

UNIVERSIDADE DE LISBOA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

**U** LISBOA

UNIVERSIDADE  
DE LISBOA



PARASITAS GASTROINTESTINAIS E RESPIRATÓRIOS EM FELINOS NA ILHA DA  
MADEIRA, PORTUGAL

CATARINA GONÇALVES NEVES

ORIENTADOR(A):  
Dra. Cláudia Patrícia Paixão Pinto

COORIENTADOR(A):  
Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

2025

UNIVERSIDADE DE LISBOA  
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA



UNIVERSIDADE  
DE LISBOA



PARASITAS GASTROINTESTINAIS E RESPIRATÓRIOS EM FELINOS NA ILHA DA  
MADEIRA, PORTUGAL

CATARINA GONÇALVES NEVES

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

JÚRI

PRESIDENTE:

Doutor José Augusto Farraia e Silva Meireles

VOGAIS:

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho  
Doutora Ana Mafalda Gonçalves Xavier Félix  
Lourenço

ORIENTADOR(A):

Dra. Cláudia Patrícia Paixão Pinto

COORIENTADOR(A):

Doutor Luís Manuel Madeira de Carvalho

## DECLARAÇÃO RELATIVA ÀS CONDIÇÕES DE REPRODUÇÃO DA DISSERTAÇÃO

Nome: Catarina Gonçalves Neves

Título da Tese ou Dissertação: Parasitas Gastrointestinais e Respiratórios em gatos na Ilha da Madeira, Portugal

Ano de conclusão: 2025

Designação do curso de Mestrado: Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Área científica em que melhor se enquadra:

- 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:

- 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:

- É AUTORIZADA A REPRODUÇÃO INTEGRAL DESTA TESE/TRABALHO APENAS PARA EFEITOS DE INVESTIGAÇÃO, MEDIANTE DECLARAÇÃO ESCRITA DO INTERESSADO, QUE A TAL SE COMPROMETE.

Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa, 20 de Maio de 2025

Assinatura: Catarina G. Neves

## **AGRADECIMENTOS**

Ao Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho, meu coorientador, expresso o meu mais profundo agradecimento pela orientação, incentivo, paciência e tempo dedicados à elaboração deste trabalho. Agradeço também a confiança depositada e os valiosos conhecimentos transmitidos ao longo do percurso académico, especialmente nas áreas da Parasitologia e das Doenças Parasitárias.

À Dra. Cláudia Paixão, minha orientadora, agradeço a oportunidade de realizar o estágio na ClíniSPAD. Estendo este agradecimento a toda a equipa da ClíniSPAD, pela partilha generosa de conhecimentos em Medicina Veterinária, pela paciência e pelo apoio constante ao longo deste processo

Ao Canil Vasco Gil (CVG) e à Sociedade Protetora dos Animais Domésticos (SPAD), agradeço sinceramente por terem aceitado participar neste estudo, permitindo a recolha das amostras necessárias para a concretização do mesmo.

À Dra. Lídia Gomes, do Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV, deixo um agradecimento muito especial pela forma calorosa com que me recebeu, pela sua incansável ajuda e pela enorme disponibilidade demonstrada durante toda a vertente prática deste trabalho.

À Dra. Mariana Louro, ao Doutor João Lozano e a todos os colegas que me acompanharam no laboratório, obrigada por tornarem os dias ao microscópio mais leves, divertidos e enriquecedores.

Ao Hospital Veterinário da Madeira (HVM), onde tive o privilégio de estagiar ao longo do curso, o meu reconhecimento por todo o acolhimento e por me permitirem aplicar e aprofundar os meus conhecimentos. Agradeço à equipa pelo apoio constante e por contribuírem para o meu crescimento como futura médica veterinária.

A todos os estagiários com quem partilhei esta etapa, um agradecimento especial à Sofia, na ClíniSPAD, e à Laura, no HVM, pelo companheirismo, amizade e por todas as gargalhadas que partilhámos.

À VETuna, a grande família que me acolheu durante o percurso académico, onde vivi experiências únicas, criei laços inesquecíveis e aprendi muito mais do que alguma vez imaginei.

Aos meus amigos e colegas da FMV, obrigada pelo espírito de união, pela entreatajuda e pelo apoio ao longo deste percurso que agora termina.

À minha família da residência, em especial à Danila, a minha melhor amiga e companheira de todos os momentos. Obrigada por seres o meu apoio nos dias mais difíceis, pelas noites intermináveis de riso e por estares sempre presente. Não teria chegado até aqui sem ti.

Ao meu grande amigo e padrinho de praxe, Gabriel, um exemplo de amizade, alegria e inspiração. Obrigada pelas dicas, pela motivação e por nunca deixares de ser um pilar nesta jornada.

À minha amiga e afilhada Ana, obrigada por trazeres luz nos dias mais cinzentos e por estares sempre aí, com um sorriso e uma palavra amiga.

Ao Diogo, o meu mais que tudo, obrigada por estares ao meu lado desde o início, por viveres comigo cada alegria e cada obstáculo deste percurso, e por nunca deixares de acreditar em mim.

À minha família, o meu pilar, agradeço de coração. Às minhas irmãs Cármen e Nídia, ao meu irmão André e, acima de tudo, à minha mãe, que tornou este sonho possível e que nunca duvidou da minha capacidade. Este momento é tanto meu como vosso.

E, por fim, aos patudos que me inspiraram a seguir este caminho, o Sancho e a Neca, o meu mais terno agradecimento. Foram o início de tudo.

## RESUMO

### PARASITAS GASTROINTESTINAIS E RESPIRATÓRIOS EM FELINOS NA ILHA DA MADEIRA, PORTUGAL

Os registos parasitológicos em felídeos são escassos em Portugal e praticamente inexistentes na Ilha da Madeira. Perante esta lacuna, foi realizado um estudo epidemiológico com o objetivo de investigar a prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares em gatos alojados em gatis no concelho do Funchal, de forma a avaliar o grau de parasitismo e o seu potencial impacto na saúde pública.

Entre dezembro de 2022 e fevereiro de 2023, foram recolhidas e analisadas 112 amostras fecais, utilizando as técnicas de flutuação de Willis, sedimentação natural, coloração de Ziehl-Neelsen modificada e técnica de Baermann. No total, 35,71% das amostras revelaram-se positivas para pelo menos um parasita, indicando um elevado nível de parasitismo. Foram identificadas nove espécies ou géneros parasitários: *Aelurostrongylus abstrusus* (16,96%), *Cystoisospora felis* (8,93%), *Toxocara cati* (8,04%), *Ancylostoma* spp. (7,14%), *Taenia* spp. (2,68%), *Dipylidium caninum* (1,80%), *Cryptosporidium* sp. (1,64%, num subconjunto de 61 amostras), *Cystoisospora rivolta* (0,89%) e *Toxascaris leonina* (0,89%). *Giardia* spp. e *Troglostrongylus brevior* não foram detetados, ainda que tenham sido pesquisados.

Cinco das nove espécies identificadas apresentam potencial zoonótico significativo. Estes resultados evidenciam uma elevada prevalência de parasitismo na população felina da região e sublinham as implicações em saúde pública associadas a portadores com ausência de sinais clínicos. O estudo reforça a necessidade de uma maior sensibilização da população e dos profissionais de saúde, bem como da implementação de medidas preventivas e de controlo eficazes para mitigar o risco zoonótico.

**Palavras-chave:** Parasitas, Gato, Funchal, Portugal, Macaronésia

## **ABSTRACT**

### **GASTROINTESTINAL AND RESPIRATORY PARASITES IN FELINES ON MADEIRA ISLAND, PORTUGAL**

Parasitological records in felines are scarce in Portugal and virtually non-existent on Madeira Island. In response to this gap, an epidemiological study was conducted to investigate the prevalence of gastrointestinal and pulmonary parasites in domestic cats housed in catteries in the city of Funchal. The aim was to assess the degree of parasitism and its potential impact on public health.

Between December 2022 and February 2023, a total of 112 fecal samples were collected and analyzed using Willis flotation, natural sedimentation, modified Ziehl-Neelsen staining, and the Baermann technique. Overall, 35.71% of samples tested positive for at least one parasite, indicating a high level of parasitism. Nine parasite species or genera were identified: *Aelurostrongylus abstrusus* (16.96%), *Cystoisospora felis* (8.93%), *Toxocara cati* (8.04%), *Ancylostoma* spp. (7.14%), *Taenia* spp. (2.68%), *Dipylidium caninum* (1.80%), *Cryptosporidium* sp. (1.64%, based on a subset of 61 samples), *Cystoisospora rivolta* (0.89%), and *Toxascaris leonina* (0.89%). *Giardia* spp. and *Troglostrongylus brevior* were not detected, although they were assessed.

Five of the nine species identified possess significant zoonotic potential. These findings highlight a substantial prevalence of parasitism in the feline population of the region and emphasize the public health implications posed by carriers showing no clinical signs. The study reinforces the importance of increased awareness among both the general population and healthcare professionals, as well as the implementation of effective preventive and control measures to mitigate zoonotic risk.

**Key-words:** Parasites, Cat, Funchal, Portugal, Macaronesia

# ÍNDICE

AGRADECIMENTOS .....	iii
RESUMO .....	v
ABSTRACT .....	vi
ÍNDICE .....	vii
ÍNDICE DE TABELAS .....	ix
ÍNDICE DE GRÁFICOS .....	x
ÍNDICE DE FIGURAS .....	x
LISTA DE ABREVIATURAS, ACRÓNIMOS E SÍMBOLOS .....	xii
I. INTRODUÇÃO .....	1
1. Estágio Curricular .....	2
1.1 Consultas externas .....	2
1.2 Internamento.....	2
1.3 Exames complementares de diagnóstico.....	3
1.4 Cirurgia .....	3
2. Estágio no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV- Lisboa.....	4
II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	5
1. Nematodes Pulmonares .....	5
1.1 Superfamília Metastrongyloidea.....	5
1.1.1 <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> .....	5
1.1.2 <i>Troglostrongylus brevior</i> .....	8
1.2 Diagnóstico de parasitoses respiratórias.....	10
1.3 Tratamento, controlo e prevenção de parasitoses respiratórias .....	12
2. Nematodes Gastrointestinais.....	13
2.1 Ordem Ascaridida .....	13
2.1.1 <i>Toxocara cati</i> .....	14
2.1.2 <i>Toxascaris leonina</i> .....	15
2.2 Família Ancylostomatidae .....	16
3. Cestodes .....	17

3.1	Taeniidae .....	18
3.2	Dipylidiidae .....	20
4.	Protozoários Gastrointestinais .....	20
4.1	Coccidia .....	21
4.1.1	<i>Cystoisospora</i> spp. ....	22
4.1.1	<i>Cryptosporidium</i> spp. ....	22
4.1	<i>Giardia</i> spp. ....	24
III.	OBJECTIVOS.....	25
IV.	MATERIAIS E MÉTODOS.....	25
1.	Caracterização das amostras e área de estudo.....	25
1.1	Sociedade Protetora dos Animais Domésticos (SPAD).....	26
1.2	Canil Municipal do Funchal (Canil Vasco Gil – CVG).....	27
2.	Colheita, transporte e acondicionamento das amostras .....	28
3.	Técnicas Laboratoriais .....	29
3.1	Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado .....	29
3.2	Técnica de flutuação pelo método de Willis .....	30
3.3	Técnica de sedimentação natural .....	30
3.4	Técnica de Baermann.....	30
4.	Análise estatística .....	32
V.	RESULTADOS.....	32
1.	Caracterização da área geográfica de Estudo.....	32
1.1	Classificação do Clima.....	33
2.	Caracterização da população amostrada .....	33
2.1	Resultados gerais .....	36
2.1.1	Parasitas gastrointestinais .....	37
2.1.2	Parasitas respiratórios .....	38
2.2	Amostras SPAD.....	39
2.2.1	Caracterização da população amostrada SPAD .....	39
2.2.2	Resultados na SPAD .....	40
2.2.2.1	Resultado por método de identificação .....	40

2.3	Amostras CVG.....	41
2.3.1	Caracterização da população amostrada do CVG .....	41
2.3.2	Resultados do CVG .....	42
2.3.2.1	Resultado por método de identificação .....	42
2.4	Análise estatística.....	43
VI.	DISCUSSÃO .....	44
VII.	CONCLUSÃO.....	49
VIII.	REFERÊNCIAS.....	50
IX.	ANEXOS .....	54
1.	Anexo 1 Associações estatísticas em gatos parasitados.....	54
2.	Anexo 2 Associações estatísticas em animais com parasitas gastrointestinais .....	55
3.	Anexo 3 Associações estatísticas em gatos com parasitas respiratórios.....	56
4.	Anexo 4 Base de dados exportada do Excel®.....	57

## ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1	Identificação de L1 após Técnica de Baermann (Beugnet et al., 2018; Crisi et al., 2018). .....	11
Tabela 2	Caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais, frequência e respectivos intervalos de confiança. ....	37
Tabela 3	Caracterização da prevalência de <i>A. abstrusus</i> , frequência e respectivos intervalos de confiança. ....	38
Tabela 4	Caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais, frequência e respectivos intervalos de confiança nas amostras da SPAD.....	40
Tabela 5	Caracterização da prevalência de <i>A. abstrusus</i> , frequência e respectivos intervalos de confiança nas amostras da SPAD.....	40
Tabela 6	Caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais, frequência e respectivos intervalos de confiança nas amostras do CVG.....	42

Tabela 7 Caracterização da prevalência de <i>A. abstrusus</i> , frequência e respetivos intervalos de confiança nas amostras do CVG.....	42
Tabela 8 Relações estatísticas significativas .....	44

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1 Distribuição das amostras por gatil de origem, valores absolutos. ....	33
Gráfico 2 Concelho de origem dos gatos amostrados em cada gatil, valores absolutos.....	34
Gráfico 3 Distribuição dos gatos amostrados com base no regime de coabitação, valores absolutos .....	34
Gráfico 4 Regime de coabitação dos gatos amostrados em cada gatil, valores absolutos. .	35
Gráfico 5 Distribuição dos gatos amostrados com base na faixa etária, valores absolutos.	35
Gráfico 6 Distribuição dos gatos amostrados por faixa etária, valores absolutos. ....	36
Gráfico 7 Sexagem e estado reprodutivo dos gatos amostrados, valores absolutos. ....	36

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Espaço comum do Gatil da SPAD onde é possível ver caixas de areia, bebedouros, comedouros e elementos de enriquecimento ambiental e à direita as jaulas onde alguns animais ficam separados (Original).....	27
Figura 2 Espaço comum no gatil do CVG onde se encontram os animais sem doenças infeto-contagiosas onde é possível observar diversos elementos de enriquecimento ambiental, caixas de areia, comedouros e camas. Ao fundo é possível ver divisão para a sala dos gatos juvenis. À esquerda encontram-se as jaulas individuais (Original). ....	28
Figura 3 Esfregaços corados com o método de Ziehl-Neelsen modificado com os reagentes envolvidos por ordem de utilização da esquerda para a direita: metanol, fucsina, álcool clorídrico a 1% e verde malaquite a 0,4%) (Original).....	29
Figura 4 Materiais para os métodos de sedimentação, flutuação e de Baermann. Legenda: 1- Balança; 2- Solução concentrada de açúcar: 3- Vareta de vidro; 4- Lâminas; 5- Lamelas; 6-	

Passador de rede; 7- Goblé; 8-Copo descartável de plástico; 9- Gaze; 10- Suporte e tubos de ensaio onde se está a dar a sedimentação e a flutuação; 11- Copos de champanhe com as bolsas de gaze para o método de Baermann (Original) . ..... 31

Figura 5 Arquipélagos da Macaronésia, imagem de ArnoldPlaton, 2024. Legenda: Arquipélago da Madeira (roxo), Arquipélago dos Açores (cor de laranja), Arquipélago das Canárias (vermelho), Arquipélago de Cabo Verde (verde). ..... 29

Figura 6 1-*C. felis* (220x), oocistos esporulados (direita) e não esporulados (esquerda); 2-*Toxocara cati* (190x); 3- *Ancylostoma* spp. (230x) ; 4- *Taenia* spp. (220x) (Original). ..... 38

Figura 7 *A. abstrusus* (390x) com foco na cauda em forma de S (Original)..... 39

Figura 8 *Cryptosporidium* spp. 1400x (seta preta)(Original) ..... 41

## LISTA DE ABREVIATURAS, ACRÓNIMOS E SIMBOLOS

% – Percentagem

® – Marca Registada

µm – Micrómetro

χ<sup>2</sup> – Teste Qui-quadrado de Pearson

ADN – Ácido Desoxirribonucleico

CVG – Canil do Vasco Gil / Canil Municipal do Funchal

ELISA – Ensaio de Imunoabsorção Enzimática, do inglês *Enzyme-Linked Immunosorbent*

FeLV – Vírus da Leucemia Felina, do inglês *Feline Leukemia Virus*

FIV – Vírus da imunodeficiência felina, do inglês *Feline Immunodeficiency Virus*

FMV – Faculdade de Medicina Veterinária

g – Grama

g.l. – Graus de Liberdade

HIs – Hospedeiros Intermediários

IC – Intervalo de Confiança

IPMA- Instituto Português do Mar e da Atmosfera

kg – Quilograma

km<sup>2</sup> – Quilómetro quadrado

L1 – Larva estado 1

L3 – Larva estado 3

mg – Miligrama

n – Número

°C – Graus Celsius

p – Nível de significância

PCR – Reação em Cadeia da Polimerase, do inglês *Polymerase Chain Reaction*

sp. – Espécie

SPAD – Sociedade Protetora dos Animais Domésticos

spp. – Espécies

## I. INTRODUÇÃO

A investigação em Medicina Veterinária desempenha um papel fundamental na redução do risco de doenças zoonóticas. Assim, é necessário atualizar constantemente o nosso conhecimento nesta área, através da obtenção de novos dados de prevalência e do desenvolvimento de novas medidas de controlo (Morelli, Diakou, Di Cesare, et al. 2021).

Segundo o relatório anual da Federação Europeia da Indústria de Alimentos para Animais de Estimação (FEDIAF), os gatos são o animal de companhia preferido nos lares europeus, ultrapassando o cão em muitos países. Estimou-se que em 2022, 33% das casas em Portugal acolhessem pelo menos um gato, um aumento de um ponto percentual em relação ao estudo anterior (Veterinária atual, 2019). Este aumento da popularidade tem resultado num aumento correspondente do número de Centros de Atendimento Médico Veterinários dedicados especialmente a estes animais (Veterinária atual, 2019). Apesar disto, a investigação na área felina ainda está consideravelmente aquém da realizada na área canina.

Na Ilha da Madeira, particularmente na cidade do Funchal, existe uma lacuna significativa em estudos acerca de animais de companhia, especialmente no que diz respeito a gatos. Nos últimos anos, o único estudo conhecido pela autora na área da parasitologia felina menciona apenas *Dirofilaria immitis*, *Leishmania infantum* e *Toxoplasma gondii* (Neves et al. 2020), sem qualquer registo de parasitas gastrointestinais ou pulmonares nesta espécie na região.

Os parasitas pulmonares têm sido alvo de estudos recentes em gatos e a crescente importância destas parasitoses tem impulsionado uma série de estudos e pesquisas de campo, clínicas e experimentais (Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021). No entanto, este aumento de interesse pelos parasitas extraintestinais e as conceções generalizadas contribuíram para uma tendência entre os detentores de animais de estimação e veterinários, de subestimar e negligenciar o risco de parasitoses gastrointestinais em gatos (Sweet et al. 2020; Colombo and Traversa, 2024).

