

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE
DE LISBOA



Parasitas do ouriço (*Erinaceus roumanicus*) no Centro de Recuperação de Vida Selvagem de Budapeste: prevalência e terapêutica.

FRANCISCO MESTRINHO ALFAIA

ORIENTADOR:

Doutor Endre Sós

COORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2023

UNIVERSIDADE DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

U LISBOA

UNIVERSIDADE
DE LISBOA



Parasitas do ouriço (*Erinaceus roumanicus*) no Centro de Recuperação de Vida Selvagem de Budapeste: prevalência e terapêutica.

FRANCISCO MESTRINHO ALFAIA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutora Anabela de Sousa Santos Silva
Moreira

VOGAIS:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho
Doutor José Alexandre Costa Perdigão
Cameira Leitão

ORIENTADOR:

Doutor Endre Sós

COORIENTADOR:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2023

DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Francisco Mestrinho Alfaia

Título da Tese ou Dissertação: Parasitas do ouriço (*Erinaceus roumanicus*) no Centro de Recuperação de Vida Selvagem de Budapeste: prevalência e terapêutica

Ano de conclusão (indicar o da data da realização das provas públicas): 2023

Designação do curso de
Mestrado ou de
Doutoramento: MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Área científica em que melhor se enquadra (assinale uma):

- Clínica Produção Animal e Segurança Alimentar
 Morfologia e Função Sanidade Animal

Declaro sobre compromisso de honra que a tese ou dissertação agora entregue corresponde à que foi aprovada pelo júri constituído pela Faculdade de Medicina Veterinária da ULISBOA.

Declaro que concedo à Faculdade de Medicina Veterinária e aos seus agentes uma licença não-exclusiva para arquivar e tornar acessível, nomeadamente através do seu repositório institucional, nas condições abaixo indicadas, a minha tese ou dissertação, no todo ou em parte, em suporte digital.

Declaro que autorizo a Faculdade de Medicina Veterinária a arquivar mais de uma cópia da tese ou dissertação e a, sem alterar o seu conteúdo, converter o documento entregue, para qualquer formato de ficheiro, meio ou suporte, para efeitos de preservação e acesso.

Retenho todos os direitos de autor relativos à tese ou dissertação, e o direito de a usar em trabalhos futuros (como artigos ou livros).

Concordo que a minha tese ou dissertação seja colocada no repositório da Faculdade de Medicina Veterinária com o seguinte estatuto (assinale um):

- Disponibilização imediata do conjunto do trabalho para acesso mundial;
- Disponibilização do conjunto do trabalho para acesso exclusivo na Faculdade de Medicina Veterinária durante o período de 6 meses, 12 meses, sendo que após o tempo assinalado autorizo o acesso mundial*;

* Indique o motivo do embargo (OBRIGATÓRIO)

Nos exemplares das dissertações de mestrado ou teses de doutoramento entregues para a prestação de provas na Universidade e dos quais é obrigatoriamente enviado um exemplar para depósito na Biblioteca da Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa deve constar uma das seguintes declarações (incluir apenas uma das três):

- É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
- É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO PARCIAL DESTA TESE/TRABALHO (indicar, caso tal seja necessário, nº máximo de páginas, ilustrações, gráficos, etc.) APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.
- DE ACORDO COM A LEGISLAÇÃO EM VIGOR, (indicar, caso tal seja necessário, nº máximo de páginas, ilustrações, gráficos, etc.) NÃO É PERMITIDA A REPRODUÇÃO DE QUALQUER PARTE DESTA TESE/TRABALHO.

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 24 de Outubro de 2023

Assinatura: Francisco Alfaia

Agradecimentos

A realização deste trabalho implicou um longo caminho que não teria sido exequível sem a colaboração de diversas pessoas: familiares e amigos. A todas elas transmito a minha amizade e os mais sinceros agradecimentos.

Um agradecimento especial vai para o meu orientador Doutor Endre Sós, por ter possibilitado a realização do meu estágio no Zoo de Budapeste e por todos os seus ensinamentos e palavras amigas. A toda equipa do corpo clínico do jardim zoológico e do centro de recuperação de vida selvagem deixo aqui os meus agradecimentos, particularmente ao Dr. Márton Hoitsy, à Dra. Viktoria Sós-Koroknai, László Burzuk e Tamás Veróczy.

Ao professor Luís Madeira de Carvalho que me orientou e me auxiliou a seguir em frente e alcançar os meus objetivos. Agradeço a sua orientação, calma, tranquilidade e simpatia, não só na realização deste trabalho, mas durante todo o meu percurso universitário.

À Dra. Catarina Baptista pela simpatia, disponibilidade e paciência inesgotável que teve para comigo durante a realização deste trabalho.

Aos grandes amigos de faculdade, por toda a camaradagem, entajuda e amizade nos tempos mais difíceis.

À minha namorada Constança, por toda a ajuda, paciência e compreensão durante esta caminhada. A sua presença traz mais cor à minha vida.

Por último, mas não menos importante, aos meus pais e irmã. A eles devo não só este trabalho, mas tudo o que tenho e grande parte daquilo de que me orgulho de ser. Palavras não são suficientes para expressar a minha gratidão.

Resumo

Título: Parasitas do ouriço (*Erinaceus roumanicus*) no Centro de Recuperação de Vida Selvagem de Budapeste: prevalência e terapêutica.

Os ouriços são uma das espécies de mamíferos mais dispersas por toda a Europa e parte da Ásia. Habitam, geralmente, zonas florestais e de vegetação mais densas, sendo relativamente comum a sua presença em parques públicos ou jardins privados no seio de algumas cidades. Apesar de o interesse por estes animais ter vindo a aumentar e reunirem um apreço crescente por parte da comunidade humana, ainda são poucos os estudos realizados no que respeita à determinação da fauna parasitológica dos ouriços da espécie *Erinaceus roumanicus* na Hungria.

O presente estudo investigou, com recurso ao método Mini-Flotac, qual a prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares nos ouriços da região de Budapeste. A prevalência de animais infetados com parasitas gastrointestinais e pulmonares foi de 76%, tendo sido encontrada a presença de *Capillaria* spp. e coccídias. De entre os dois grupos de parasitas anteriores, *Capillaria* spp. foi o mais prevalente, com 68%, tendo as coccídias obtido uma prevalência de infeção de 32%, sendo estes valores concordantes com outros estudos já realizados. Adicionalmente foi realizado um tratamento antiparasitário com febendazol (100 mg/kg oral, uma vez por dia, durante um período de 7 dias) a 5 ouriços presentes no centro de recuperação de vida selvagem de Budapeste. Foram colhidas e analisadas amostras de fezes no dia zero do tratamento e catorze dias após o começo do mesmo, de modo a se poderem comparar os níveis de eliminação parasitária pré e pós tratamento. Verificou-se que a eficácia 14 dias pós-tratamento foi de 89% no tratamento das parasitoses presentes (*Capillaria* spp. e coccídias), sendo que o protocolo de febendazol instituído promoveu ainda uma eficácia de 100% no tratamento de *Capillaria* spp..

Sendo um mamífero com uma distribuição geográfica bastante extensa, entender quais as espécies parasitárias mais comuns nas diferentes zonas em que estes animais habitam e quais os seus efeitos sobre os hospedeiros é uma tarefa cada vez mais urgente, dado que os ouriços são uma das espécies mais presente em centros de recuperação e que uma terapêutica mais direcionada para estes indivíduos certamente trará benefícios para a redução da mortalidade e morbilidade associadas à suas doenças parasitárias.

Palavras-chave: Ouriço, *Erinaceus roumanicus*, parasitas, *Capillaria* spp., Coccídias

Abstract

Title: Hedgehog parasites (*Erinaceus roumanicus*) at the Budapest wildlife rescue center: prevalence and therapy.

Hedgehogs are one of the most dispersed mammal species throughout Europe and part of Asia. They generally inhabit areas of forest and denser vegetation, being, however, commonly found in public parks or private gardens of some major cities. Although the interest in these animals has been substantially increasing, there are still few studies regarding the determination of parasitological fauna of the hedgehog species *Erinaceus roumanicus* in Hungary.

The present study used the Mini-Flotac method to assess the prevalence of gastrointestinal and pulmonary parasites in hedgehogs from the Budapest region, as well as the efficacy of the administration of febendazole (100 mg/kg oral, once a day, for a period of 7 days) in the control of these parasites. The prevalence of infected animals with gastrointestinal and pulmonary parasites was 76%, and the presence of parasites such as *Capillaria* spp. and coccidia was detected. Among these two groups of species, *Capillaria* spp. were the most prevalent parasites, with a prevalence of 68%, while coccidia showed a prevalence of 32%, values in agreement with other studies already performed. Among the hedgehogs hosted and surveyed at the Wildlife Rehabilitation Center in Budapest, 5 animals underwent a febendazole protocol as above mentioned. Faecal samples were collected and analyzed at day zero of the treatment and fourteen days after the beginning of the treatment in order to compare the parasite shedding levels before and after the treatment. It was found that the effectiveness of this treatment, regarding the presence of both *Capillaria* spp. and coccidia, was 89%. Keeping in mind the range of action of the substance used, the treatment also provided an effectiveness of 100% when considering the presence of *Capillaria* spp. alone.

Being a mammal with a fairly extensive geographical distribution, understanding which parasitic species are most common in the different areas that these animals inhabit and what threats they present, is an increasingly urgent task, given that hedgehogs are one of the most present species in rescue centers and that a more targeted therapy for these individuals will certainly contribute to the reduction of mortality and morbidity rates associated with their parasitic diseases.

Key-words: Hedgehog, *Erinaceus roumanicus*, parasites, *Capillaria* spp., Coccidia

Índice

Resumo.....	iv
Abstract	v
Índice de figuras.....	viii
Índice de tabelas	ix
Índice de gráficos.....	x
Lista de abreviaturas e símbolos	xi
Zoo de Budapeste	1
1 - Atividades desenvolvidas durante o estágio	3
2 - Introdução	9
3 – Ouriços, Parasitas e Fármacos – Breve revisão da literatura	10
3.1 – Ouriços	10
3.1.1 – Taxonomia e distribuição geográfica.....	10
3.1.2 – Anatomia e fisiologia.....	11
3.1.3 – Biologia e habitat.....	13
3.2 – Parasitas.....	14
3.2.1 – Endoparasitas.....	15
3.2.1.1 - Protozoários.....	15
3.2.1.1.1 - Coccidias	15
3.2.1.1.2- <i>Cryptosporidium</i> spp.	16
3.2.1.2 – Cestodes.....	17
3.2.1.2.1 - <i>Hymenolepis erinacei</i>	17
3.2.1.3 – Acantocéfalos	17
3.2.1.4 – Trematodes.....	18
3.2.1.4.1 - <i>Brachylaemus erinacei</i>	18
3.2.1.5 – Nematodes.....	19
3.2.1.5.1 - <i>Crenosoma striatum</i>	19
3.2.1.5.2 – <i>Capillaria</i> spp.....	20
3.2.1.5.3 – <i>Physaloptera clausa</i>	21
3.2.2 – Ectoparasitas.....	22
3.2.2.1 – Ácaros.....	22
3.2.2.2 – Pulgas	22

3.2.2.3 – Ixodídeos	23
3.2.2.3.1 - <i>Rhipicephalus</i> spp.	23
3.2.2.3.2 - <i>Ixodes</i> spp.	24
3.2.2.4 - Miíases.....	25
3.3 – Antiparasitários.....	25
3.3.1 - Benzimidazóis e Probenzimidazóis	26
3.3.2 - Imidazotiazóis.....	27
3.3.3 - Niclosamida	27
3.3.4 - Praziquantel.....	28
3.3.5 - Lactonas Macrocíclicas	28
4 - Objetivos do estudo.....	30
5 – Material e métodos	31
5.1 - FLOTAC e Mini-FLOTAC	31
5.2 - Colheita de amostras e organização dos estudos realizados	33
5.2.1 - Estudo parasitológico e de prevalência	33
5.2.2 - Avaliação das desparasitações.....	33
6 – Resultados.....	34
7 - Discussão	43
8 – Conclusão.....	49
9 - Bibliografia	50

Índice de figuras

Figura 1. Hipopótamos no Zoo de Budapeste. (Original)	2
Figura 2. Elefantes-asiáticos no Zoo de Budapeste. (Original)	2
Figura 3. Anestesia de ave de rapina para realização de cirurgia ortopédica de amputação de asa. (Original)	7
Figura 4. Treino de elefantes. (Original)	7
Figura 5. Pesagem de ouriço (<i>Erinaceus roumanicus</i>) recém admitido no centro de recuperação de vida selvagem. (Original)	8
Figura 6. Desparasitação de flamingos. (Original)	8
Figura 7. Distribuição geográfica de <i>Erinaceus europaeus</i>. Fonte:(Identifications of hedgehogs (<i>Erinaceus</i>) in Europe 2020 Dec 22)	10
Figura 8. Distribuição geográfica de <i>Erinaceus roumanicus</i> e <i>E. concolor</i>. Fonte: (Identifications of hedgehogs (<i>Erinaceus</i>) in Europe 2020 Dec 22)	11
Figura 9. Distribuição geográfica de <i>Erinaceus amurensis</i>. Fonte: (Identifications of hedgehogs (<i>Erinaceus</i>) in Europe 2020 Dec 22)	11
Figura 10. Observação de garras e dentes de <i>Erinaceus roumanicus</i>. (Original)	12
Figura 11. Material utilizado no método Mini Flotac. Legenda: A – copo onde se depositam as fezes e se homogeneiza as mesmas com uma solução saturada; B, C, D – componentes do disco de leitura; E – adaptador onde se coloca o disco de leitura durante a observação microscópica.	32
Figura 12. Amostra de fezes do animal O30. Legenda: A - ovos de <i>Capillaria</i> spp.; B - oocistos de coccídias.	39
Figura 13. Amostra de fezes do animal O25. Legenda: A - ovos de <i>Capillaria</i> spp.; B - oocistos de coccídias.	40
Figura 14. Amostra de fezes do animal O34. Legenda: A - ovos de <i>Capillaria</i> spp.; B - oocistos de coccídias.	40
Figura 15. Amostra de fezes do animal O31. Legenda: A - ovos de <i>Capillaria</i> spp.; B - oocistos de coccídias.	41
Figura 16. Amostra de fezes do animal O26. Legenda: A - ovos de <i>Capillaria</i> spp.; B - oocistos de coccídias.	41
Figura 17. Observação de oocistos de coccídias numa amostra de fezes do animal O30	42
Figura 18. Observação de oocistos de coccídias numa amostra de fezes do animal O25	42

Índice de tabelas

Tabela 1. Procedimentos realizados no jardim zoológico.....	3
Tabela 2. Procedimentos realizados na clínica do jardim zoológico e no centro de recuperação de vida selvagem.....	5
Tabela 3. Métodos de determinação etária de crias de ouriço (transversal às várias espécies). Fonte: (Bexton 2016).....	13
Tabela 4. Agentes antiparasitários (resumo). Fonte:(Bexton 2016)	30
Tabela 5. Método Flotac (procedimentos). Fonte: (Cringoli et al. 2010).....	31
Tabela 6. Classificação da eficácia de fármacos com base no TRCOF. Fonte: (Geurden et al. 2022)	34
Tabela 7. Eficácia de tratamento	39

Índice de gráficos

Gráfico 1. Número de ovos de parasitas observados em cada animal analisado.....	35
Gráfico 2. Valores de OPG de cada animal e média de todas as observações	36
Gráfico 3. Prevalência de parasitas gastrointestinais/pulmonares	36
Gráfico 4. Tipos de infecção parasitária.....	37
Gráfico 5. Número de OPG antes e após a terapêutica dos 5 animais analisados	38

Lista de abreviaturas e símbolos

ATP – Adenosina Trifosfato

D0 – Dia zero

D14 – Dia 14

GABA – Neurotransmissor

IC – Intervalo de confiança

L1 – Larva estágio 1

L2 - Larva estágio 2

L3 - Larva estágio 3

MIF – Mercúrio Iodo Formol (método parasitológico)

OoPG – Oocistos por grama de fezes

OPG – Ovos por grama de fezes

Sin. – Sinónimo

sp. – Espécie

spp. – Espécies

TRCOF – Testes de redução de contagem de ovos fecais

WAAVP - World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology

Zoo de Budapeste

O Jardim Zoológico de Budapeste é um dos mais antigos zoológicos do mundo, contando com mais de 150 anos de existência. Abriu portas no dia 9 de agosto de 1866 e teve como seu primeiro diretor o zoólogo János Xántus. Encontra-se situado no centro da cidade de Budapeste e recebe, anualmente, a visita de mais de 1 milhão de pessoas (Takács and Zsigmond 2010; Budapest Zoo & Botanical Garden 2016).

Devido aos dedicados trabalhos de preservação e recuperação de edifícios, grande parte destruídos durante o decorrer da Segunda Guerra Mundial, é possível observar, por todo o Jardim Zoológico, várias construções características da cultura da região e que remontam a tempos mais antigos. Há a realçar os telhados pontiagudos e ornamentados e cúpulas com fantásticas pinturas o que se constitui como mais um ponto atrativo (Takács and Zsigmond 2010; Budapest Zoo & Botanical Garden 2016).

Apesar de ter começado maioritariamente com espécies encontradas na Hungria, já contava na altura da sua abertura com algumas espécies de primatas, papagaios, camelos e cangurus (Budapest Zoo & Botanical Garden 2016).

Devido ao clima mais frio e a Invernos mais rigorosos, o Jardim Zoológico tem um maior investimento em instalações interiores para que os animais se encontrem o mais perto possível das temperaturas e humidades relativas a que estariam sujeitos no seu habitat natural, de modo a proporcionar-lhes uma melhor qualidade de vida e permanente estado de homeostase (Budapest Zoo & Botanical Garden 2016).

Existe uma grande cooperação e sentimento de entreajuda entre os tratadores e veterinários que em conjunto são capazes de treinar alguns animais para os chamados comportamentos médicos. Estes treinos baseiam-se sempre no princípio do reforço positivo e são essenciais para tornar mais fáceis e rotineiras algumas avaliações e atos veterinários que possam ter de ser executados em caso de necessidade. Incluem-se nestas práticas, espécies como os elefantes, rinocerontes, focas, e até mesmo grandes felinos, como tigres e leopardos.

É possível encontrar dentro do zoo um pequeno oceanário onde se podem contemplar algumas espécies de animais marinhos, como por exemplo raias e algumas espécies de tubarões.

Além desta vertente zoológica, existe ainda, dentro do zoo, um centro de recuperação de vida selvagem. Aqui chegam todos os dias animais que sofreram acidentes ou que foram encontrados em locais onde não é usual estarem. As espécies aqui presentes são variadas, sendo, no entanto, mais comum a presença de ouriços e aves, como por exemplo aves de rapina (milhafres e águias), ou até mesmo corujas e pássaros de menor dimensão. A equipa veterinária do zoo e do centro de recuperação encarregam-se de tratar e dar abrigo a estes

animais, até que estejam em completas condições de saúde e chegue a altura do ano ideal para fazer a sua reintrodução de volta à natureza.

É de realçar que os zoológicos são, cada vez mais, instituições que zelam pelos animais e que estão constantemente envolvidos em programas de conservação *ex-situ*, processos de reprodução e reintrodução de espécies em perigo de extinção e no tratamento de animais feridos, afastando-se assim da má conotação que tiveram nos tempos em que eram considerados como “expositores de animais”.

As figuras 9 e 10 ilustram uma pequena fração das espécies e instalações que podem ser encontradas no Zoo de Budapeste.



Figura 1. Hipopótamos no Zoo de Budapeste. (Original)



Figura 2. Elefantes-asiáticos no Zoo de Budapeste. (Original)

1 - Atividades desenvolvidas durante o estágio

Durante o estágio efetuado no Jardim Zoológico de Budapeste, Hungria, que permitiu a concretização desta dissertação de mestrado, foram realizadas distintas atividades divididas por dois espaços de intervenção: o Centro de Recuperação de Vida Selvagem e o Jardim Zoológico e respetiva clínica, ambos em Budapeste.

Deste modo, respeitando ao espaço do jardim zoológico propriamente dito, pude realizar e participar nos procedimentos expressos na seguinte tabela.

Tabela 1. Procedimentos realizados no jardim zoológico

Procedimentos realizados	Número de Intervenções
Sedação (0,1ml butorfanol + 0,7ml Ketamina + 0,7ml Medetomidina) e transporte de 8 lebres da Patagónia (4 machos e 4 fêmeas) para a zona de quarentena para serem transportados posteriormente para o zoo da República Checa	1
Treino de elefantes	49
Treino de grandes felinos (tigres, leopardos)	10
Treino de urso polar	2
Treino de focas	4
Colheita de sangue a rinoceronte	11
Colheita de sangue a elefante juvenil	11
Avaliação de pinguim com lesão de pododermatite	1
Administração de ocitocina e cálcio a uma tartaruga incapaz de expelir todos os seus ovos (20 ml de ocitocina e 40 ml de cálcio)	1
Observação da boca de um hipopótamo devido à presença de um dente partido	1
Raio-X a tartaruga para verificar a presença ou não de ovos	1
Desobstrução de esófago de uma alpaca	1
Junção de leoa e leão do zoo no mesmo espaço após um ano separados (verificação do comportamento devido a agressividade do macho relativamente a outras fêmeas no passado)	1
Administração de antibiótico a uma cobra (<i>Morelia spilota cheynei</i>) devido a sintomatologia respiratória	1
Ecografia a 2 tubarões-lixia (<i>Ginglymostoma cirratum</i>) devido a perda da força de sucção do alimento	2
Raio-X a um bode com pneumonia ao qual foram posteriormente administrados tulatromicina, corticosteroides e furosemida	1

Tabela 1. Procedimentos realizados no jardim zoológico (cont.)

Avaliação clínica de suricata agredido por macho dominante	1
Castração de um tapir	1
Colheita de sangue a lémure	2
Raio-X a um rato careca com possível fratura no membro anterior direito	1
Cirurgia a gorila fêmea para colheita de gordura abdominal (utilizada para novo estudo relacionado com tratamento de osteoartrite) e colocação de implante contraceptivo	1
Tratamento de canguru sujeito a cirurgia no dia 07/10 com amoxicilina e ácido clavulânico	1
Administração de fluidos e antibiótico a cágado desidratado	2
Zaragatoa da boca de falcão devido à suspeita de infecção por <i>Capillaria</i> spp. (suspeita posteriormente confirmada)	1
Exame físico a dragão barbado com ferida no olho esquerdo	3
Desinfecção de ferida no dorso de um suricata	1
Ecografia e exame físico a 2 tubarões de recife	2
Necrópsia de um bode cujo tratamento de uma pneumonia não surtiu efeito	1
Desparasitação, avaliação de pododermatite e leitura de chip a 120 flamingos (10 dos quais foram transportados para outros zoos)	1
Limagem de dentes a cágados	1
Observação de babuíno prostrado (mais tarde identificada infecção do grupo com <i>Trichuris</i>)	1
Transporte de urso polar para outro zoo	1
Recebimento e instalação de uma nova leoa asiática (<i>Panthera leo persica</i>)	1
Check-up de tartarugas terrestres (desparasitação, administração de fluidos e leitura de chip) antes de estas entrarem em hibernação	20
Avaliação ao microscópio da água do tanque dos tubarões	1
Anestesia a rinoceronte branco fêmea para realização de ecografia transretal do aparelho reprodutivo devido a episódios de sangramento vaginal	1
Administração de metronidazol oral (via sonda) e fluidos subcutâneos a cobra (<i>Bitis arietans</i>) com dificuldade em digerir comida	1
Anestesia a cervídeo (<i>Muntiacus</i> sp.) para identificação de sexo e colocação de chip	1
Leitura de microchip e colheita de sangue a 6 gatos-de-pallas (<i>Otocolobus manu</i>)	1
Administração (através de dardo) de maropitant a leoa prostrada e com vômito persistente	1
Administração de clindamicina, vitamina B e fluidos a canguru com suspeita de toxoplasmose	2

No que respeita às atividades realizadas na clínica do jardim zoológico e centro de recuperação de vida selvagem, tive a oportunidade de realizar e participar nos procedimentos abaixo enumerados.

