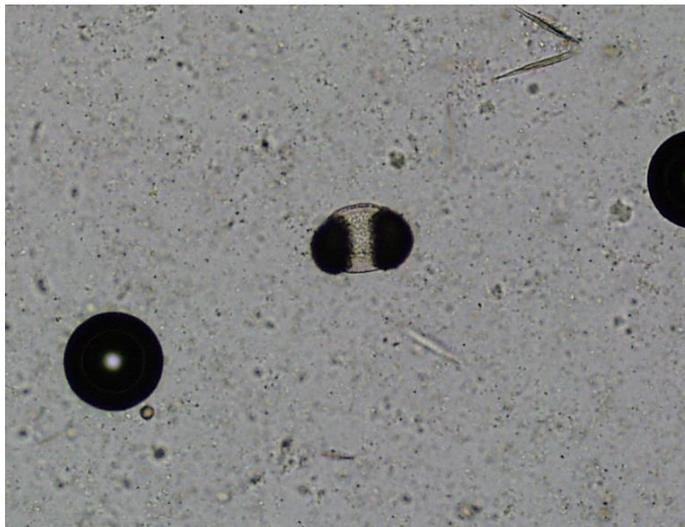


Figura 36. - Nemátode de Vida Livre (NVL), no método de flutuação de Willis, aproximadamente 200x (fotografias originais).



Figura 37. - Esporo, método de flutuação de Willis, aproximadamente x188 (fotografia original).



Anexo 7 – Trabalhos apresentados em congressos

- a. Poster apresentado no XVI Congresso Português de Parasitologia, 29 e 30 de novembro de 2012, FMV-UL Lisboa.



ESTUDO PRELIMINAR DAS PARASITOSSES GASTROINTESTINAIS EM CARNÍVOROS SILVESTRES EM PORTUGAL, COM RELEVÂNCIA PARA OS SACARRABOS (*Herpestes ichneumon*)

Lopes, C.¹, Gomes, L.², Correia, J.², Matos, M.¹, Franco, D.¹, Carmo, S.¹, Couto, M.¹, Almeida, C.³, Bandeira, V.⁴, Fonseca, C.⁴, Madeira de Carvalho, L.M.²

¹ Anos do 1º Ano do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária, Faculdade de Medicina Veterinária – UTL, 1300-477, Portugal; ² CISA, FacMed Vet, Univ. Jagi Lisboa Av. Da Universidade Técnica de Lisboa, 1300-477 Lisboa, Portugal; ³ Espolice, Quinta de Santo António, R. D. António Ribeiro nº1, Lote B, 1405-049 Algue; ⁴ Unidade de Conservação e Gestão de Vida Silvestre, Departamento de Biologia, Universidade de Aveiro


<http://valedatrave.blogspot.pt/>

INTRODUÇÃO: O sacarrabos (*Herpestes ichneumon*, Linnaeus, 1758) é um carnívoro silvestre portador de vários agentes parasitários de relevância para a saúde pública e animal. A sua prevalência tem aumentado em várias zonas do país, principalmente nas regiões do Norte. Este estudo preliminar pretende demonstrar as parasitoses mais comuns nestes animais, assim como em outros carnívoros silvestres, de que são exemplo a raposa (*Vulpes vulpes*), a fuinha (*Martes foina*), o texugo (*Meles meles*) e o toirão (*Mustela putorius*).

MATERIAL E MÉTODOS

Foram analisadas 183 amostras de intestino, das quais 181 são de sacarrabos, 1 de raposa e 1 de fuinha. O conteúdo destes foi analisado através de três métodos coprológicos:

1. flutuação
2. sedimentação
3. esfregaço fecal para coloração Ziehl-Neelsen

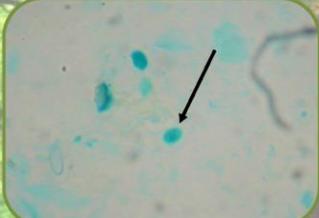


Fig.1. - *Giardia* sp, esfregaço fecal corado com técnica de Ziehl-Neelsen (1000x, foto original)

RESULTADOS

No método de flutuação foi observado um Nematode. Na sedimentação verificou-se a presença de um ovo embrionado com características semelhantes aos de *Metastrongylidae*. Na técnica de Ziehl-Neelsen detectou-se a presença de *Giardia* sp. em duas amostras (uma de sacarrabos e uma de fuinha).


Fig.2. – nemátode, método de flutuação (100x, foto original)


Fig.3. – Ovo de Metastrongilídeo, método de sedimentação (400x, foto original)

DISCUSSÃO E CONCLUSÕES

Sendo um animal silvestre em franca expansão, cujos controlos parasitológicos e profiláticos não são praticados, seria de esperar neste estudo uma grande prevalência parasitária, o que não se verificou nas análises realizadas. Os resultados obtidos até ao momento podem dever-se por um lado à conservação das amostras por congelação até ao seu processamento, ou a um baixo parasitismo devido à sua dieta ou resistência natural à infecção. Os estudos parasitológicos da fauna silvestre são de extrema importância para a melhor compreensão dos ciclos e prevalência dos parasitas nos ecossistemas e embora os dados sejam preliminares, permitem perceber que o seu parasitismo pode ser comum ao de outros carnívoros, domésticos e silvestres, e porventura ao de Humanos.