Assim, o objetivo principal desta dissertação é contribuir com novos dados de prevalência dos parasitas gastrointestinais e pulmonares encontrados em gatos alojados em gatis da cidade do Funchal, devido à sua relevância em grandes centros urbanos, tanto pela elevada prevalência e facilidade de transmissão, quanto pelo impacto na saúde pública e animal.

Este trabalho inicia-se com um resumo dos estágios realizados pela estudante e é seguido por uma breve revisão bibliográfica dos parasitas gastrointestinais e pulmonares mais relevantes em gatos. A revisão bibliográfica foi selecionada com base nos parasitas esperados numa população felina portuguesa. Em seguida, são definidos os objetivos do estudo de campo, os materiais e métodos utilizados, incluindo a caracterização do local e da população estudada, bem como as técnicas empregadas, seguindo-se os resultados e a sua discussão de forma a obter algumas conclusões.

## **1. Estágio Curricular**

O estágio curricular do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária realizou-se de dia 10 de Outubro de 2022 a 31 de Janeiro de 2023 na Clínica da Sociedade Protetora dos Animais Domésticos (ClíniSPAD) no Funchal. O estágio teve a tutoria da Dr.<sup>a</sup> Cláudia Paixão e teve um total de 625 horas que foram distribuídas pelas seguintes tarefas:

### **1.1 Consultas externas**

Durante o estágio a aluna teve oportunidade de assistir e colaborar nas consultas através da realização da contenção do animal, da realização do exame físico e auxílio nos tratamentos.

As consultas mais frequentes foram as primeiras consultas, consultas de vacinação, consultas pré-cirúrgicas e ortopédicas. A estudante também participou em consultas de reavaliação de realização de tratamentos como a desinfeção de feridas, colocação de pensos e talas e administração de fluidoterapia subcutânea.

Auxiliou, no que possível, situações de urgência como atropelamento e intoxicações agudas por rodenticidas e organofosforados.

Frequentemente, após a consulta, houve espaço para esclarecimentos adicionais e a discussão do caso clínico com o Médico Veterinário Assistente.

O contacto com os detentores permitiu à aluna uma melhor percepção das limitações financeiras que por vezes dificultam a prática médica. Realçou-se a importância de uma boa anamnese e o conhecimento da situação epidemiológica da área onde o animal reside de modo a seleccionar os exames complementares de diagnóstico mais adequados.

### **1.2 Internamento**

No internamento a aluna procurou manter o bem-estar dos animais através da manutenção da higiene das jaulas e foi responsável por realizar o exame físico diário, ajustar a taxa de fluidoterapia e administrar a medicação nos horários previamente estipulados.

Assistiu à algaliação e desobstrução da uretra, à colocação de sonda nasogástrica com posterior alimentação parenteral e teve ainda oportunidade de auxiliar na colheita e transfusão de sangue total em cães.

Devido ao grande número de ninhadas abandonadas na altura a aluna teve ainda oportunidade de auxiliar nos cuidados neonatais de gatinhos até à sua adoção.

### **1.3 Exames complementares de diagnóstico**

Os métodos complementares de diagnóstico mais usados foram sem dúvida o hemograma, bioquímicas gerais e testes de imunocromatografia onde a interpretação dos resultados foi discutida com a aluna. Teve a oportunidade de realizar microhematócritos e esfregaços de sangue fresco para pesquisa de hemoparasitas.

Os exames imagiológicos utilizados foram o raio-X e a ecografia. No raio-X a estudante auxiliou na contenção e posicionamento dos animais e foi, por vezes, responsável pela monitorização dos sinais vitais do animal quando este se encontrava sob sedação. Para além de auxiliar na contenção para realização das ecografias a aluna ainda teve oportunidade de observar e discutir os achados ecográficos durante a realização do exame.

Foram realizadas curvas de glicémia para ajuste da dose de insulina e doseamentos hormonais para diagnóstico de patologias e a sua monitorização.

Foram realizadas citologias de aspiração por agulha fina em nódulos cutâneos e citologias por aposição de lesões cutâneas e zaragatoas auriculares onde a aluna teve oportunidade de observar ao microscópio e discutir os achados com o técnico responsável.

Métodos de flutuação de Willis, sedimentação natural e a técnica de Baermann também foram utilizados para identificação de parasitas gastrointestinais e respiratórios.

### **1.4 Cirurgia**

Na cirurgia a aluna participou na preparação pré-cirúrgica do animal, incluindo a colocação de cateter venoso, a administração de medicação pré-cirúrgica, a tricotomia e a assepsia da zona cirúrgica. Durante as cirurgias pôde auxiliar na monitorização da anestesia e dos sinais vitais do animal.

As cirurgias mais frequentes foram as cirurgias eletivas como ovariohisterectomia e orquiectomia a qual a aluna teve oportunidade de realizar sob supervisão da orientadora. Contribuiu como ajudante de cirurgião numa nodulectomia e ajudou na resolução cirúrgica de um otomatomato sob supervisão do médico assistente.

Outras cirurgias a que a aluna pôde assistir incluíram resolução de piómetra, mastectomia, enucleação, resolução de entropion, amputação de dígito, destartarização, artroplastia, cirurgia por circuncisão para redução de fimose em gato, vulvoplastia em gata e correção de hérnia inguinal.

## **2. Estágio no Laboratório de Parasitologia e Doenças Parasitárias da FMV-Lisboa**

O estágio foi realizado sob a orientação do Professor Doutor Luís Madeira de Carvalho e apoio técnico da Dr<sup>a</sup> Lídia Gomes entre o dia 13 de Março e o dia 27 de Abril de 2023 totalizando 150 horas. Neste estágio a aluna efetuou o processamento das amostras recolhidas no Canil Vasco Gil através dos métodos coprológicos já mencionados e o esfregaço fecal corado com a coloração de Ziehl-Neelsen modificado para identificação de *Cyptosporidium* spp. Foi possível assistir e colaborar noutras técnicas como a imunofluorescência direta aplicada ao diagnóstico deste protozoário.

## II. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

### 1. Nematodes Pulmonares

Nos últimos anos, na Europa, observou-se um aumento de interesse por parte dos investigadores em relação aos nematodes cardiorrespiratórios em cães e gatos, que surgem como parasitas emergentes. Avanços notáveis foram alcançados, sobretudo no que diz respeito ao diagnóstico e tratamento destas infeções (Pennisi et al. 2015).

As infeções por helmintes respiratórios em carnívoros são causadas maioritariamente pela presença e desenvolvimento de nematodes da superfamília Metastrongyloidea no sistema respiratório (Beugnet et al. 2018).

Os três principais parasitas que habitam as vias respiratórias dos gatos são os nematodes *Aelurostrongylus abstrusus* (*A. abstrusus*) (Strongylida, Angiostrongylidae), *Troglostrongylus brevior* (*T. brevior*) (Strongylida, Crenosomatidae) e *Eucoleus aerophilus* (antes conhecido como *Capillaria aerophila*) (Trichinellida, Capillariidae) (Traversa et al., 2021). Outros nematodes, mais raros e ocasionalmente descritos no aparelho respiratório dos gatos são: *Oslerus rostratus* (Strongylida, Filarioididae), *Troglostrongylus subcrenatus* (Strongylida, Crenosomatidae), *Angiostrongylus chabaudi* (Strongylida, Angiostrongylidae) e *Gurltia paralyzans* (Strongylida, Angiostrongylidae) (Barrios et al., 2021; Bowman et al., 2002).

#### 1.1 Superfamília Metastrongyloidea

A superfamília Metastrongyloidea pertencente à ordem Strongylida, inclui sete famílias que afetam sobretudo mamíferos: Metastrongylidae, Protostrongylidae, Crenosomatidae, Angiostrongylidae, Filaroididae, Skrjabinogylidae. e Pseudaliidae (Anderson, 2000).

Os parasitas desta superfamília estão associados ao tecido pulmonar (traqueia, brônquios e ou alvéolos pulmonares) apesar dos adultos habitarem frequentemente os vasos sanguíneos adjacentes (Bowman et al., 2002).

Com exceção de um metastrongilídeo dos suínos, o ciclo de vida destes parasitas é caracterizado pela necessidade de um molusco gastrópode, normalmente terrestre, como hospedeiro intermediário para o desenvolvimento das larvas do primeiro (L1) ao terceiro estágio (L3), a infetante para os hospedeiros vertebrados (Beugnet et al., 2018; Bowman et al., 2002).

##### 1.1.1 *Aelurostrongylus abstrusus*

A aelurostrongilose, também conhecida por estrogilose cardiopulmonar do gato, é causada por *Aelurostrongylus abstrusus* (Bowman et al., 2002; Ferreira da Silva et al., 2005). Este parasita é conhecido na literatura anglo-saxónica como “*feline lungworm*” ou “*cat*

*lungworm*” e é amplamente reconhecido nos gatos domésticos, sendo considerada a parasitose respiratória mais prevalente nesta espécie (Pennisi et al., 2015).

Foi descrito originalmente por Mueller em 1890, mas *A. abstrusus* foi posteriormente estudado por vários investigadores, incluindo Railliet, Braun, Lühe, Henry e Cameron que em 1927 nomeou o género *Aelurostrongylus* dando origem à designação científica utilizada até hoje (Bowman et al. 2002; Ferreira da Silva et al. 2005).

Descoberto na antiga Jugoslávia, o nematode *A. abstrusus* tem sido reportado pelo resto da Europa e restantes continentes apresentando assim uma distribuição mundial (Beugnet et al., 2018). Em Portugal um dos primeiros relatos de aelurostrongilose em gatos domésticos data dos anos 1980, sendo o segundo registado apenas na 1ª década do século XXI (Meireles et al., 1988; Ferreira da Silva et al., 2005).

O nematode adulto pode parasitar os gatos domésticos e silvestres durante vários anos alimentando-se de sangue e habitando os bronquíolos e ductos alveolares (Beugnet et al., 2018). A visualização deste nematode é difícil dada a sua forma capilar e de pequenas dimensões: 4–10 mm de comprimento e 50–80 µm de largura (Beugnet et al., 2018; Ferreira da Silva et al., 2005). É caracterizado por uma abertura oral central triangular rodeada por pequenas papilas, um esófago de forma claviforme, uma glândula excretória longa e um poro excretor localizado ao nível do último terço do esófago. Os machos apresentam uma bolsa copuladora pequena, um raio dorsal bem desenvolvido, espículas curtas e simétricas e um gubernáculo constituído por dois elementos paralelos e de igual dimensão que se unem nas extremidades distais. Nas fêmeas a porção terminal do intestino segue paralela aos dois úteros e na ligação útero-vaginal há um pequeno esfíncter (Gerichter 1949; Beugnet et al. 2018).

As fêmeas adultas depositam os ovos não embrionados que se desenvolvem no parênquima pulmonar até à eclosão das larvas de primeiro estágio (L1). As larvas percorrem o aparelho respiratório, são deglutidas na faringe e excretadas com as fezes para o ambiente. Estas larvas (L1) penetram ativamente os hospedeiros intermediários gastrópodes onde se desenvolvem durante 3 a 5 semanas até ao terceiro estágio (L3). Quando ingeridas pelos felídeos, as larvas L3 atravessam a parede gastrointestinal e seguem através do sistema linfático até ao coração direito e daí para o aparelho respiratório. O período pré-patente tem a duração aproximada de 1 a 2 meses e a libertação de larvas pode prolongar-se por vários meses (Beugnet et al., 2018).

Os felídeos infetam-se normalmente pela caça e ingestão dos hospedeiros paraténicos (roedores, aves, reptéis ou anfíbios) e pela ingestão dos hospedeiros intermediários (HIs) apesar deste comportamento não ser muito observado (Bowman et al., 2002; Traversa et al., 2021). Outra forma de contaminação inclui a ingestão das larvas L3 livres que se mantêm

viáveis até vários dias após a morte dos hospedeiros intermediários ou L3 que são veiculadas com o muco dos HIs e que contaminam a água de bebida e os alimentos (Beugnet et al., 2018; Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021a).

A apresentação clínica da aelurostrongilose é variável e depende de múltiplos fatores, nomeadamente a carga parasitária, o estado geral de saúde, a idade e a resposta imunitária do animal infetado. Esta parasitose pode manifestar-se de diferentes formas, desde a ausência de sinais clínicos detetáveis, passando por quadros subclínicos, até formas clínicas moderadas ou graves, que, nos casos mais graves, podem culminar em pneumonia fatal. Nos gatos adultos com baixa carga parasitária a apresentação mais comum é a de doença ligeira, por vezes, auto-limitante e com cura dos sinais respiratórios em algumas semanas. Sinais respiratórios mais graves e morte são mais frequentes em gatos jovens, debilitados ou imunodeprimidos. Adicionalmente, esta parasitose tem sido associada a mortes anestésicas em gatos (Beugnet et al. 2018).

Os sinais respiratórios incluem tosse crónica de intensidade ligeira a grave, espirros, sibilos, corrimento nasal mucopurulento, dispneia, taquipneia e respiração abdominal de boca aberta. Os sinais gerais incluem letargia, depressão, perda de peso, por vezes diarreia e, a febre, quando presente, está associada a infeções bacterianas secundárias (como pneumonia). No hemograma é frequente encontrar eosinofilia. O quadro clínico pode complicar-se com o aparecimento de piotórax ou pneumotórax causado pela migração das larvas (Beugnet et al. 2018). Um estudo de Napoli et al. (2023) com 15 gatos negou a correlação entre a quantidade de L1 excretadas nas fezes e a gravidade dos sinais clínicos e do dano pulmonar, com exceção de algumas alterações observadas radiologicamente como o padrão intersticial.

As lesões incluem congestão pulmonar e pequenos nódulos acinzentados de 1-10mm de diâmetro disseminados pelo parênquima, que ao corte, podem libertar líquido rico em formas parasitárias. Os nódulos são de origem granulomatosa, no centro encontram-se ovos e larvas L1. Na superfície dos lobos pulmonares é possível ver vários desses nódulos e, por vezes, placas fibrosas acinzentadas. Os parasitas adultos são de difícil observação. Lâminas de histopatologia mostram infiltração fibro-conjuntiva nas células do parênquima, envolvendo os alvéolos. Nas áreas de lise os alvéolos funcionais desaparecem e o sistema arterial mostra-se afetado com endarterite e possíveis tromboembolismos podem obliterar os vasos sanguíneos (Beugnet et al., 2018).

A gravidade dos achados radiográficos está associada à carga parasitária e à cronicidade da infeção (Napoli et al., 2023). Os achados radiográficos não são específicos e normalmente apresentam padrões mistos que se sobrepõem aos de outras condições (por exemplo asma ou pneumonia infecciosa). Nas fases iniciais da aelurostrongilose as

radiografias apresentam um padrão alveolar devido ao exsudado mononuclear e eosinofílico ao redor dos ovos e das larvas de *A. abstrusus*. Essa fase de padrão alveolar geralmente coincide com as consequências clínicas mais graves em gatos infetados. Numa segunda fase surge um padrão intersticial que se torna predominante, normalmente difuso e não estruturado, apesar de também se poder apresentar como nodular. A presença de padrão brônquico é também bastante frequente e pode estar associado a padrões alveolares, intersticiais nodulares ou não estruturados e/ou vasculares. Também foi reportado um alargamento da silhueta cardíaca devido a hipertensão pulmonar (Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021a).

A ação patológica dos parasitas está ligada, não só à resposta imuno-inflamatória do parênquima pulmonar e do endotélio dos capilares infetados (com infiltração de neutrófilos polimorfonucleares, monócitos e posterior reação fibro-conjuntiva), como também à formação de êmbolos de ovos ou larvas L1 nos capilares pulmonares, resultando em hipersensibilidade do tipo III e IV e trombose (Beugnet et al., 2018).

Este parasita parece restrito aos felídeos e a forma larvar presente nas fezes dos gatos não é infetante para outros hospedeiros mamíferos ou aves. Assim sendo, este parasita não apresenta risco para outras espécies de animais e humanos (Bowman et al., 2002).

### **1.1.2 *Troglostrongylus brevior***

O género *Troglostrongylus* inclui quatro espécies que infetam o sistema respiratório de felídeos, dos quais dois já foram reportados em gatos domésticos: *Troglostrongylus brevior* que é assinalado nos brônquios e bronquíolos e *Troglostrongylus subcrenatus*, na traqueia e nos brônquios (Bowman et al. 2002).

Os nematodes *Troglostrongylus* spp. são maiores que os da espécie *A. abstrusus*, atingindo o comprimento de 5 - 24mm. O adulto de *T. brevior* apresenta dimorfismo sexual onde os machos atingem apenas 6,6-7,2mm de comprimento e 0,2-0,33mm de largura e as fêmeas tendem a ser maiores com comprimento de 9,6-16,8mm e largura de 0,26-0,40mm de largura (Beugnet et al., 2018). Nos machos a bolsa copuladora é bem desenvolvida com um raio dorsal oval, com quatro papilas na extremidade e as espiculas simétricas e o gubernáculo ocupam  $\frac{1}{4}$  do comprimento do parasita (Gerichter, 1949).

O ciclo de vida deste género é indireto, semelhante ao do *Aelurostrongylus* spp., com a particularidade da infeção se transmitir não só pela ingestão de larvas L3, mas também por via vertical, das mães para os filhos, através do leite (Traversa et al., 2022).

A distribuição do género *Troglostrongylus* não é tão conhecida, mas a maior parte dos casos têm sido reportados da zona sul e este da Europa e do Médio Oriente (Beugnet et al.,

2018; Traversa et al., 2021). O contágio proveniente do Lince Europeu, *Lynx lynx*, (sendo o hospedeiro natural o gato bravo, *Felis silvestris*) e a combinação de fatores biológicos e climáticos, parecem justificar a distribuição crescente deste parasita (Traversa et al., 2022). Este parasita já foi reportado também em ilhas da zona mediterrânea como Ibiza, Chipre e duas ilhas do mar Egeu, possivelmente introduzido pela ação humana (Traversa et al., 2021). Atualmente é considerado um dos parasitas respiratórios mais prevalente em gatos domésticos e felídeos selvagens, existindo em harmonia com *A. abstrusus* e chegando a ser mais prevalente que o segundo em alguns locais (Traversa et al., 2022).

A doença causada pela infecção de *Troglostrongylus* spp. partilha dos mesmos sinais clínicos de outras doenças do trato respiratório inferior como a tosse e a dispneia. Os sinais inespecíficos da doença podem incluir anorexia, hipertermia ou hipotermia, desidratação, baixa condição corporal e letargia. Espirros e corrimento nasal e/ou ocular, tipicamente sinais de doença respiratória do trato superior, também podem estar presentes em infecções com *T. brevior*, mesmo sem a presença dos agentes patogénicos responsáveis por essas doenças. O mecanismo que leva à presença dos sinais de doença do trato respiratório inferior ainda não é claro apesar de ter sido sugerida a deslocação de secreções bronquiais da cavidade nasal. À auscultação pulmonar é possível ouvir o aumento bilateral do murmúrio vesicular e sibilos. Um sopro cardíaco também já foi relatado num gato de 4 meses com hipertensão pulmonar causada pela infecção por *T. brevior* (Crisi et al., 2018).