Tabela 2. Procedimentos realizados na clínica do jardim zoológico e no centro de recuperação de vida selvagem

Procedimentos realizados	Número de Intervenções
Cirurgia para remoção de tecido necrótico de uma ferida num ouriço	3
Avaliação de asa de um morcego que não voava (sem crepitação articular, provável problema neurológico)	1
Raio-X a morcego e posterior eutanásia do mesmo devido a fratura na asa	1
Amputação de asa a uma ave com fratura exposta	3
Cirurgia ortopédica, com recurso a cavilha, a um pequeno falcão com uma fratura do úmero com múltiplos fragmentos	1
Exame físico de uma coruja com lesão na asa proveniente de uma fratura antiga já ossificada	1
Administração de complexos vitamínicos (B) e alimentação forçada com ratos a uma águia imperial com sintomatologia nervosa (desequilíbrio e cabeça inclinada)	2
Necrópsia de um ouriço	3
Administração de amoxicilina a ouriços com lesões cutâneas	4
Realização de uma raspagem de pele a ouriço muito parasitado com ácaros	5
Remoção de gesso a uma coruja com fratura já sarada	1
Administração de fluidos e antibioterapia a aves desidratadas	6
Necrópsia de um lagarto	1
Necrópsia de uma toupeira	1
Necrópsia de um papagaio	1
Administração de antibiótico a um sapo	1
Raio-X a uma ave com luxação na asa (Fam. Caprimulgidae)	1
Necrópsia de duas aves (<i>Plegadis falcinellus</i> e pica-pau australiano)	1
Raio-X a ouriço com fratura de membro posterior direito	1
Administração de eprinomectina a ouriço com sarna	1
Réptil (<i>Eublepharis macularius</i>) com uma hérnia submetido a raio-x e cirurgia para reparação da mesma	1

Tabela 2. Procedimentos realizados na clínica do jardim zoológico e no centro de recuperação de vida selvagem (cont.)

Raio-X a 3 ouriços com suspeitas de fraturas nos membros (2 ouriços no membro posterior direito e 1 ouriço no membro posterior esquerdo) (fratura confirmada em 2 dos casos)	1
Administração de manitol e corticosteroides a pássaro com sintomatologia nervosa (administração intraóssea no tíbio-tarso)	4
Tratamento de ouriços com fluidos intraperitoneais aquecidos, amoxicilina e lactato de ringer	6
Cirurgia a ouriço com ferida causada por mordida de cão na zona do dorso	1
Administração de ivermectina e tulatromicina a ouriço com sintomatologia respiratória	2
Cirurgia a canguru para remover seroma na região dorsal	1
Raio-X a morcego com fratura de asa	4
Desinfecção de ferida a um ouriço	10
Cirurgia a uma serpente para remoção de um abscesso no terço distal do corpo	1
Administração de meloxicam a ave com hematoma na asa direita	1
Raio-x a lobo de parque natural do norte da Hungria por suspeita de morte a tiro (sem presença de chumbos)	1
Raio-x a uma galinhola (<i>Scolopax rusticola</i>)	1
Colocação de penso num flamingo com fratura na asa	1
Cirurgia de ouriço com ferida no membro posterior esquerdo	1
Eutanásia a cavalo residente na ilha Margarida	1
Amputação de asa a uma ave devido a fratura da mesma	1
Administração de fluidos e anti-inflamatórios não esteróides a pavão	2
Necrópsia de um pavão	1
Realização de ecografias a ouriços	5
Colocação de uma tala a uma lebre da Patagónia com uma fratura do metacarpo no membro anterior direito	1
Administração de anti-inflamatórios a coruja atropelada	3
Castração de porquinhos da Índia	3
Administração de febendazol (100 mg/kg oral durante 7 dias) a ouriços	5
Administração de antibiótico tópico a suricata com conjuntivite	3
Colheita de sangue de primata (<i>Aotus vociferans</i>) e realização de esfregaço da mucosa bucal para pesquisa de herpesvírus	1
Administração de fluidos a tartaruga desidratada	4
Colheita de fezes de ouriços do centro de recuperação de vida selvagem e posterior análise das mesmas ao microscópio com recurso à técnica de Mini-Flotac	39

Encontram-se nas figuras 1 a 4 o registo fotográfico de algumas das atividades realizadas durante o referido estágio.



Figura 3. Anestesia de ave de rapina para realização de cirurgia ortopédica de amputação de asa. (Original)



Figura 4. Treino de elefantes. (Original)



Figura 5. Pesagem de ouriço (*Erinaceus roumanicus*) recém admitido no centro de recuperação de vida selvagem. (Original)



Figura 6. Desparasitação de flamingos. (Original)

2 - Introdução

A vida selvagem tem vindo a obter cada vez mais um papel preponderante tanto na gestão da flora, como da fauna silvestre, sendo muitas vezes estes animais os primeiros e mais afetados pelo ser humano e sua atividade. Dentro de este grupo de animais, os ouriços têm vindo a ter um interesse crescente, devido à sua vasta distribuição geográfica e por serem uma das espécies silvestres mais presentes em centros de recuperação, espalhados um pouco por todo o mundo. Esta ampla dispersão geográfica leva a que estes animais estejam presentes tanto em zonas rurais, como em locais de maior urbanização, o que eleva os ouriços como um possível mecanismo de biomonitorização da poluição ambiental, nomeadamente no que respeita aos metais pesados, como já descrito em alguns estudos. O estudo dos ouriços, como animais selvagens de grande distribuição geográfica, proporciona também um maior conhecimento sobre o funcionamento das diferentes cadeias alimentares em que estes se inserem bem como a sua influência sobre os habitats em que se encontram.

Temas como a composição e variabilidade genética têm vindo a ser abordados nestes animais, tendo-se realizado alguns estudos onde se procura determinar a composição genética de ouriços, bem como relacioná-la com outras áreas, como por exemplo a parasitologia.

A parasitologia é uma das matérias mais estudadas e abordadas nos ouriços. São animais em frequente contacto com agentes parasitários estando habituados a coexistir em equilíbrio com os mesmos. Apesar das elevadas cargas parasitárias que por vezes apresentam, a presença de sinais clínicos é rara e variável de indivíduo para indivíduo. Os ouriços são frequentemente parasitados tanto por endoparasitas como por ectoparasitas e têm a capacidade de transmitir zoonoses. As suas reduzidas dimensões e temperamento pouco agressivo facilitam o seu manuseio e tornam-nos em potenciais candidatos à realização de estudos parasitológicos, quando em regime de centro de recuperação. Estes estudos parasitológicos revestem-se de ainda maior importância aquando da reintrodução destes animais na natureza, uma vez que a realização dos mesmos poderá prevenir a disseminação de formas parasitárias e agentes zoonóticos de volta ao meio selvagem.

Apesar da sua grande importância como animal selvagem, novos estudos começam também já por recair sobre tópicos relacionados com a sua sobrevivência em cativeiro, uma vez que algumas espécies, como o ouriço pigmeu africano (*Atelerix albiventrix*), já iniciaram o seu caminho como animais domésticos/de estimação.

3 – Ouriços, Parasitas e Fármacos – Breve revisão da literatura

3.1 – Ouriços

3.1.1 – Taxonomia e distribuição geográfica

O ouriço cacheiro pertence à família Erinaceidae e à subfamília Erinaceinae, onde é possível encontrar os diferentes géneros *Atelerix*, *Erinaceus*, *Hemiechinus*, *Mesechinus* e *Paraechinus* (Pfäffle 2010).

Relativamente ao género *Erinaceus*, este é constituído pelas espécies *Erinaceus amurensis*, *E. concolor*, *E. europaeus* e *E. roumanicus*, consistindo a área de distribuição geral destas espécies na totalidade do continente europeu e parte do continente asiático.

O ouriço *Erinaceus europaeus* (mais vulgarmente designado como “ouriço de peito castanho”) está disperso pela Europa Ocidental (sendo assim a espécie encontrada em Portugal), sul da Escandinávia e Rússia (Fig. 5) (Pfäffle 2010).

Por outro lado, as espécies *Erinaceus roumanicus* e *Erinaceus concolor* (“Ouriços de peito branco”) distribuem-se pela Europa Oriental, *E. roumanicus* mais a norte e *E. concolor* a sul, estendendo-se este último até ao continente Asiático (Fig. 6) (Pfäffle 2010).

Finalmente *Erinaceus amurensis* destaca-se das restantes espécies como sendo o único que ocupa exclusivamente território no continente asiático (Fig. 7) (Pfäffle 2010).



Figura 7. Distribuição geográfica de *Erinaceus europaeus*. Fonte:(Identifications of hedgehogs (Erinaceus) in Europe 2020 Dec 22)

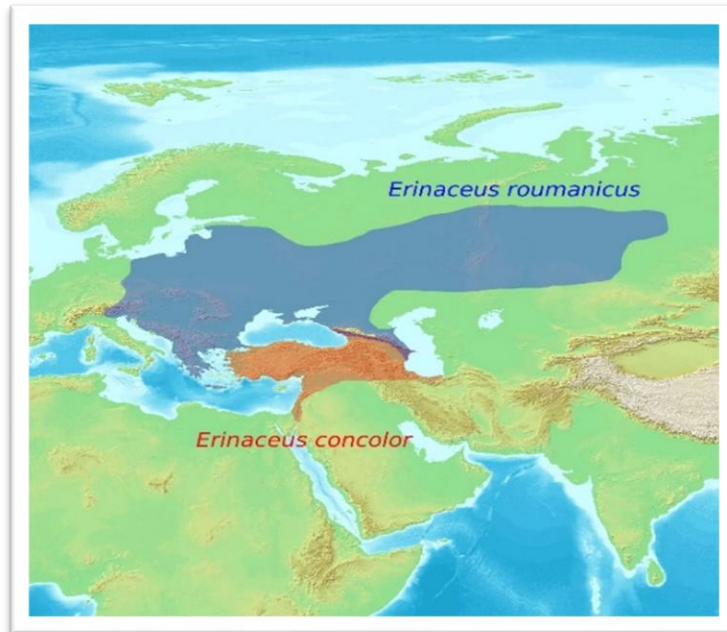


Figura 8. Distribuição geográfica de *Erinaceus roumanicus* e *E. concolor*. Fonte: (Identifications of hedgehogs (*Erinaceus*) in Europe 2020 Dec 22)



Figura 9. Distribuição geográfica de *Erinaceus amurensis*. Fonte: (Identifications of hedgehogs (*Erinaceus*) in Europe 2020 Dec 22)

3.1.2 – Anatomia e fisiologia

Os ouriços são animais de pequena dimensão, forma arredondada e cobertos por espinhos. Estes espinhos são constituídos por queratina e estão presos à pele do mesmo modo que os pelos, sendo na verdade pelos modificados. Cada espinho cresce a partir de um folículo e está ligado a um pequeno músculo (músculo eretor) que é utilizado na piloereção (Bexton 2016). Na presença de predadores, ou em situações em que se sintam ameaçados,

estes animais enrolam-se sob a forma de uma bola. Todos os espinhos podem ser levantados ao mesmo tempo devido à presença do músculo *panniculus carnosus*, que cobre toda a parte dorsal do seu corpo (Bexton 2016; Hand 2020). Esta cobertura espinhosa envolve praticamente todo o corpo, com exceção da face, membros e zona ventral do corpo (pescoço, tórax e abdómen). É estimado que um ouriço adulto tenha um total de cinco mil espinhos distribuídos pelo seu corpo (Bexton 2016).

São animais plantígrados que possuem cinco dígitos bem desenvolvidos com garras em cada um dos mesmos. Apresentam dentição de leite e dentição definitiva, sendo esta última caracterizada pelo amplo espaçamento entre os incisivos tanto superiores como inferiores, encaixando estes, uns entre os outros (Fig. 8) (Bexton 2016).



Figura 10. Observação de garras e dentes de *Erinaceus roumanicus*. (Original)

Os machos são ligeiramente maiores do que as fêmeas, sendo que os pesos podem sofrer flutuações sazonais. A distinção entre machos e fêmeas pode ser feita através da observação da distância ano-genital, que é maior nos machos (Bexton 2016). Apesar desta distinção ser relativamente fácil em animais adultos, torna-se mais difícil em animais de tenra idade (Bexton 2016). A datação da erupção dos espinhos, abertura dos olhos e ouvidos e capacidade de se enrolarem sob a forma de uma bola podem ser usados para determinar a idade das crias. Na tabela 3 está descrita a metodologia utilizada na determinação etária de crias de ouriço, desde a nascença até aos 18 meses de idade, segundo Bexton (2016).

Tabela 3. Métodos de determinação etária de crias de ouriço (transversal às várias espécies).
 Fonte: (Bexton 2016)

Idade	Espinhos	Olhos e ouvidos	Dentes	Comentários
À nascença	Sem espinhos	Fechados	Ausentes	Remanescente do cordão umbilical presente
24h	Aparecimento dos primeiros espinhos: brancos e flexíveis	Fechados	Ausentes	Incapazes de se enrolar
2 dias	Aparecimento de novos espinhos castanhos e mais robustos	Fechados	Ausentes	Incapazes de se enrolar
2 semanas	Espinhos brancos e castanhos de igual comprimento	Começam a abrir (completamente abertos aos 17 dias)	Erupção de dentes de leite	Capazes de se enrolar parcialmente
3 semanas	Predominância de espinhos castanhos	Abertos	Dentes de leite em vários estádios de erupção	Começam a seguir a sua progenitora
4 semanas	Espinhos castanhos	Abertos	Dentes de leite em vários estádios de erupção	Capazes de se enrolar completamente
5-6 semanas	Espinhos castanhos	Abertos	Dentes de leite em vários estádios de erupção	Desmamados e completamente independentes
2-3 meses	Espinhos castanhos	Abertos	Substituição de dentes de leite por dentes definitivos	Epífises dos metacarpos e falanges visíveis ao Raio-x
3-4 meses	Espinhos castanhos	Abertos	Dentição de adulto completa	
12 meses	Espinhos castanhos	Abertos	Dentição de adulto completa	Maturidade sexual atingida
18 meses	Espinhos castanhos	Abertos		Apenas as epífises do rádio e da ulna se encontram incompletamente fundidas

O período de gestação destes seres vivos tem a duração de cerca de 35 dias (5 semanas) e daí podem nascer de uma a onze crias, que permanecerão com a sua progenitora durante um período que varia das quatro às sete semanas. Durante este período a fêmea tem a tarefa de proteger a ninhada dos predadores e de outros ouriços machos, que podem demonstrar comportamentos predatórios para com os juvenis da própria espécie (Bexton 2016).

3.1.3 – Biologia e habitat

As várias espécies de ouriços (*E. roumanicus*, *E. europaeus*, entre outras) habitam em zonas com muita vegetação, uma vez que esta providencia uma melhor proteção não só contra condições ambientais desfavoráveis, como também contra predadores. A sua preferência por áreas relativamente húmidas, torna as florestas um dos principais habitats dos ouriços (Bexton 2016; Yarnell and Pettett 2020).

Os ouriços são animais ativos que se movimentam principalmente durante a noite (Bexton 2016; Yarnell and Pettett 2020).

São primariamente insetívoros, mas também omnívoros oportunistas alimentando-se de insetos, frutos silvestres, minhocas, caracóis, sementes e pequenos répteis. Apesar de terem patas de reduzidas dimensões, são capazes de se deslocar durante distâncias consideráveis (principalmente os machos) à procura de alimento (Moore et al. 2020). No processo de caça do seu alimento, estes animais utilizam principalmente o seu olfato e audição, sendo a visão um sentido pouco desenvolvido (Bexton 2016).

Hibernam em climas frios e, caso se encontrem em climas mais quentes, podem estar durante os períodos de maior calor (Hand 2020). A hibernação é, por si só, a maior causa de mortalidade desta espécie, sendo que cerca de 70% dos ouriços juvenis podem morrer no seu primeiro inverno (Bearman-Brown et al. 2020; Gazzard and Baker 2020). O principal fator que desencadeia este processo é a manutenção, por períodos prolongados, de temperaturas iguais ou abaixo de 8 °C, sendo que o fotoperíodo, disponibilidade de alimento e acumulação de reservas lipídicas podem também influenciar a entrada no período de hibernação (Bexton 2016; Berger, Lozano, et al. 2020; South et al. 2020).

São animais solitários e pouco agressivos. Para hibernar, usam tocas que escavam no solo, especialmente entre os meses de novembro e março. Nos períodos mais quentes do ano, acabam por se refugiar em locais com muita vegetação (Bexton 2016; South et al. 2020).

O período de acasalamento destes animais estende-se desde o final da primavera (abril/maio), quando já está terminado o período de hibernação, até ao início do outono (setembro/outubro) (Hand 2020). Os machos e as fêmeas apenas se encontram para acasalar uma vez por ano, sendo a fêmea a responsável pela construção do um ninho e pelos cuidados da respetiva ninhada (Bexton 2016; South et al. 2020).

Embora não sejam uma espécie em risco, podem ser predados por espécies como raposas, texugos (principal predador) e até cães (Bexton 2016; Hand 2020).

Cultural e economicamente não apresentam particular interesse apesar de em tempos terem sido capturados para fins gastronómicos. Atualmente a sua captura é proibida e reúnem muita estima por parte do ser humano (Kontsiotis et al. 2023).

3.2 – Parasitas

Desde os primórdios da sua história que o ser humano está ciente da existência de parasitas. Com o avançar dos séculos, a chegada das grandes civilizações da Antiguidade, como os egípcios (2000 AC) e posteriormente os gregos, proporcionou um grande avanço no conhecimento dos parasitas, sendo Aristóteles o primeiro a escrever e conhecer bem alguns ascarídeos, oxiurídeos e até mesmo ténias.

Desde essa altura e até aos dias de hoje, a parasitologia continua a evoluir e o estudo destes seres vivos contribui cada vez mais para o aumento do conhecimento que o ser humano tem sobre si e sobre outras espécies animais, assim como a forma como todas estas coexistem e se relacionam com os parasitas (Mehlhorn 2001).

O termo “parasita” (grego = parasitos) passou a ser utilizado para descrever organismos que vivem noutros animais ou no Homem. Foi criada então a seguinte classificação:

- Hospedeiro final (definitivo): corresponde ao ser vivo que alberga formas parasitárias adultas e que se reproduzem de forma sexuada (Mehlhorn 2001);
- Hospedeiro intermediário: corresponde ao ser vivo que alberga formas parasitárias intermédias, como as formas larvares (Mehlhorn 2001);
- Hospedeiro acidental: corresponde ao ser vivo que alberga as formas parasitárias que não conseguem progredir até ao ponto de se reproduzirem (Mehlhorn 2001);
- Vetores: correspondem a parasitas sugadores de sangue, como artrópodes ou sanguessugas, que sejam capazes de transmitir outras doenças e/ou parasitas enquanto se alimentam do sangue do hospedeiro (Mehlhorn 2001);

3.2.1 – Endoparasitas

3.2.1.1 - Protozoários

Os protozoários são organismos unicelulares e eucariotas. São constituídos, à semelhança de outras células eucariotas, por um núcleo, retículo endoplasmático, lisossomas, mitocôndrias e complexo de golgi. Apesar de alguns protozoários não terem a capacidade de se locomoverem, existem outros que o conseguem fazer através da ação de cílios, flagelos ou pseudópodes (que consistem em prolongamentos citoplasmáticos) (Scamardella 1999; Taylor et al. 2016).

3.2.1.1.1 - Coccidias

São conhecidas inúmeras espécies de coccidias capazes de parasitar os ouriços, como por exemplo *Isospora rastegaievae*, *I. schmalzi*, *I. erinacei*, *Eimeria perardi* e *E. ostertagi*. Na sua generalidade, todas estas coccidias pertencem à Família Eimeriidae, à ordem Eucoccidiorida e ao Filo Apicomplexa (Taylor et al. 2016).

Têm vindo a detetar-se quantidades por vezes exuberantes das diferentes espécies de *Isospora* em ouriços. Permanecem depositadas nos hospedeiros, sempre na forma não esporulada, os oocistos ovóides, de 28-34 micrómetros x 23-27 micrómetros de *Isospora erinacei*, e os oocistos, um pouco mais esféricos (com 20 micrómetros de diâmetro), de *Isospora rastigaive*, cada um com dois esporocistos, contendo no seu interior quatro

esporozoítos (Beck 2007; Pyziel and Jeżewski 2016). As formas esquizogónicas e gametogónicas encontram-se nas células epiteliais do intestino delgado, originando lesões graves nos animais jovens (Mehlhorn et al. 1992; Beck 2007; Mehlhorn 2016).

Os parasitas do género *Eimeria* chegam a medir 30 micrómetros x 15 micrómetros, mas são tão raros que não está clarificado se serão autênticos parasitas dos ouriços (Mehlhorn et al. 1992).

As infeções massivas conduzem a diarreias sanguinolentas/aquosas que provocam uma grande diminuição do estado de saúde geral, sobretudo em animais jovens e/ou com reações deficientes do sistema imunitário, provocando uma alta mortalidade (Mehlhorn et al. 1992; Bexton 2016).

A via de infeção é oral, mediante ingestão de oocistos esporulados presentes no meio envolvente. (Beck 2007; Mehlhorn 2016).

O diagnóstico pode ser feito através da identificação ao microscópio de oocistos não esporulados mediante procedimentos de enriquecimento (MIF, flutuação) (Mehlhorn et al. 1992; Pyziel and Jeżewski 2016).

3.2.1.1.2- *Cryptosporidium* spp.

A Família Cryptosporidiidae pertence à ordem Eucoccidiorida e ao filo Apicomplexa. Existem, no entanto, algumas questões relativas a esta classificação uma vez que há dados bioquímicos, genómicos e morfológicos que evidenciam uma possível divergência evolutiva do género *Cryptosporidium* em relação a outros protozoários pertencentes ao filo Apicomplexa (Barta and Thompson 2006; Ryan and Hijjawi 2015).

São parasitas de pequenas dimensões com capacidade para infetar mamíferos, aves, peixes e répteis, tendo sido, também, já detetados casos de infeção por *Cryptosporidium parvum* e *C. erinacei* em ouriços (Kváč et al. 2014; Hofmannová et al. 2016).