Barros, T. (2009) *Estatuto e distribuição do sacarrabos (Herpestes ichneumon) em Portugal*. Tese de Mestrado em Ecologia, Biodiversidade e Gestão de Ecossistemas, Aveiro, Universidade de Aveiro – Departamento de Biologia; Bowman, D.D. (2009) *Georgis' Parasitology for veterinarians*. 9th edition. Saunders Elsevier. Missouri.

b. *Poster* apresentado no IX Congresso Hospital Veterinário de Montenegro, 23 e 24 de fevereiro de 2013, Santa Maria da Feira.

DISTÓCIA EM RÉPTEIS – ESTUDO DE CASOS

Lopes, C.¹; Almeida, C.²; Henriques, C.³

1. Aluna estagiária da Faculdade de Medicina Veterinária de Lisboa - UTL; 2. Directora Clínica da clínica veterinária Exoclinic – Clínica de Aves e Exóticos de Lisboa; 3. Médico Veterinário da clínica veterinária Exoclinic – Clínica de Aves e Exóticos de Lisboa

A adoção de répteis como animais domésticos tem sido crescente nos últimos anos, fato que tem levado a uma maior casuística de distócias na clínica de animais exóticos. Estudos apontam para que animais em cativeiro muitas vezes não têm as suas necessidades para uma boa reprodução corretamente supridas o que pode levar a problemas durante o parto, com consequências fatais para a fêmea e os fetos.

Neste trabalho, pretende-se estudar a casuística das distócias numa clínica de exóticos (Exoclinic) durante o período de janeiro a agosto de 2011 e verificar a eficácia dos tratamentos efetuados de forma a se obter mais informação sobre este tema e evitar o prognóstico reservado.

Estímulo iatrotópico

| | |
|---------------------------|---|
| OVH preventiva | 1 |
| retenção de ovo/foliculos | 6 |
| prolapso cloaca | 3 |

Distócias

| Não-obstrutivas | Obstrutivas |
|---|--|
| Ausência de estímulos reprodutivos Temperatura não adequada Ausência de macho Desequilíbrios na dieta Desidratação | Catividade: - Vida sedentária (tónus muscular diminuído) |
| Causa fetal: - Síndrome de retenção dos foliculos - Má posição dos ovos no útero da fêmea Causa Materna: - Malformação do útero pélvico - Estresse durante o parto - Mauca (álbumos, cálcio urinário) | |

Fig.1. – radiografia latero-lateral de um camaleão com retenção de foliculos.

Fig.2. – radiografia ventro-dorsal de uma tartaruga aquática com retenção de ovos.

Materiais e métodos: Foram estudados 10 animais:

- 2 quelónios
- 3 ofídios
- 5 sáurios

Foram avaliados: espécie, idade, peso e estímulo iatrotópico, e foi tido em conta o tipo de tratamento efetuado e a evolução clínica do animal. O diagnóstico foi feito através dos sinais clínicos e com recurso a radiografia.

Fig.3. – radiografia dorso-ventral de um dragão barbudo com retenção de foliculos e ovos.

Fig.4. – OVH de um camaleão com retenção de foliculos.

Fig.5. - Ruptura de foliculos dentro do oviducto, sugestivo de mau prognóstico.

Tipo de tratamento

| | | |
|---|---------------------|-----|
| ■ | manejo ambiental | 18% |
| ■ | cálcio e oxitocina | 18% |
| ■ | remoção por tracção | 9% |
| ■ | cirurgia | 55% |

Discussão/Conclusão

A abordagem médica quando complementar ao tratamento cirúrgico corresponde a maior sucesso terapêutico do que outros procedimentos como a remoção por tracção.

As administrações de cálcio e oxitocina podem ser uma solução bem sucedida desde que o paciente tenha vigilância devido ao risco de ruptura de oviduto.

Em conclusão, a prevenção é o ponto chave para evitar distócia em répteis. A manutenção dietética e ambiental adequadas têm um papel preponderante para uma menor predominância clínica. Muitos proprietários não estão familiarizados com sinais externos de ovipostura e retenção de foliculos o que retarda a procura de assistência veterinária. Consideramos a sexagem precoce bem como a educação do proprietário vitais para a sobrevivência e bem-estar destes pacientes em cativeiro.

Bibliografia: Mader, D.R.; *Reptile Medicine and Surgery*. (2006). 2nd edition. Missouri (USA).

- c. Comunicação oral apresentada no VIII Jornadas Complutenses, VII Congreso Nacional de Investigación para Alumnos Pregraduados en Ciencias de la Salud y XII Congreso de Ciencias Veterinarias y Biomédicas, 13 de abril de 2013, Madrid.



VIII Jornadas Complutenses, VII Congreso Nacional de Investigación para Alumnos Pregraduados en Ciencias de la Salud y XII Congreso de Ciencias Veterinarias y Biomédicas



TERMOGRAFÍA OCULAR

UNA ALTERNATIVA A LA TEMPERATURA CLOACAL EN CERNÍCALO PRIMILLA (*Falco naumanni*)

Abril 2013

Carolina Pimenta Lopes, Mar Melero Asensio,
Fernando González González, Cristina Rosa Almeida
Tutores: José Sánchez-Vizcaíno Rodríguez, Luís Madeira de Carvalho