Os achados das análises de sangue em gatos com infecção por *T. brevior* são inespecíficos tal como na Aelurostrongilose. Leucocitose é uma alteração comum, por vezes associada a uma anemia ligeira, neutrofilia e monocitose. A eosinofilia, um achado comum em doenças parasitárias, raramente está presente em gatos infetados por *T. brevior* (Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021a).

Devido à escassez de estudos clínicos sobre esta doença o conhecimento da apresentação radiográfica da troglostrogilose ainda é limitado. O principal achado em gatos com infecção mono-específica por *T. brevior* é um padrão brônquico ligeiro a grave, associado ou não a padrões intersticiais e/ou alveolares. À semelhança da aelurostrongilose, poderá existir uma padrão alveolar isolado ou em conjunto com um padrão intersticial e brônquico nas fases iniciais e/ou graves da troglostrogilose. Cardiomegalia do lado direito também pode ser observada ao raio-X causada pela hipertensão pulmonar secundária à troglostrogilose (Morelli, Diakou, Colombo, et al. 2021a).

O diagnóstico de aelurostrongilose e troglostrogilose é pouco frequente, e estas infecções nem sempre são consideradas clinicamente relevantes, o que contribui para uma compreensão limitada da sua prevalência, que é, muito provavelmente, subestimada. Apesar de existirem indicações de que espécies do género *Troglostrongylus* poderão ser mais

patogénicas do que *Aelurostrongylus abstrusus* em gatos domésticos, a informação disponível sobre o impacto clínico das infeções por *Troglostrongylus* spp. continua a ser escassa (Beugnet et al. 2018).

## **1.2 Diagnóstico de parasitoses respiratórias**

A estrongilose respiratória em gatos não é facilmente interpretada na prática veterinária atual, sendo muitas vezes confundida com outros diagnósticos diferenciais como infeções fúngicas, virais ou bacterianas, pólipos nasofaríngeos, bronquite alérgica, corpos estranhos e neoplasias respiratórias. As suspeitas clínicas recaem sobre os gatos com acesso à rua e que subitamente apresentam tosse, dispneia, taquipneia, perda de peso e letargia. Nenhum sinal é patognomónico, portanto as condições epidemiológicas apontarão para a realização de exames complementares. Geralmente esta patologia é diagnosticada erradamente como doença respiratória alérgica ou asma felina e tratada como tal. Como o tratamento é sintomático, o gato infetado pode apresentar melhoria clínica após a administração de corticosteroides e broncodilatadores, portanto os médicos não têm motivos para suspeitar de um diagnóstico incorreto (Beugnet et al. 2018).

O procedimento mais frequente para diagnosticar aelurostrongilose é a observação microscópica e identificação morfológica (tabela 1) das larvas L1 obtidas pelo método de Baermann (sensibilidade de ≈90% para *Aelurostrongylus* sp.), um exame fecal não invasivo e barato (Beugnet et al. 2018; Gueldner et al. 2019). No entanto, este método apenas permite o diagnóstico durante a patência e a sensibilidade é prejudicada pela excreção intermitente e/ou baixa das larvas. Assim, recomenda-se a amostragem durante vários dias consecutivos (3 em intervalos de 48 horas) (Beugnet et al. 2018)), apesar deste procedimento poder, por sua vez, levar a menores taxas de sobrevivência das larvas de primeiro estágio (L1) e diminuir a sensibilidade do exame coprológico para além de retardar o diagnóstico. Além disso, o método de Baermann requer por norma 24h até que larvas L1 possam ser encontradas no sedimento e necessita da observação de um parasitologista clínico treinado para identificar de forma confiável as larvas de *A. abstrusus* (Raue et al. 2021). O maior desafio em todos os procedimentos coprológicos é a colheita de fezes de gatos que têm acesso à rua, porque os tutores não estão cientes dos locais onde os seus gatos defecam e normalmente mostram-se relutantes em mantê-los dentro de casa. Isso representa um problema, pois esses animais são os que correm maior risco de infeção (Gueldner et al. 2019).

A observação de formas parasitárias através do exame microscópico e citológico de lavados broncoalveolares também é uma hipótese de diagnóstico, contudo é muito mais invasivo e exige a anestesia do animal em cada momento (Gueldner et al., 2019).

**Tabela 1 Identificação de L1 após Técnica de Baermann** (Beugnet et al., 2018; Crisi et al., 2018).

Nematode	Morfologia	Dimensões (µm)
<b><i>Aelurostrongylus abstrusus</i></b>	<b>Extremidade anterior:</b> arredondada com boca terminal, esófago não rãbitiforme que ocupa 1/3 a 1/2 do comprimento da larva.	<b>Comprimento:</b> 360–400 µm*
	<b>Extremidade posterior:</b> cauda ondulada em forma de “S” com um entalhe dorsal e uma terminação tipo botão.	<b>Largura:</b> 15 µm
<b><i>Troglostrongylus brevior</i></b>	<b>Extremidade anterior:</b> arredondada com boca subterminal.	<b>Comprimento:</b> 300–357 µm*
	<b>Extremidade posterior:</b> cauda gradualmente cônica até à extremidade, incisão dorsal profunda e incisão ventral ligeira junto à extremidade (com algumas variações individuais)	<b>Largura:</b> 18–19 µm
<b><i>Troglostrongylus subcrenatus</i></b>	<b>Extremidade anterior:</b> pontiaguda com boca subterminal e dorsal.	<b>Comprimento:</b> 269–300 µm
	<b>Extremidade posterior:</b> cauda gradualmente cônica até à extremidade, incisão dorsal profunda e ligeira incisão ventral.	
<b><i>Oslerus rostratus</i></b>	<b>Extremidade anterior:</b> boca central e rodeada de uma cutícula em anel com proeminências dorsais e ventrais.	<b>Comprimento:</b> 216–412 µm
	<b>Extremidade posterior:</b> incisão ventral profunda com espinho cuticular (com algumas variações individuais).	
<b><i>Angiostrongylus chabaudi</i></b>	<b>Extremidade anterior:</b> arredondada, boca terminal	<b>Comprimento:</b>
	<b>Extremidade posterior:</b> cauda ondulada em forma de “S”, espinho subterminal separado por entalhe, incisão ventral ligeira	362–400 µm

\*Variação no comprimento da L1 foi reportada em *A. abstrusus* (mínimo 210 µm, máximo 495 µm) e *T. brevior* (mínimo 203 µm, máximo 382 µm)

Em alguns casos, a deteção molecular por PCR de fezes ou secreções respiratórias pode aumentar a sensibilidade e a especificidade do diagnóstico pois apresenta a vantagem de não depender da presença de L1 nas fezes (Raue et al., 2021).

O ELISA é a nova técnica de diagnóstico de *A. abstrusus*. Este ELISA detecta anticorpos de *A. abstrusus* com sensibilidade entre 88,2% a 100% e especificidade de 85% a 92,6%, dependendo do tipo de placa utilizada. Até à data este método tem sido usado principalmente em pesquisas epizootológicas e não está disponível comercialmente para diagnóstico clínico apesar de poder ser realizado em laboratórios especializados. Com base na natureza do antígeno de diagnóstico, a seroconversão depende da presença dos parasitas pulmonares machos adultos e por isso não permite a detecção de infecções pulmonares imaturas, tal como o método de Baermann. É importante referir que os anticorpos podem persistir por mais 30 dias após a morte do parasita resultando assim em falsos-positivos. De qualquer modo a persistência relativamente curta de anticorpos anti-MSP permite um controlo oportuno do sucesso do tratamento (Raue et al. 2021).

A radiografia de tórax deve ser a primeira avaliação em pacientes com suspeita de distúrbios das vias aéreas inferiores e do parênquima pulmonar. As anormalidades mais comuns em radiografias de tórax de gatos infetados natural ou experimentalmente são o padrão intersticial brônquico, nodular e não estruturado com distribuição multifocal, evoluindo para padrão alveolar generalizado em casos graves. No entanto, esses dados estão relacionados com infecções por *A. abstrusus* ou parasitoses pulmonares mistas e as informações sobre os recursos de imagem da troglóstrogilose são escassas (Crisi et al. 2018). Alterações radiográficas podem ser evidentes antes do aparecimento de sinais clínicos em infecções por nematodes pulmonares, infecções mistas e monoespecíficas, reforçando a necessidade de realizar testes diagnósticos parasitológicos adequados quando os gatos apresentam alterações pulmonares, mesmo que sejam achados acidentais (Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021a).

### **1.3 Tratamento, controlo e prevenção de parasitoses respiratórias**

Após o diagnóstico, um protocolo anti-helmintico deve ser realizado além de tratamento de acordo com os sinais clínicos (Beugnet et al. 2018). Atualmente, formulações contendo fenbendazol, emodepside, moxidectina e eprinomectina são usadas para aelurostrongilose. Ensaios mostraram alta eficácia do fenbendazol oral na dose de 50 mg/kg durante 3 a 5 dias e de soluções tópicas contendo emodepside e moxidectina. Uma única administração das formulações tópicas é geralmente eficaz, mas o tratamento pode ter de ser repetido mensalmente para eliminar o parasita do gato. Um exame coprológico realizado 28 dias após a primeira administração permite avaliar a necessidade de um tratamento repetido (Beugnet et al., 2018; Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021b).

Estudos recentes indicam a eficácia a longo prazo de uma solução tópica contendo moxidectina 1% contra a aelurostrongilose. Além disso, pesquisas continuam para confirmar a eficácia de selamectina e milbemicina oxima (Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021b).

O conhecimento sobre opções de tratamento e controle para *T. brevior* é limitado. Atualmente, apenas a eprinomectina tópica é usada eliminando larvas imaturas e adultas. Estudos clínicos recentes apresentam também evidências promissoras na moxidectina e emodepside no tratamento de infecções mistas (Morelli, Diakou, Colombo, et al., 2021b).

O controle destas parasitoses passa pela desparasitação regular de gatos com acesso ao exterior, a diminuição da caça dos gatos e o controle dos gastrópodes que podem eliminar larvas L3 infecciosas nos jardins, especialmente em áreas rurais onde gatos selvagens ou errantes podem estar presentes e manter o ciclo com hospedeiros intermediários ou paraténicos (Bowman et al. 2002; Beugnet et al. 2018).

## **2. Nematodes Gastrointestinais**

### **2.1 Ordem Ascaridida**

Os parasitas que pertencem à ordem Ascaridida são notáveis pela sua aparência robusta, coloração bege e presença da sua característica boca trilabiada composta por três lábios bem desenvolvidos (Bowman et al., 2002).

Estes parasitas apresentam normalmente um ciclo de vida monoxeno, sendo os adultos tipicamente encontrados no intestino delgado. Embora não sejam hematófagos, os ascarídeos prejudicam o hospedeiro por se alimentarem de grandes quantidades de glucose, aminoácidos, vitaminas e minerais presentes no intestino do hospedeiro, resultando assim em danos significativos para o último (Beugnet et al., 2018; Bowman et al., 2002).

Os parasitas desta ordem mais relevantes no gato são *Toxocara cati* (*T. cati*) e *Toxascaris leonina*, ambos com distribuição cosmopolita. Apesar do gato não ser o seu hospedeiro definitivo, *Toxocara canis* também pode infetar o gato em raras ocasiões (Bowman et al., 2002).

Os ovos de ascarídeo são facilmente identificados nas fezes. As fêmeas são muito prolíferas depositando no intestino delgado ovos esféricos a subsféricos medindo aproximadamente 75 a 85 µm de diâmetro. Estes ovos contêm uma única célula acastanhada que não preenche todo o ovo. A parede do ovo é acastanhada e espessa apresentando estrias e lamelas concêntricas. A camada externa da parede é irregular no género *Toxocara* enquanto que nos ovos do género *Toxascaris* é completamente lisa e elipsoide (Bowman et al., 2002). A distinção é importante porque apenas *Toxocara* spp. é zoonótico (Beugnet et al., 2018).

Os parasitas adultos podem ser observados na necrópsia ou quando expelidos nas fezes ou vômito (Beugnet et al., 2018). Em caso de observação dos parasitas adultos também é possível distinguir *Toxocara cati* de *Toxascaris leonina* através das asas cervicais que apresentam, o primeiro com uma forma de flecha e o segundo com uma forma mais alongada e estreita (Bowman et al., 2002).

No que diz respeito ao tratamento da ascaridiose em gatos, diversos anti-helmínticos, como o fenbendazol, mebendazol, piperazina e pirantel, demonstraram eficácia contra os nematodes adultos. No entanto, merece destaque a eficácia superior dos benzimidazois no combate às fases larvares da infecção (Taylor et al., 2015).

O controlo desta parasitose passa pelas desparasitações periódicas dos animais, manutenção da boa higiene dos espaços e o controlo de possíveis hospedeiros paraténicos (Taylor et al., 2015).

### **2.1.1 *Toxocara cati***

O nematode *Toxocara cati* é o parasita gastrointestinal mais frequente no gato e responsável por uma das zoonoses parasitárias mais frequentes (Wolken et al., 2012).

As fêmeas adultas do *T. cati* depositam os seus ovos no intestino delgado do gato, o seu hospedeiro definitivo. Em condições ambientais propícias, os ovos desenvolvem-se em 3 a 4 semanas, tornando-se infecciosos com a larva L3 (Beugnet et al., 2018). O período pré-patente desta espécie é de 8 semanas (Wu, 2022).

Nos gatos, a infecção por *T. cati* pode ocorrer através da ingestão de larvas no leite materno até 10 dias após o parto, pela predação de hospedeiros paraténicos infetados ou pela ingestão de ovos embrionados infecciosos. É de realçar que a transmissão transplacentária não ocorre nesta espécie (Beugnet et al., 2018; Bowman et al., 2002).

Em gatos que se infetam antes dos 6 meses, ao ingerirem ovos embrionados do ambiente, as larvas realizam uma migração através do fígado, pulmões e traqueia, atravessando os brônquios enquanto estes ainda são permeáveis às larvas. Posteriormente, as larvas são deglutidas, regressando ao intestino delgado e completando o seu ciclo de vida (Wu 2022). Já em gatos infetados após os 6 meses de idade, ao ingerirem ovos embrionados, as larvas podem realizar migrações somáticas e enquistar-se em vários tecidos do gato (Beugnet et al., 2018).

Os ovos embrionados presentes no ambiente podem ser ingeridos por outros animais, como roedores, aves, minhocas e baratas. Nessas espécies, as larvas migram e permanecem vivas e infecciosas na forma quística até que o hospedeiro seja consumido pelo gato, onde o

parasita completa seu ciclo de vida sem realizar migrações (Bowman et al., 2002). Devido à natureza de seu ciclo de vida, estes parasitas são encontrados principalmente, embora não exclusivamente, em carnívoros jovens (Beugnet et al., 2018).

Infeções com baixas cargas parasitárias geralmente não apresentam sinais clínicos (ESCAAP, 2021), no entanto, quando os sinais estão presentes, os mais comuns desta infecção incluem caquexia, atraso no crescimento e distensão abdominal. Em casos de grandes cargas parasitárias, podem ocorrer obstruções intestinais, intussusceções e vômitos que contêm as formas adultas dos parasitas (ESCAAP, 2021). Gatinhos, em particular, podem desenvolver pneumonia como resultado da infecção e posterior migração pulmonar (ESCAAP, 2021).

Necrópsias em gatos infetados por este parasita podem revelar áreas de fibrose no fígado, decorrentes da migração das larvas nesse órgão. A migração para os pulmões pode causar pequenas áreas de hemorragia e inflamação alveolar. Embora relatos anteriores tenham mencionado úlceras gástricas perfuradas e hipertrofia da artéria pulmonar em associação com a infecção por *T. cati*, essas observações não foram corroboradas nos últimos anos (CAPC, 2022).

A CAPC (2022) recomenda o rastreio de parasitas internos em gatinhos pelo menos 4 vezes por ano, e em gatos adultos, a frequência mínima recomendada é de 2 vezes por ano, considerando o estilo de vida de cada animal. Essa prática é essencial devido à frequente ausência de sinais clínicos desta parasitose e ao risco zoonótico associado. O diagnóstico pode ser realizado através da detecção de ovos nas fezes utilizando métodos como a flutuação fecal, teste de antígeno ou PCR (ESCAAP, 2021; CAPC, 2022).

Recomenda-se que o tratamento inclua a desparasitação interna, sendo realizada pelo menos 4 vezes ao longo do ano (ESCAAP, 2021). Gatas gestantes devem ser desparasitadas utilizando uma pipeta de emodepside administrada topicamente, aproximadamente 7 dias antes da data prevista para o parto, a fim de prevenir a transmissão lactogênica de *T. cati* para os filhotes (ESCAAP, 2021). Para gatinhos, o tratamento pode ser iniciado às 3 semanas de idade e repetido a cada duas semanas até duas semanas após o desmame. Posteriormente, os gatinhos devem receber tratamentos mensais até atingirem os seis meses de idade (ESCAAP, 2021).

### **2.1.2 *Toxascaris leonina***

*Toxascaris leonina* pode afetar animais carnívoros domésticos, incluindo cães e gatos, bem como animais selvagens nomeadamente a raposa (Beugnet et al., 2018). Os gatos infetam-se pela ingestão de ovos embrionados com a larva L3 ou através da ingestão de um

hospedeiro paraténico com essa larva enquistada nos tecidos (Taylor et al., 2015). É, portanto, mais comum em ambientes rurais devido ao aumento do comportamento de caça de ratos (Beugnet et al., 2018). O parasita desenvolve-se até à maturidade na parede intestinal do hospedeiro definitivo sem efetuar migrações (Beugnet et al., 2018).

A infecção exclusiva por *Toxascaris leonina* é rara e normalmente está associada ao *Toxocara cati*. Os sinais são normalmente discretos ou semelhantes aos do género *Toxocara* spp. (Beugnet et al., 2018).

## **2.2 Família Ancylostomatidae**

Os parasitas que pertencem à família Ancylostomatidae localizam-se no intestino delgado, apresentando-se como organismos pequenos, cilíndricos, finos e de cor branca, com aproximadamente 10 mm de comprimento (Beugnet et al., 2018).

A forma infetante desse parasita é a larva de terceiro estágio (L3), podendo ocorrer a infecção por via oral ou cutânea. Quando ingerida, a larva penetra na parede gástrica ou no intestino delgado proximal, alcançando a maturidade antes de regressar ao lúmen. Na infecção por via cutânea, as larvas migram para os pulmões, traqueia e esófago, sendo posteriormente deglutidas. Nesse caso, as larvas penetram novamente na parede do trato gastrointestinal, permanecendo menos tempo até atingirem a maturidade. O ciclo biológico é direto, embora exista a possibilidade de ciclos indiretos com hospedeiros paraténicos como roedores, nos quais as larvas se enquistam nos tecidos, permanecendo viáveis por vários meses (Bowman et al., 2002). O período pré-patente ronda as 2 semanas (Bowman, 2021).

No gato, os dois géneros predominantes são *Ancylostoma* e *Uncinaria*. O género *Ancylostoma* é caracterizado por possuir ganchos na parte frontal da cápsula bucal, enquanto o género *Uncinaria* apresenta placas cortantes nessa região. A espécie mais comum em gatos é *Ancylostoma tubaeforme* (Bowman et al., 2002).

Noutros continentes, existem diferentes ancilostomatídeos que afetam os gatos. Nas áreas costeiras de África e da América, encontra-se *Ancylostoma braziliense*, e na Ásia, *Ancylostoma ceylanicum*, ambos capazes de infetar cães e os seres humanos (Bowman et al., 2002).