O seu potencial zoonótico não deve ser esquecido uma vez que espécies como o *C. parvum* têm capacidade de infetar o ser humano, pelo que os indivíduos em contacto com animais como os ouriços devem ter cuidados redobrados (Hunter and Thompson 2005). Estes animais apresentam ainda a capacidade de atuar como vetores de infeção após a sua libertação na natureza, dado que já se comprovaram casos de disseminação de *Cryptosporidium* sp. em ouriços durante períodos de até 70 dias (Hofmannová et al. 2016). Neste sentido é recomendável que sejam realizados exames parasitológicos dos animais tanto à entrada como à saída dos centros de recuperação (Hofmannová et al. 2016).

Apresentam um ciclo de vida monoxeno e a infeção ocorre através da ingestão ou inalação dos oocistos (cada um com 4 esporozoítos). Posteriormente ocorre a libertação dos esporozoítos que vão colonizar as células do intestino. Em seguida, os oocistos esporulados abandonam as células intestinais e podem reinfectar o hospedeiro (caso tenham uma parede

fina) ou serem expelidos para o meio ambiente (caso tenham parede grossa), onde são bastante resistentes (Hofmannová et al. 2016; Taylor et al. 2016; Khan et al. 2018).

Os sinais clínicos associados à infecção por estes parasitas incluem anorexia, depressão, desidratação e diarreia.

O diagnóstico pode ser realizado através da observação microscópica de esfregaços de fezes com coloração de Ziehl Neelsen (Hofmannová et al. 2016; Taylor et al. 2016).

3.2.1.2 – Cestodes

3.2.1.2.1 - *Hymenolepis erinacei*

Os cestodes apresentam uma prevalência de infecção baixa em ouriços quando comparados com outros grupos de parasitas. Ainda assim, dentro das poucas infecções que ocorrem, a espécie mais comumente encontrada é *Hymenolepis erinacei* (Binkienė et al. 2019).

Os parasitas *H. erinacei* podem medir até 16 centímetros de comprimento e caracterizam-se por terem proglotes com movimento próprio e que podem aparecer nas fezes individualmente ou em grupos (Beck 2007; Pfäffle 2010; Bexton 2016). Os proglotes mais jovens apresentam sempre no seu interior 3 testículos esféricos e os proglotes terminais, um útero saciforme repleto de ovos esféricos. Estes alcançam um diâmetro de 75 micrómetros e contêm, cada um, uma oncosfera (Mehlhorn et al. 1992; Beck 2007; Pfäffle 2010; Mehlhorn 2016).

Como hospedeiros intermediários podem surgir larvas de insetos e as suas respetivas formas adultas que se infestam através da ingestão dos proglotes excretados nas fezes dos ouriços e nos quais se acabam por formar as típicas larvas cisticercóides do género *Hymenolepis*. O ciclo termina, finalmente, quando os ouriços se alimentam desses mesmos insetos. Poderá, no entanto, dar-se o caso das larvas cisticercóides se desenvolverem diretamente no reto dos ouriços, a partir da oncosfera (Mehlhorn et al. 1992; Beck 2007; Bexton 2016).

Os sinais clínicos resultantes de uma infecção por estes parasitas são uma alternância entre diarreia e obstipação, perda de condição corporal e depleção do estado de saúde geral (Mehlhorn et al. 1992; Beck 2007).

O diagnóstico pode ser feito através da observação macroscópica dos proglotes nas fezes ou através da observação microscópica de ovos nas mesmas (Bexton 2016; Mehlhorn 2016).

3.2.1.3 – Acantocéfalos

Os ouriços podem ser parasitados por vários géneros de acantocéfalos, podendo estes alcançar comprimentos entre os 0,5 e os 12 centímetros. Estes parasitas distinguem-se pela

sua tromba ou probóscide, invaginável ou não, dotada de várias coroas de ganchos. É através desta tromba que se fixam na parede intestinal do hospedeiro podendo provocar, por vezes, perfurações no intestino delgado (Bexton 2016).

Os seus ovos, com dimensões aproximadas de 100 x 50 micrómetros, possuem uma casca grossa e no seu interior encontra-se a larva acanthor. Os hospedeiros intermediários destes parasitas são, na sua generalidade, insetos coleópteros (Mehlhorn et al. 1992; Mehlhorn 2016).

Em caso de infeção por acantocéfalos, os sinais clínicos passam por distúrbios intestinais e, em caso de perfuração intestinal, peritonite, podendo culminar na morte do animal (Mehlhorn et al. 1992; Mehlhorn 2016)

O diagnóstico é feito através da observação microscópica dos ovos após a realização de métodos de enriquecimento (Mehlhorn et al. 1992).

Os ouriços infetam-se por via oral através da ingestão de insetos que contenham a larva acanthor no seu interior (Mehlhorn et al. 1992).

Por fim, existe ainda o caso dos parasitas da espécie *Plagiorhynchus cylindraceus* que, apesar de serem parasitas intestinais de passeriformes, têm a capacidade de infetar mamíferos, de entre os quais os ouriços (Skuballa et al. 2010). Contudo, os ouriços são hospedeiros paraténicos pelo que foi apenas registada a presença de formas imaturas destes parasitas nestes animais (Skuballa et al. 2010).

3.2.1.4 – Trematodes

Os trematodes podem ser divididos em 2 grandes subclasses: Monogenea e Digenea. Os parasitas da subclasse Monogenea apresentam um ciclo de vida monoxeno. Na subclasse Digenea os parasitas apresentam um ciclo de vida heteroxeno, sendo aqui que se inserem as famílias Fasciolidae, Paramphistomatidae e Schistosomatidae (Smyth and Halton 1983; Taylor et al. 2016).

3.2.1.4.1 - *Brachylaemus erinacei*

Brachylaemus erinacei é o parasita mais prevalente em ouriços dentro do grupo dos trematodes, pertencendo à família Brachylaemidae e à ordem Opisthorchida (Pfäffle 2010; Taylor et al. 2016).

Com um comprimento que varia entre 0,5 e 1 centímetro, forma lanceolada e espinhos superficiais, estes parasitas podem ser encontrados no intestino delgado e nos canais biliares dos seus hospedeiros (Döpke 2002). As fêmeas colocam os seus ovos, com miracídeos no seu interior, que serão mais tarde excretados pelos ouriços juntamente com as fezes. Estes ovos são posteriormente ingeridos por moluscos gastrópodes (*Succinea* spp., *Helix* spp., *Arion* spp.), onde os miracídeos irão eclodir a partir dos ovos e onde ocorrerá o seu

desenvolvimento até se transformarem em formas com capacidade infetante. Por fim, os ouriços ingerem os moluscos infetados e os parasitas aderem à sua mucosa intestinal, onde se desenvolverão até à forma adulta (Döpke 2002; Pfäffle 2010).

Os sinais clínicos associados à infeção por este parasita são perda de peso, agitação, inflamação dos canais biliares, enterite hemorrágica, anemia e, em casos mais extremos, a morte do animal (Döpke 2002; Pfäffle 2010).

O diagnóstico pode ser feito através da observação dos ovos nas fezes (Smyth and Halton 1983; Mehlhorn et al. 1992; Döpke 2002).

3.2.1.5 – Nematodes

3.2.1.5.1 - *Crenosoma striatum*

Crenosoma striatum é uma espécie de parasita pulmonar pertencente ao género *Crenosoma*, família Crenosomatidae e ordem Strongylida.

Os parasitas do género *Crenosoma* vivem em grande número nos brônquios e traqueia dos ouriços e apresentam um ciclo de vida heteroxeno (precisam de pelo menos um hospedeiro intermediário para poderem completar o seu ciclo de vida). Podem atingir comprimentos de 15 milímetros e diâmetros de 0,35 milímetros. São caracterizados por estriações transversais da cutícula no seu extremo anterior (Majeed et al. 1989; Mehlhorn et al. 1992; Hoseini et al. 2014; Barradas et al. 2020).

As fêmeas colocam numerosos ovos, contendo uma larva L1 no seu interior. Estas larvas eclodem dos ovos, quase sempre na traqueia, e passam com o exsudado traqueal, sendo aspirados e deglutidos, seguindo para o esófago e progredindo desta forma para o aparelho digestivo, motivo pelo qual são encontradas, também, nas fezes. Contudo, as larvas não são deglutidas de forma contínua, pelo que podem não estar presentes em todas as descargas fecais, sendo a sua eliminação intermitente. As larvas L1 livres são posteriormente ingeridas por moluscos gastrópodes com e sem casca (*Succinea*, *Agrolimax*, etc.) onde se desenvolvem durante um período de 8 a 10 dias e onde realizam duas mudas, convertendo-se em larvas L3 com capacidade infetante. Após a ingestão destes moluscos, por parte dos ouriços, as L3 vão perfurar o intestino e deslocar-se até ao pulmão (via corrente sanguínea ou por via hemolinfática), continuando o seu caminho até aos brônquios onde, ao fim de 8 a 14 dias, alcançam a maturidade sexual (Majeed et al. 1989; Mehlhorn et al. 1992; Beck 2007; Barradas et al. 2020).

Os sinais clínicos relacionados com uma infeção deste tipo podem passar por tosse seca, respiração crepitante, ataques de asfixia, pneumonia, anemia ou até mesmo a morte por asfixia devido a grandes quantidades de formas parasitárias (Mehlhorn et al. 1992; Hoseini et al. 2014).

O diagnóstico faz-se por identificação microscópica das larvas L1 presentes nas fezes frescas, depois da realização do método de Baermann (Mehlhorn et al. 1992; Bexton 2016; Allen et al. 2020).

3.2.1.5.2 – *Capillaria* spp.

O género *Capillaria* pertence à ordem Enoplida e à família Capillariidae (Taylor et al. 2016). Devido ao seu reduzido diâmetro (100 micrómetros), os parasitas pertencentes ao género *Capillaria* sensu lato são descritos até hoje como parasitas capilares.

Diferentes espécies de *Capillaria* podem ser encontradas nos ouriços a nível intestinal ou pulmonar. As duas espécies que parasitam o trato intestinal dos ouriços são *C. erinacei* e *C. ovoreticulata* (Pfäffle 2010).

Vivem no intestino delgado e no ceco e, como fêmeas, chegam a dimensões de aproximadamente 10 a 14 milímetros de comprimento, sendo os machos um pouco mais pequenos (4 a 8 milímetros). As fêmeas colocam os seus ovos tipicamente não embrionados que, ao contrário das espécies pulmonares (*Eucoleus aerophilus*, sin. *Capillaria aerophila*), apresentam uma membrana exterior lisa (Majeed et al. 1989; Mehlhorn et al. 1992).

No entanto, é apenas no meio ambiente que ocorre o desenvolvimento destes ovos com a formação das larvas L1 e as conseqüentes L2 e por fim L3 (formas infetantes). Estas L3 também podem ser encontradas em grandes quantidades em minhocas, tornando estes animais numa espécie de “hospedeiros de espera”. O ciclo termina quando os ouriços ingerem tanto as minhocas infetadas com larvas L3, como as L3 presentes no meio ambiente (Majeed et al. 1989; Mehlhorn et al. 1992).

A infeção por estes parasitas pode causar transtornos intestinais, diarreias, enterites e, em caso de infeções massivas, originar a morte dos animais (Mehlhorn et al. 1992; Pfäffle 2010).

O diagnóstico pode ser feito através da observação microscópica dos ovos nas fezes, após a realização de métodos como, por exemplo, a flutuação. (Mehlhorn et al. 1992; Bexton 2016).

As formas adultas de *Eucoleus aerophilus* parasitam os brônquios, bronquíolos e traqueia dos ouriços.

Os ovos embrionados colocados pelas fêmeas possuem uma casca com superfície áspera, coloração acastanhada, medem aproximadamente 60 a 80 micrómetros, apresentam as paredes laterais convexas e opérculos emergentes (Pfäffle 2010). Aparecem nas fezes de forma intermitente, uma vez que é necessário que passem desde a traqueia até à boca para poderem ser posteriormente deglutidos. No meio ambiente desenvolvem-se as larvas L1 dentro dos seus respetivos ovos (estas larvas são já infetantes). As larvas L1 que se libertam, depois da deglutição de tais ovos, chegam ao pulmão através dos vasos linfáticos e

sanguíneos e aí alcançam, num período de 5 a 6 semanas, a maturidade sexual (Mehlhorn et al. 1992; Beck 2007; Pfäffle 2010; Traversa et al. 2011; Mehlhorn 2016).

Os sinais clínicos característicos de uma infecção por estes parasitas capilares do pulmão são tosse, respiração crepitante, aumento da frequência respiratória, pneumonia, infecções bacterianas secundárias, ataques de asfixia, e morte (Majeed et al. 1989; Mehlhorn et al. 1992; Pfäffle 2010).

O diagnóstico é feito através da identificação microscópica dos ovos presentes nas fezes ou em lavagens traqueais (é necessário, tal como no caso de *Crenosoma* spp., colher fezes em vários dias devido à libertação intermitente de ovos) (Mehlhorn et al. 1992; Bexton 2016).

3.2.1.5.3 – *Physaloptera clausa*

Nos ouriços é possível encontrar diferentes géneros e espécies de parasitas pertencentes à ordem Spirurida, tais como *Spirocerca lupi*, *Physaloptera clausa*, *Gongylonema mucronatum*. *Physaloptera clausa* é um nematode do género *Physaloptera*, da Família Physalopteridae e ordem Spirurida, que é mais frequentemente encontrado em ouriços, nomeadamente em espécies como *Erinaceus europaeus* e *E. amurensis* (Chen et al. 2017). Apresenta um ciclo de vida heteroxeno, tendo como hospedeiros intermediários alguns insetos, como os grilos ou escaravelhos e hospedeiros paraténicos, como os répteis (Gorgani et al. 2013).

As fêmeas (com 28 a 27 milímetros) apresentam um comprimento superior ao dos machos (22 a 30 milímetros) e ambos os sexos são caracterizados por possuírem pequenas estriações transversais ao longo do corpo. Os seus ovos apresentam uma parede espessa com superfície fina e forma oval contendo no seu interior uma larva L1 (Makki et al. 2017). O aparelho bucal apresenta dois pseudolábios triangulares, cada um com dentes internos e externos, através dos quais estes parasitas se vão ligar à mucosa gástrica (Gorgani et al. 2013). Aí, as fêmeas colocam os seus ovos, sendo apenas no exterior que se dá a eclosão das larvas e consequentes mudas das mesmas (Makki et al. 2017).

Estas larvas são então ingeridas pelos hospedeiros intermediários dentro dos quais se desenvolvem as larvas infetantes L3. O ciclo conclui-se quando os ouriços ingerem estes hospedeiros intermediários no decorrer da sua alimentação (Mehlhorn et al. 1992; Mehlhorn 2016).

Ao mudarem o seu local de fixação estes parasitas podem provocar a ocorrência de hemorragias, úlceras, inflamação e, em alguns casos mais extremos, caquexia e diarreia (Beck 2007; Gorgani-Firouzjaee et al. 2015).

Adicionalmente, *Physaloptera clausa* pode atuar como vetor de *Leptospira* sp., tomando assim um papel preponderante como possível fonte de contágio para animais e para o próprio ser humano (Gorgani-Firouzjaee et al. 2015).

O diagnóstico pode ser realizado através da identificação dos ovos quando observados ao microscópio (Mehlhorn et al. 1992).

3.2.2 – Ectoparasitas

3.2.2.1 – Ácaros

Nos ouriços é possível encontrar ácaros pertencentes aos géneros *Notoedres*, *Psoroptes*, e *Sarcoptes*, sendo que nenhum destes apresenta qualquer perigo de contágio para o ser humano (Mehlhorn et al. 1992).

Ácaros como *Notoedres cati* (família Sarcoptidae) e *Otodectes cynotis* (família Sarcoptidae) podem ser encontrados em ouriços e sugerem que estes animais estiveram em contacto com gatos domésticos (Bexton 2016; FOLEY et al. 2016; Stevanović et al. 2019; Wright 2022; Patel and Mukherjee 2023).

Os ácaros do género *Sarcoptes* spp. (pertencentes à Família Sarcoptidae e ordem Astigmata), quando encontrados em ouriços, podem provocar sinais clínicos como prurido intenso, descamação da pele, queda de espinhos e perda de condição corporal (Arlian and Morgan 2017; Escobar et al. 2022; Wright 2022).

Apesar de também poderem haver casos de demodecose em ouriços, causados pela espécie *Demodex erinacei*, estes são raros e geralmente acabam por não ser diagnosticados. Esta espécie, pertencente à família Demodicidae e à ordem Prostigmata, é encontrada nas glândulas sebáceas e folículos pilosos do hospedeiro, alimentando-se do sebo produzido por estas glândulas. Os sinais clínicos mais característicos de demodecose nestes animais são a formação de pápulas e crostas espessas na pele (Bexton 2016; Izdebska and Rolbiecki 2020).

O diagnóstico dos ácaros é feito com recurso à identificação microscópica destes parasitas, provenientes de amostras de raspagens de pele (Mehlhorn et al. 1992; Bexton 2016).

3.2.2.2 – Pulgas

As pulgas são ectoparasitas que pertencem ao filo Arthropoda e à ordem Siphonaptera (Taylor et al. 2016).

Além das espécies específicas de pulgas mais características dos ouriços, tais como *Archaeopsylla erinacei* e *Hystrichopsylla talpae*, também é possível encontrar nestes mamíferos outras espécies de pulgas que geralmente parasitam outros animais, como cães, gatos e aves (Visser et al. 2001; Dudek et al. 2017).

A. erinacei pertence à família Pulicidae e é uma das espécies de pulgas mais frequentemente encontradas em ouriços (Visser et al. 2001; Dudek et al. 2017). As formas adultas apresentam 2 a 3,5 milímetros de comprimento, possuem um corpo achatado e encontram-se geralmente na cabeça, pescoço, membros anteriores, tronco e abdômen destes animais (Visser et al. 2001; Zurita et al. 2018). Apresentam um ciclo de vida monoxeno necessitando apenas dos ouriços para atingirem o seu desenvolvimento completo. Os ovos postos pelas fêmeas levam 3 a 10 dias a eclodir e, após essa eclosão, estes parasitas passam por 3 fases larvares, evoluem para pupas e posteriormente para formas adultas (Visser et al. 2001; Taylor et al. 2016).

Quando infestados por estes parasitas os ouriços demonstram sinais de fraqueza, prurido e, em casos mais graves, anemia (Visser et al. 2001).

O diagnóstico pode ser feito através da observação macroscópica das pulgas aquando da realização do exame físico destes animais (Mehlhorn et al. 1992; Visser et al. 2001; Zurita et al. 2018).

Apesar da sua ação direta sobre os ouriços, esta espécie de pulga apresenta ainda maior relevância na transmissão de agentes patogénicos. De entre os estudos que corroboram esta informação, destaca-se Hornok et al. (2014) pela descoberta de *Rickettsia helvetica* e *Bartonella henselae* em pulgas da espécie *Archaeopsylla erinacei* que parasitavam ouriços da espécie *Erinaceus roumanicus* (Marié et al. 2012; Hornok et al. 2014; Dudek et al. 2017; Zurita et al. 2018; Greigert et al. 2020).

3.2.2.3 – Ixodídeos

Os ixodídeos são ectoparasitas frequentemente encontrados em ouriços, destacando-se *Rhipicephalus* e *Ixodes* (pertencentes à família Ixodidae) como dois dos géneros mais prevalentes nestes animais, particularmente na espécie *Erinaceus roumanicus* (Taylor et al. 2016; Arnaudov et al. 2022).

3.2.2.3.1 - *Rhipicephalus* spp.

Os representantes da espécie *Rhipicephalus sanguineus* apresentam uma grande prevalência de infeção em ouriços (Dantas-Torres 2010; Arnaudov et al. 2022). Uma vez nestes animais, o parasita usa as suas quelíceras para perfurar a pele do hospedeiro de modo a conseguir depois inserir o seu hipostoma na epiderme do mesmo, atingindo ocasionalmente as camadas superiores da derme. Durante a sua fixação, a carraça segrega uma substância semelhante a cimento, formando assim um cone na superfície da epiderme que se estende até ao *stratum corneum*. Durante a procura por sangue, capilares e pequenos vasos sanguíneos são lacerados, sucedendo-se uma hemorragia que forma uma “poça de alimentação” de onde o parasita se alimenta (Dantas-Torres 2010).

Morfologicamente estas carraças caracterizam-se pelas suas peças bucais de curta dimensão, pela presença (nos machos) de escudos anais posicionados lateralmente ao ânus e por possuírem olhos e festões (Dantas-Torres 2010; Taylor et al. 2016). Podem parasitar o hospedeiro em toda a extensão do seu corpo, preferindo, contudo, as zonas circundantes dos olhos, orelhas e ânus (Pfäffle 2010).

Esta espécie está ainda relacionada com a transmissão de outros agentes patogénicos como *Rickettsia massiliae*, *R. conorii* e até mesmo *Coxiella burnetti* (agente responsável pela Febre Q)(DUARTE 2008; Barradas et al. 2021; Mumcuoglu et al. 2022).

3.2.2.3.2 - *Ixodes* spp.

Das espécies do género *Ixodes* spp. que podem parasitar os ouriços, *Ixodes ricinus* e *Pholeoixodes hexagonus* (previamente denominado de *Ixodes hexagonus*) são duas das mais prevalentes. Ambas as espécies apresentam um ciclo de vida com duração de 2 a 4 anos nos quais estes parasitas vão passar por 4 fases de desenvolvimento: ovo, larva, ninfa e adulto. Estes parasitas alimentam-se do sangue do hospedeiro dado que este é necessário para que as larvas evoluam para ninfas e para que as fêmeas realizem a sua ovopostura. Paradoxalmente, os machos raramente se alimentam de sangue, necessitando, contudo, das suas reservas de gordura (Padgett and Lane 2001; Troughton and Levin 2007; Pfäffle 2010; Starck et al. 2018).

Contrariamente à espécie *Rhipicephalus sanguineus*, as carraças do género *Ixodes* spp. caracterizam-se morfológicamente pelas suas peças bucais compridas, ausência de olhos e festões e presença de um sulco anal anterior (Taylor et al. 2016; Starck et al. 2018).

Quando em grandes quantidades, estas carraças podem provocar anemias graves nos ouriços, devido a grandes perdas de sangue resultantes da alimentação destes parasitas (PFÄFFLE et al. 2009).

Além dos efeitos nefastos diretos que exercem sobre os seus hospedeiros, as carraças do género *Ixodes* reúnem importância em questões de saúde pública uma vez que são capazes de transmitir agentes patogénicos. Está descrita, em vários estudos, a presença de *Anaplasma phagocytophilum*, *Borrelia burgdorferi* (agente da doença de Lyme), *B. afzelii*, *B. bavariensis*, *Rickettsia helvética*, *Babesia divergens*, *B. venatorum* e *B. microti* em parasitas como *I. ricinus* e *P. hexagonus*. Adicionalmente, estes parasitas podem estar infetados com mais do que um destes agentes patogénicos em simultâneo, o que aumenta ainda mais o seu potencial como transmissor e perpetuador dos mesmos (OANA 2012; Silaghi et al. 2012; Skuballa et al. 2012; Dumitrache et al. 2013; Rizzoli et al. 2014; Jahfari et al. 2017; Szekeres et al. 2019).

Mais especificamente, foi realizado por Dumitrache et al. (2013) um estudo sobre a prevalência de carraças infetadas com *Borrelia burgdorferi* e *Anaplasma phagocytophilum* em

ouriços da espécie *Erinaceus roumanicus*. De um total de 57 animais analisados, 24 estavam parasitados com carraças. Foi encontrado um total de 959 carraças, sendo que 957 destas pertenciam à espécie *I. ricinus*. A prevalência de *B. burgdorferi* foi de 0,4% e a prevalência de *A. phagocytophilum* foi de 12%.

3.2.2.4 - Miíases

As miíases são definidas como a infestação de vertebrados por larvas de dípteros e têm uma distribuição mundial, sendo mais comuns em climas tropicais e subtropicais (Francesconi and Lupi 2012). Nos mamíferos, estas larvas podem alimentar-se de tecidos vivos ou mortos, fluidos corporais e restos de comida, podendo causar uma diversa gama de infestações, que estão dependentes da localização destas larvas no hospedeiro e da sua relação com o mesmo (Bexton 2016; Taylor et al. 2016).

As miíases podem ser divididas em furunculares, migratórias ou miíases associadas a feridas (Francesconi and Lupi 2012).

As miíases furunculares caracterizam-se pela formação de um nódulo furunculoso derivado da penetração das larvas na pele do hospedeiro. Estes nódulos têm uma pequena perfuração no centro de onde é possível ocorrer a saída de fluidos serosanguinolentos e purulentos (Francesconi and Lupi 2012). É particularmente conhecida a espécie *Dermatobia hominis* por provocar este tipo de afeção nos seres humanos.

Nas miíases migratórias as larvas realizam migrações aleatórias debaixo da pele dos hospedeiros. O prognóstico e severidade dos casos clínicos dependerá da profundidade dos túneis escavados e da velocidade a que as migrações se sucedem. As larvas dos géneros *Gasterophilus* e *Hypoderma* são conhecidas por causarem este tipo de miíases (Francesconi and Lupi 2012).

As miíases associadas a feridas ocorrem quando as larvas de dípteros são depositadas em feridas abertas, provocando inflamação e a não cicatrização das mesmas. As larvas dos géneros *Lucilia* e *Calliphora*, pertencentes à família Calliphoridae e à subordem Brachycera, são as mais vulgarmente encontradas em ouriços e provocam este tipo de miíases (Francesconi and Lupi 2012; Bexton 2016).

Independentemente do seu tipo, em infestações mais graves, qualquer uma destas miíases, pode provocar no seu hospedeiro, prurido, desconforto, perda de peso, depleção do estado geral de saúde e, em casos mais extremos, a morte (devido a danos diretos nos tecidos, hemorragias e desidratação) (Francesconi and Lupi 2012; Bexton 2016).

3.3 – Antiparasitários

Ao longo dos anos, têm sido muitos os novos fármacos antiparasitários descobertos e muitas são as opções utilizadas, hoje em dia, no tratamento das doenças parasitárias num

amplo espectro de espécies de animais domésticos, de produção, exóticos e até mesmo selvagens/silvestres (Dziduch et al. 2022).

3.3.1 - Benzimidazóis e Probenzimidazóis

Os benzimidazóis são uma classe de endoparasiticidas dentro da qual existem algumas subclasses (Gaba and Mohan 2016; Pathare and Bansode 2021):

- Benzimidazóis halogenados, onde se insere o Triclabendazol (utilizado no tratamento de fasciolose em animais de produção)(Fairweather 2005; Kelley et al. 2016);
- Benzimidazóis Tiazólicos, onde se inserem o Tiabendazol, que atualmente já não é utilizado como anti-helmíntico, e o Cambendazol (Bisoffi et al. 2011; Falzon et al. 2013);
- Benzimidazóis Metilcarbamatos, onde se inserem o Mebendazol e Oxibendazol (2ª geração), Albendazol, Febendazol e Oxfendazol (3ª geração), e Albendazol sulfóxido;
- Probenzimidazóis, onde se inserem o Tiofanato, Febantel e Netobimina;

Esta classificação foi criada com base nas variações de eficácia, biodisponibilidade e solubilidade entre os diferentes grupos (Gaba and Mohan 2016; Pathare and Bansode 2021).

Os Probenzimidazóis, como o Febantel, são classificados como “pró-fármacos”, uma vez que precisam de ser metabolizados para terem a ação desejada.

Revelam eficácia tanto contra formas adultas, como estádios imaturos de nematodes do trato gastrointestinal e pulmonares, e estão disponíveis várias formulações para um grande leque de espécies animais. Têm ainda ação ovicida, sendo, contudo, variável a eficácia desta característica no que respeita a cestodes e trematodes (Mehlhorn 2016; Cray and Altman 2022)

Após penetrarem no parasita através da cutícula (processo que se dá por difusão passiva), estes fármacos vão inibir a enzima fumarato-redutase mitocondrial. Esta enzima é essencial na produção de energia, através da captação e transporte de glicose e subsequente formação de ATP. Assim sendo, os parasitas deixarão de ter energia necessária para se movimentarem e reproduzirem, levando à sua paralisia e morte. Adicionalmente, existe uma ligação destes fármacos às moléculas de tubulina, não permitindo a disponibilização destas para a formação de microtúbulos que são fundamentais em importantes processos como a divisão, diferenciação e transporte celular, tendo como consequência a morte das células dos parasitas (Cray and Altman 2022)

Quando administrados dentro dos intervalos terapêuticos recomendados, estes medicamentos são bem tolerados pelos animais e têm uma elevada margem de segurança. Este facto deve-se à baixa solubilidade dos seus compostos e a uma maior afinidade de ligação à tubulina do parasita, relativamente à do seu hospedeiro (Cray and Altman 2022).

Importa também referir que a metabolização dos benzimidazóis se dá a nível hepático e que estes têm uma boa ligação às proteínas séricas, sobretudo a albumina, o que leva a uma distribuição ampla dos mesmos por todo o organismo (Moreno et al. 2004; Sergeeva and Gulyaeva 2008; Catana et al. 2016).

3.3.2 - Imidazotiazóis

Nesta categoria inserem-se o Butamisol, o Tetramisol e o Levamisol. Estes fármacos têm um largo espectro de ação, sendo eficazes contra estrôngilos digestivos e respiratórios, nematodes de aves, ascarídeos e *Ancylostoma caninum* (EL-KHOLY et al. 2006; Mehlhorn 2016).

Exercem sobre os parasitas uma ação colinérgica direta (agonistas dos recetores nicotínicos – colinomiméticos) o que leva a hiperexcitabilidade e, conseqüentemente, à sua paralisia espástica. Provocam ainda (em doses elevadas), tal como os benzimidazóis, a inibição da enzima fumarato-redutase, interferindo assim com o processo de produção de energia. Os parasitas acabam mais tarde por ser eliminados via pulmonar (pelo muco bronquial) e pelo trato gastrointestinal juntamente com as fezes (Amery and Bruynseels 1992; EL-KHOLY et al. 2006; MARTIN and ROBERTSON 2007; Mehlhorn 2016).

O Levamisol é um fármaco de absorção rápida e tem uma boa e ampla distribuição pelos tecidos. É metabolizado a nível hepático, onde sofre um processo de biotransformação (biotransformação hepática, neste caso conjugação), de modo a ser excretado na urina (90%) e nas fezes na sua forma conjugada (Albonico et al. 2003; Awadzi et al. 2004; Martin et al. 2012)

Não deve ser administrado a animais com insuficiência renal ou hepática, nem que se encontrem em estado debilitado de saúde. Existe por vezes o surgimento de alguns efeitos secundários como vômitos, diarreia, dispneia, edema pulmonar, salivação e letargia (Amery and Bruynseels 1992; Awadzi et al. 2004; Mehlhorn 2016).

3.3.3 - Niclosamida

Dentro dos fármacos considerados como “anti-cestodes”, abordaremos a Niclosamida e, mais à frente, o Praziquantel.

A Niclosamida (Salicilanilida) é eficaz contra cestodes como *Dipylidium* spp. e *Taenia* spp., quando nos referimos aos animais de companhia. No ouriço, o nosso interesse é a sua eficácia contra o cestode *Hymenolepis* sp. que é o mais vulgarmente encontrado nesta espécie animal (Mehlhorn 2016).

O mecanismo de ação deste fármaco passa pelo bloqueio do ciclo de Krebs que leva a um bloqueio da captação de glicose e posteriormente à morte e expulsão do escólex do parasita (Chen et al. 2018).

Não existe uma grande absorção deste medicamento ao longo do tubo digestivo, pelo que se conseguem obter boas quantidades a nível intestinal, sem efeitos secundários sistémicos (Chen et al. 2018).

Os efeitos adversos relacionados com a toma desta substância podem ser náuseas, irritação gastrointestinal, hiperventilação, taquicardia, ou até mesmo convulsões e cegueira (GAMMAZ et al. 1993; Ofori-Adjei et al. 2008; Choi et al. 2021).

3.3.4 - Praziquantel

O Praziquantel pertence, juntamente com o Epsiprantel, ao grupo das Pirazinoisoquinolonas e tem um largo espectro de ação tanto sobre formas adultas, como larvares de cestodes e trematodes (*Moniezia* – Ruminantes; *Anaplocephala* e *Paranoplocephala* – Equinos; *Taenia*, *Dipylidium* e *Echinococcus* – Cães; *Hymenolepis* – Ouriços) (Cioli and Pica-Mattoccia 2003).

Atua, provocando a entrada de cálcio para o citoplasma com conseqüente contração muscular, vacuolização e desintegração do escólex e tegumento dos parasitas. Apresenta uma boa absorção no trato gastrointestinal e liga-se de forma coesa às proteínas plasmáticas. É metabolizado no fígado, onde sofre um processo de biotransformação, e é rapidamente eliminado na urina e nas fezes (4 a 6 horas após a administração) (Cioli and Pica-Mattoccia 2003; Doenhoff et al. 2008; Aragon et al. 2009; Park et al. 2021).

Quando administrado por via oral pode provocar distúrbios digestivos como vômito, diarreia, anorexia e salivação, e quando administrado por via parentérica pode vir acompanhado de inflamação (Cioli and Pica-Mattoccia 2003).

3.3.5 - Lactonas Macroclícas

As lactonas macroclícas são consideradas “Endectocidas”, ou seja, esta classe de fármacos tem um espectro de ação que compreende tanto endo, como ectoparasitas. Existe ainda, dentro desta classe, uma divisão em dois grupos:

- Avermectinas, onde se inserem a Ivermectina, a Abamectina, a Doramectina, a Eprinomectina e a Selamectina. São produtos da fermentação do fungo *Streptomyces avermitilis* e apresentam atividade nematocida, acaricida e inseticida (Shoop and Soll 2002; Johnson-Arbor 2022).
- Milbemicinas, onde se inserem a Milbemicina Oxima e a Moxidectina. Estes são, por outro lado, produtos da fermentação dos fungos *Streptomyces higroscopus* e *Streptomyces cyanogriseus*, apresentando atividade nematocida e inseticida (Shoop and Soll 2002; Johnson-Arbor 2022).

Ambos os grupos atuam por inibição da neurotransmissão de duas maneiras. Por um lado, ligam-se aos recetores do glutamato presentes na membrana neuronal pós-sináptica

provocando a abertura dos canais de cloro. O influxo de íões cloro leva a uma hiperpolarização da membrana neuronal e consequente diminuição da transmissão nervosa que culmina numa paralisia flácida. Este processo é específico dos invertebrados (Shoop and Soll 2002; Johnson-Arbor 2022). Por outro lado, atua também através da libertação de GABA (inibidor da neurotransmissão) na membrana pré-sináptica, o que vai levar, pela mesma forma que foi descrita no parágrafo anterior, a uma paralisia flácida. Este é, porém, um processo que se dá tanto ao nível do parasita, como do hospedeiro (Shoop and Soll 2002; Johnson-Arbor 2022).

Desta forma, é importante referir que os mamíferos, ao contrário dos parasitas, têm o seu sistema nervoso central protegido pela barreira hemato-encefálica, ou seja, se o endectocida penetrar a barreira, é imediatamente expulso por uma bomba de efluxo, de maneira a não interferir com a libertação de GABA, não se tornando assim tóxico para o animal (Johnson-Arbor 2022).

Estes fármacos apresentam um grande volume de distribuição e, devido ao facto de serem moléculas hidrofóbicas e de elevada lipossolubilidade, distribuem-se muito facilmente também na gordura e no fígado. São eliminados principalmente através das fezes, sendo a sua concentração na urina muito baixa (aproximadamente 2%) (González Canga et al. 2008).

Em casos de intoxicação (que pode provocar choque, edema pulmonar, tremores musculares, coma e até mesmo a morte) podem ser administradas emulsões lipídicas endovenosas que irão captar estes endectocidas (devido à sua lipossolubilidade) fazendo com que os mesmos não estejam disponíveis para serem absorvidos pelo organismo, permitindo a sua eliminação juntamente com as fezes (González Canga et al. 2008; Merola et al. 2009; Panayotova-Pencheva 2016).

A ivermectina é (dentro deste grupo de fármacos) aquela que é mais utilizada individualmente ou em combinação com outras substâncias, sendo também a lactona macrocíclica mais comumente usada no tratamento de ouriços (Panayotova-Pencheva 2016). De todas as vias de administração utilizadas nestes animais a via subcutânea é a mais usual (Eo et al. 2015).

Na tabela 4 encontram-se sumarizados alguns dos antiparasitários mais vulgarmente utilizados no tratamento das parasitoses dos ouriços.

Tabela 4. Agentes antiparasitários (resumo). Fonte:(Bexton 2016)

Agentes antiparasitários	Dosagem	Observações
Amitraz	Diluição de 1:400 e aplicação em banhos durante 7 dias	Tratamento de demodecose e sarna sarcóptica
Cipermetrina	Spray de aplicação tópica na área afetada	Tratamento de miíases
Ciromazina	Spray de aplicação tópica na área afetada	Tratamento de miíases
Febendazol	110 mg/kg oral de 24 em 24 horas, durante 5 dias	Eficaz contra nematodes e cestodes
Fipronil	7,5-15 mg/kg	Eficaz contra pulgas e carraças
Ivermectina injetável	0,5-3 mg/kg subcutâneo	Eficaz sobre a grande maioria dos parasitas dos ouriços
Ivermectina tópica	0,2-0,5 mg/kg	Eficaz contra pulgas, carraças e ácaros
Levamisol	27 mg/kg subcutâneo em intervalos de 48 horas	Fármaco de eleição no tratamento de nematodes pulmonares
Mebendazol	50-100 mg/kg oral de 24 em 24 horas, durante 5 dias	Eficaz sobre nematodes e cestodes
Permetrinas	250-350 mg/kg em aplicação tópica	Eficaz contra pulgas, carraças e larvas de mosca
Praziquantel	10-20 mg/kg intramuscular, subcutâneo ou oral	Eficaz contra cestodes e trematodes
Sulfadimidina	200 mg/kg subcutâneo de 24 em 24 horas, durante 3 dias	Tratamento de coccidioses
Trimetropim	50 mg/kg intramuscular ou subcutâneo de 24 em 24 horas, durante 5 dias	Tratamento de coccidioses
Toltrazuril	25-50 mg/kg oral numa única administração.	Tratamento de coccidioses

4 - Objetivos do estudo

O presente estudo tem como objetivo geral determinar a prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares na população de ouriços analisada, da espécie *Erinaceus roumanicus*, bem como a observação dos resultados obtidos com o protocolo terapêutico instaurado.

Considerando o objetivo geral traçado, cumpre definir seguidamente os objetivos específicos do estudo, a saber:

- Quais os parasitas gastrointestinais e pulmonares mais prevalentes?
- O protocolo terapêutico utilizado revelou-se eficaz?
- Como se pode classificar a eficácia de um tratamento antiparasitário?

5 – Material e métodos

Face aos crescentes valores de mortalidade e morbidade e à presença, à necrópsia, de parasitas gastrointestinais na população de ouriços residente na zona de Budapeste, decidimos realizar um projeto que explorasse e aprofundasse estas temáticas. Assim sendo, o nosso estudo consistiu na análise da prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares nos ouriços presentes no centro de recuperação de vida selvagem de Budapeste e nos que viessem a ingressar no mesmo, bem como na introdução de um protocolo terapêutico.

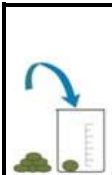


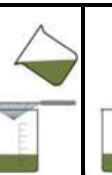

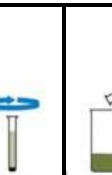

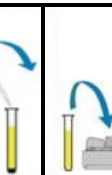



Foi utilizado única e exclusivamente o método Mini-Flotac, tendo sido com recurso a este método que foram analisadas e processadas todas as amostras fecais que foram recolhidas desde finais de outubro até dia 21 de dezembro 2022.

5.1 - FLOTAC e Mini-FLOTAC

O desenvolvimento do Mini-FLOTAC e FLOTAC foi inspirado por outros métodos que têm como princípio base a flutuação, particularmente o método de McMaster. Apesar de ter sido primeiramente desenvolvido para ser utilizado em parasitologia veterinária, o FLOTAC tem visto o seu uso ser estendido para a própria parasitologia humana (Cringoli et al. 2010; do Nascimento Ramos et al. 2022).

Este método é constituído por vários elementos e por uma sucessão de procedimentos específica, como podemos observar na tabela 5.

Tabela 5. Método Flotac (procedimentos). Fonte: (Cringoli et al. 2010)

										
Pesar a amostra	Adicionar água	Homogeneizar	Filtrar	Transferir para tubo	Centrifugar 1500 rpm 3 minutos	Retirar sobrenadante	Adicionar solução de flutuação	Encher as duas câmaras de leitura	Centrifugar 1000 rpm 5 minutos	Examinar ao microscópio

De acordo com a tabela 5 podemos observar que o método FLOTAC, além da própria lâmina, necessita de uma extensa quantidade de equipamento e recorre à utilização de uma centrifugadora, o que dificulta a sua utilização em locais onde as condições laboratoriais sejam mais rudimentares. Adicionalmente, todo o aparato necessário para a realização deste método não é facilmente disponibilizado, nem comercializado, ao público em geral.

Com o intuito de facilitar a sua utilização e contrariar todos estes entraves, foi criado o método Mini-FLOTAC, um sucedâneo mais simplificado do método anterior, o qual foi utilizado neste estudo e que descreveremos seguidamente.

No Mini-FLOTAC utiliza-se um pequeno copo (Fig. 11). Nesse copo são colocados 38 ml de uma solução saturada (neste caso foi utilizada uma solução saturada de açúcar). No coletor cônico, presente debaixo da tampa do copo, são colocadas as fezes (o correspondente a aproximadamente 2 gramas) e procede-se à homogeneização da solução saturada com as fezes. Após este processo, enchem-se as câmaras de flutuação com a suspensão fecal até que se forme um pequeno menisco. Após 10 minutos, o disco de leitura deve ser rodado cerca de 90 graus no sentido dos ponteiros do relógio. Resta finalmente colocar o disco de leitura no microscópio (em cima de um adaptador próprio) e proceder à observação da amostra. Os discos de leitura possuem duas câmaras de flutuação, pelo que são realizadas duas contagens de ovos por amostra, sendo depois realizada a média aritmética dos 2 valores contabilizados. Com esta particularidade pretende-se que os erros de contagem possam ser algo diluídos, com vista à obtenção de uma contagem o mais representativa possível (Cringoli et al. 2010; do Nascimento Ramos et al. 2022).

Quando utilizados 38 ml de solução saturada e 2 gramas de fezes, o fator de multiplicação recomendado é de 10 vezes. Quer isto dizer que o número de ovos por grama de fezes (OPG) se obtém através da multiplicação da média aritmética das contagens realizadas por 10 (Cringoli et al. 2010; do Nascimento Ramos et al. 2022).



Figura 11. Material utilizado no método Mini Flotac. Legenda: A – copo onde se depositam as fezes e se homogeneiza as mesmas com uma solução saturada; B, C, D – componentes do disco de leitura; E – adaptador onde se coloca o disco de leitura durante a observação microscópica.

5.2 - Colheita de amostras e organização dos estudos realizados

5.2.1 - Estudo parasitológico e de prevalência

Durante o decorrer deste estudo, a colheita de amostras fecais foi variável de dia para dia, já que, após estarem analisados todos os animais residentes no centro de recuperação aquando da nossa chegada ao jardim zoológico, o número de novas amostras a colher dependia da chegada de novos animais. Felizmente, houve sempre uma boa cadência no que diz respeito à entrega de novos ouriços no centro de recuperação por parte da população (o que se deve provavelmente ao facto de esta ser uma espécie protegida em todo o território da Hungria), principalmente durante o mês de novembro.

Estes animais eram alojados em caixas individuais e/ou juntamente com outros ouriços, existindo também uma área exterior comum com possibilidade de acolher alguns animais em caso de necessidade. De salientar que apenas participaram neste estudo, dos animais já presentes no centro de recuperação, aqueles que se encontravam alojados em jaulas individuais. Dos ouriços que vieram a ingressar no centro de recuperação já após o início deste estudo, apenas participaram no mesmo aqueles que eram acolhidos também em jaulas individuais e as colheitas de fezes foram feitas o mais próximo possível desta data de ingresso, de modo a se obter uma carga parasitária o mais semelhante possível à existente no meio ambiente.

Foram analisadas amostras de fezes frescas, sendo estas colhidas de manhã e analisadas na tarde do mesmo dia. Durante esse período de espera foram armazenadas em pequenos recipientes de plástico e mantidas à temperatura de 4-5°C.

As amostras de fezes foram analisadas pelo método Mini-FLOTAC, efetuando-se ao microscópio as devidas contagens de ovos de parasitas, bem como a sua identificação, estando todas as amostras acompanhadas dos devidos registos e reportagem fotográfica dos resultados observados.

5.2.2 - Avaliação das desparasitações

Além do estudo anterior, afeto à caracterização de cariz parasitológico da população de ouriços, foi também instituído um protocolo terapêutico. Aquando da realização deste estudo já se havia iniciado o período de hibernação dos ouriços pelo que apenas ingressaram no mesmo os únicos 5 animais que se encontravam simultaneamente em instalações interiores (não tendo entrado no período de hibernação) e alojados em jaulas individuais.

Sendo um dos fármacos mais utilizados e com maior stock no centro de recuperação de vida selvagem de Budapeste, o febendazol foi o fármaco utilizado neste protocolo terapêutico. A terapêutica consistiu na sua administração *per os*, e na dose de 100mg/kg de peso vivo, tendo sido administrada uma única dose diária durante um período de 7 dias. O

febendazol era adicionado a uma pequena porção de comida sendo que, apenas após a ingestão completa desse alimento com o fármaco, era entregue o resto da refeição aos ouriços. Este procedimento foi realizado para que se pudesse confirmar a ingestão total da quantidade de febendazol preparada para cada indivíduo.