Apesar da ancilostomatose ocorrer globalmente, os parasitas do género *Ancylostoma* são mais prevalentes em regiões de clima mais quente. Em contraste, o género *Uncinaria* parece adaptar-se melhor a regiões temperadas e frias, sendo originalmente considerado um parasita da raposa (Beugnet et al., 2018).

Os parasitas desta família utilizam os seus aparelhos bucais específicos para se fixarem na mucosa intestinal e se alimentarem. *Ancylostoma* spp. requer oxigénio, alimentando-se principalmente de sangue, enquanto *Uncinaria stenocephala* (*U. stenocephala*) alimenta-se predominantemente de componentes dos tecidos da mucosa intestinal (ESCAAP, 2021).

Embora infeções graves possam causar sinais como diarreia com sangue, anemia, perda de peso, atraso no crescimento e defeitos na pelagem, *Ancylostoma tubaeforme* é geralmente considerado de baixa patogenicidade (M. Hendrix & Robinson, 2022; ESCAAP, 2021). Devido à penetração das larvas nas almofadas plantares, podem ocorrer lesões cutâneas locais (ESCAAP, 2021). *U. stenocephala* é considerado ainda menos patogénico que o *Ancylostoma tubaeforme* (ESCAAP, 2021).

Os ovos de *Ancylostoma* e *Uncinaria* são típicos do tipo "estrongilídeo", apresentando uma superfície lisa, clara, incolor e relativamente fina, com casca elipsoidal e embrião em mórula (M. Hendrix & Robinson, 2022). Os ovos de *Ancylostoma tubaeforme* possuem dimensões médias de 55–76µm por 34–45 µm, enquanto os de *Uncinaria stenocephala* são maiores, variando de 70 a 90µm de comprimento por 40 a 50 µm de largura (Bowman et al., 2002).

O diagnóstico é realizado pela identificação de ovos em amostras fecais frescas usando o método de flutuação, embora os dois géneros sejam indistinguíveis. Quando encontrados, o tratamento é recomendado (ESCAAP, 2021).

A maioria dos medicamentos anti-helmínticos disponíveis, como imidazóis (levamisol), pirimidinas (pirantel), benzimidazóis e probenzimidazóis (febantel, febendazol, oxfendazol, mebendazol, oxibendazol, flubendazol), lactonas macrocíclicas (ivermectina, selamectina, espironomectina, milbemicina oxima, moxidectina) e octadepsipeptídeos (emodepside), demonstram eficácia contra os ancilostomatídeos (Beugnet et al., 2018).

O controlo e prevenção de surtos desta parasitose envolvem a desparasitação regular de carnívoros com anti-helmínticos de ação larvicida, bem como o tratamento das fêmeas gestantes nos 15 dias anteriores ao parto. Em termos de controlo ambiental, é crucial proceder à remoção periódica das fezes e à limpeza semanal das áreas pavimentadas com a aplicação de desinfetantes ou água a ferver. Além disso, é recomendado cobrir as áreas lamacentas com gravilha e implementar medidas de controlo de pragas de roedores (Beugnet et al., 2018).

### **3. Cestodes**

Cestoda é uma classe do Filo Platyhelminthes composta por diversos organismos conhecidos como cestodes. Estes seres possuem corpos parenquimatosos acelomados, e

ambos os sexos estão presentes no mesmo indivíduo. A classe é subdividida em cerca de 18 ordens, sendo as duas principais ordens de interesse para os veterinários clínicos a Cyclophyllidea, cujos membros são encontrados principalmente em vertebrados terrestres, e a Diphyllbothriidea, cujos membros têm estádios aquáticos como parte dos seus ciclos de vida (Bowman, 2021).

Os cestodes ciclofilídeos, notáveis por serem os mais comuns em hospedeiros vertebrados terrestres, incluem cinco famílias de importância veterinária: Taeniidae, Mesocestoididae, Anoplocephalidae, Dipylidiidae e Hymenolepididae. O hospedeiro intermediário, que contém o metacestóide (segundo estágio larvar), pode ser um mamífero (Taeniidae) ou um artrópode (Anoplocephalidae, Dipylidiidae, Hymenolepididae) (Bowman, 2021).

Um cestode adulto é essencialmente constituído por uma cadeia (estróbilo) de unidades reprodutivas independentes (proglotes) em maturação progressiva. Na extremidade anterior, apresenta órgãos de fixação à parede do intestino do hospedeiro, o escólex, seguido pelo pescoço, a única área não segmentada a partir da qual se formam as unidades do estróbilo. O cestode é um parasita que se destaca por não possuir sistema digestivo, e o seu corpo em forma de fita permite uma elevada área de superfície, uma vantagem distinta para um organismo que absorve toda a nutrição através do tegumento. Alguns cestodes podem atingir comprimentos consideráveis, de vários metros (Bowman, 2021).

Sendo os cestodes hermafroditas, a fecundação pode ser direta ou cruzada. O zigoto produzido pela fertilização é envolvido em células vitelinas e, por vezes, por uma cápsula. O primeiro estágio larvar desenvolve-se dentro do ovo e é chamado de oncosfera. A oncosfera totalmente formada consiste num embrião hexacanto com seis ganchos usados para a motilidade e perfuração do intestino dos HIs. No caso dos ovos dos ciclofilídeos, estes não apresentam opérculo (Bowman, 2021).

### **3.1 Taeniidae**

Os cestodes que pertencem ao género *Taenia* podem atingir dezenas a centenas de centímetros de comprimento, variando conforme a espécie e o grau de maturidade do espécime. O escólex apresenta quatro ventosas e um rostelo não retrátil armado com duas fileiras de ganchos. Os segmentos são mais ou menos retangulares, com poros genitais unilaterais alternando irregularmente de um lado para o outro ao longo do estróbilo. Os ovos nos proglotes ovíferos são característicos desta classe. A diferenciação entre géneros e espécies baseia-se no número e tamanho dos ganchos rostelares e na morfologia dos proglotes maduros (Bowman, 2021).

Os proglotes ovígeros são eliminados nas fezes do hospedeiro carnívoro definitivo. Estes segmentos migram pela pelagem do hospedeiro ou para a superfície da massa fecal, libertando as oncosferas no processo. Se ingerido por um hospedeiro intermediário vertebrado, o ovo eclode, e o embrião hexacanto penetra a parede do intestino, migrando geralmente para o fígado, membranas peritoneais ou músculos esqueléticos e cardíacos. Aqui, o embrião hexacanto cresce, forma uma vesícula e diferencia-se para formar o estado de metacestóide, infeccioso para o hospedeiro definitivo. Os quatro tipos de larvas de metacestóides das espécies do género *Taenia* são denominados: cisticerco, estrobilocerco, cenuro e hidátide (Bowman, 2021).

*Taenia taeniaeformis*, comum em gatos domésticos, possui um estado larvar do tipo estrobilocerco, denominado *Cysticercus fasciolaris*, que não apresenta um potencial zoonótico significativo (Bowman, 2021). Geralmente, os gatos são infetados pela ingestão de roedores, especialmente murganhos, que contêm *Cysticercus fasciolaris* (Beugnet et al. 2018). O adulto desenvolve-se no intestino delgado dos gatos, com um período pré-patente variando entre 34 e 80 dias e as infeções podem permanecer patententes por 7 a 34 meses (Bowman, 2021).

Os gatos também podem servir como hospedeiro final do parasita zoonótico *Echinococcus multilocularis* (*E. multilocularis*). Este parasita mede apenas 1,2 a 7 mm e é composto apenas por um escolex seguido de três proglotes: um imaturo, um maturo e um ovigero (Beugnet et al., 2018).

*E. multilocularis* é endêmico na Europa Central e Oriental onde o principal hospedeiro definitivo é a raposa vermelha e o principal hospedeiro intermediário são os roedores dos géneros *Arvicola* e *Microtus* (ESCAAP, 2021).

O diagnóstico específico de infeções por *Echinococcus* em hospedeiros definitivos é difícil pois os ovos de tenídeos (incluindo *Echinococcus* spp. e *Taenia* spp.) não podem ser distinguidos morfológicamente. A distinção implica testes de ADN para identificação de espécies e/ou genótipos e estes só se realizam em laboratórios especializados. Portanto, em áreas endêmicas de *Echinococcus*, as infeções por tenídeos baseadas na deteção de ovos devem ser tratadas como possíveis infeções por *Echinococcus* (ESCAAP, 2021).

Quando infetados, os gatos excretam, geralmente, um baixo número de ovos que não demonstraram ser infecciosos em condições experimentais. Assim sendo representam um risco epidemiológico mínimo. Contudo, como precaução, os gatos com excreção de ovos de tenídeos devem ser tratados adequadamente. O controlo desta doença passa pelo tratamento dos animais infetados ou em situações de risco com praziquantel ou epsiprantel de quatro em quatro semanas. Deve-se evitar o consumo de carne crua pelos gatos (ESCAAP, 2021).

### **3.2 Dipylidiidae**

*Dipylidium caninum* (*D. caninum*) é o cestode mais comum do intestino delgado dos carnívoros domésticos e a infecção ocorre pela ingestão do hospedeiro intermediário, que inclui pulgas (*Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis* e *Pulex irritans*) e piolhos (*Trichodectes canis*), portadores da forma infecciosa do parasita, a larva cisticercoide *Cryptocystis trichodectes* (Urquhart et al. 1996; M. Hendrix & Robinson, 2022). A partir de cada cisticercoide ingerido pelos cães ou gatos, desenvolve-se um parasita adulto, e o período pré-patente deste parasita é de 14 a 21 dias (M. Hendrix & Robinson, 2022).

Apesar de ser raro, este parasita é zoonótico quando a larva cisticercoide, presente no hospedeiro intermediário, é ingerida por humanos (ESCAAP, 2021; M. Hendrix & Robinson, 2022). O parasita adulto pode atingir até 50 cm de comprimento, possuindo um escólex com quatro ventosas, um rostelo cônico, proeminente e retrátil, coberto de ganchos semelhantes a espinhos de rosa (Bowman, 2022; M. Hendrix & Robinson, 2022). Os proglotes possuem um poro lateral localizado ao longo do ponto médio de cada um dos bordos laterais. Proglotes grávidos assumem uma forma de barril e contêm milhares de cápsulas ovíferas, cada uma com 20 a 30 embriões hexacantos. Após exposição prolongada ao ambiente, os proglotes desidratam, assemelhando-se a grãos de arroz (M. Hendrix & Robinson, 2022).

O diagnóstico envolve a observação e identificação dos proglotes de *D. caninum*, que inicialmente apresentam motilidade, na pelagem da área perianal, ou mesmo nas fezes. O diagnóstico também pode ser realizado pela observação de ovos nas fezes resultantes da rutura dos proglotes, embora a eliminação de ovos livres nas fezes seja rara, tornando as técnicas coprológicas menos sensíveis para o diagnóstico dessa parasitose (A. Alho et al., 2015).

*D. caninum* pode levar apenas 2 a 3 semanas para evoluir de um cisticercoide para um cestode adulto com eliminação de segmentos. Assim, os benefícios da terapia anti-helmíntica são limitados a um curto espaço de tempo a menos que as pulgas e os piolhos mastigadores também sejam controlados (Bowman, 2021).

## **4. Protozoários Gastrointestinais**

Os protozoários, organismos unicelulares, apresentam uma ampla diversidade em tamanho, forma e estrutura, sendo a maioria microscópica e poucos visíveis a olho nu. Embora a maioria destes seres seja de vida livre, aqueles que parasitam os animais domésticos podem revelar-se altamente patogênicos, causando alterações patológicas significativas nos tecidos e órgãos dos animais (M. Hendrix & Robinson, 2022).

O reino Protista divide-se em vários filões, categorizados consoante a forma como se movem no seu ambiente. Na parasitologia veterinária, destacam-se os filões mais relevantes: Sarcocystophora (englobando os flagelados e amebas), Ciliophora (com os ciliados) e Apicomplexa (contendo as coccídias, agentes da malária e piroplasmas) (M. Hendrix & Robinson, 2022).

Os sinais clínicos resultantes da infeção são observados principalmente em animais jovens. Os animais adultos geralmente desenvolvem alguma imunidade após infeções anteriores e raramente manifestam sinais de doença, salvo em casos de animais geriátricos, doentes crónicos, imunocomprometidos, animais gravemente stressados e possivelmente em animais gestantes. Apesar disso, os animais adultos podem continuar a ser uma fonte de infeção e transmitir doenças aos seus descendentes. O estado de saúde e os antecedentes do animal devem ser sempre considerados (ESCAAP, 2018).

Cães e gatos que vivem em canis, gatis, abrigos de animais ou em ambientes densamente povoados, com saneamento precário, apresentam um risco acrescido de contrair infeções com transmissão direta, como as provocadas pelos géneros *Giardia*, *Tritrichomonas*, *Cryptosporidium* e *Cystoisospora*. O acesso ao exterior também pode influenciar o risco de infeção. Animais que têm contacto com roedores e consomem carne crua, incluindo vísceras, material fetal ou placentário, correm o risco de adquirir infeções por coccídias formadoras de quistos, tais como as dos géneros *Neospora*, *Hammondia*, *Toxoplasma* e *Sarcocystis* (ESCAAP, 2018).

Tendo em conta a orientação prática desta dissertação abordaremos de forma mais detalhada os géneros *Cryptosporidium* e *Cystoisospora*, e a espécie *Giardia duodenalis* dado a sua importância na Saúde Pública e Veterinária (ESCAAP, 2018).

#### **4.1 Coccidia**

As coccídias, inseridas no filo Apicomplexa, representam o grupo mais complexo e diversificado dos protozoários. Ao parasitarem animais domésticos, são geralmente localizadas no epitélio intestinal, células sanguíneas ou sistema retículo-endotelial. Os seus organelos locomotores são internos, permitindo moverem-se através de movimentos ondulatórios. Dentro deste contexto, destaco na presente investigação alguns dos géneros mais relevantes que parasitam o intestino felino, nomeadamente *Cystoisospora* e *Cryptosporidium* (M. Hendrix & Robinson, 2022).

#### **4.1.1 *Cystoisospora* spp.**

O género *Cystoisospora* demonstra uma estrita especificidade em relação ao seu hospedeiro. No caso dos felinos, as espécies identificadas são *Cystoisospora felis* (*C. felis*) e *Cystoisospora rivolta* (*C. rivolta*), não apresentando implicações zoonóticas (ESCAAP, 2018).

A infecção ocorre, geralmente, por via fecal-oral, através da ingestão de oocistos esporulados. O ciclo de vida é monoxeno, com as formas parasitárias a desenvolverem-se e multiplicarem-se intracelularmente nos enterócitos do intestino delgado. Após um período pré-patente de 6 a 10 dias, os oocistos são excretados nas fezes, completando o seu desenvolvimento no ambiente até ao estágio infeccioso, o oocisto esporulado. Estes oocistos mantêm-se infecciosos no ambiente durante vários meses, acumulando-se em locais com elevada densidade populacional, como canis e gatis (ESCAAP, 2018).

Outros animais, como roedores ou ruminantes, podem atuar como hospedeiros paraténicos após a ingestão de oocistos. Nestes casos, os parasitas permanecem num estado de repouso conhecido como "dormozoíto" ou "hipnozoíto", que pode prolongar-se por vários anos. Após a ingestão do dormozoíto pelo hospedeiro definitivo, o período pré-patente é ligeiramente mais curto, com uma variação no período de excreção, embora a maioria dos animais elimine oocistos durante 5 a 10 dias (ESCAAP, 2018).

As principais infeções ocorrem em gatinhos durante o período de amamentação até à oitava semana, adquirindo-se, geralmente, através da ingestão de oocistos do ambiente. A cistoisosporose está associada à diarreia, podendo as fezes, em casos graves, conter sangue, causando morbidade ou mortalidade em casos extremos. A apresentação clínica está muitas vezes ligada a co-infeções virais, helmínticas, bacterianas e a alterações na dieta. Em casos de reinfeção, os animais tendem a excretar menos oocistos e podem não apresentar sinais clínicos (ESCAAP, 2018).

A deteção dos oocistos pode ser realizada através do teste de flutuação fecal durante o período patente. O de *C. felis* apresenta-se oval, incolor a acastanhado, com dimensões de 38 a 51 µm por 27 a 29 µm, enquanto o de *C. rivolta* é semelhante, mas com uma forma mais arredondada e dimensões menores: 21 a 28 µm por 18 a 23 µm (ESCAAP, 2018; M. Hendrix & Robinson, 2022).

#### **4.1.1 *Cryptosporidium* spp.**

Os protozoários do género *Cryptosporidium* pertencem ao filo Apicomplexa, integrando a classe Coccidea (sentido lato) e a família Cryptosporiidae. Caracterizam-se por um ciclo de vida monoxeno e um desenvolvimento intracelular extracitoplasmático, ocorrendo

imediatamente abaixo da membrana celular. A manifestação clínica predominante da infecção por este parasita é a diarreia (Beugnet et al., 2018).

A criptosporidiose, desencadeada sobretudo por *Cryptosporidium parvum*, é uma doença parasitária que afeta diversas espécies de mamíferos, incluindo cães e gatos. Esta condição é associada a episódios de diarreia, podendo ser aguda em animais jovens e em indivíduos mais velhos com sistemas imunológicos comprometidos. Diversas espécies, como o *Cryptosporidium felis*, afetam especificamente os gatos. A zoonose é uma possibilidade, com alguns genótipos apresentando maior potencial zoonótico do que outros. Importa salientar que, ao contrário do que acontece com outros animais como os ruminantes, a criptosporidiose ainda não foi extensivamente descrita em carnívoros (Beugnet et al., 2018).

Os oocistos esporulados, libertados nas fezes, têm uma forma oval a esférica, medindo apenas 5 a 8 µm, e contêm quatro esporozoítos. Após a ingestão por um hospedeiro adequado, o oocisto liberta os quatro esporozoítos, que invadem a borda das microvilosidades das células das glândulas gástricas ou da região abaixo das glândulas de Brunner no intestino delgado. Dentro de vacúolos parasitóforos, o *Cryptosporidium* spp. passa por diversas fases de desenvolvimento, incluindo esquizogonia, gametogonia, fertilização e esporogonia (Bowman, 2021).

O diagnóstico pode ser realizado através da observação direta de uma lâmina obtida pelo método de flutuação fecal simples com solução saturada de sacarose de densidade específica de 1,3. No entanto, a visualização dos oocistos é desafiante devido à sua natureza incolor, transparente e reduzida dimensão. Outras opções incluem a observação de um esfregaço fecal direto, corado com corantes específicos para parasitas ácido-álcool resistentes ou utilizando a técnica de ELISA (M. Hendrix & Robinson, 2022).

Dada a possibilidade de infecção em humanos, as fezes suspeitas de abrigar este protozoário devem ser manipuladas com extrema precaução. *Cryptosporidium* spp. é um género em que algumas das espécies são parasitas zoonóticos, sendo *Cryptosporidium parvum* a espécie mais comum com potencial zoonótico. Outras espécies, como *Cryptosporidium canis*, *Cryptosporidium felis*, *Cryptosporidium meleagridis* (em aves), *Cryptosporidium muris* (em ratos) e *Cryptosporidium suis* (em porcos), também foram identificadas em seres humanos (M. Hendrix & Robinson, 2022).

Atualmente, não existe nenhum protocolo de tratamento específico para a criptosporidiose em gatos e cães, uma vez que a infecção tende a resolver-se espontaneamente, sendo adotados apenas tratamentos de suporte, como reposição de fluidos e medicamentos espasmolíticos (ESCAAP, 2018). Os oócitos mantêm-se viáveis durante meses, salvo se expostos a condições específicas de temperatura (abaixo de 0°C ou acima de 65°C), desidratação ou a desinfetantes em concentrações específicas, tornando

imprescindíveis medidas rigorosas de higiene para prevenir a propagação da infecção (Bowman, 2021; ESCAAP, 2018).

#### **4.1 *Giardia* spp.**

Os parasitas do género *Giardia*, integrante do grupo de protozoários flagelados, têm um impacto significativo na saúde dos em animais de estimação (M. Hendrix & Robinson, 2022). *Giardia duodenalis*, também conhecida como *Giardia intestinalis* ou *Giardia lamblia*, infeta vários vertebrados, incluindo cães e gatos. A sua classificação atual divide-se em grupos (estirpes ou genótipos) A a H, com uma especificidade de hospedeiro variável. A estirpe A foi identificada tanto em cães como em gatos, enquanto a estirpe B é mais rara. Em casos de infecção humana por *Giardia* spp., as estirpes A ou B estão frequentemente envolvidas, destacando o potencial papel zoonótico desta infecção em animais de estimação ([ESCCAP], 2018).

Os trofozoítos de *Giardia* spp. possuem uma adaptação especializada para se fixarem à mucosa das células epiteliais intestinais, apresentando uma forma semelhante a uma lágrima e dois núcleos. Geralmente localizados no intestino delgado, estes trofozoítos tendem a formar quistos infecciosos antes de serem excretados nas fezes. O quisto maduro, que contém dois trofozoítos potenciais, é a forma predominante encontrada nas fezes de um hospedeiro infetado. Os trofozoítos podem ser eliminados, especialmente nas fezes diarreicas. No entanto, em quase todos os casos, os trofozoítos são considerados fontes improváveis de infecção, pois têm uma capacidade limitada de sobrevivência no ambiente e sofrem lise quando depositados em água doce, devido à sua incapacidade de osmoregulação (Bowman, 2021).

Carnívoros que tenham ingerido quistos geralmente manifestam sinais clínicos uma semana depois, porém o período de incubação varia consideravelmente entre animais, sendo que alguns permanecem sem sinais clínicos e tornam-se portadores. Existem duas formas da doença: uma forma aguda, que é rara, e uma forma crónica mais comum. A forma aguda caracteriza-se por diarreia aquosa resistente ao tratamento, cólicas, inchaço e alteração no estado geral do animal, geralmente sem febre. A forma crónica é identificada por diarreia pastosa e malcheirosa e esteatorreia que resulta em fezes amareladas e gordurosas. A frequência de evacuação é frequentemente aumentada, variando de uma a cinco ou seis vezes por dia. Dor abdominal é perceptível à palpação. O estado geral do animal deteriora-se gradualmente, ocorrendo polidipsia e perda de peso, embora o apetite geralmente seja mantido (Beugnet et al., 2018).

O diagnóstico das diferentes espécies de *Giardia* é efetuado através da técnica convencional de flutuação fecal. O sulfato de zinco e a solução concentrada de açúcar são considerados os meios de flutuação mais eficazes para a recuperação de quistos. Os quistos,

frequentemente distorcidos, exibem uma forma semilunar característica. O trofozoíto móvel pode ser ocasionalmente detetado em esfregaços diretos de fezes frescas (geralmente associadas a casos de diarreia) utilizando solução salina isotónica. A coloração de iodo Lugol é uma opção para visualizar as estruturas internas tanto dos quistos quanto dos trofozoítos. Testes imunodiagnósticos fecais são também comumente utilizados. A combinação de testes imunodiagnósticos com os testes de flutuação fecal proporciona o protocolo mais eficaz para diagnosticar a infeção por *Giardia* sp. (M. Hendrix & Robinson, 2022).

O desfecho do tratamento para a condição descrita é geralmente positivo com uma combinação de tratamento sintomático, incluindo agentes protetores da mucosa e antiespasmódicos, juntamente com terapia específica. A terapia específica envolve tipicamente o uso de metronidazol ou certos benzimidazóis. O metronidazol é administrado oralmente numa dose de 20 mg/kg duas vezes ao dia durante 10 dias, com eficácia variável relatada em estudos (varia de 100% a 67%) e potenciais reações adversas como náuseas, vômitos e ataxia (Beugnet et al., 2018).

Vários benzimidazóis, incluindo fenbendazol (50 mg/kg), oxfendazol (11,3 mg/kg) e um pró-benzimidazol, febantel (15 mg/kg), administrados durante 5 dias consecutivos, demonstraram alta eficácia (90 a 100%) com excelente segurança, mesmo em doses mais elevadas. O insucesso do tratamento ou a persistência de quistos nas fezes é principalmente atribuído a uma quase imediata reinfeção. Animais em tratamento podem continuar a ingerir quistos, que se desenvolvem rapidamente (em 2 a 3 dias). Portanto, a higiene do local onde habita o animal aumenta significativamente a eficácia do tratamento (Beugnet et al., 2018).

### **III. OBJECTIVOS**

Tendo em conta que os estudos acerca de parasitoses respiratórias e gastrointestinais em felinos são escassos em Portugal e inexistentes na Região Autónoma da Madeira, o presente trabalho teve como objetivo estimar as espécies e prevalência destes parasitas nos gatos da Ilha da Madeira bem como avaliar fatores de risco associados às parasitoses.

### **IV. MATERIAIS E MÉTODOS**

#### **1. Caracterização das amostras e área de estudo**

No período entre Dezembro de 2022 e Fevereiro de 2023 foram colhidas no total 112 amostras fecais de gatos da Ilha da Madeira concretamente no concelho do Funchal. As amostras foram colhidas em gatis que acordaram colaborar com este projeto.

As amostras foram colhidas em duas associações com gatis que, após contacto prévio, se mostraram interessadas em colaborar com este projeto: a Associação Sociedade Portuguesa dos Animais Domésticos (SPAD) e o canil municipal do Funchal, também conhecido como Canil do Vasco Gil (CVG). Alguns gatos da SPAD estavam assinalados como provenientes dos concelhos de Câmara de Lobos e Ribeira Brava.

### **1.1 Sociedade Protetora dos Animais Domésticos (SPAD)**

A Sociedade Protetora dos Animais Domésticos (SPAD) do Funchal, foi fundada em 30 de março de 1897, sendo reconhecida como a terceira associação zoófila de Portugal.

É uma instituição privada sem fins lucrativos que, de acordo com os seus Estatutos, tem como principal objetivo a luta pelos direitos e bem-estar dos animais, tendo por base a Declaração Universal dos Direitos dos Animais e todas as leis vigentes. Quando os seus meios o permitem, procede ao acolhimento de animais abandonados, prestando-lhes assistência quando doentes e promove por todos os meios ao seu alcance a sensibilização no meio social do carinho e amizade que merecem os animais. Também solicita e atua junto das entidades competentes na adoção de medidas que visem impedir e reprimir a crueldade para com os animais (SPAD, n.d.)

A instituição é reconhecida como de utilidade pública desde 16 de março de 1914. Sua sede está localizada na Rua do Matadouro n.º 10/10-A, 9050-100 Funchal, desde 1977. A SPAD possui um canil/gatil com capacidade para cerca de 150 animais, um centro de atendimento médico-veterinário chamado "CíniSPAD" e uma seção de venda de produtos para higiene e bem-estar animal, denominada "SPADOLÂNDIA" (SPAD, n.d.).

De 2005 a 2016, a Câmara Municipal do Funchal estabeleceu um protocolo com a SPAD, tendo-lhe sido atribuída a gestão do Canil Municipal, localizado no Sítio do Vasco Gil, Santo António, comprometendo-se a suportar as despesas relativas ao transporte, alojamento, alimentação e primeiros cuidados, dos animais acolhidos pela SPAD, bem como as respeitantes ao pessoal necessário ao seu bom funcionamento. Apesar da pequena capacidade do canil a SPAD, esta acolhia anualmente cerca de 3.000 animais errantes em conjunto com o canil municipal, recolhidos pelos competentes serviços das câmaras municipais, pelos bombeiros ou por alguns particulares, dos quais cerca de 35% eram adotados (SPAD, n.d.).

O gatil da SPAD é constituído por uma área externa com piso de cimento e cobertura de rede, onde a maioria dos gatos tem liberdade para circular. Neste espaço, há várias caixas de areia, bebedouros, comedouros e elementos de enriquecimento ambiental. Nas proximidades deste espaço comum, existem jaulas onde estão alojados grupos de gatos jovens ou com algum problema de saúde que os impeça de partilhar o ambiente com os demais, como, por exemplo, FeLV (Figura 1).

Os animais, à chegada, são alvo de uma rigorosa profilaxia sanitária, com realização de um exame clínico e as análises necessárias; são desparasitados e vacinados, e é realizado o reforço 3 semanas depois. Por norma também são realizados os testes rápidos de FIV e do FeLV.



**Figura 1 Espaço comum do Gatil da SPAD onde é possível ver caixas de areia, bebedouros, comedouros e elementos de enriquecimento ambiental e à direita as jaulas onde alguns animais ficam separados (Original).**

## **1.2 Canil Municipal do Funchal (Canil Vasco Gil – CVG)**

O Canil do Vasco Gil (CVG) é um Centro de Recolha Oficial (CRO) gerido desde 2016 pela AMAIS-Associação Animais Madeira. Atualmente, no âmbito da gestão do CRO, a associação tem à sua responsabilidade 416 animais, entre cães e gatos (Ferreira, 2022)

O CVG está situado na freguesia de Santo António, no local conhecido como Vasco Gil, 9020 Funchal. As instalações estão inseridas em uma área montanhosa, cercadas por floresta e afastadas da população.

O Gatil compreende duas salas distintas: uma sala destinada ao isolamento de gatos com doenças infecciosas e outra que abriga os demais gatos dos quais foram colhidas as amostras. A sala que abriga os demais gatos é subdividida por uma grade, separando os gatos juvenis sem vacinação completa dos gatos adultos. A área destinada aos gatos adultos é espaçosa, permitindo a circulação da maioria dos gatos, e está equipada com diversas camas, caixas de areia e objetos para enriquecimento ambiental. Alguns animais são mantidos em jaulas individuais por motivo de tratamento ou questões comportamentais. As desparasitações são periódicas quando os animais apresentam sinais ou quando se observam parasitas adultos nas fezes (Figura 2).

Sendo o CVG o canil municipal do Funchal considera-se que todos os gatos lá presentes tenham sido recolhidos do concelho do Funchal, que quando resgatados passam por um meticoloso exame físico, desparasitação, rastreio de FIV e FELV e esterilização quando o estado de saúde e a idade o permitem.

À data da colheita não foi possível obter informações acerca da data última desparasitação profilática dos gatos residentes no CVG, mas sabe-se que existem visitas periódicas do Médico Veterinário responsável e desparasitações profiláticas periódicas ou quando se identificam parasitas nas fezes. Os tratadores não detetaram sinais de doença respiratória, no entanto aquando da recolha de fezes foi possível ouvir alguns animais a tossir.



**Figura 2 Espaço comum no gatil do CVG onde se encontram os animais sem doenças infeto-contagiosas onde é possível observar diversos elementos de enriquecimento ambiental, caixas de areia, comedouros e camas. Ao fundo é possível ver divisão para a sala dos gatos juvenis. À esquerda encontram-se as jaulas individuais (Original).**

## **2. Colheita, transporte e acondicionamento das amostras**

A colheita de fezes foi realizada nas caixas de areia e ocasionalmente diretamente a partir do chão da instalação. As amostras foram acondicionadas em sacos de plástico individuais, previamente identificados com o número da amostra, data e local da colheita. Até ao processamento e análise as amostras foram refrigeradas a 4°C de modo a evitar a degradação e/ou desenvolvimento das formas parasitárias eventualmente presentes.

O envio para o Laboratório de Parasitologia da Universidade de Lisboa foi efetuado através do serviço expresso dos CTT – Correios de Portugal, S.A., numa caixa isotérmica juntamente com bolsas térmicas de gel de modo a manter a temperatura de refrigeração.

### 3. Técnicas Laboratoriais

Nas amostras fecais foram realizadas quatro técnicas coprológicas: esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado, técnica de flutuação pelo método de Willis, técnica de sedimentação natural e técnica de Baermann.

#### 3.1 Esfregaço fecal corado pelo método de Ziehl-Neelsen modificado

O esfregaço fecal direto é o método mais simples para a identificação microscópica de parasitas gastrointestinais. Neste estudo, o esfregaço direto foi realizado para a pesquisa de protozoários nomeadamente *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. (Beugnet et al. 2018; [ESCCAP], 2018). A amostra fecal foi homogeneizada e com uma pequena amostra numa vareta de vidro foi feito o esfregaço direto na lâmina de forma a ficar uma camada fina. As lâminas ficaram a desidratar durante pelo menos um dia e posteriormente foram coradas com o método de Ziehl-Neelsen modificado (Figura 3) que permite o destaque dos oocistos de *Cryptosporidium* sp. (Beugnet et al., 2018). As lâminas são, portanto, fixadas durante três minutos com solução de metanol e depois coradas com o primeiro corante, a fucsina. Após dez minutos as lâminas são lavadas com água corrente e depois com álcool clorídrico a 1% que é deixado 10 a 15 segundos para remoção do excesso desse primeiro corante. Lava-se novamente com água corrente e de seguida cora-se com o segundo corante, verde malaquite a 0,4%. Ao fim de 30 segundos lava-se novamente a lâmina em água corrente e esta é deixada a secar num suporte adequado durante, pelo menos, 24h. No dia seguinte são observadas ao microscópio ótico com óleo de imersão, na objetiva de 100x, ampliação de 1000x (Casemore et al., 1985). Seguiu-se o método de observação em zig-zague, de cima para baixo e da esquerda para a direita, sempre com início na periferia, tendo sido predefinida a observação de 50 campos por cada esfregaço.



**Figura 3** Esfregaços corados com o método de Ziehl-Neelsen modificado com os reagentes envolvidos por ordem de utilização da esquerda para a direita: metanol, fucsina, álcool clorídrico a 1% e verde malaquite a 0,4%) (Original).

### **3.2 Técnica de flutuação pelo método de Willis**

O método de flutuação simples é o teste mais realizado após o esfregaço fecal direto. Os procedimentos de flutuação fecal baseiam-se no princípio de que as formas parasitárias dos helmintes e protozoários terão menor densidade que a solução saturada usada e conseqüentemente flutuarão. A maior parte dos ovos de nematodes e cestodes flutuam numa solução de densidade específica de 1,10 a 1,20 enquanto os ovos de trematodes são mais densos, precisando de uma densidade relativa superior a 1,30 a 1,35 para flutuarem (Taylor et al., 2015).

A solução saturada de açúcar foi a escolhida para este estudo dado o seu acesso relativamente fácil e as suas propriedades de preservação da integridade das formas parasitárias comparadas a outras soluções (Foreyt, 2001).

Para a identificação das espécies procedeu-se à homogeneização das amostras fecais e retirou-se uma pequena quantidade de 2 a 5g que foi diluída em solução saturada de açúcar. Esta mistura foi filtrada por um passador de rede metálica e colocada num tubo de ensaio. No pequeno menisco convexo que se forma no topo do tubo coloca-se imediatamente uma lamela (Figura 4). Após 10 a 20 minutos a lamela é colocada sobre uma lamina e pode ser observada ao microscópio ótico com ampliações de 40x, 100x e 400x (M. Hendrix & Robinson, 2022).

### **3.3 Técnica de sedimentação natural**

A técnica de sedimentação natural baseia-se no mesmo princípio de densidades relativas da flutuação. Ovos mais pesados que não flutuaram na solução saturada podem por vezes ser encontrados no sedimento. Esta técnica foi realizada em simultâneo com a técnica de flutuação, com recurso aos mesmos tubos de ensaio, uma vez que os primeiros passos são comuns a ambas as técnicas (Figura 4). Após a flutuação, descartou-se o sobrenadante e observou-se ao microscópio o sedimento com uma gota de corante azul de metileno. O corante permite facilitar a observação já que cora todos os detritos e componentes fecais de azul, exceto os ovos que apresentem a parede íntegra, uma vez que não permitem absorver o corante e assim se destacam com uma cor amarelada sobre o fundo azul (Taylor et al., 2015).

### **3.4 Técnica de Baermann**

O método de Baermann é considerado o método de eleição (*“gold standard”*) para a identificação de nematodes pulmonares. Este método baseia-se na presença de higrotropismo e termotropismo positivos, caraterísticos das larvas L1 dos nematodes pulmonares em estudo (Traversa et al. 2010). Isto quer dizer que quando viáveis e móveis, as

larvas L1 migram através da gaze para a água morna, depositando-se posteriormente no fundo de um copo (Beugnet et al., 2018).

Neste estudo, após a homogeneização das amostras fecais, retirou-se cerca de 10 a 15 g que foram colocados no centro de uma compressa de gaze formando uma bolsa. Num copo alto e cônico, previamente enchido com água morna, colocou-se a bolsa de gaze de forma que a amostra fecal estivesse submersa e suspensa na água. Após a fixação da gaze no copo, o preparado foi deixado a sedimentar durante 24h à temperatura ambiente (Figura 4). Após esse período, removeu-se a bolsa e deixou-se sedimentar novamente por 15 minutos. Recorrendo a uma pipeta de Pasteur retiraram-se umas gotas do sedimento que foi observado ao microscópio entre lâmina e lamela na ampliação de 40x, 100x ou 400x (Alho & Madeira De Carvalho, 2013). Para melhor observação da morfologia das larvas foi adicionada uma gota de Lugol à lâmina, o que permite a coloração das larvas e o seu relaxamento para a posição estendida (Beugnet et al., 2018).



**Figura 4** Materiais para os métodos de sedimentação, flutuação e de Baermann. **Legenda:** 1- Balança; 2- Solução concentrada de açúcar; 3- Vareta de vidro; 4- Lâminas; 5- Lamelas; 6- Passador de rede; 7- Goblé; 8- Copo descartável de plástico; 9- Gaze; 10- Suporte e tubos de ensaio onde se está a dar a sedimentação e a flutuação; 11- Copos de champanhe com as bolsas de gaze para o método de Baermann (Original) .

#### 4. Análise estatística

Os dados obtidos foram armazenados numa folha de cálculo do programa Microsoft® Excel® para Microsoft 365 versão 2404 (Anexo 1) e posteriormente trabalhados na plataforma Epi Tools (<https://epitools.ausvet.com.au/>) utilizando um nível de confiança de 95% segundo os Limites de Wilson para a determinação da prevalência dos parasitas.

Para determinar as possíveis associações estatísticas entre as prevalências e certos fatores, nomeadamente o gatil de origem, o concelho de origem, o sexo, a faixa etária, as condições de habitação, a coabitação na mesma jaula, o estado de desparasitação dos últimos 3 meses e sinais clínicos foi utilizado o teste de Qui-Quadrado, sendo os resultados considerados significativos no caso de o valor de p ser inferior a 0,05. De modo a realizar o seu cálculo, os parâmetros sensibilidade e especificidade das técnicas de diagnóstico utilizadas foram considerados de valor igual a um.