De modo a conhecer-se o resultado do protocolo terapêutico instaurado, foram colhidas e analisadas amostras de fezes frescas (utilizando a mesma metodologia que no estudo anterior) dos 5 indivíduos no dia 0 (dia em que se iniciou o tratamento) e no dia 14 (catorze dias após o início do tratamento) dado que, para o grupo dos benzimidazóis, as colheitas de fezes pós-tratamento devem ser feitas entre 10 a 14 dias após a realização do mesmo (Singh et al. 2017; Kaplan et al. 2023). Os cálculos que foram realizados têm por base fórmulas utilizadas em testes de redução de contagem de ovos fecais (TRCOF) descritos por McKenna (2006): $TRCOF \% = 100 \times (1 - [T2 / T1])$, sendo que T1 e T2 representam os valores de OPG pré e pós-tratamento dos animais tratados, respetivamente (McKenna 2006; Kaplan et al. 2023). O tratamento foi posteriormente classificado de acordo com os critérios da Associação Mundial para o Avanço da Parasitologia Veterinária (WAAVP) presentes na tabela 6.

Tabela 6. Classificação da eficácia de fármacos com base no TRCOF. Fonte: (Geurden et al. 2022)

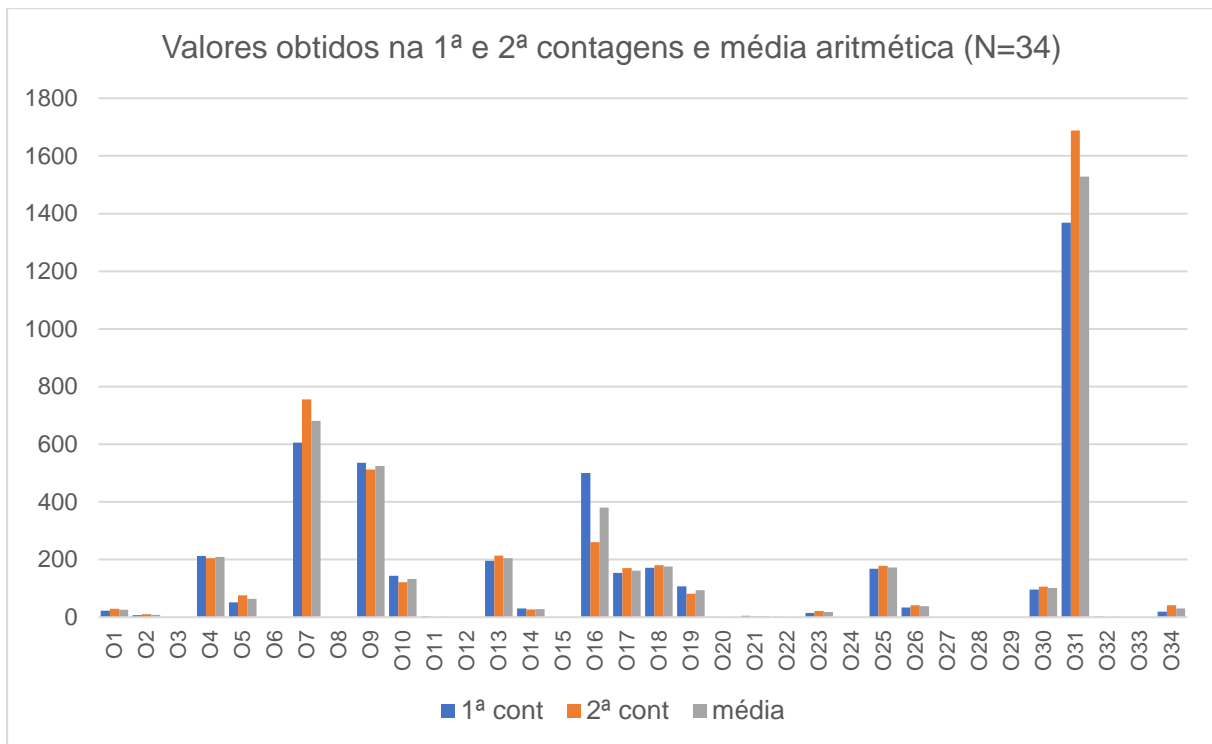
Eficácia	Resultados
Reduzida	TRCOF < 95% e limite inferior do intervalo de confiança de 95% < 90%
Duvidosa	TRCOF < 95% ou limite inferior do intervalo de confiança de 95% < 90%
Normal	TRCOF ≥ 95% e limite inferior do intervalo de confiança de 95% ≥ 90%

6 – Resultados

Os resultados obtidos encontram-se divididos em duas categorias, sendo os primeiros relativos ao estudo que aborda a prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares e os segundos relativos ao protocolo terapêutico instaurado.

Relativamente ao estudo de prevalência, foram analisadas um total de 34 amostras fecais correspondentes tanto a ouriços residentes no centro de recuperação como a ouriços que vieram a ingressar no mesmo, estando ambos alojados em jaulas individuais. No gráfico 1 é possível observar as contagens de ovos de parasitas detetados ao microscópio. No eixo dos “x” situam-se os animais analisados, representados pelos seus números identificativos, e no eixo dos “y” encontra-se o número de ovos contabilizados nas duas contagens e a respetiva média das mesmas.

Gráfico 1. Número de ovos de parasitas observados em cada animal analisado

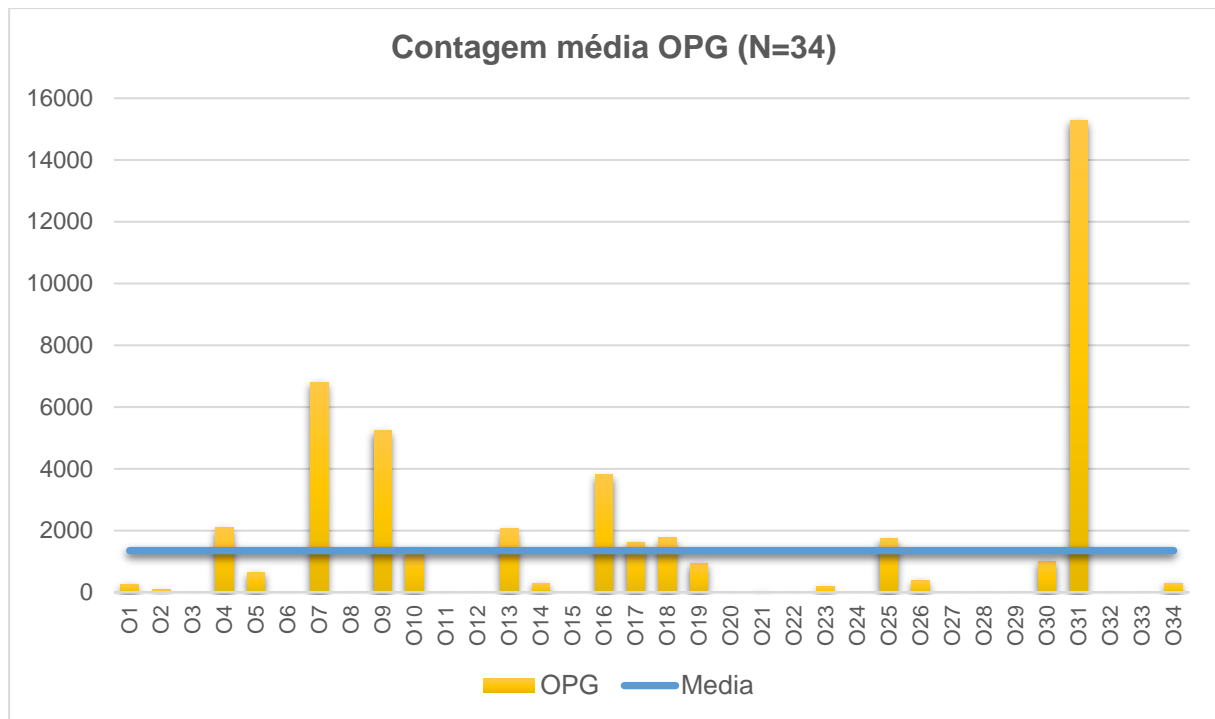


Foi precisamente através desses valores médios que se calculou o número de ovos por grama de fezes correspondente a cada indivíduo. Está estabelecido que, para o método Mini-FLOTAC, com recurso a 38 ml de solução saturada, o fator de multiplicação a ser utilizado é de 10 vezes.

Está então representado no gráfico 2 o número de ovos por grama de fezes (OPG) obtidos em cada animal, assim como a média total de todos os animais, que correspondeu a 1350 OPG [IC 95%: 383 - 2317].

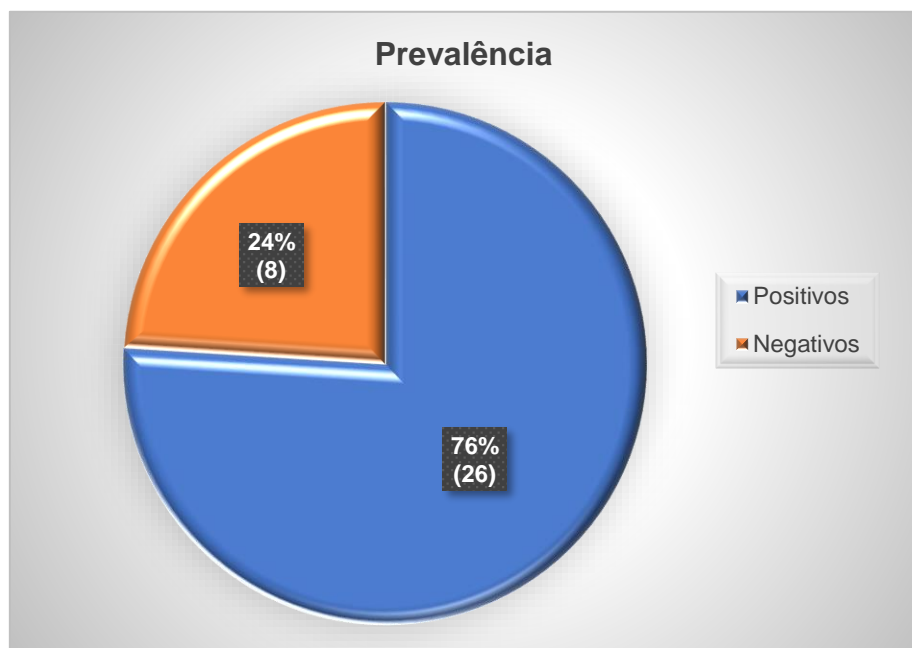
Através da observação do gráfico 2 é possível constatar a grande disparidade existente entre os diversos resultados obtidos. Os vários animais analisados apresentam entre si uma considerável diferença de cargas parasitárias tendo-se obtido um desvio padrão de 2877,7.

Gráfico 2. Valores de OPG de cada animal e média de todas as observações



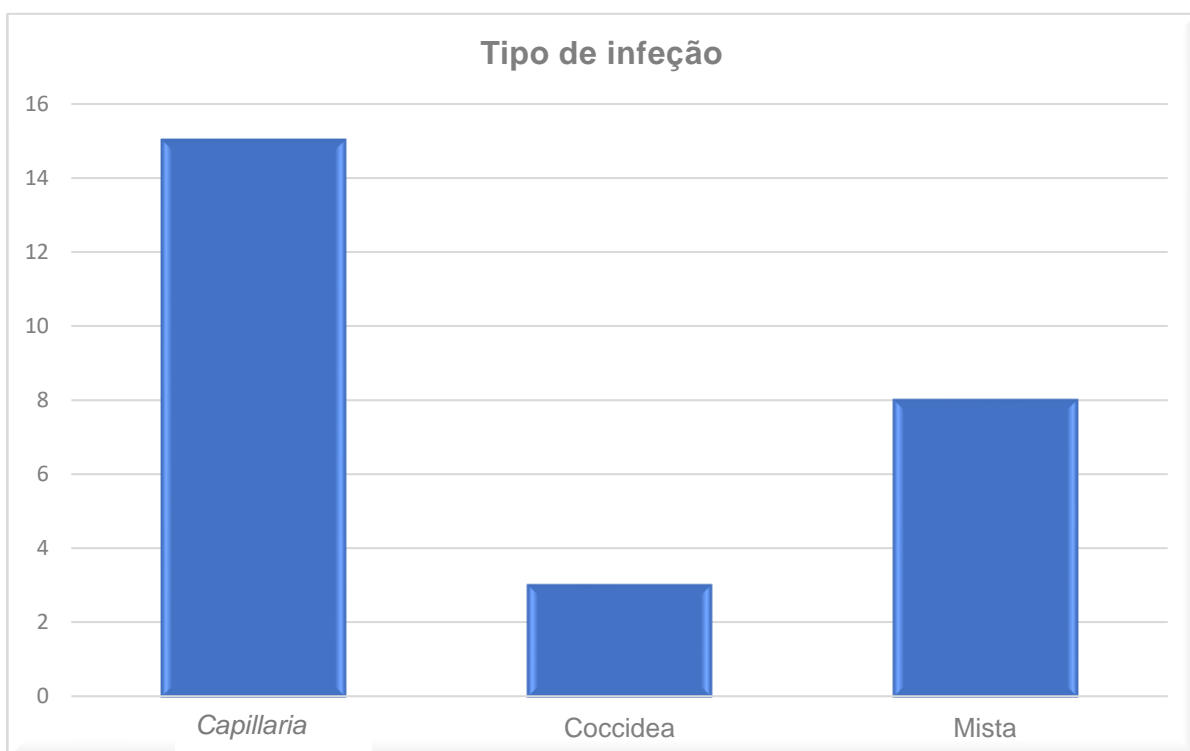
De toda as amostras analisadas (N=34), houve um total de 26 amostras fecais que se encontravam parasitadas, sendo que as restantes 8 não revelaram qualquer presença parasitária quando submetidas ao método utilizado. Assim, obteve-se uma prevalência geral de 76% com uma percentagem de 24% dos animais a apresentarem-se negativos.

Gráfico 3. Prevalência de parasitas gastrointestinais/pulmonares



De entre os animais positivos, foi ainda possível constatar que a fauna parasitológica presente em cada indivíduo tinha as suas características particulares. Deste modo, foi possível dividir estes animais em 3 grupos de acordo com o tipo de infeção que estes apresentavam, como está expresso no gráfico 4. Um grupo de animais com presença exclusivamente de ovos de *Capillaria* spp. (58%), outro com presença apenas de oocistos de coccídias (12%), e finalmente um grupo com uma infeção mista (30%) onde era possível encontrar tanto ovos de *Capillaria* spp., como oocistos de coccídias. Assim sendo, perante a totalidade dos animais analisados, a prevalência total de *Capillaria* spp. foi de 68% e a prevalência total de coccídias foi de 32%.

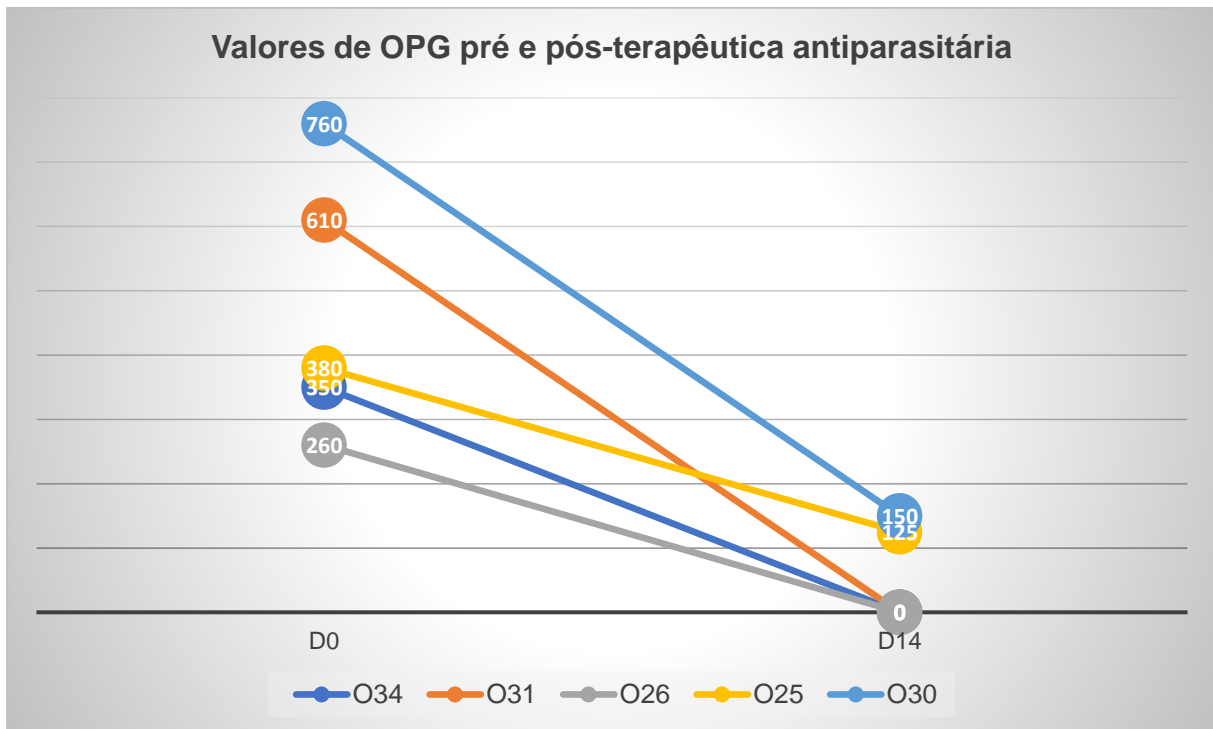
Gráfico 4. Tipos de infeção parasitária



No que respeita ao protocolo terapêutico instaurado obtiveram-se os resultados expressos no gráfico 5. É possível observar os valores de ovos por grama de fezes (OPG) no início do tratamento (“D0”) e os valores obtidos 14 dias após o início do mesmo (“D14”).

De reforçar que o gráfico apresenta a evolução do número de ovos por grama de fezes através de linhas retas apenas para que seja mais fácil de se observar as diferenças entre os valores iniciais e os finais, dado que não foi estudada nem existe qualquer informação sobre como ocorreu a flutuação do número de ovos por grama de fezes entre os dias 0 e 14.

Gráfico 5. Número de OPG antes e após a terapêutica dos 5 animais analisados



Em todos os 5 animais aos quais foi administrado este protocolo terapêutico observou-se que, inicialmente, havia uma infecção do tipo misto, ou seja, estavam presentes ovos de *Capillaria* spp. e oocistos de coccídias. Contudo, os 2 animais em que a terapêutica foi menos eficaz (O25 e O30) apresentavam exclusivamente oocistos de coccídias nas fezes colhidas no dia 14. Tendo em conta que o febendazol é um anti-helmíntico (não apresentando, portanto, qualquer efeito sobre as coccídias), este só apresenta benefícios terapêuticos sobre *Capillaria* spp., no caso concreto deste estudo. Deste modo, e de acordo com o espectro de ação do febendazol, a eficácia da terapêutica foi de 100%, uma vez que todos os ovos de *Capillaria* spp. foram eliminados.

Se tivermos em consideração tanto a presença de *Capillaria* spp. como de coccídias, nos animais O34, O31 e O26 verificou-se uma eficácia de tratamento de 100%, dado que no dia 14 após o início do tratamento os referidos animais apresentaram 0 ovos e 0 oocistos por grama de fezes. No indivíduo O30 a eficácia do tratamento foi de 80% e 67% no indivíduo O25 dado que ainda apresentavam oocistos de coccídias no dia 14 após o início do tratamento. A eficácia média da terapêutica instituída, neste caso, foi de 89% [IC 95%: 100 - 78], encontrando-se na tabela 7 os resultados obtidos.

Tabela 7. Eficácia de tratamento

Ouriços	Eficácia (<i>Capillaria</i> spp. e coccídias)	Eficácia (tendo em conta o espectro de ação)
O34	100%	100%
O31	100%	100%
O26	100%	100%
O25	67%	100%
O30	80%	100%
	Média (\bar{x}) = 89%	Média (\bar{x}) = 100%

Assim, a terapêutica de febendazol utilizada demonstrou uma eficácia de 89% [IC 95%: 100 - 78] no tratamento da totalidade das parasitoses encontradas neste grupo de animais (*Capillaria* spp. e coccídias) e uma eficácia de 100% no tratamento de *Capillaria* spp., que se encontra dentro do seu espectro de ação, sendo, neste último caso, a eficácia do tratamento classificada como normal, de acordo com a WAAVP.

Nas amostras analisadas no dia 0 ("D0") *Capillaria* spp. representou 80% de todos os ovos contabilizados, correspondendo os restantes 20% a oocistos de coccídias. As observações microscópicas das amostras colhidas neste dia encontram-se representadas nas figuras 12 a 16.

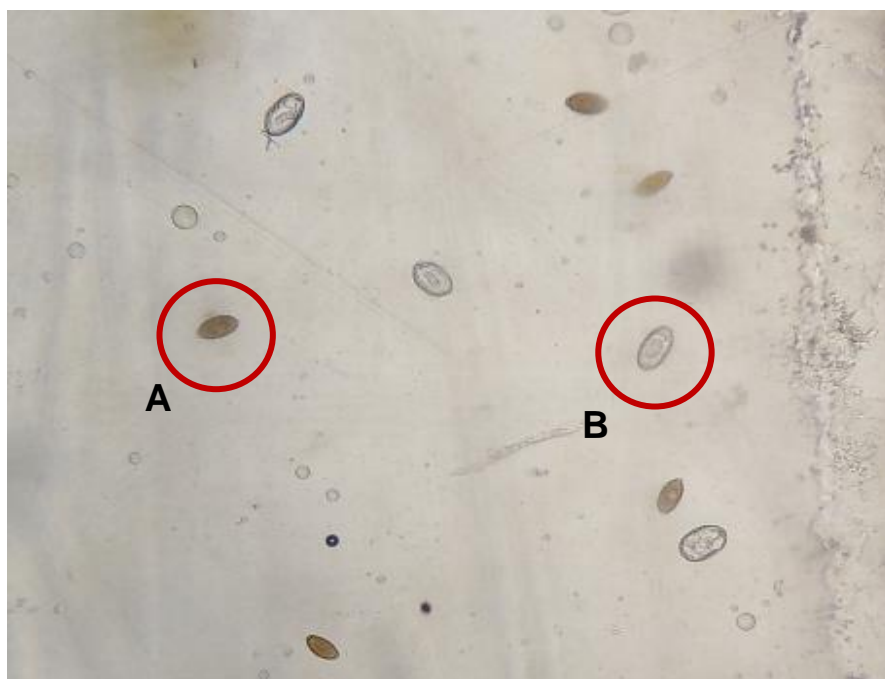


Figura 12. Amostra de fezes do animal O30. Legenda: A - ovos de *Capillaria* spp.; B - oocistos de coccídias.