### V. RESULTADOS

#### 1. Caracterização da área geográfica de Estudo

O arquipélago da Madeira (30°-33°N; 16°-17°W) localiza-se no Atlântico oriental, onde, em conjunto com os Açores, Canárias e Cabo Verde, constitui a Macaronésia (do grego makarón neseu que significa “ilhas afortunadas”) (Figura 5). Correspondendo a somente cerca de 5.4% das terras emersas da Macaronésia, o arquipélago é formado pelas ilhas habitadas da Madeira (737 km<sup>2</sup>) e do Porto Santo (42 km<sup>2</sup>) e as ilhas inabitadas da Deserta Grande (10,3 km<sup>2</sup>), Selvagem Grande (2,4 km<sup>2</sup>) e outros ilhéus adjacentes às principais ilhas (Mata et al., 2013).

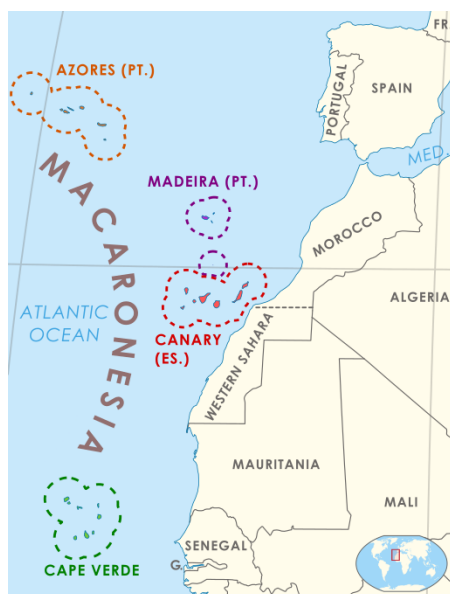


Figura 5 Arquipélagos da Macaronésia, imagem de ArnoldPlaton, 2024. Legenda: Arquipélago da Madeira (roxo), Arquipélago dos Açores (cor de laranja), Arquipélago das Canárias (vermelho), Arquipélago de Cabo Verde (verde).

A Ilha da Madeira é dividida em 10 concelhos: Calheta, Câmara de Lobos, Funchal, Machico, Ponta do Sol, Porto Moniz, Ribeira Brava, Santa Cruz, Santana e São Vicente. As amostras foram colhidas em dois gatis presentes no concelho do Funchal. O gatil da SPAD recebia animais de outros concelhos apresentando animais dos concelhos de Câmara de Lobos e da Ribeira Brava.

### 1.1 Classificação do Clima

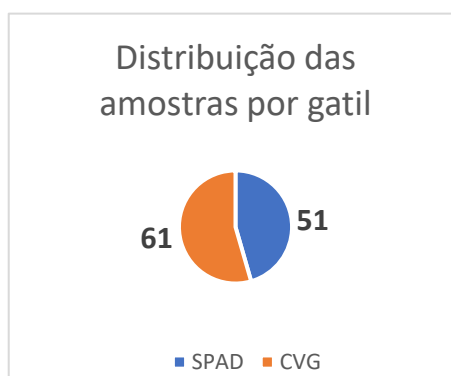
De acordo com a classificação climática de Köppen, baseada nos valores médios da temperatura do ar e da quantidade de precipitação, o clima da Madeira tem a forma climática Csa, isto é, clima temperado (mesotérmico) com inverno chuvoso e verão seco (mediterrânico) e quente (temperatura média do ar no mês mais quente superior a 22°C), em áreas de baixa altitude e/ou próximas à orla costeira; e Csb, ou seja, clima temperado com um verão pouco quente (temperatura média do ar no mês mais quente entre 10°C e 22°C), em pontos de elevada altimetria (Prada, 2000).

O valor médio da temperatura do ar na cidade do Funchal é de 19,6°C; Nos meses mais quentes, Agosto e Setembro a temperatura média é 23,2°C e no mês mais frio, Fevereiro, é 16,6°C (IPMA, 2023). O valor médio anual de precipitação no Funchal é de 627,3 mm/Ano, sendo Dezembro o mês chuvoso e Julho o mês mais seco (IPMA, 2023). No período de colheita das amostras, entre Novembro de 2022 e Fevereiro de 2023 de acordo com os gráficos de observação dos valores diários do IPMA, verificaram-se temperaturas médias do ar superiores ao normal e níveis de precipitação geralmente inferiores para o esperado na época (IPMA, 2022).

## 2. Caracterização da população amostrada

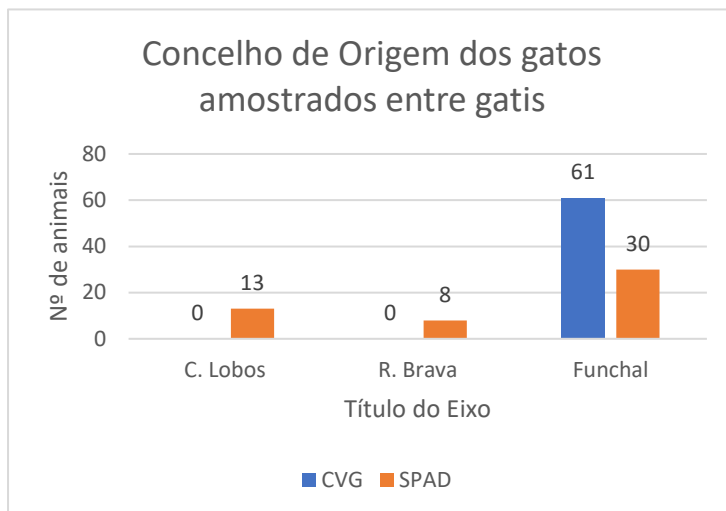
O total de amostras colhidas foi 112 das quais 54,46 % (61/112) foram colhidas no CVG e 45,54 % (51/112) foram colhidas na SPAD (Gráfico 1).

**Gráfico 1 Distribuição das amostras por gatil de origem, valores absolutos.**



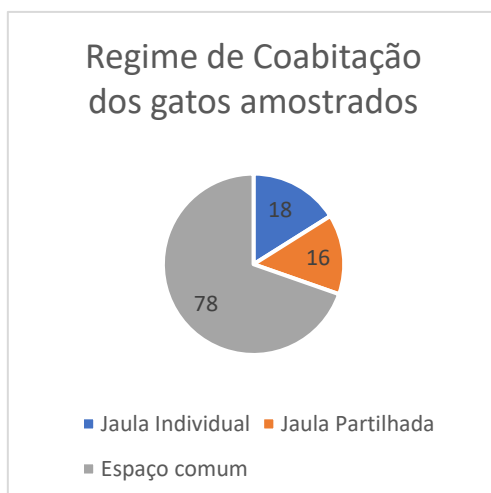
Em relação aos concelhos de origem das amostras 11,61% (13/112) estavam assinaladas como provenientes de Câmara de Lobos e 7,14% (8/112) da Ribeira Brava, sendo as restantes consideradas como proveninetes do Funchal (Gráfico 2).

**Gráfico 2 Concelho de origem dos gatos amostrados em cada gatil, valores absolutos.**

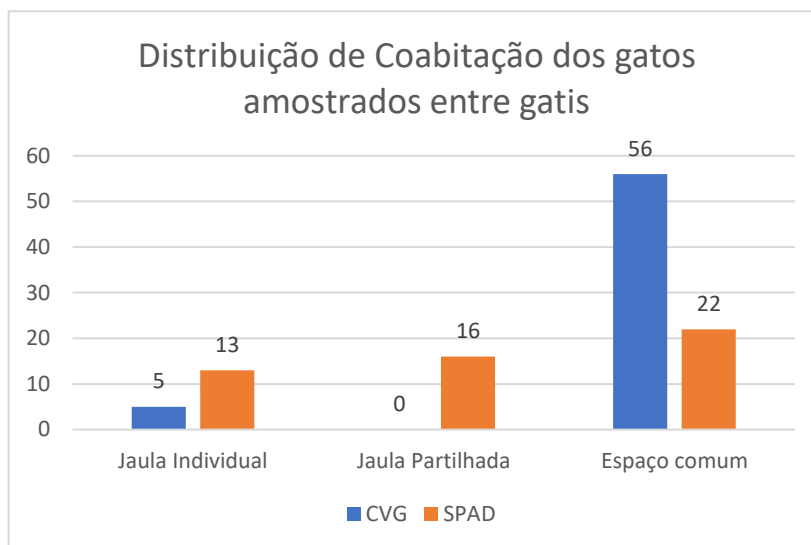


A maior parte das amostras foi colhida dos espaços comuns partilhados por vários gatos das quais não foi possível associar a um só gato, 69,64 % (78/112). As restantes foram colhidas de jaulas onde estava apenas um gato, 16,07 % (18/112) ou jaulas partilhadas com grupos até 6 gatos, 14,29 % (16/112) (Gráfico 3 e 4).

**Gráfico 3 Distribuição dos gatos amostrados com base no regime de coabitação, valores absolutos.**

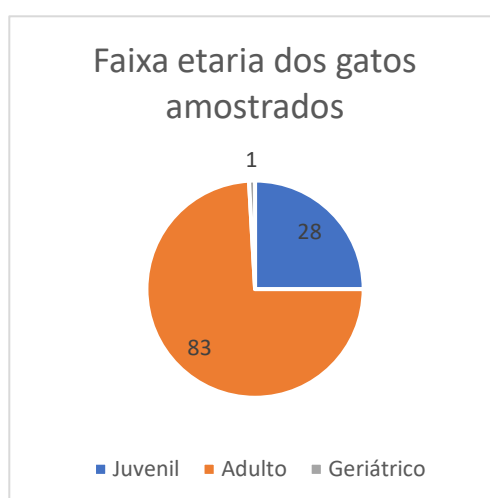


**Gráfico 4 Regime de coabitação dos gatos amostrados em cada gatil, valores absolutos.**

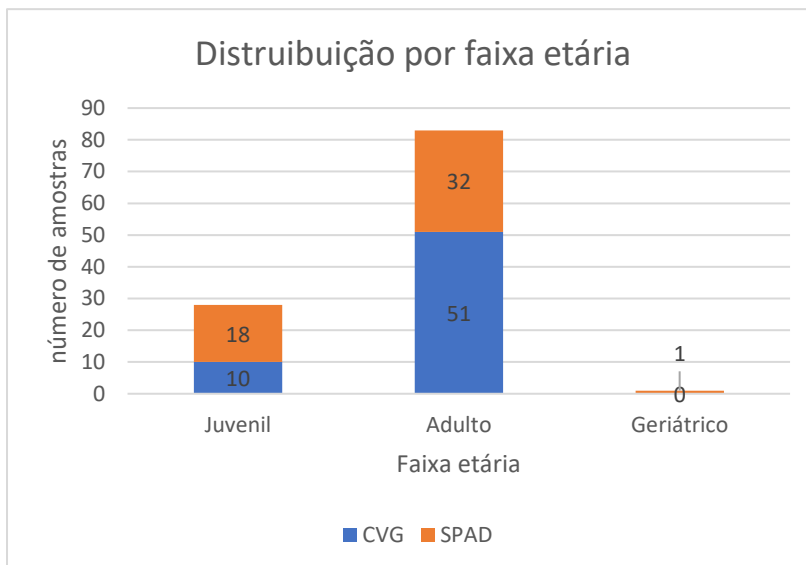


As faixas etárias foram divididas em 3 categorias: juvenil (até ao primeiro ano de idade), adulto (do primeiro ano até aos 8 anos) e geriátricos (com mais de 8 anos). Para as amostras colhidas de espaços partilhados foi considerado que pertenciam ao grupo dos gatos adultos. No total, a maior parte dos gatos amostrados eram adultos (74,11 %, 83/112), seguido pelos juvenis (25,00%, 28/112) e por fim apenas um gato (0,89 %, 1/112) geriátrico (Gráfico 5 e 6).

**Gráfico 5 Distribuição dos gatos amostrados com base na faixa etária, valores absolutos.**

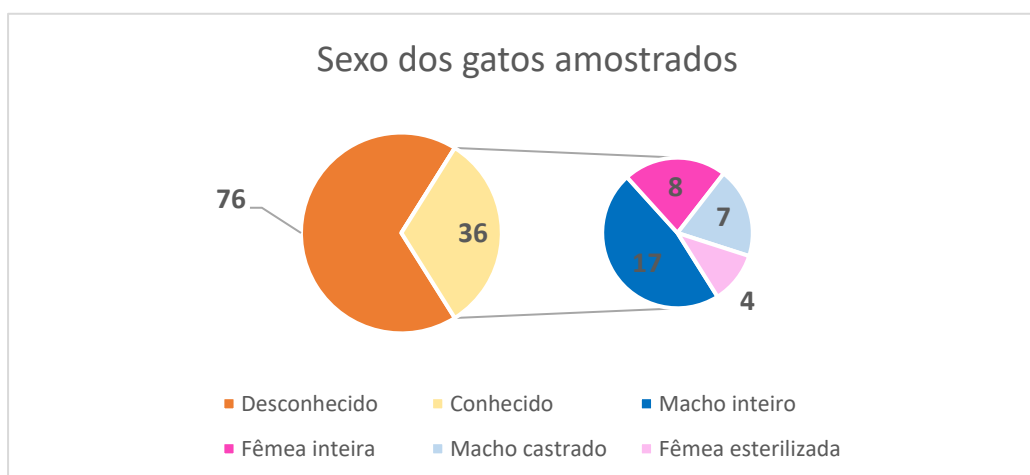


**Gráfico 6 Distribuição dos gatos amostrados por faixa etária, valores absolutos.**



A maior parte dos gatos residentes nos gatis eram esterilizados (77,68 %, 87/112). Das amostras das quais se conseguiu associar a um único animal a distribuição dos sexos incluía a maioria de 66,67 % (24/36) de machos e 33,33 % (12/36) de fêmeas. Dentro de cada grupo de sexo dos animais houve uma maioria dos animais inteiros (Gráfico 7).

**Gráfico 7 Sexagem e estado reprodutivo dos gatos amostrados, valores absolutos.**



## 2.1 Resultados gerais

O número de amostras positivas com formas parasitárias detetadas foi de 40/112, ou seja, 35,71% [IC 95%: 27,45 – 44,93].

Foram identificados nove géneros/espécies de parasitas, sendo o mais prevalente o nematode respiratório *A. abstrusus* com uma prevalência de 16,96 (19/112) seguido do

protozoário *Cystoisospora felis*, 8,93% (10/112). As restantes foram: *Toxocara cati*, 8,04% (9/112), *Ancylostoma* spp., 7,14% (8/112); *Taenia* spp., 2,68% (3/112); *Dipylidium caninum*, 1,80% (2/112); *Cryptosporidium* spp., 1,64% (1/61); *Cystoisospora rivolta*, 0,90% (1/112) e *Toxascaris leonina*, 0,90% (1/112).

### 2.1.1 Parasitas gastrointestinais

O número de amostras positivas com parasitas gastrointestinais foi de 31/112, ou seja 27,68% [IC 95%: 20,24 – 36,60]. Os grupos parasitários detetados foram nematodes, 16,07% [IC 95%: 10,41 – 23,98] (18/112), os protozoários ,11,61% [IC 95%: 6,91 – 18,85] (13/112) e os cestodes, 4,46% [IC 95%: 1,92 – 10,03] (5/112). Entre os positivos a parasitas gastrointestinais, a maioria apresentava uma infeção simples (25/112).

Os ovos e oocistos de parasitas gastrointestinais observados (Figura 6) foram classificados e registados, sempre que possível recorrendo à espécie, como *Toxocara cati*, *Cystoisospora rivolta* e *Cystoisospora felis*. Relativamente a Ancylostomatidae e Taeniidae apenas foi possível classificar a respetiva família. O parasita mais observado foi o protozoário *C. felis*. Não se observou nenhuma forma parasitária de *Giardia* spp., 0% (0/61).

Na tabela 2 é possível observar a caracterização das amostras positivas observadas.

**Tabela 2 Caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais, frequência e respetivos intervalos de confiança.**

Parasitas Gastrointestinais	Prevalência	IC 95%
<i>Cystoisospora felis</i>	8,93% (10/112)	[4,92 – 15,66]
<i>Toxocara cati</i>	8,04% (9/112)	[4,29 – 14,57]
<i>Ancylostoma</i> spp.	7,14% (8/112)	[3,66 – 13,46]
<i>Taenia</i> spp.	2,68% (3/112)	[0,92 – 7,58]
<i>Dipylidium caninum</i>	1,80% (2/112)	[0,49 – 6,28]
<i>Ancylostoma</i> spp.+ <i>Taenia</i> spp.	1,80% (2/112)	[0,49 – 6,28]
<i>Cryptosporidium</i> spp.	1,64% (1/61)	[0,29 – 8,72]
<i>C. felis</i> + <i>Cryptosporidium</i> spp.	1,64% (1/61)	[0,29 – 8,72]
<i>Cystoisospora rivolta</i>	0,90% (1/112)	[0,16 – 4,88]
<i>Toxascaris leonina</i>	0,90% (1/112)	[0,16 – 4,88]
<i>C. felis</i> + <i>C. rivolta</i>	0,90% (1/112)	[0,16 – 4,88]
<i>Ancylostoma</i> spp.+ <i>Toxocara cati</i>	0,90% (1/112)	[0,16 – 4,88]

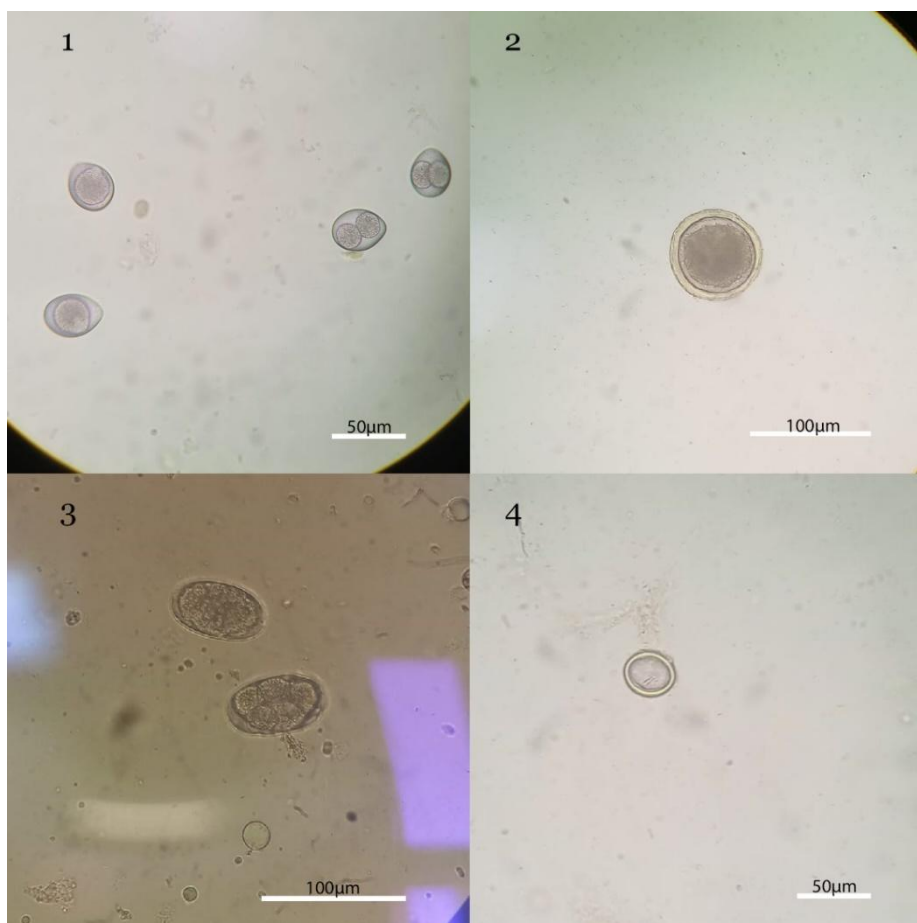


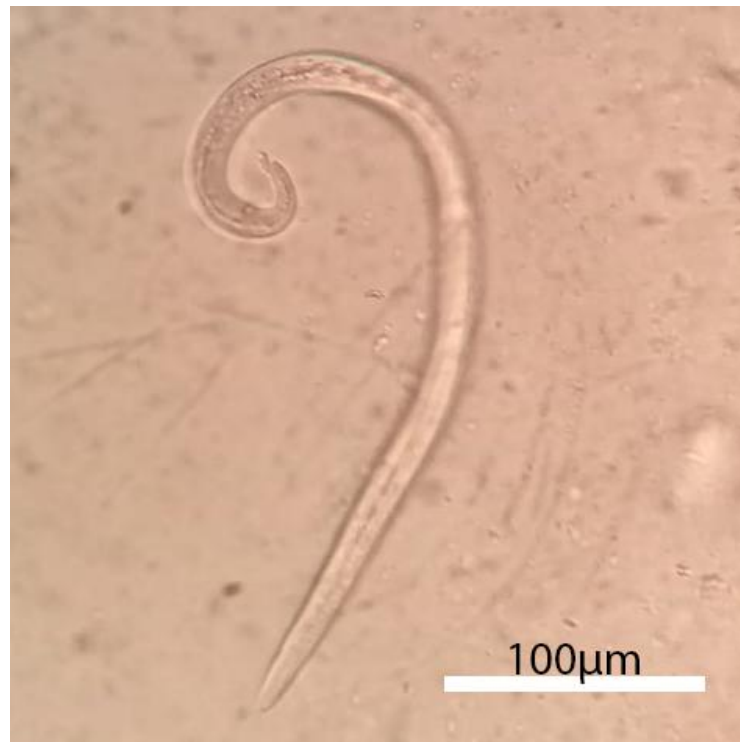
Figura 6 1-*C. felis*, oocistos esporulados (direita) e não esporulados (esquerda); 2-*Toxocara cati*; 3-*Ancylostoma* spp.; 4-*Taenia* spp. (Original).

### 2.1.2 Parasitas respiratórios

Em relação aos parasitas respiratórios apenas uma espécie foi detetada: *Aelurostrongylus abstrusus*, com uma prevalência de 16,96% (19/112) (Figura 7 e Tabela 3). Não foi identificada nenhuma amostra com a espécie *Troglostrongylus brevior*, 0% (0/112).

Tabela 3 Caracterização da prevalência de *A. abstrusus*, frequência e respetivos intervalos de confiança.

Parasitas	Prevalência	IC 95%
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	16,96% (19/112)	[11,14 – 24,98]



**Figura 7** *A. abstrusus* com foco na cauda em forma de S (Original).

## **2.2 Amostras SPAD**

### **2.2.1 Caracterização da população amostrada SPAD**

Na SPAD, foram colhidas 51 amostras fecais, das quais 25,49 % [IC 95%: 15,55–38,87] (13/51) correspondiam a um único animal (jaula individual) localizado nas áreas de tratamento e quarentena, e 31,37 % [IC 95%: 20,33 – 45,03] (16/51) das amostras eram provenientes de uma jaula com 3 a 5 animais e outras das caixas de areia e chão do espaço comum 43,14 % [IC 95%: 3,05 – 56,73] (22/51), onde não se conseguia identificar o animal a quem pertenciam. Alguns dos animais nesta associação tinham origem em outros concelhos da Madeira, nomeadamente Câmara de Lobos e Ribeira Brava. A distribuição da origem dos gatos amostrados pelos três concelhos foi a seguinte: 25,49% (13/51) de Câmara de Lobos, 15,68 (8/51) da Ribeira Brava e 58,82 % (30/51) do Funchal.

A maioria dos gatos de que se conhecia o sexo eram machos (66,67 %, 20/30), dos quais 15,00 % (3/20) eram castrados e 85,00 % (17/20) eram inteiros. Das fêmeas (33,33 %, 10/30), 20,00 % (2/10) eram esterilizadas e 80,00 % (8/10) eram inteiras.

Na SPAD, à data da colheita, todos os gatos tinham a desparasitação interna em dia. Dos gatos alojados no gatil (88,24%, 45/51), a maioria havia sido submetida à desparasitação interna periódica no mês anterior, utilizando uma formulação de milbemicina oxima e praziquantel em comprimido. Nos casos em que o exame físico demonstrava sinais

respiratórios, como foi o caso em 11,76 % (6/51) dos gatos, a desparasitação foi realizada com uma combinação tópica de esafoxolaner, eprinomectina e praziquantel.

Na altura da colheita foram detetados alguns sinais e alterações das amostras: 5,88% (3/51) das amostras da SPAD eram diarreicas, 1,96 % (1/51) com hematoquémia e 17,65% (9/51) dos animais apresentava sinais respiratórios, nomeadamente espirro.

## 2.2.2 Resultados na SPAD

Na SPAD, 27,45 % [IC 95%: 17,11– 40,95] (14/51) dos gatos estavam parasitados, dos quais 64,29 % (9/14) apenas estavam positivos para 1 parasita e 35,71 % (5/14) apresentavam infeções mistas (Tabela 4 e 5).

**Tabela 4 Caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais, frequência e respetivos intervalos de confiança nas amostras da SPAD.**

Parasitas Gastrointestinais	Prevalência	IC 95%
<i>Cystoisospora felis</i>	15,69% (8/51)	[8,17 – 28,01]
<i>Toxocara cati</i>	3,92% (2/51)	[1,08 – 13,22]
<i>Dipylidium caninum</i>	3,92% (2/51)	[1,08 – 13,22]
<i>Ancylostoma</i> spp.	1,96% (1/51)	[0,35 – 10,30]
<i>Cystoisospora rivolta</i>	1,96% (1/51)	[0,35 – 10,30]
<i>C. felis</i> + <i>C. rivolta</i>	1,96% (1/51)	[0,35 – 10,30]
<i>Ancylostoma</i> spp. + <i>Toxocara cati</i>	1,96% (1/51)	[0,35 – 10,30]

**Tabela 5 Caracterização da prevalência de *A. abstrusus*, frequência e respetivos intervalos de confiança nas amostras da SPAD.**

Parasitas	Prevalência	IC 95%
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	9,80 % (5/51)	[4,26 – 20,98].

### 2.2.2.1 Resultado por método de identificação

À observação macroscópica foi possível identificar 3,92 % (2/51) de amostras fecais frescas com proglotes de *Dipylidium caninum* visíveis sobre as fezes.

No teste de flutuação foram obtidas 19,61 % (10/51) de amostras positivas das quais na maior parte 80,00% (8/10) apenas se identificava uma espécie parasitária. As principais

formas parasitárias identificadas por este método foram quistos dos protozoários do género *Cystoisospora* com 70,00 % (7/10) de infeções simples por *C. felis* e 10,00% (1/10) de infeção mista com *C. felis* e *C. rivolta*. Foram identificadas também uma infeção simples por *Toxocara cati* (1,00 %, 1/10) e uma mista com *Toxocara cati* e *Ancylostoma* sp. (1,00 %, 1/10).

No teste de sedimentação não se obteve resultados positivos em nenhuma das amostras dos gatos da SPAD.

Pelo método de Baermann foi possível identificar 9,80 % (5/51) de amostras positivas com o género *Aelurostrongylus*.

## 2.3 Amostras CVG

### 2.3.1 Caracterização da população amostrada do CVG

No CVG, foram recolhidas 61 amostras fecais, sendo que 9,8 % (6/61) correspondiam a um único animal (jaula individual) e as restantes 92,2% (55/61) foram colhidas do espaço comum partilhado por vários gatos.

Das amostras colhidas, 16,4% (10/61) correspondiam a gatos juvenis com idade inferior a um ano e as restantes a gatos adultos sendo que os gatos destes grupos etários estavam separados.

Na maior parte das amostras colhidas não foi possível identificar o gato a quem pertenciam, mas foram registados sinais respiratórios em alguns gatos nomeadamente espirros, tosse e epistaxis. À avaliação das fezes todas as amostras apresentavam um aspeto normal e não foi possível identificar formas parasitárias macroscopicamente em nenhuma das amostras.

Às amostras dos animais do CVG foi realizado, além da sedimentação, flutuação e método de Baermann também foi realizado o esfregaço fecal fresco com coloração Ziehl-Neelsen para identificação de *Cryptosporidium* spp. (Figura 8) e *Giardia* spp.

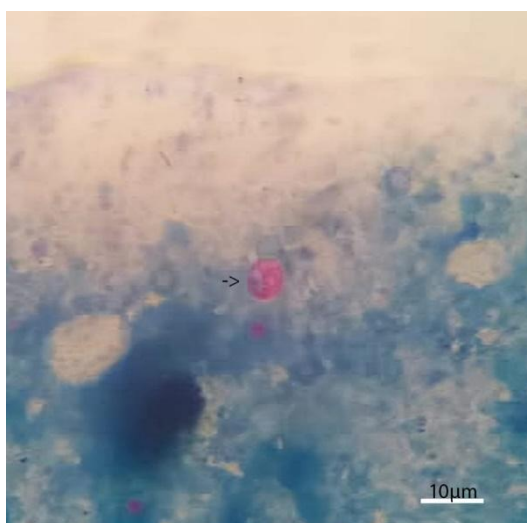


Figura 8 *Cryptosporidium* sp. (seta preta) (Original)

### 2.3.2 Resultados do CVG

No CVG 40,98 % [IC 95%: 29,54– 53,50] (25/61) foram amostras positivas a pelo menos uma forma parasitária, destas, 60,00 % (15/25) foram infecções simples e 40,00 % (10/25) infecções mistas (Tabela 6 e 7).

**Tabela 6 Caracterização da prevalência de parasitas gastrointestinais, frequência e respectivos intervalos de confiança nas amostras do CVG.**

Parasitas gastrointestinais	Prevalência	IC 95%
<i>Ancylostoma</i> spp.	11,48% (7/61)	[56,70 – 21,84]
<i>Toxocara cati</i>	11,48% (7/61)	[56,70 – 21,84]
<i>Taenia</i> spp.	4,92% (3/61)	[1,69 – 13,49]
<i>Cystoisospora felis</i>	3,28% (2/61)	[0,90 – 11,19]
<i>Ancylostoma</i> sp. + <i>Taenia</i> sp.	3,28% (2/61)	[0,90 – 11,19]
<i>Toxascaris leonina</i>	1,64% (1/61)	[0,29 – 8,72]
<i>Cystoisospora rivolta</i>	1,64% (1/61)	[0,29 – 8,72]
<i>Cryptosporidium</i> sp.	1,64% (1/61)	[0,29 – 8,72]
<i>C. felis</i> + <i>Cryptosporidium</i> sp.	1,64% (1/61)	[0,29 – 8,72]

**Tabela 7 Caracterização da prevalência de *A. abstrusus*, frequência e respectivos intervalos de confiança nas amostras do CVG.**

Parasitas	Prevalência	IC 95%
<i>Aelurostrongylus abstrusus</i>	22,95 % (14/61)	[14,19 – 34,91]

#### 2.3.2.1 Resultado por método de identificação

No teste de flutuação, 21,31 % (13/61) das amostras foram positivas, todas com apenas uma espécie parasitária detetada por este método. Os parasitas identificados foram ovos dos nematodes *Toxocara cati*, 8,20% (5/61) e *Ancylostoma* spp., 8,20% (5/61) e oocistos de *C. felis*, 3,28% (2/61) e *C. rivolta*, 1,64% (1/61).

No teste de sedimentação, 11,50% (7/61) das amostras encontravam-se positivas sendo 3,28% (2/61) infecções simples por *Toxocara cati*, 3,28% (2/61) infecções simples com *Taenia* spp., 1,64% (1/61) infecção simples com *Ancylostoma* spp., 1,64% (1/61) infecção simples com *Toxascaris leonina* e apenas uma mista por *Ancylostoma* sp. e *Taenia* sp., 1,64% (1/61).

No esfregaço fecal direto com coloração Ziehl-Neelsen apenas 1,64% (1/61) amostras foram positivas para *Cryptosporidium* sp. e nenhuma outra espécie parasitária foi detetada por este método.

Através do método de Baermann foram obtidas 22,95% (14/61) amostras positivas ao gênero *Aelurostrongylus*.

## **2.4 Análise estatística**

Para explorar potenciais associações entre a presença de parasitas e os diferentes fatores de risco, foi realizada uma análise estatística utilizando o teste do qui-quadrado, considerando uma associação quando o valor de  $p$  é inferior a 0,05. Esta análise foi realizada com o objetivo de identificar associações entre a condição de parasitado e variáveis como o gatil de origem, o conelho de origem, o sexo, a faixa etária, as condições de habitação (nomeadamente, se há coabitação na mesma jaula), o estado de desparasitação nos últimos três meses, e a presença de sinais clínicos (Anexo 1). Apenas se encontrou uma associação entre o estatuto de parasitado e a idade dos gatos amostrados com um valor de  $p=0,02$  (Anexo 1).

Aprofundou-se a análise ao dividir o grupo de animais parasitados em duas categorias distintas: aqueles com parasitas gastrointestinais (Anexo 2) e aqueles com parasitas respiratórios (Anexo 3). Para cada um desses subgrupos, explorou-se a existência de associações com os mesmos fatores.

A relação com a faixa etária manteve-se apenas no subgrupo dos parasitas gastrointestinais com um valor de  $p=0,0336$ . Para além da associação com a faixa etária este subgrupo também demonstrou associação com os sinais clínicos apresentados à altura da colheita, com um valor de  $p=0,0179$  (Tabela 8).

No subgrupo de apenas parasitas pulmonares não se encontraram relações estatísticas significativas com nenhum dos fatores (Anexo 3).

**Tabela 8 Relações estatísticas significativas: Animais parasitados e faixa etária e animais com parasitas gastrointestinais com a faixa etária e os sinais clínicos.**

		positivo		total	Associação estatística	
		(n)	(%)	(n)		
<b>Animais parasitados</b>	<b>Faixa etária</b>	Juvenil	16	57%	28	$\chi^2=7,8265$
		Adulto	24	29%	83	g.l.=2
		Geriatrico	0	0%	1	<b>p=0,02</b>



		positivo		total	Associação estatística	
		(n)	(%)	(n)		
<b>Animais com parasitas gastrointestinais</b>	<b>Faixa etária</b>	Juvenil	13	46%	28	$\chi^2=6,7889$
		Adulto	18	22%	83	g.l.=2
		Geriatrico	0	0%	1	<b>p=0,0336</b>
	<b>Sinais Clínicos</b>	Espirro	3	33,33%	9	$\chi^2=11,9297$
		Diarreia	3	100%	3	g.l.=4
		Hematoquécia	1	100%	1	<b>p=0,0179</b>
Sem sinais		8	38,46%	26		
	Desconhecido	16	30,14%	73		

## VI. DISCUSSÃO

A colheita de 112 amostras fecais de gato pretendeu representar o grau de parasitismo gastrointestinal e respiratório de gatos residentes na cidade do Funchal bem como analisar a sua relevância para a saúde pública.

Apesar da população amostrada estar, na altura da colheita, alojada em gatis, a maioria dos animais amostrados foi outrora errante na ilha da Madeira. Animais cujo destino ideal será integrar uma família madeirense por meio da adoção. Deste modo, sendo os gatis um local de passagem e estadia de muitos animais onde a elevada densidade populacional dificulta o

controlo do parasitismo, revela-se um local de eleição para obter informações acerca dos possíveis agentes infecciosos em circulação e o grau de parasitismo dos animais da ilha.

A amostra apresentava-se na sua maioria de gatos adultos, com alguma representação de animais jovens, mas pouca representação do grupo geriátrico, com apenas um elemento. A maior parte das amostras foi colhida de locais com elevada população e onde não se conseguiu identificar exatamente o animal a quem correspondia cada amostra. Os animais mais jovens estavam, muitas vezes, separados dos adultos e geriátricos por estarem em quarentena, ainda a realizar a primovacinação ou a aguardar até à idade da esterilização para depois serem introduzidos no grupo dos animais adultos. Deste modo, apesar de não ser fácil associar cada amostra a um animal, a faixa etária foi assumida com base no grupo onde se integrava a amostra, havendo assim uma representação dos juvenis nessas situações e dos adultos e geriátricos dos espaços comuns. Contudo, ao contrário dos animais mais jovens, os animais adultos e geriátricos que se apresentam com bom estado geral e com profilaxia vacinal em dia estavam muitas vezes juntos o que dificultou a identificação destes dois grupos de faixa etária. Não tendo como identificar o animal, foi padronizado que estas amostras seriam de animais adultos, o que justifica a elevada quantidade de animais dessa faixa etária e a baixa representação do grupo geriátrico.

À identificação do sexo e estado reprodutivo dos animais apenas foi possível aos animais que estavam isolados ou em grupos pequenos, normalmente animais jovens em quarentena o que provavelmente justifica a maior representação de animais inteiros dos animais de quem se conseguiu associar a amostra a um animal. Nos gatis amostrados é uma prática comum a de esterilizar os novos animais à entrada pelo que a maior parte dos animais adultos amostrados crê-se que estariam esterilizados.

Das 112 amostras, 40 estavam parasitadas com infeções simples ou mistas de parasitas gastrointestinais e respiratórios, o que significa que 35,71% dos animais estava parasitado. O parasita mais prevalente foi o nematode respiratório *A. abstrusus* com uma prevalência de 16,96% (19/112) seguido do protozoário *Cystoisospora felis* 8,93% (10/112). Esta prevalência geral é inferior à obtida em estudos semelhantes realizados em Portugal e noutros arquipélagos da Macaronésia.

Na região do Minho em 2016, 63,9% (131/205) dos animais apresentaram pelo menos 1 parasita gastrointestinal ou pulmonar com maior prevalência de nematodes, 92,4% (121/131), seguidos dos protozoários, com 21,4% (28/131) (Matos, 2016).

Em Lisboa foi constatada uma elevada prevalência de infeções parasitárias em gatos de colónia, com 46,8% (22/47) das amostras positivas, com maior frequência dos Nematodes, 95,5% (21/22), seguido dos cestodes em 18,2% (4/22) e por fim o grupo com menor prevalência foi o dos Protozoários, 9,1% (2/22) (Santos, 2020).

Nas Canárias em 2016 amostras fecais e de necropsia mostravam uma prevalência de 77,1% dos animais estava parasitado com helmintes, com maior prevalência de cestodes 70% (36/48) (Rodríguez-Ponce et al. 2016).

Em relação apenas à prevalência de parasitas gastrointestinais, 27,68% (31/112) estavam parasitados e a espécie mais prevalente foi *Cystoisospora felis* em 8,93% (10/112). Contudo, apesar da espécie parasitária mais frequente pertencer à classe dos protozoários o grupo com maior representação foi o dos nematodes, com uma prevalência de 16,07% (18/112) e onde as espécies mais frequentes dentro deste grupo foram *Toxocara cati* 8,04% (9/112) e *Ancylostoma* spp. 7,14% (8/112) e por fim, a menos prevalente, *Toxascaris leonina* 0,90% (1/112). Dos cestodes, a prevalência geral foi de 4,46% (5/112), com *Taenia* spp., 2,68% (3/112) e *Dipylidium caninum*, 1,80% (2/112).