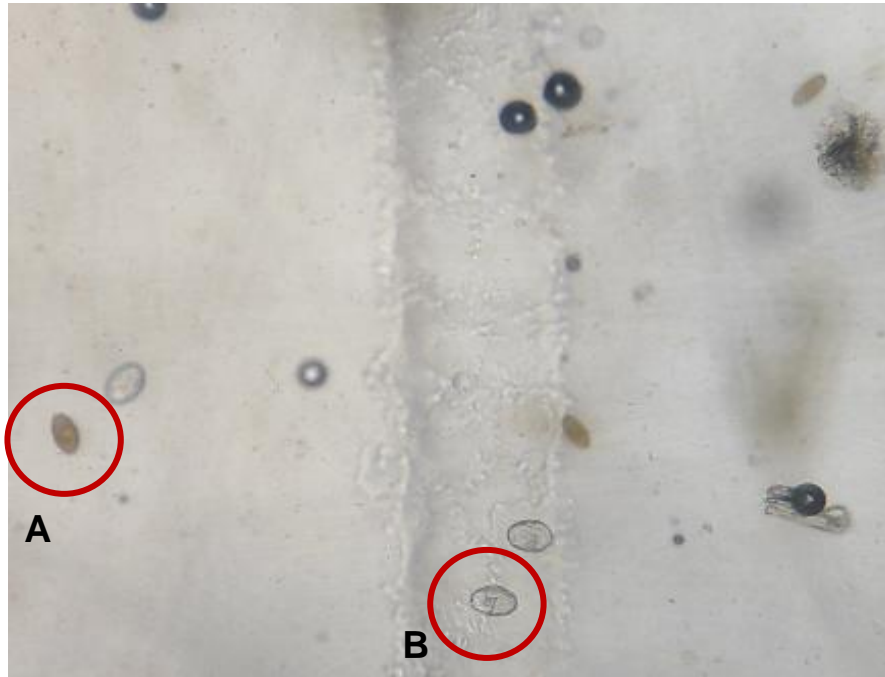


Figura 13. Amostra de fezes do animal O25. Legenda: A - ovos de *Capillaria* spp.; B - oocistos de coccidias.

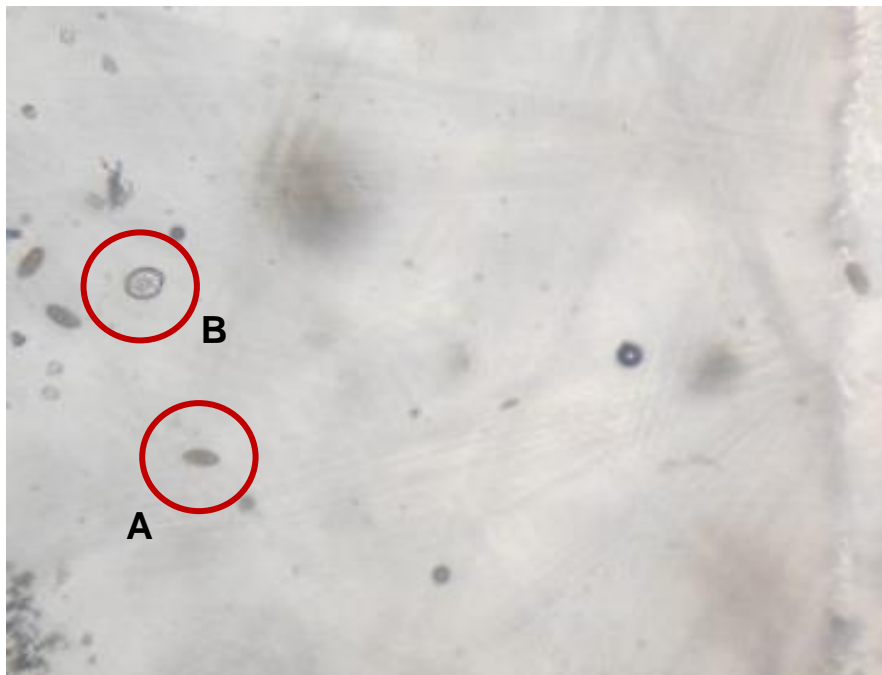


Figura 14. Amostra de fezes do animal O34. Legenda: A - ovos de *Capillaria* spp.; B - oocistos de coccidias.

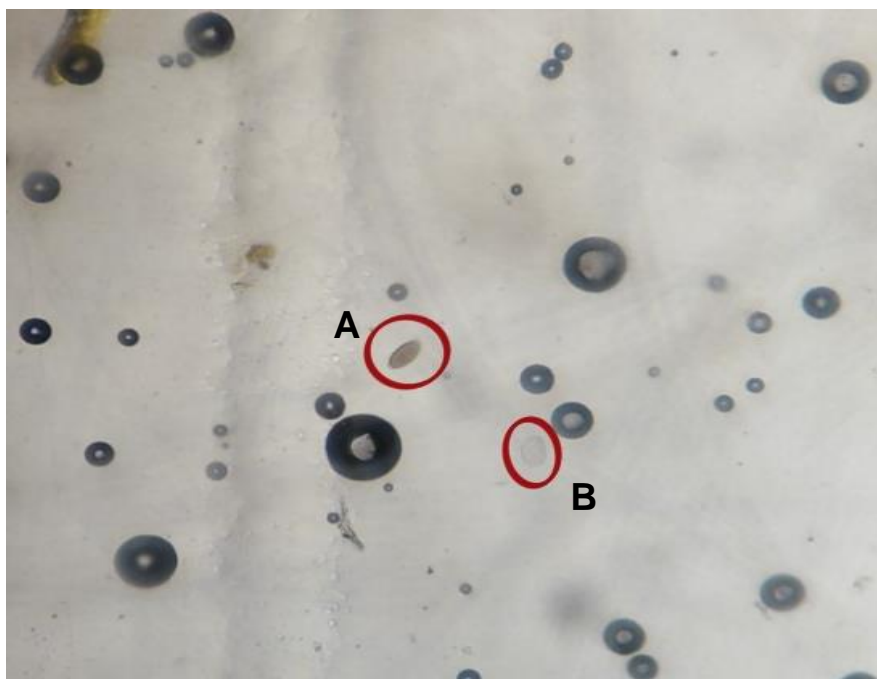


Figura 15. Amostra de fezes do animal O31. Legenda: A - ovos de *Capillaria* spp.; B - oocistos de coccidias.

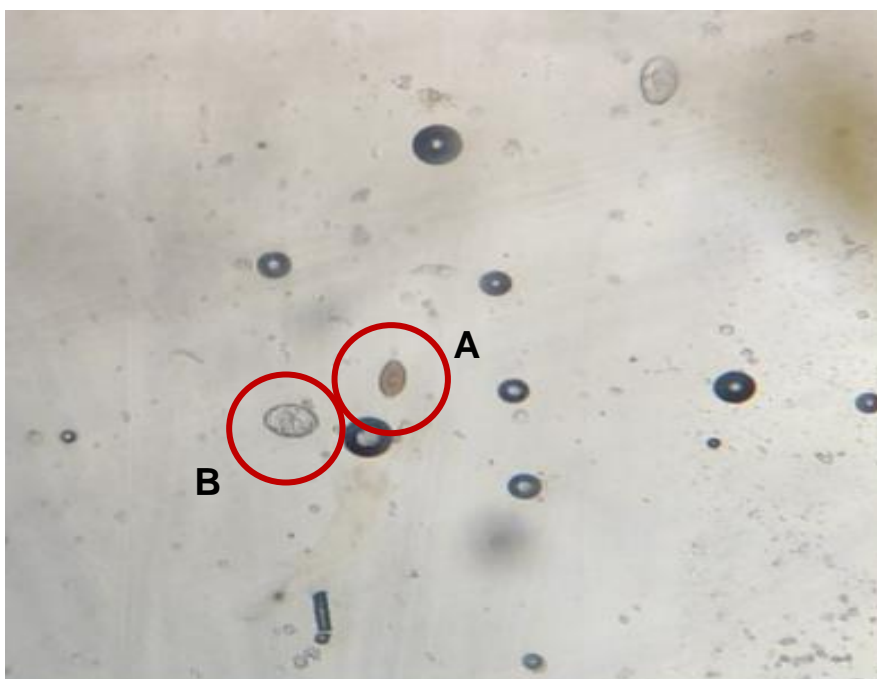


Figura 16. Amostra de fezes do animal O26. Legenda: A - ovos de *Capillaria* spp.; B - oocistos de coccidias.

Ao dia 14 (“D14”) os animais O34, O31 e O26 não apresentaram quaisquer ovos e oocistos de parasitas quando observadas as amostras fecais ao microscópio. Nos animais O30 e O25 foram observados exclusivamente oocistos de coccidias. No caso do animal O30 o número de oocistos era semelhante ao número de oocistos de coccidias que este

apresentou no dia 0 ("D0"). Já o animal O25 revelou um aumento do número de oocistos de coccidias de 64% face aos valores observados no dia 0 ("D0"). As observações microscópicas das amostras colhidas neste dia encontram-se representadas nas figuras 17 e 18.

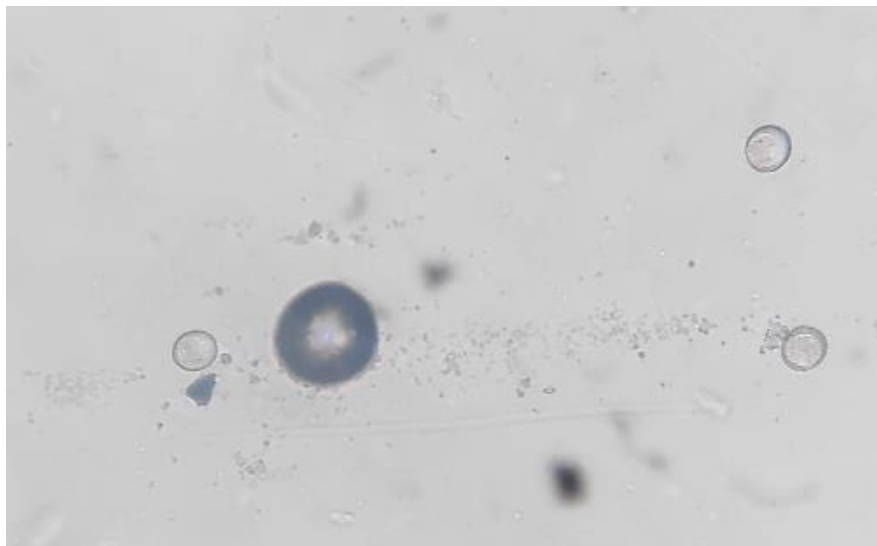


Figura 17. Observação de oocistos de coccidias numa amostra de fezes do animal O30

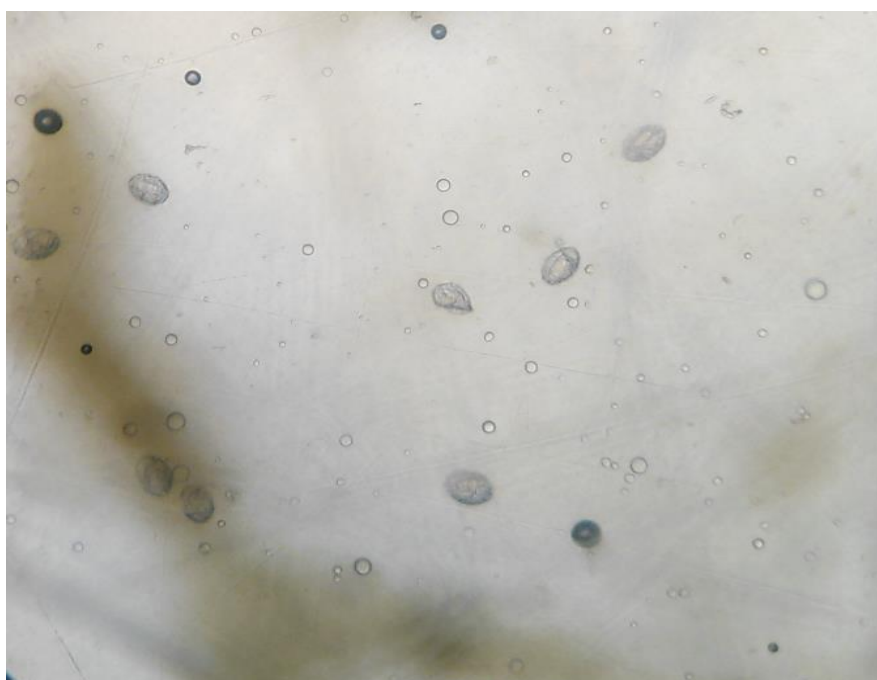


Figura 18. Observação de oocistos de coccidias numa amostra de fezes do animal O25

7 - Discussão

Da análise dos resultados obtidos neste estudo verificou-se uma prevalência de infecção de 76%. Os parasitas mais prevalentes foram os do género *Capillaria*, com uma prevalência de 68%, seguido de coccídias que apresentaram uma prevalência de infecção de 32%. De entre os animais positivos, foram encontrados casos de animais infetados exclusivamente com *Capillaria* spp. (58%), apenas com infecções por coccídias (12%) e infecções mistas, em que se observou a presença tanto de ovos de *Capillaria* spp. como de oocistos de coccídias (30%). No que diz respeito à carga parasitária geral, verificou-se uma média aritmética de 1350 OPG [IC 95%: 383 - 2317] na população analisada. Relativamente ao protocolo terapêutico com febendazol 100 mg/kg de peso vivo, durante 7 dias, instaurada num grupo de 5 animais, e tendo em conta o espectro de ação deste fármaco, obteve-se uma eficácia de tratamento de 100%. Em contrapartida, num desses 5 animais verificou-se um aumento do número de oocistos de coccídias de 64% pós-tratamento, quando em comparação com os valores registados pré-tratamento.

Em 2021, foi elaborado, em Itália, um estudo em alguns aspetos semelhante ao realizado (Mariacher et al. 2021). Após a análise parasitológica pós-morte de 40 ouriços (*Erinaceus europaeus*), obteve-se uma prevalência de infecção de 55%, tendo sido *Crenosoma striatum* e *Capillaria erinacei* as espécies mais frequentemente encontradas com prevalências de 45% e 42,5% respetivamente (Mariacher et al. 2021). Assim sendo e, comparativamente, a prevalência de infecção obtida (76%) foi superior à do estudo mencionado anteriormente. Tais diferenças podem estar relacionadas com as diferentes fases do ano em que os estudos foram realizados (janeiro a agosto no caso do estudo italiano e setembro a dezembro no caso do nosso estudo) ou com a ligeira diferença no número de animais analisados.

Além de a prevalência de *Capillaria* spp. ser superior no nosso estudo (68%), esta acaba por ganhar um papel ainda mais determinante devido ao facto de ter sido observada durante o período do outono e início do inverno, derivado daquela que é a sua contribuição para o aumento da mortalidade e morbilidade nos ouriços em alturas de stress, como é o caso da hibernação, que se inicia nessa altura do ano (Pfäffle 2010; Rautio 2014).

Em concordância com o nosso estudo, existe também um artigo publicado em 2019 onde, ao longo de 6 anos, foi analisada a prevalência de parasitas gastrointestinais em animais de estimação como cães e gatos, animais exóticos e até mesmo ouriços (Kurnosova et al. 2019). Foi constatado que, apesar de nos animais exóticos ser mais comum a presença de protozoários intestinais (como coccídias por exemplo) e, apesar de estes terem sido encontrados em ouriços, o parasita mais prevalente nesta espécie foi *Capillaria* spp. (Kurnosova et al. 2019). Estes resultados estão assim de acordo com os dados encontrados no presente estudo, em que foi registada a presença de coccídias na população estudada de *E. roumanicus*, mas onde a prevalência de *Capillaria* spp. foi ainda mais exuberante.

Em 2017, Raue et al. publicaram um estudo em que foram analisadas mais de 200 amostras fecais de ouriços, onde se constatou a presença de *Capillaria* spp. em cerca de 39% dessas amostras (Raue et al. 2017). Noutro estudo, realizado por Majeed et al. (1989), de um total de 35 ouriços, aos quais foram colhidas e analisadas amostras fecais, obteve-se uma prevalência de *Capillaria* spp. de 60% (Majeed et al. 1989). Também Gaglio et al. (2010) realizaram um estudo em que 74 ouriços foram submetidos a análises pós-morte, sendo que foi detetada a presença de ovos de *Capillaria* spp. em 46 destes animais (62%)(Gaglio et al. 2010). Num centro de recuperação na Grécia, após a análise parasitológica de 19 ouriços acolhidos, foi possível constatar a presença de *Capillaria* spp. em 7 animais (Liatis et al. 2017).

Todos estes estudos corroboram, à semelhança do nosso, que *Capillaria* spp. está presente em ouriços de diferentes zonas geográficas e é um nematode predominantemente encontrado nestes mamíferos.

Mais recentemente, em 2022, foi realizado na Rússia, um estudo em ouriços da espécie *E. roumanicus* onde foram encontradas 9 espécies diferentes de helmintes a parasitar estes animais (*Isthmiophora melis*, *Strigea strigis* (metacercaria), *Hymenolepis erinacei*, *Aonchotheca erinacei*, *Physaloptera clausa*, *Crenosoma striatum*, *Physocephalus sexalatus*, *Agamospirura minuta* e *Nephridiorhynchus major*) (Kirillov et al. 2022). Adicionalmente foi também realizado um levantamento da literatura no que respeita aos parasitas dos ouriços, estando também relatada, à semelhança do nosso estudo, a presença de *Capillaria* spp. em *E. roumanicus* (Kirillov et al. 2022).

Relativamente às coccídias existem também estudos que detetaram a sua presença em ouriços. Na China foi realizado um estudo que registou a presença de *Cystoisospora* sp. em ouriços da espécie *E. amurensis*, tendo-se verificado uma prevalência de 62,5% (Zhang et al. 2021). Em 2016, na Polónia, após a realização de análises coprológicas a um ouriço da espécie *E. roumanicus*, detetou-se a presença de *Isoospora rastegaievae*, sendo este o primeiro relato desta espécie a nível nacional (Pyziel and Jeżewski 2016).

Existem vários fatores e condições que podem provocar diferentes cargas parasitárias num grupo de animais residentes numa determinada localização geográfica.

Como abordado anteriormente, os animais analisados e que chegavam ao centro de recuperação, eram provenientes da cidade de Budapeste e arredores. Dado que Budapeste ainda compreende uma área geográfica relativamente extensa, é normal que possam haver zonas com melhores condições ou mais predisponentes para o desenvolvimento e proliferação de parasitas do que outras.

Contudo, é importante referir um outro aspeto que pode afetar o estado de homeostase dos animais: o stress. O estado permanente ou temporário de stress de um indivíduo, provoca efeitos negativos sobre o mesmo, sendo um dos mais relevantes a imunossupressão (Vitlic et al. 2014; Zefferino et al. 2021). Através do aumento dos níveis de cortisol (entre outros), o

stress vai provocar um efeito negativo sobre o sistema imunitário, fazendo com que os animais fiquem mais suscetíveis à ação de agentes patogénicos (Vitlic et al. 2014; Zefferino et al. 2021).

Em 2019 foi realizado um outro estudo que tinha por objetivo analisar o efeito da atividade humana sobre os ouriços (Rast et al. 2019). Com recurso a GPS e a acelerómetros foi possível observar alterações nas distâncias percorridas, velocidade de locomoção e tempo passado pelos animais nos seus ninhos. Concluiu-se, com base nos resultados obtidos, que a atividade humana, neste caso um festival de música, provocou stress sobre todos os indivíduos analisados (Rast et al. 2019).

De forma a aprofundar o descrito no parágrafo anterior, em 2020, foi realizado em Berlim, um novo estudo que foi ainda mais além e analisou o efeito de atividades humanas indutoras de stress sobre os ouriços, tendo comparado o impacto de eventos temporários com o de eventos/atividades mais permanentes/rotineiras. Foi então concluído que, apesar de ambos provocarem stress, os eventos temporários têm um maior efeito e provocam mais alterações sobre os ouriços (Berger, Barthel, et al. 2020).

Assim sendo, as extensas diferenças nas cargas parasitárias dos animais analisados podem estar relacionadas com o nível de urbanização, tráfego automóvel e atividade humana do local de onde estes são provenientes, sendo que os ouriços residentes em zonas mais agitadas poderão estar mais predispostos ao parasitismo, exibindo um valor de OPG mais elevado, dado estarem expostos a mais fatores de stress e, conseqüentemente, terem um sistema imunitário mais debilitado.

Adicionalmente, resta ainda abordar a diversidade genética dos indivíduos. O ouriço é uma das espécies mais vulgarmente encontradas em centros de recuperação, tendo uma das mais elevadas taxas de sucesso de reintrodução na natureza (Ploi et al. 2020). Deste modo, é relevante saber de que forma a atividade dos centros de recuperação, particularmente na sua ação de reintrodução, pode afetar a diversidade genética de uma população (Ploi et al. 2020). A genética confere a cada animal características específicas e intrínsecas que este expressa durante toda a sua vida, podendo existir, portanto, animais cuja informação genética lhes confira maior ou menor resistência contra a ação de parasitas (Ploi et al. 2020).

A recolha de informação da zona de proveniência dos ouriços, aquando do seu acolhimento por parte dos centros de recuperação, tem um papel vital e determinante no local onde estes virão a ser reintroduzidos. Ao reintroduzir-se um animal numa população diferente de onde este era originário estamos a contribuir para um aumento da diversidade genética, ao passo que se isso não acontecer podemos estar a perpetuar determinadas doenças ou mesmo a aumentar a consanguinidade entre indivíduos de uma determinada população (Ploi et al. 2020). Assim sendo, foi realizado um estudo em 2020 com o intuito de avaliar o impacto dos centros de recuperação na diversidade genética dos ouriços (Ploi et al. 2020). Procedeu-

se à comparação da diversidade genética de animais em centros de recuperação com animais selvagens, tendo-se concluído não haver uma menor diversidade genética dos animais presentes nos centros quando em comparação com a população selvagem (Ploi et al. 2020). Em concordância com este estudo, um outro projeto foi realizado em 2021 na Dinamarca. Aqui foram realizadas análises pós-morte a 299 ouriços, detetando-se a presença de parasitas em 69% (n=206) dos animais (*Crenosoma*, *Capillaria*, *Cryptosporidium*, *Brachylaemus* e coccídias)(Rasmussen, Hallig, et al. 2021). Foi analisada, entre outros fatores, a relação da composição genética destes animais com a ocorrência de parasitismo, não se tendo verificado significância estatística entre estas variáveis (Rasmussen, Hallig, et al. 2021).

Com interesse para esta temática, realizou-se ainda na República Checa um estudo em que se comparou a fauna parasitológica de ouriços das espécies *E. europaeus* e *Halim. roumanicus* coexistentes na mesma localização geográfica ou em localizações geográficas vizinhas (Pfäffle et al. 2014). Apesar de partilharem o mesmo habitat, terem a mesma disponibilidade de recursos e estarem sujeitos às mesmas condições climáticas, verificou-se uma prevalência superior de determinados parasitas numa espécie de ouriço em detrimento da outra. *Capillaria* spp. e *Brachylaemus erinacei* foram mais prevalentes em ouriços da espécie *E. europaeus* e *Hymenolepis erinacei*, *Physaloptera clausa* e *Nephridiorhynchus major* foram mais frequentemente encontrados em *E. roumanicus* (Pfäffle et al. 2014).

Assim, pode existir a possibilidade de a genética influenciar as cargas parasitárias presentes em diferentes animais, não havendo, contudo, ainda dados que corroborem essa tese.

Por fim, é de referir que, se não tiverem um enriquecimento ambiental adequado, os centros de recuperação podem tornar-se locais de ainda mais stress para os ouriços, com as consequências anteriormente abordadas (Jones and Chapman 2020; Rasmussen, Kalliokoski, et al. 2021). Desta forma, é possível que os animais que já se encontravam presentes no centro de recuperação, antes do início das análises coprológicas, tenham apresentado valores de OPG mais elevados do que quando ingressaram no mesmo (afastando um pouco os dados recolhidos daqueles que são característicos da população no seu estado selvagem) uma vez que, a mudança de habitat e manipulação humana (para pesagens e procedimentos de rotina, por exemplo) são grandes indutores de stress e consequente imunossupressão, podendo inclusive comprometer o sucesso da reintrodução destes animais na natureza (Molony et al. 2006; Rasmussen, Kalliokoski, et al. 2021).

No que respeita ao protocolo terapêutico instaurado, como observado nos resultados anteriormente apresentados, obteve-se uma eficácia de 100% sobre *Capillaria* spp., de acordo com aquele que é o espectro de ação do fármaco utilizado. Existem já alguns protocolos para terapêuticas com febendazol em ouriços, como por exemplo 25 mg/kg de 24 em 24 horas ou

10-30 mg/kg de 24 em 24 horas durante 5 dias, ambos com administração oral (Hedley 2020; Miller and Fowler 2015). Contudo, já anteriormente se havia instaurado estas formulações terapêuticas noutros ouriços do centro de recuperação, com resultados nulos ou muito pouco significativos no que toca à redução da carga parasitária de nemátodes presentes nestes animais (Viktória Koroknai, comunicação pessoal). Deste modo, optou-se pela utilização de uma dose mais elevada, de 100mg/kg durante um período de 7 dias. Comparativamente com as terapêuticas anteriores, esta nova dose teve efeitos notoriamente mais positivos e permitiu uma redução da eliminação parasitária de 100%. Assim sendo, é possível que nos tratamentos anteriores se estivesse a trabalhar com uma dose subterapêutica.

Apesar de essa ser uma hipótese válida, existem outros fatores que podem influenciar a eficácia dos medicamentos antiparasitários. Para começar, o antiparasitário deve ser conduzido até ao local onde se encontra o parasita e, como tal, está sujeito aos processos fisiológicos e bioquímicos do hospedeiro (Prichard 1985; McKellar et al. 1993). De forma geral, a eficácia de um antiparasitário depende de que os parasitas sejam submetidos a uma concentração tóxica do mesmo durante um intervalo de tempo suficiente para que sejam causados danos irreversíveis nos últimos (Prichard 1985). Uma boa parte dos medicamentos antiparasitários são absorvidos e transportados até aos parasitas através da corrente sanguínea. Não obstante e, no caso específico dos benzimidazóis, quando administrados oralmente, é necessário um baixo pH gástrico para que estes se tornem solúveis e sejam absorvidos (Prichard 1985; McKellar et al. 1993). No entanto, algumas patologias gástricas, como as induzidas pelos parasitas, podem levar a um aumento do pH do estômago e afetar a absorção de fármacos como o febendazol (Prichard 1985). Adicionalmente, o metabolismo de cada indivíduo está comprovado como sendo um fator determinante nas doses a serem requeridas para cada animal, uma vez que indivíduos com metabolismo mais acelerado irão metabolizar e eliminar os antiparasitários de forma mais rápida (Prichard 1985; McKellar et al. 1993). Deste modo, a presença de patologias gástricas ou diferenças de metabolismo podem ter sido possíveis causas para o menor sucesso das terapêuticas anteriores.

Apesar de esta nova terapêutica ter obtido resultados muito positivos, a mesma foi administrada a indivíduos relativamente saudáveis e que não apresentavam sinais de doença pelo que a dose terapêutica utilizada pode se tornar numa dose tóxica quando administrada a animais que apresentem sinais clínicos de doença ou cujo estado de saúde esteja fragilizado.

Contrariamente ao que acontece com os animais de estimação, os animais silvestres, como por exemplo os ouriços, não passam a maior parte do tempo numa habitação protegidos do meio exterior. A fauna silvestre que vive na natureza está em constante contacto e convive amiúde com agentes patogénicos, tentando fazer frente às suas infeções no seu dia-a-dia. Assim, é normal encontrarmos, procedendo-se às devidas análises parasitológicas, um animal

silvestre em perfeitas condições de saúde com a presença de uma ou mais espécies de parasitas em baixa quantidade (Borgsteede 1996; Bordes and Morand 2011; Rynkiewicz et al. 2015). Na sua generalidade estes parasitas e os ouriços encontram-se numa situação de equilíbrio. Ao ser perturbado este equilíbrio, pode-se dar um crescimento exponencial das formas parasitárias que podem provocar efeitos negativos no hospedeiro e até mesmo a morte destes animais (Borgsteede 1996; Mideo 2009; Bordes and Morand 2011). Pode ser precisamente exemplo desta situação o animal O25. Como referido no capítulo anterior, após o tratamento, este ouriço registou um aumento de 64% do número de oocistos de coccídias em comparação com os valores apresentados pré-tratamento. Devido à eliminação de *Capillaria* spp. por parte do febendazol administrado, as coccídias deixaram de ter de competir com a anterior pelos recursos presentes no hospedeiro o que poderá justificar este aumento do número de oocistos pós-tratamento (Rynkiewicz et al. 2015).

É assim de salientar que a escolha do antiparasitário a utilizar deve ter em consideração não só a espécie de parasita mais abundante, como também as existentes em menor quantidade no hospedeiro, uma vez que, se houver apenas eficácia sobre a espécie mais abundante, as existentes em menor quantidade poderão ter um aumento do seu desenvolvimento e multiplicação (Rynkiewicz et al. 2015).

Este aumento de oocistos de coccídias pode não ser, ainda assim, muito preocupante uma vez que, de acordo com alguns autores, as coccídias são parasitas ubiqüitários e a maioria dos mamíferos selvagens acaba por estar uma ou mais vezes parasitada por estas ao longo da sua vida (William M. Samuel et al. 2001). Dada esta natureza das coccídias é provável que estas sejam inofensivas em condições naturais e silvestres, sendo apenas quando existe uma grande concentração de animais no mesmo local que estas, através da sua rápida transmissão e curto ciclo de vida, provocam sinais de doença (William M. Samuel et al. 2001).

Falta ainda abordar como os valores de OPG poderão ser associados ao estado de saúde dos animais e até que ponto podem ser utilizados como determinantes da necessidade, ou não, de se realizar uma desparasitação. Infelizmente não existe uma resposta concreta para esta questão. Apesar de não haver informação sobre o tema, existem já estudos a decorrer que têm por objetivo esclarecer esta mesma problemática (Doutora Sophie Lund Rasmussen, comunicação pessoal). Na Dinamarca estão a ser selecionados ouriços que normalmente seriam candidatos à realização de uma desparasitação (devido a sinais clínicos como perda de peso ou à presença de elevadas contagens parasitárias em método de flutuação) para a realização de contagens de ovos por grama de fezes em câmaras de McMaster, de modo a poder padronizar-se quais os valores de OPG a partir dos quais começam realmente a haver efeitos negativos e o estado de saúde geral dos animais começa

a ser afetado de forma mais significativa (Doutora Sophie Lund Rasmussen, comunicação pessoal).

Por fim, tanto a determinação da prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares como a nova terapêutica instaurada no nosso estudo poderiam ter beneficiado de uma amostra ligeiramente superior, o que acabou por ser condicionado pela entrada dos ouriços no período de hibernação. Não obstante estes aspetos, foram obtidos resultados bastante interessantes, quer no estudo da fauna parasitológica de uma espécie de ouriço (*E. roumanicus*) que não está tão estudada quanto *E. europaeus*, quer relativamente à eficácia de uma terapêutica com Febendazol na dose de 100 mg/kg em ouriços da espécie *E. roumanicus*.

8 – Conclusão

Existe, atualmente, cada vez mais informação sobre os ouriços, bem como as principais parasitoses mais características dos mesmos. São, na sua grande maioria, uma das espécies mais presentes e em maior número nos centros de recuperação dispersos por toda a Europa, sendo os seus níveis populacionais, muitas vezes, um reflexo do impacto que a atividade humana tem sobre a fauna silvestre.

O presente estudo pretendeu compreender quais os parasitas presentes na população de ouriços (*Erinaceus roumanicus*) da região de Budapeste bem como analisar aspetos relativos ao tratamento dos mesmos.

Concluiu-se que os ouriços da espécie *E. roumanicus* residentes na zona de Budapeste apresentam uma considerável presença de parasitas gastrointestinais e pulmonares, demonstrando uma prevalência de infeção de 76% na população analisada. De entre os parasitas encontrados, *Capillaria* spp. foram os mais frequentemente observados, apresentando uma prevalência de infeção de 68% e estando presente em 23 dos 26 animais positivos. Adicionalmente, verificou-se a presença de coccídias com uma prevalência de infeção de 32%, estando presentes em 11 dos 26 animais positivos.

Relativamente à terapêutica instaurada de febendazol 100 mg/kg numa única dose diária, durante 7 dias, verificou-se que um tratamento antiparasitário pode ser classificado em 3 categorias distintas de eficácia (reduzida, duvidosa, normal) segundo os critérios da WAAVP com base nos resultados dos testes de redução de contagem de ovos fecais obtidos. O protocolo terapêutico utilizado neste estudo obteve uma eficácia de 89% no tratamento da generalidade das parasitoses encontradas (*Capillaria* spp. e coccídias) e uma eficácia de 100% no tratamento de *Capillaria* spp. (que se encontra dentro do seu espectro de ação do fármaco utilizado) sendo esta última classificada de “normal” de acordo com as guidelines da WAAVP.

9 - Bibliografia

- Albonico M, Bickle Q, Ramsan M, Montresor A, Savioli L, Taylor & M. 2003. Efficacy of mebendazole and levamisole alone or in combination against intestinal nematode infections after repeated targeted mebendazole treatment in Zanzibar.
- Allen S, Greig C, Rowson B, Gasser RB, Jabbar A, Morelli S, Morgan ER, Wood M, Forman D. 2020. Dna footprints: Using parasites to detect elusive animals, proof of principle in hedgehogs. *Animals*. 10(8):1–13. doi:10.3390/ani10081420.
- Amery WKP, Bruynseels JPJM. 1992. Levamisole, the story and the lessons. *Int J Immunopharmacol*. 14(3):481–486. doi:10.1016/0192-0561(92)90179-O.
- Aragon AD, Imani RA, Blackburn VR, Cupit PM, Melman SD, Goronga T, Webb T, Loker ES, Cunningham C. 2009. Towards an understanding of the mechanism of action of praziquantel. *Mol Biochem Parasitol*. 164(1):57–65. doi:10.1016/j.molbiopara.2008.11.007.
- Arlian LG, Morgan MS. 2017. A review of *Sarcoptes scabiei*: past, present and future. *Parasit Vectors*. 10(1):297. doi:10.1186/s13071-017-2234-1.
- Arnaudov A, Mikov A, Georgiev D. 2022. Infestation of the road-killed Eastern European hedgehogs (*Erinaceus roumanicus*) with Ixodidae ticks in some parts of Upper Thracian Plain (Bulgaria). *ZooNotes*. 192:192. www.zoonotes.bio.uni-plovdiv.bg.
- Awadzi K, Edwards G, Opoku NO, Ardrey AE, Favager S, Addy ET, Attah SK, Yamuah LK, Quartey BT. 2004. The safety, tolerability and pharmacokinetics of levamisole alone, levamisole plus ivermectin, and levamisole plus albendazole, and their efficacy against *Onchocerca volvulus*. *Ann Trop Med Parasitol*. 98(6):595–614. doi:10.1179/000349804225021370.
- Barradas PF, Flores AR, Mateus TL, Carvalho F, Gärtner F, Amorim I, Mesquita JR. 2020. *Crenosoma striatum* in lungs of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) from Portugal. *Helminthologia*. 57(2):179–184. doi:10.2478/helm-2020-0020.
- Barradas PF, Mesquita JR, Mateus TL, Ferreira P, Amorim I, Gärtner F, de Sousa R. 2021. Molecular detection of *Rickettsia* spp. in ticks and fleas collected from rescued hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Portugal. *Exp Appl Acarol*. 83(3):449–460. doi:10.1007/s10493-021-00600-y.
- Barta JR, Thompson RCA. 2006. What is *Cryptosporidium*? Reappraising its biology and phylogenetic affinities. *Trends Parasitol*. 22(10):463–468. doi:10.1016/j.pt.2006.08.001.
- Bearman-Brown LE, Baker PJ, Scott D, Uzal A, Evans L, Yarnell RW. 2020. Over-winter survival and nest site selection of the west-european hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in arable dominated landscapes. *Animals*. 10(9):1–22. doi:10.3390/ani10091449.
- Beck W. 2007. Endoparasiten beim Igel. *Wien Klin Wochenschr*. 119(S3):40–44. doi:10.1007/s00508-007-0860-x.
- Berger A, Barthel LMF, Rast W, Hofer H, Gras P. 2020. Urban Hedgehog Behavioural Responses to Temporary Habitat Disturbance versus Permanent Fragmentation. *Animals*. 10(11):2109. doi:10.3390/ani10112109.
- Berger A, Lozano B, Barthel LMF, Schubert N. 2020. Moving in the dark—evidence for an influence of artificial light at night on the movement behaviour of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *Animals*. 10(8):1–16. doi:10.3390/ani10081306.
- Bexton S. 2016. BSAVA manual of wildlife casualties. second edition. Mullineaux E, Emma K, editors. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Binkienė R, Miliūtė A, Stunžėnas V. 2019. Molecular data confirm the taxonomic position of *Hymenolepis erinacei* (Cyclophyllidea: Hymenolepididae) and host switching, with notes on cestodes of

- Palaeartic hedgehogs (Erinaceidae). *J Helminthol.* 93(2):195–202. doi:10.1017/S0022149X18000056.
- Bisoffi Z, Buonfrate D, Angheben A, Boscolo M, Anselmi M, Marocco S, Monteiro G, Gobbo M, Bisoffi G, Gobbi F. 2011. Randomized Clinical Trial on Ivermectin versus Thiabendazole for the Treatment of Strongyloidiasis. *PLoS Negl Trop Dis.* 5(7):e1254. doi:10.1371/journal.pntd.0001254.
- Bordes F, Morand S. 2011. The impact of multiple infections on wild animal hosts: a review. *Infect Ecol Epidemiol.* 1(1):7346. doi:10.3402/iee.v1i0.7346.
- Borgsteede FHM. 1996. The effect of parasites on wildlife. *Veterinary Quarterly.* 18(sup3):138–140. doi:10.1080/01652176.1996.9694717.
- Budapest Zoo & Botanical Garden. 2016. Zoo History. [accessed 2023 Jun 12]. <https://www.zoobudapest.com/en/the-tradition-behind-the-ambition/zoo-history>.
- Catana L, Olah C, Catana R, Cernea M. 2016. Benzimidazoles Pharmacodynamics in Equine Strongyles. *Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine Cluj-Napoca Veterinary Medicine.* 73(2):360. doi:10.15835/buasvmcn-vm:12230.
- Chen H-X, Ju H-D, Li Y, Li L. 2017. Further study on *Physaloptera clausa* Rudolphi, 1819 (Spirurida: Physalopteridae) from the Amur hedgehog *Erinaceus amurensis* Schrenk (Eulipotyphla: Erinaceidae). *Acta Parasitol.* 62(4):846–852. doi:10.1515/ap-2017-0102.
- Chen W, Mook RA, Premont RT, Wang J. 2018. Niclosamide: Beyond an antihelminthic drug. *Cell Signal.* 41:89–96. doi:10.1016/j.cellsig.2017.04.001.
- Choi H-I, Kim T, Lee S-W, Woo Kim J, Ju Noh Y, Kim G-Y, Jin Park H-, Chae Y-J, Lee K-R, Kim S-J, et al. 2021. Bioanalysis of niclosamide in plasma using liquid chromatography-tandem mass and application to pharmacokinetics in rats and dogs. *Journal of Chromatography B.* 1179:122862. doi:10.1016/j.jchromb.2021.122862.
- Cioli D, Pica-Mattoccia L. 2003. Praziquantel. *Parasitol Res.* 90(S1):S3–S9. doi:10.1007/s00436-002-0751-z.
- Cray C, Altman NH. 2022. An Update on the Biologic Effects of Fenbendazole. *Comp Med.* 72(4):215–219. doi:10.30802/AALAS-CM-22-000006.
- Cringoli G, Rinaldi L, Maurelli MP, Utzinger J. 2010. FLOTAC: new multivalent techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. *Nat Protoc.* 5(3):503–515. doi:10.1038/nprot.2009.235.
- Dantas-Torres F. 2010. Biology and ecology of the brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus*. *Parasit Vectors.* 3(1):26. doi:10.1186/1756-3305-3-26.
- Doenhoff MJ, Cioli D, Utzinger J. 2008. Praziquantel: mechanisms of action, resistance and new derivatives for schistosomiasis. *Curr Opin Infect Dis.* 21(6):659–667. doi:10.1097/QCO.0b013e328318978f.
- Döpke C. 2002. Kasuistische Auswertung der Untersuchungen von Igel (Erinaceus europaeus) im Einsendungsmaterial des Instituts für Pathologie von 1980 bis 2001. [Hannover]: Tierärztlichen Hochschule Hannover.
- DUARTE MTR. 2008. RIQUETSIOSES DO GRUPO DAS FEBRES EXANTEMÁTICAS EM CANÍDEOS DOMÉSTICOS EM PORTUGAL: REVISÃO BIBLIOGRÁFICA E ESTUDO RETROSPECTIVO. [Lisboa]: Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa.
- Dudek K, Foldvari G, Majlathova V, Majlath I, Rigo K, Molnar V, Toth M, Jankowiak L, Tryjanowski P. 2017. Patterns in the distribution and directional asymmetry of fleas living on the northern white-breasted hedgehog *Erinaceus roumanicus*. *Folia Parasitol (Praha).* 64. doi:10.14411/fp.2017.026.

- Dumitrache MO, Paștiu AI, Kalmár Z, Mircean V, Sándor AD, Gherman CM, Peștean C, Mihalca AD, Cozma V. 2013. Northern white-breasted hedgehogs *Erinaceus roumanicus* as hosts for ticks infected with *Borrelia burgdorferi* sensu lato and *Anaplasma phagocytophilum* in Romania. *Ticks Tick Borne Dis.* 4(3):214–217. doi:10.1016/j.ttbdis.2012.11.010.
- Dziduch K, Greniuk D, Wujec M. 2022. The Current Directions of Searching for Antiparasitic Drugs. *Molecules.* 27(5):1534. doi:10.3390/molecules27051534.
- EL-KHOLY H, KEMPPAINEN B, RAVIS W, HOERR F. 2006. Pharmacokinetics of levamisole in broiler breeder chickens. *J Vet Pharmacol Ther.* 29(1):49–53. doi:10.1111/j.1365-2885.2006.00710.x.
- Eo KY, Kwak D, Kwon OD. 2015. Treatment of mange caused by *Caparinia tripilis* in native Korean wild hedgehogs (*Erinaceus amurensis*): a case report. *Vet Med (Praha).* 60(1):57–61. doi:10.17221/7927-VETMED.
- Escobar LE, Carver S, Cross PC, Rossi L, Almberg ES, Yabsley MJ, Niedringhaus KD, Van Wick P, Dominguez-Villegas E, Gakuya F, et al. 2022. Sarcoptic mange: An emerging panzootic in wildlife. *Transbound Emerg Dis.* 69(3):927–942. doi:10.1111/tbed.14082.
- Fairweather I. 2005. Triclabendazole: new skills to unravel an old(ish) enigma. *J Helminthol.* 79(3):227–234. doi:10.1079/JOH2005298.
- Falzon LC, Menzies PI, Shakya KP, Jones-Bitton A, Vanleeuwen J, Avula J, Stewart H, Jansen JT, Taylor MA, Learmount J, et al. 2013. Anthelmintic resistance in sheep flocks in Ontario, Canada. *Vet Parasitol.* 193(1–3):150–162. doi:10.1016/j.vetpar.2012.11.014.
- FOLEY J, SERIEYS LEK, STEPHENSON N, RILEY S, FOLEY C, JENNINGS M, WENGERT G, VICKERS W, BOYDSTON E, LYREN L, et al. 2016. A synthetic review of notoedres species mites and mange. *Parasitology.* 143(14):1847–1861. doi:10.1017/S0031182016001505.
- Francesconi F, Lupi O. 2012. Myiasis. *Clin Microbiol Rev.* 25(1):79–105. doi:10.1128/CMR.00010-11.
- Gaba M, Mohan C. 2016. Development of drugs based on imidazole and benzimidazole bioactive heterocycles: recent advances and future directions. *Medicinal Chemistry Research.* 25(2):173–210. doi:10.1007/s00044-015-1495-5.
- Gaglio G, Allen S, Bowden L, Bryant M, Morgan ER. 2010. Parasites of European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Britain: epidemiological study and coprological test evaluation. *Eur J Wildl Res.* 56(6):839–844. doi:10.1007/s10344-010-0381-1.
- GAMMAZ HA, ADDELLA OA, EL MINI AWY HMF. 1993. PRELUDE TO THE ADVERSE EFFECTS OF LEVAMISOLE AND NICLOSAMIDE USED CONCENTRATEDLY. *Assiut Vet Med J.* 28.2(56):176–185. doi:10.21608/avmj.1993.186389.
- Gazzard A, Baker PJ. 2020. Patterns of feeding by householders affect activity of hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) during the hibernation period. *Animals.* 10(8):1–15. doi:10.3390/ani10081344.
- Geurden T, Smith ER, Vercruyse J, Yazwinski T, Settje T, Nielsen MK. 2022. World association for the advancement of veterinary parasitology (WAAVP) guideline for the evaluation of the efficacy of anthelmintics in food-producing and companion animals: general guidelines. *Vet Parasitol.* 304:109698. doi:10.1016/j.vetpar.2022.109698.
- González Canga A, Sahagún Prieto AM, Díez Liébana MJ, Fernández Martínez N, Sierra Vega M, García Vieitez JJ. 2008. The Pharmacokinetics and Interactions of Ivermectin in Humans—A Mini-review. *AAPS J.* 10(1):42–46. doi:10.1208/s12248-007-9000-9.
- Gorgani T, Naem S, Farshid AA, Otranto D. 2013. Scanning electron microscopy observations of the hedgehog stomach worm, *Physaloptera clausa* (Spirurida: Physalopteridae). *Parasit Vectors.* 6(1):87. doi:10.1186/1756-3305-6-87.

- Gorgani-Firouzjaee T, Farshid AA, Naem S. 2015. First ultrastructural observations on gastritis caused by *Physaloptera clausa* (Spirurida: Physalopteridae) in hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *Parasitol Res.* 114(10):3693–3698. doi:10.1007/s00436-015-4597-6.
- Greigert V, Brunet J, Ouarti B, Laroche M, Pfaff AW, Henon N, Lemoine J-P, Mathieu B, Parola P, Candolfi E, et al. 2020. The Trick of the Hedgehog: Case Report and Short Review About *Archaeopsylla erinacei* (Siphonaptera: Pulicidae) in Human Health. *J Med Entomol.* 57(1):318–323. doi:10.1093/jme/tjz157.
- Hand A. 2020. Hand. *Veterinary Ireland journal*:374–378. [accessed 2023 Jul 12]. <https://www.veterinaryirelandjournal.com/small-animal/172-hedgehogs-a-practical-approach-to-common-presentations?highlight=WyJoZWRnZWVhZyJd>.
- Hedley J. 2020. BSAVA small animal formulary Part B Exotic pets. 10th edition. Hedley J, editor. London: British Small Animal Veterinary Association.
- Hofmannová L, Hauptman K, Huclová K, Květoňová D, Sak B, Kváč M. 2016. *Cryptosporidium erinacei* and *C. parvum* in a group of overwintering hedgehogs. *Eur J Protistol.* 56:15–20. doi:10.1016/j.ejop.2016.05.002.
- Hornok S, Földvári G, Rigó K, Meli ML, Tóth M, Molnár V, Gönczi E, Farkas R, Hofmann-Lehmann R. 2014. Vector-Borne Agents Detected in Fleas of the Northern White-Breasted Hedgehog. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases.* 14(1):74–76. doi:10.1089/vbz.2013.1387.
- Hoseini SM, Youssefi MR, Mousapour A, Dozouri R, Eshkevari SR, Nikzad M, Nikzad R, Omidzahir S. 2014. HISTOPATHOLOGIC STUDY OF EOSINOPHILIC BRONCHOINTERSTITIAL PNEUMONIA CAUSED BY *CRENOSOMA STRIATUM* IN THE HEDGEHOG. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine.* 45(2):335–338. doi:10.1638/2013-0219.1.
- Hunter PR, Thompson RCA. 2005. The zoonotic transmission of *Giardia* and *Cryptosporidium*. *Int J Parasitol.* 35(11–12):1181–1190. doi:10.1016/j.ijpara.2005.07.009.
- Identifications of hedgehogs (*Erinaceus*) in Europe. 2020 Dec 22. [accessed 2023 Jun 12]. <https://www.inaturalist.org/posts/44841-identifications-of-hedgehogs-erinaceus-in-europe>.
- Izdebska JN, Rolbiecki L. 2020. The Biodiversity of Demodecid Mites (Acariformes: Prostigmata), Specific Parasites of Mammals with a Global Checklist and a New Finding for *Demodex sciurinus*. *Diversity (Basel).* 12(7):261. doi:10.3390/d12070261.
- Jahfari S, Ruyts SC, Frazer-Mendelewska E, Jaarsma R, Verheyen K, Sprong H. 2017. Melting pot of tick-borne zoonoses: the European hedgehog contributes to the maintenance of various tick-borne diseases in natural cycles urban and suburban areas. *Parasit Vectors.* 10(1):134. doi:10.1186/s13071-017-2065-0.
- Johnson-Arbor K. 2022. Ivermectin: a mini-review. *Clin Toxicol.* 60(5):571–575. doi:10.1080/15563650.2022.2043338.
- Jones SA, Chapman S. 2020. The Ethics and Welfare Implications of Keeping Western European Hedgehogs (*erinaceus Europaeus*) in Captivity. *Journal of Applied Animal Welfare Science.* 23(4):467–483. doi:10.1080/10888705.2019.1672553.
- Kaplan RM, Denwood MJ, Nielsen MK, Thamsborg SM, Torgerson PR, Gilleard JS, Dobson RJ, Vercruyse J, Levecke B. 2023. World Association for the Advancement of Veterinary Parasitology (W.A.A.V.P.) guideline for diagnosing anthelmintic resistance using the faecal egg count reduction test in ruminants, horses and swine. *Vet Parasitol.* 318:109936. doi:10.1016/j.vetpar.2023.109936.
- Kelley JM, Elliott TP, Beddoe T, Anderson G, Skuce P, Spithill TW. 2016. Current Threat of Triclabendazole Resistance in *Fasciola hepatica*. *Trends Parasitol.* 32(6):458–469. doi:10.1016/j.pt.2016.03.002.

- Khan A, Shaik JS, Grigg ME. 2018. Genomics and molecular epidemiology of *Cryptosporidium* species. *Acta Trop.* 184:1–14. doi:10.1016/j.actatropica.2017.10.023.
- Kirillov A, Kirillova N, Ruchin A. 2022. Helminths of *Erinaceus roumanicus* (Eulipotyphla, Erinaceidae) in Mordovia (Russia) with an Overview of Helminth Fauna of *Erinaceus* spp. Inhabiting the Palaearctic Region. *Diversity (Basel)*. 14(3):165. doi:10.3390/d14030165.
- Kontsiotis VJ, Chrysopoulou D, Chrysopoulou P, Liordos V. 2023. Economic Valuation of Northern White-Breasted Hedgehog Conservation. *Diversity (Basel)*. 15(4). doi:10.3390/d15040490.
- Kurnosova OP, Arisov M V., Odoyevskaya IM. 2019. Intestinal parasites of pets and other house-kept animals in Moscow. *Helminthologia*. 56(2):108–117. doi:10.2478/helm-2019-0007.
- Kváč M, Hofmannová L, Hlásková L, Květoňová D, Vítovec J, McEvoy J, Sak B. 2014. *Cryptosporidium erinacei* n. sp. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae) in hedgehogs. *Vet Parasitol.* 201(1–2):9–17. doi:10.1016/j.vetpar.2014.01.014.
- Liatis TK, Monastiridis AA, Birlis P, Prousalis S, Diakou A. 2017. Endoparasites of Wild Mammals Sheltered in Wildlife Hospitals and Rehabilitation Centres in Greece. *Front Vet Sci.* 4. doi:10.3389/fvets.2017.00220.
- Majeed SK, Morris PA, Cooper JE. 1989. Occurrence of the lungworms *Capillaria* and *Crenosoma* spp. in British hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *J Comp Pathol.* 100(1):27–36. doi:10.1016/0021-9975(89)90087-X. <https://linkinghub.elsevier.com/retrieve/pii/002199758990087X>.
- Makki M, Dupouy-Camet J, Seyed Sajjadi SM, Moravec F, Reza Naddaf S, Mobedi I, Malekafzali H, Rezaeian M, Mohebbali M, Kargar F, et al. 2017. Human spiruridiasis due to *Physaloptera* spp. (Nematoda: Physalopteridae) in a grave of the Shahr-e Sukhteh archeological site of the Bronze Age (2800–2500 BC) in Iran. *Parasite.* 24:18. doi:10.1051/parasite/2017019.
- Mariacher A, Santini A, Del Lesto I, Tonon S, Cardini E, Barone A, Eleni C, Fichi G, Perrucci S. 2021. Endoparasite Infections of the European Hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Central Italy. *Animals.* 11(11):3171. doi:10.3390/ani11113171.
- Marié J-L, Davoust B, Socolovschi C, Raoult D, Parola P. 2012. Molecular detection of rickettsial agents in ticks and fleas collected from a European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Marseilles, France. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 35(1):77–79. doi:10.1016/j.cimid.2011.11.005.
- MARTIN RJ, ROBERTSON AP. 2007. Mode of action of levamisole and pyrantel, anthelmintic resistance, E153 and Q57. *Parasitology.* 134(8):1093–1104. doi:10.1017/S0031182007000029.
- Martin RJ, Robertson AP, Buxton SK, Beech RN, Charvet CL, Neveu C. 2012. Levamisole receptors: a second awakening. *Trends Parasitol.* 28(7):289–296. doi:10.1016/j.pt.2012.04.003.
- McKellar QA, Galbraith EA, Baxter P. 1993. Oral absorption and bioavailability of fenbendazole in the dog and the effect of concurrent ingestion of food. *J Vet Pharmacol Ther.* 16(2):189–198. doi:10.1111/j.1365-2885.1993.tb00163.x.
- McKenna P. 2006. Further comparison of faecal egg count reduction test procedures: Sensitivity and specificity. *N Z Vet J.* 54(6):365–366. doi:10.1080/00480169.2006.36726.
- Mehlhorn H. 2001. *Encyclopedic Reference of Parasitology*. Second edition. Mehlhorn H, editor. Berlin: Springer.
- Mehlhorn H. 2016. *Animal Parasites*. Cham: Springer International Publishing. <http://link.springer.com/10.1007/978-3-319-46403-9>.
- Mehlhorn H, Duwel D, Raether W. 1992. *Atlas de PARASITOLOGIA VETERINARIA*. Ediciones GRASS, editor. Barcelona.
- Merola VA, Khan S, Gwaltney-Brant S. 2009. Ivermectin Toxicosis in Dogs: A Retrospective Study. *J Am Anim Hosp Assoc.* 45(3):106–111. doi:10.5326/0450106.

- Mideo N. 2009. Parasite adaptations to within-host competition. *Trends Parasitol.* 25(6):261–268. doi:10.1016/j.pt.2009.03.001.
- Miller RE, Fowler ME. 2015. *Fowler's zoo and wild animal medicine*. 8th ed. Miller RE, Fowler ME, editors. ELSEVIER.
- Molony SE, Dowding C V., Baker PJ, Cuthill IC, Harris S. 2006. The effect of translocation and temporary captivity on wildlife rehabilitation success: An experimental study using European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *Biol Conserv.* 130(4):530–537. doi:10.1016/j.biocon.2006.01.015.
- Moore LJ, Petrovan SO, Baker PJ, Bates AJ, Hicks HL, Perkins SE, Yarnell RW. 2020. Impacts and potential mitigation of road mortality for hedgehogs in Europe. *Animals.* 10(9):1–19. doi:10.3390/ani10091523.
- Moreno L, Echevarria F, Muñoz F, Alvarez L, Sanchez Bruni S, Lanusse C. 2004. Dose-dependent activity of albendazole against benzimidazole-resistant nematodes in sheep: relationship between pharmacokinetics and efficacy. *Exp Parasitol.* 106(3–4):150–157. doi:10.1016/j.exppara.2004.03.003.
- Mumcuoglu KY, Arslan-Akveran G, Aydogdu S, Karasartova D, Koşar A, Savci U, Keskin A, Taylan-Ozkan A. 2022. Pathogens in ticks collected in Israel: II. Bacteria and protozoa found in *Rhipicephalus sanguineus sensu lato* and *Rhipicephalus turanicus*. *Ticks Tick Borne Dis.* 13(5):101986. doi:10.1016/j.ttbdis.2022.101986.
- Nascimento Ramos IC, Ramos RAN, de Macedo LO, de Carvalho GA, Alves LC. 2022. The application of the FLOTAC technique for detection of helminth eggs of medical and veterinary importance in soil samples. *Exp Parasitol.* 242:108379. doi:10.1016/j.exppara.2022.108379.
- OANA DM. 2012. RESEARCHES REGARDING ECOBIOLOGY AND EPIDEMIOLOGY OF HARD TICKS IXODIDAE ATTACK – VECTORS OF LYME DISEASE IN ROMANIA. [CLUJ-NAPOCA]: UNIVERSITY OF AGRICULTURAL SCIENCES AND VETERINARY MEDICINE CLUJ-NAPOCA.
- Ofori-Adjei D, Dodoo ANO, Appiah-Danquah A, Couper M. 2008. A review of the safety of niclosamide, pyrantel, triclabendazole and oxamniquine. *International Journal of Risk and Safety in Medicine.* 20(3):113–122. doi:10.3233/JRS-2008-0440.
- Padgett KA, Lane RS. 2001. Life Cycle of *Ixodes pacificus* (Acari: Ixodidae): Timing of Developmental Processes Under Field and Laboratory Conditions. *J Med Entomol.* 38(5):684–693. doi:10.1603/0022-2585-38.5.684.
- Panayotova-Pencheva MS. 2016. Experience in the Ivermectin Treatment of Internal Parasites in Zoo and Captive Wild Animals: A Review. *Zool Gart.* 85(5):280–308. doi:10.1016/j.zoolgart.2016.04.001.
- Park S-K, Friedrich L, Yahya NA, Rohr CM, Chulkov EG, Maillard D, Rippmann F, Spangenberg T, Marchant JS. 2021. Mechanism of praziquantel action at a parasitic flatworm ion channel. *Sci Transl Med.* 13(625). doi:10.1126/scitranslmed.abj5832.
- Patel DrU, Mukherjee S. 2023. Successful treatment of *Otodectes cynotis* infestation in domestic African pygmy hedgehogs (*Atelerix albiventris*): A case report. *International Journal of Veterinary Sciences and Animal Husbandry.* 8(1):103–105. doi:10.22271/veterinary.2023.v8.i1b.476.
- Pathare B, Bansode T. 2021. Review- biological active benzimidazole derivatives. *Results Chem.* 3:100200. doi:10.1016/j.rechem.2021.100200.
- Pfäffle M, Černá Bolfíková B, Hulva P, Petney T. 2014. Different Parasite Faunas in Sympatric Populations of Sister Hedgehog Species in a Secondary Contact Zone. *PLoS One.* 9(12):e114030. doi:10.1371/journal.pone.0114030.

- PFÄFFLE M, PETNEY T, ELGAS M, SKUBALLA J, TARASCHEWSKI H. 2009. Tick-induced blood loss leads to regenerative anaemia in the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). *Parasitology*. 136(4):443–452. doi:10.1017/S0031182009005514.
- Pfäffle MP. 2010. Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). <https://www.researchgate.net/publication/275340477>.
- Ploi K, Curto M, Bolfíková BČ, Loudová M, Hulva P, Seiter A, Fuhrmann M, Winter S, Meimberg H. 2020. Evaluating the impact of wildlife shelter management on the genetic diversity of *Erinaceus europaeus* and *E. Roumanicus* in their contact zone. *Animals*. 10(9):1–16. doi:10.3390/ani10091452.
- Prichard RK. 1985. Interaction of host physiology and efficacy of antiparasitic drugs. *Vet Parasitol*. 18(2):103–110. doi:10.1016/0304-4017(85)90060-3.
- Pyziel AM, Jeżewski W. 2016. Coprology of a single Northern white-breasted hedgehog (*Erinaceus roumanicus*): first report of *Isospora rastegaievae* in Poland. *Acta Parasitol*. 61(3). doi:10.1515/ap-2016-0085.
- Rasmussen SL, Hallig J, van Wijk RE, Petersen HH. 2021. An investigation of endoparasites and the determinants of parasite infection in European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) from Denmark. *Int J Parasitol Parasites Wildl*. 16:217–227. doi:10.1016/j.ijppaw.2021.10.005.
- Rasmussen SL, Kalliokoski O, Dabelsteen T, Abelson K. 2021. An exploratory investigation of glucocorticoids, personality and survival rates in wild and rehabilitated hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Denmark. *BMC Ecol Evol*. 21(1):96. doi:10.1186/s12862-021-01816-7.
- Rast W, Barthel LMF, Berger A. 2019. Music Festival Makes Hedgehogs Move: How Individuals Cope Behaviorally in Response to Human-Induced Stressors. *Animals*. 9(7):455. doi:10.3390/ani9070455.
- Raue K, Heuer L, Böhm C, Wolken S, Epe C, Strube C. 2017. 10-year parasitological examination results (2003 to 2012) of faecal samples from horses, ruminants, pigs, dogs, cats, rabbits and hedgehogs. *Parasitol Res*. 116(12):3315–3330. doi:10.1007/s00436-017-5646-0. <http://link.springer.com/10.1007/s00436-017-5646-0>.
- Rautio A. 2014. On the northern edge - ecology of urban hedgehogs in eastern Finland. [JOENSUU]: University of Eastern Finland.
- Rizzoli A, Silaghi C, Obiegala A, Rudolf I, Hubálek Z, Faldutová G, Plantard O, Vayssier-Taussat M, Bonnet S, Ápitalská E, et al. 2014. *Ixodes ricinus* and Its Transmitted Pathogens in Urban and Peri-Urban Areas in Europe: New Hazards and Relevance for Public Health. *Front Public Health*. 2. doi:10.3389/fpubh.2014.00251.
- Ryan U, Hijjawi N. 2015. New developments in *Cryptosporidium* research. *Int J Parasitol*. 45(6):367–373. doi:10.1016/j.ijpara.2015.01.009.
- Rynkiewicz EC, Pedersen AB, Fenton A. 2015. An ecosystem approach to understanding and managing within-host parasite community dynamics. *Trends Parasitol*. 31(5):212–221. doi:10.1016/j.pt.2015.02.005.
- Scamardella JM. 1999. Not plants or animals: a brief history of the origin of Kingdoms Protozoa, Protista and Protoctista. In: *INTERNATL MICROBIOL*. second. © Springer-Verlag Ibérica 1999. p. 207–216.
- Sergeeva SA, Gulyaeva IL. 2008. Comparative Experimental Pharmacokinetics of Benzimidazole Derivatives. *Bull Exp Biol Med*. 146(6):750–752. doi:10.1007/s10517-009-0382-9.
- Shoop W, Soll M. 2002. Chemistry, pharmacology and safety of the macrocyclic lactones: ivermectin, abamectin, eprinomectin, doramectin, selamectin, milbemycin oxime and moxidectin. In: *Macrocyclic lactones in antiparasitic therapy*. UK: CAB International. p. 1–96.

- Silaghi C, Skuballa J, Thiel C, Pfister K, Petney T, Pfäffle M, Taraschewski H, Passos LMF. 2012. The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) – A suitable reservoir for variants of *Anaplasma phagocytophilum*? *Ticks Tick Borne Dis.* 3(1):49–54. doi:10.1016/j.ttbdis.2011.11.005.
- Singh R, Bal MS, Singla LD, Kaur P. 2017. Detection of anthelmintic resistance in sheep and goat against fenbendazole by faecal egg count reduction test. *Journal of Parasitic Diseases.* 41(2):463–466. doi:10.1007/s12639-016-0828-8.
- Skuballa J, Petney T, Pfäffle M, Oehme R, Hartelt K, Fingerle V, Kimmig P, Taraschewski H. 2012. Occurrence of different *Borrelia burgdorferi* sensu lato genospecies including *B. afzelii*, *B. bavariensis*, and *B. spielmanii* in hedgehogs (*Erinaceus* spp.) in Europe. *Ticks Tick Borne Dis.* 3(1):8–13. doi:10.1016/j.ttbdis.2011.09.008.
- Skuballa J, Taraschewski H, Petney TN, Pfäffle M, Smales LR. 2010. The avian acanthocephalan *Plagiorhynchus cylindraceus* (Palaeacanthocephala) parasitizing the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Europe and New Zealand. *Parasitol Res.* 106(2):431–437. doi:10.1007/s00436-009-1681-9.
- Smyth JD, Halton DW. 1983. *The physiology of tematodes.* second. Cambridge university press, editor. Cambridge: Press syndicate of university of Cambridge.
- South KE, Haynes K, Jackson AC. 2020. Hibernation patterns of the european hedgehog, *erinaceus europaeus*, at a cornish rescue centre. *Animals.* 10(8):1–15. doi:10.3390/ani10081418.
- Starck JM, Mehnert L, Biging A, Bjarsch J, Franz-Guess S, Kleeberger D, Hörnig M. 2018. Morphological responses to feeding in ticks (*Ixodes ricinus*). *Zoological Lett.* 4(1):20. doi:10.1186/s40851-018-0104-0.
- Stevanović O, Vujanić D, Dobrijević M, Nedić D, Trbojević I. 2019. NOTOEDROSIS IN A HOUSEHOLD CAT - CASE REPORT. *Archives of Veterinary Medicine.* 12(2):39–47. doi:10.46784/e-avm.v12i2.61.
- Szekeres S, Docters van Leeuwen A, Tóth E, Majoros G, Sprong H, Földvári G. 2019. Road-killed mammals provide insight into tick-borne bacterial pathogen communities within urban habitats. *Transbound Emerg Dis.* 66(1):277–286. doi:10.1111/tbed.13019.
- Takács K, Zsigmond V. 2010. Importance of GIS databases in management and planning of public green spaces – case study of the Budapest Zoo and Botanical Garden. Budapest. [accessed 2023 Jul 12]. <https://scholarworks.umass.edu/fabos/vol3/iss1/6>.
- Taylor M, Coop R, Wall R. 2016. *Veterinary Parasitology.* Fourth Edition. Oxford: Wiley Blackwell.
- Traversa D, Di Cesare A, Lia RP, Castagna G, Meloni S, Heine J, Strube K, Milillo P, Otranto D, Meckes O, et al. 2011. New Insights into Morphological and Biological Features of *Capillaria aerophila* (Trichocephalida, Trichuridae). *Parasitol Res.* 109(S1):97–104. doi:10.1007/s00436-011-2406-4.
- Troughton DR, Levin ML. 2007. Life Cycles of Seven Ixodid Tick Species (Acari: Ixodidae) Under Standardized Laboratory Conditions. *J Med Entomol.* 44(5):732–740. doi:10.1093/jmedent/44.5.732.
- Visser M, Rehbein S, Wiedemann C. 2001. Species of Flea (Siphonaptera) Infesting Pets and Hedgehogs in Germany. *Journal of Veterinary Medicine Series B.* 48(3):197–202. doi:10.1046/j.1439-0450.2001.00445.x.
- Vitlic A, Lord JM, Phillips AC. 2014. Stress, ageing and their influence on functional, cellular and molecular aspects of the immune system. *Age (Omaha).* 36(3):9631. doi:10.1007/s11357-014-9631-6.
- William M. Samuel, Margo J. Pybus, A. Alan Kocan. 2001. *Parasitic Diseases of Wild Mammals SECOND EDITION.*

- Wright I. 2022. Management of parasites of mammalian wildlife in European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *The Veterinary Nurse*. 13(7):298–302. doi:10.12968/vetn.2022.13.7.298.
- Yarnell RW, Pettett CE. 2020. Beneficial land management for hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in the united kingdom. *Animals*. 10(9):1–10. doi:10.3390/ani10091566.
- Zefferino R, Di Gioia S, Conese M. 2021. Molecular links between endocrine, nervous and immune system during chronic stress. *Brain Behav*. 11(2). doi:10.1002/brb3.1960.
- Zhang K, Fu Y, Han K, Yu F, Huang J, Zhang L. 2021. Morphological and molecular characterization of *Cystoisospora yuensis* n. sp. and *Cystoisospora rastegaievae* (Protozoa: Eimeriidae) in amur hedgehogs, *Erinaceus amurensis* (Schrenk, 1859). *Parasitol Res*. 120(1):73–81. doi:10.1007/s00436-020-06969-w.
- Zurita A, Callejón R, de Rojas M, Cutillas C. 2018. Morphological, biometrical and molecular characterization of *Archaeopsylla erinacei* (Bouché, 1835). *Bull Entomol Res*. 108(6):726–738. doi:10.1017/S0007485317001274.