O método através do qual foi possível identificar mais formas parasitárias foi o método da flutuação, onde 20% (23/112) das amostras foram positivas, constituído principalmente pelas formas mais leves que flutuam numa solução de densidade específica de 1,10-1,20 (Taylor et al., 2015), nomeadamente dos protozoários *C. felis* (10/112), *C. rivolta* (2/112) e também dos nematodes *Ancylostoma* spp. (6/112) e *Toxocara cati* (7/112).

Através do método de sedimentação apenas se identificaram ovos nas amostras do CVG onde se identificaram ovos dos nematodes *Toxocara cati* (2/112), *Ancylostoma* spp. (2/112), *Toxascaris leonina* (1/112) e do cestode *Taenia* spp. (3/112). A identificação por este método não é a mais sensível para pesquisa de protozoários, nematodes e cestodes, pelo que a menor taxa de positivos a este método era esperada (Taylor et al., 2015).

Através de observação direta foram identificadas duas amostras positivas a proglotes de *Dipylidium caninum* apesar destes não terem sido observados nos demais métodos usados. Isto vai ao encontro do esperado, dado que a rutura dos proglotes e eliminação de ovos livres ser mais raro e, portanto, haver uma diminuição da sensibilidade das técnicas coprológicas para diagnóstico desta parasitose (M. Hendrix & Robinson, 2022).

Para identificação dos protozoários *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. utilizou-se o método de esfregaço fecal com coloração Ziehl-Neelsen. Esta pesquisa foi realizada apenas nas amostras do CVG por motivos de logística na qual apenas se identificou uma amostra positiva a *Cryptosporidium* sp. (1/61). Não se encontram amostras positivas a *Giardia* spp. em nenhum dos métodos coprológicos, o que se pode dever à sua cor pálida que dificulta a identificação e à distorção das formas parasitárias por desidratação (M. Hendrix & Robinson, 2022).

Quando comparado com os resultados obtidos noutros arquipélagos da Macaronésia esta prevalência de parasitas gastrointestinais é muito menor.

No arquipélago dos Açores a prevalência local foi de 53% de animais parasitados com maior prevalência de nematodes dos géneros *Toxocara* e *Ancylostoma* (Teixeira, 2020). Apesar de nos Açores o protozoário *Cystoisospora felis* não ser o parasita mais frequente, a sua prevalência de 18,18% (Teixeira, 2020), foi superior à prevalência obtida na Madeira de 8,93%.

Em 2016, no arquipélago das Canárias, a prevalência de pelo menos um parasita gastrointestinal foi ainda maior, rondando os 77,1%, contudo na região, os helmintes mais comuns foram os cestodes, com maior prevalência de *Dipylidium caninum* e *Taenia taeniaeformis* (Rodríguez-Ponce et al., 2016). Esta diferença nas prevalências pode dever-se à origem das amostras, pois na Gran Canária foram colhidas amostras de gatos de colónia com pouca intervenção humana e na Madeira as amostras provieram de gatos alojados em gatis com intervenção médica de profilaxia à entrada (Rodríguez-Ponce et al., 2016).

Não se encontraram relações significativas entre o sexo, estado reprodutivo, local de origem, regime de coabitação em jaula e regime de profilaxia ( $p > 0,05$ ).

A análise estatística sugeriu uma relação entre a faixa etária dos animais e o estatuto de animal parasitado onde os animais mais jovens estavam mais frequentemente parasitados com parasitas gastrointestinais ( $p < 0,05$ ). Esta relação era esperada dado as infeções por alguns parasitas serem mais frequentes em gatos jovens, nomeadamente *C. felis*, *Ancylostoma* spp. e *Toxocara cati*. (Riggio et al., 2013; Beugnet et al., 2014; Cornell University College of Veterinary Medicine., n.d.)

A maior incidência de protozoários vai ao encontro da literatura, pois a menor imunidade dos juvenis facilita o desenvolvimento dos parasitas (ESCAAP, 2018). Relativamente aos nematodes, particularmente do género *Toxocara* e a maior prevalência pode estar ligada também à transmissão vertical das mães para os gatinhos por via lactogénica, daí a maior frequência deste parasita dentro das ninhadas (ESCAAP, 2021).

A análise estatística sugere também uma relação entre os sinais clínicos apresentados pelos animais e a presença de parasitas gastrointestinais. Observou-se que 100% das amostras diarreicas ou com hematoquémia se apresentavam positivas a parasitas gastrointestinais. Todas as amostras diarreicas (3/3) apresentaram-se positivas a *Cystoisospora felis*, o que está de acordo com a literatura. (ESCAAP, 2018). Na amostra que apresentava sangue, o parasita identificado foi apenas o *Dipylidium caninum* através da observação macroscópica dos proglotes na amostra (Alho et al., 2015).

A identificação de parasitas respiratórios foi feita através do método de Baermann no qual foi possível identificar apenas uma espécie, *A. abstrusus*, com uma prevalência geral de 16,96% (19/112).

Entre os dois gatis foi possível observar uma grande discrepância de prevalências encontradas, onde por um lado no CVG a prevalência encontrada foi de 22,95 % (14/61) enquanto na SPAD foi de 9,80 % (5/51).

Em Portugal continental as prevalências de *A. abstrusus* variam entre a zona estudada. Na zona norte, a prevalência do parasita entre 2003 e 2005 era de 17,4% (17/97) (Payo-Puente et al., 2008) e em 2015 decresceu para os 2,5% (3/120) (Giannelli et al., 2017). No Minho em 2016 obteve-se uma prevalência de 22,4% (46/205) (Matos 2016). Na região centro e sul em 2015 o valor foi de 1,7% (2/120) (Giannelli et al., 2017), e na zona de Lisboa vários estudos têm sido realizados mostrando uma tendência crescente até 2011 onde se obteve a prevalência de 12%, decrescendo depois em 2015 para 11,7% (14/120) (Giannelli et al., 2017), em 2020 4,3% (2/46) (Santos, 2020), em 2023 para 4,6% (Ferreira, 2023).

Nos restantes arquipélagos da Macaronésia há registos de estudos nos Açores e nas Canárias. O estudo de 2020 nos Açores apresenta uma prevalência de 20,87% (24/115) (Teixeira, 2020). Nas Canárias estudos com gatos de colónia apresentaram uma prevalência em 2016 de 10,4% (5/48) (Rodríguez-Ponce et al., 2016) e em 2023 16/29 (55,2%) positivos a parasitas respiratórios, onde 6,9% (2/29) estavam positivos a *A. abstrusus* (García-Livia et al., 2023).

A prevalência de 16,96% obtida neste estudo encontra-se entre os valores previamente obtidos nos arquipélagos da Macaronésia e de modo geral acima dos últimos resultados em Portugal continental. Um estudo de 2021 provou a associação entre o aumento da temperatura ambiente e aumento do desenvolvimento das larvas L3 infetantes de *A. abstrusus* nos gastrópodes (Morelli, Colombo, Diakou, et al., 2021) o que pode justificar a maior prevalência deste parasita nas ilhas da Macaronésia que apresentam um clima mais quente e húmido que em Portugal continental.

À data da colheita e comparando os resultados obtidos nas prevalências obtidas entre os dois gatis, o do CVG apresentava uma maior prevalência de amostras infetadas com 40,98 % (25/61), face ao da SPAD, com 27,45 % (14/51) e dentro das amostras infetadas o CVG mostrava também uma maior percentagem de infeções mistas, 40,0 % (10/25), face às da SPAD, 35,71 % (5/14). A prevalência de animais infetados e de infeções mistas no CVG foi superior em 49% face à da SPAD e esta diferença pode estar associada ao diferente manuseio e medidas profiláticas dos animais alojados em cada gatil.

A nível das espécies de parasitas identificadas em cada gatil também se encontraram diferenças. No CVG o parasita encontrado com maior frequência foi o respiratório, *Aelurostrongylus abstrusus*, 22,95 % (14/61), enquanto na SPAD os parasitas gastrointestinais foram os mais frequentes. Se por um lado o protozoário *C. felis* foi o mais identificado no gatil da SPAD este foi apenas o terceiro mais prevalente entre os parasitas

gastrointestinais do CVG, seguindo *Ancylostoma* sp. e *Toxocara cati*, os segundos mais prevalentes entre os parasitas gastrointestinais da SPAD.

Deste modo procurou-se uma relação estatística entre o gatil de origem das amostras e a sua positividade a parasitas bem como o estado de desparasitação nos 3 meses anteriores, contudo não se observou uma relação estatisticamente significativa ( $p > 0,05$ ) (Anexos 1, 2 e 3).

## VII. CONCLUSÃO

Este estudo teve com objetivo fornecer novos dados de espécies e prevalência de parasitas gastrointestinais e pulmonares encontrados em gatos alojados em gatis da cidade do Funchal. O propósito foi avaliar a situação atual na cidade e complementar o panorama epidemiológico do país.

Os gatos podem ser portadores de parasitas com potencial de transmissão para humanos (zoonoses). Portanto, além da importância deste tipo de estudo para a saúde e bem-estar animal, este também contribui para avaliar o risco destas doenças para os humanos. O conhecimento mais aprofundado das espécies parasitárias e da sua prevalência permitem uma gestão antiparasitária mais eficiente, promovendo tanto a saúde dos animais de companhia, quanto a nossa, seguindo assim o conceito de “uma só saúde”.

Das 112 amostras, 40 estavam parasitadas com infeções simples ou mistas de parasitas gastrointestinais e respiratórios, o que corresponde a 35,71% dos animais. Isto demonstra um elevado grau de parasitismo, mesmo com a aplicação de medidas preventivas à entrada de novos animais nos gatis.

Foram identificadas nove espécies de parasitas, sendo o mais prevalente o nematode respiratório *A. abstrusus*, seguido do protozoário *Cystoisospora felis*. Dos nove géneros/espécies identificadas, cinco têm potencial zoonótico: *Toxocara cati*, *Ancylostoma* spp., *Dipylidium caninum*, *Taenia* spp. e *Cryptosporidium* spp.

Assim sendo, é necessário educar o público em geral, bem como a comunidade médica e de saúde pública sobre as potenciais doenças zoonóticas associadas a estes grupos de animais de estimação. O rastreio e a prevenção destas parasitoses são cruciais. A consciencialização da população sobre estas informações pode ser uma forma eficaz de diminuir a exposição a parasitas, e, conseqüentemente, da infeção de humanos.

Por fim, destaca-se a necessidade e importância de continuar a realizar estudos epidemiológicos em mais populações de felinos em Portugal, especialmente devido à escassez de dados e à necessidade de aprofundar o conhecimento nesta área. Na Região

Autónoma da Madeira seria interessante expandir a pesquisa para animais de outros concelhos da ilha e do Porto Santo, incluindo não só os gatos de gatil, como gatos de colónia e gatos com detentor.

## VIII. REFERÊNCIAS

Alho A, Cruz R, Gomes L, Madeira de Carvalho L. 2015. *Dipylidium caninum*, da ingestão da pulga ao controlo do céstode mais comum do cão e do gato. *Clínica Animal*, p. 26–29.

Alho AM, Madeira De Carvalho LM. 2013. A importância da Técnica de Baermann na clínica de pequenos animais. *Clínica Animal*. 1(3): p. 28–31

Anderson RC. 2000. The Superfamily Metastrongyloidea. In: R. Anderson, *Nematode parasites of vertebrates their development and transmission*. 2nd ed. Wallingford (UK): CABI Publishing. p. 129–172.

Barrios N, Gómez M, Zanelli M, Rojas-Barón L, Sepúlveda-García P, Alabí A, Adasme M, Müller A, Rosenfeld C, González-Lagos C, et al. 2021. A molecular survey on neglected *Gurltia paralyzans* and *Aelurostrongylus abstrusus* infections in domestic cats (*Felis catus*) from southern Chile. *Pathogens*. 10(9): p.1195. doi:10.3390/pathogens10091195.

Beugnet F, Bourdeau P, Chalvet-Monfray K, Cozma V, Farkas R, Guillot J, Halos L, Joachim A, Losson B, Miró G, et al. 2014. Parasites of domestic owned cats in Europe: Co-infestations and risk factors. *Parasites and Vectors*. 7(1):p. 1–13. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-291>.

Beugnet F, Halos L, Guillot J. 2018. *Textbook of clinical parasitology in dogs and cats*. Zaragoza (ES): Servet Editorial - Grupo Asís Biomedica.

Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC. 2002. *Feline Clinical Parasitology*. Ames (IA): John Wiley & Sons

Bowman DD. 2021. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 11th ed. St. Louis (MO): Elsevier.

CAPC. 2022. Ascarid: cat. Updated: September 12, 2022. [acedido em 2023 Out 27]. <https://capcvet.org/guidelines/ascarid>.

Casemore DP, Armstrong M, Sands RL. 1985. Laboratory diagnosis of cryptosporidiosis. *Journal of Clinical Pathology*. 38(12):p. 1337. <https://doi.org/10.1136/JCP.38.12.1337>

Colombo M, Traversa D. 2024. Zoonotic hookworms and roundworms affecting dogs and cats in Europe. *The Veterinary Nurse*. 15(2). [acedido em 2024 Abr 3]. <https://www.theveterinarynurse.com/content/clinical/zoonotic-hookworms-and-roundworms-affecting-dogs-and-cats-in-europe>.

Cornell University College of Veterinary Medicine. n.d. Gastrointestinal parasites of cats. [Internet]. [acedido em 2024 Dez 7]. Disponível em: <https://www.vet.cornell.edu/departments-centers-and-institutes/cornell-feline-health-center/health-information/feline-health-topics/gastrointestinal-parasites-cats>.

Crisi PE, Cesare A Di, Boari A. 2018. Feline troglstrongylosis: Current epizootiology, clinical features, and therapeutic options. *Frontiers in Veterinary Science*. 5(Jun):p. 1–8. <https://doi.org/10.3389/fvets.2018.00126>.

- Dias R, Araújo AA, Terrinha P, Kullberg JC. 2013. Geologia de Portugal, Volume I: Geologia Pré-mesozóica de Portugal. Lisboa (PT): Escolar Editora. p. 692–742.
- ESCAAP. 2018. Control of Intestinal Protozoa 6 in Dogs and Cats. ESCCAP Guideline 06 Second Edition – February 2018.
- ESCAAP. 2021. Worm Control in Dogs and Cats. Guideline 01 Sixth Edition – May 2021.
- Ferreira CA. 2022. AMAIS – a associação madeirense que sara as almas dos animais – PiT. [Internet].(acedido em 2025 Jan 9). <https://pit.nit.pt/animais/amais-associacao-madeirense-sara-as-almas-dos-animais>.
- Ferreira da Silva JM, Pereira da Fonseca IM, Madeira de Carvalho LM, Meireles JAFS, Fazendeiro I. 2005. Pneumonia em gato por *Aelurostrongylus abstrusus* – necessidade de um diagnóstico precoce. Revista portuguesa de ciências veterinárias. p. 103–106.
- Ferreira PSM. 2023. Ferreira PSM. 2023. Nematodes cardiopulmonares em canídeos e felídeos domésticos, em Lisboa, Portugal [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV- Universidade de Lisboa. Repositório da Universidade de Lisboa. Disponível em: <http://hdl.handle.net/10400.5/29477>.
- Foreyt JW. 2001. Veterinary Parasitology, Reference Manual, 5th Edition. Blackwell Publishing.
- García-Livia K, Reyes R, Amaro-Ramos V, Baz-González E, Martín-Carrillo N, Rodríguez-Ponce E, Foronda P. 2023. Metastrongyloid Infection with *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior*, *Oslerus rostratus* and *Angiostrongylus chabaudi* in Feral Cats from the Canary Islands (Spain). Animals. 13(13): p. 2168. doi:10.3390/ANI13132168/S1.
- Gerichter ChB. 1949. Studies on the nematodes parasitic in the lungs of Felidae in Palestine. Parasitology. 39(3–4):251–262. <https://doi.org/10.1017/S0031182000083827>
- Giannelli A, Capelli G, Joachim A, Hinney B, Losson B, Kirkova Z, René-Martellet M, Papadopoulos E, Farkas R, Napoli E, et al. 2017. Lungworms and gastrointestinal parasites of domestic cats: a European perspective. International Journal for Parasitology 47(9): p. 517–528. doi:10.1016/J.IJPARA.2017.02.003.
- Guedner EK, Gilli U, Strube C, Schnyder M. 2019. Seroprevalence, biogeographic distribution and risk factors for *Aelurostrongylus abstrusus* infections in Swiss cats. Veterinary Parasitology 266: p. 27–33. doi:10.1016/J.VETPAR.2018.12.013.
- Hendrix CM, Robinson E. 2022. Diagnostic parasitology for veterinary technicians - E-book [Internet]. St. Louis (MO): Elsevier Health Sciences. Disponível em: <https://app.kortext.com/borrow/1990326>.
- IPMA. 2022. Instituto Português do Mar e da Atmosfera. O Clima –Acompanhamento do clima –Funchal [internet]. Portugal: Instituto Português do Mar e da Atmosfera. [acedido em 2023 Jun 22]. <https://www.ipma.pt/pt/oclima/monitorizacao/index.jsp?selTipo=g&selVar=tx&selAno=-1#>.
- IPMA. 2023. Instituto Português do Mar e da Atmosfera. Normais Climatológicas - 1981-2010 - Temperatura do ar - Funchal, Madeira [internet]. Portugal: Instituto Português do Mar e da Atmosfera. [acedido em 2023 Jun 22]. <https://www.ipma.pt/pt/oclima/normais.clima/1981-2010/>.
- Matos BM. 2016. Parasitoses pulmonares e gastrointestinais em felinos domésticos no Minho, Portugal [dissertação de mestrado]. Lisboa: Universidade de Lisboa, Faculdade de Medicina

Veterinária. Repositório da Universidade de Lisboa. Disponível em: <http://hdl.handle.net/10400.5/11914>.

Meireles, J.F.S., Bento, J.L.S. Peleteiro, M.C., (1988-89). Um caso de pneumonia parasitária em gato por *Aelurostrongylus abstrusus*. Anais da Faculdade de Medicina Veterinária, 1988-1989, 25-26, 73-82.

Morelli S, Colombo M, Diakou A, Traversa D, Grillini M, Di Regalbono AF, Di Cesare A. 2021. The Influence of Temperature on the Larval Development of *Aelurostrongylus abstrusus* in the Land Snail *Cornu aspersum*. Pathogens. Pathogens 10(8):p. 1–11. doi:10.3390/PATHOGENS10080960.

Morelli S, Diakou A, Colombo M, Di Cesare A, Barlaam A, Dimzas D, Traversa D. 2021a. Cat Respiratory Nematodes: Current Knowledge, Novel Data and Warranted Studies on Clinical Features, Treatment and Control. Pathogens. 10(4): p. 1–14. doi:10.3390/PATHOGENS10040454.

Morelli S, Diakou A, Di Cesare A, Colombo M, Traversa D. 2021b. Canine and feline parasitology: analogies, differences, and relevance for human health. Clinical Microbiology Reviews 34(4):p. 1–24. doi:10.1128/CMR.00266-20.

Napoli E, Pugliese M, Basile A, Passantino A, Brianti E. 2023. Clinical, Radiological, and Echocardiographic Findings in Cats Infected by *Aelurostrongylus abstrusus*. Pathogens 12(2): p. 273. doi:10.3390/PATHOGENS12020273.

Neves M, Lopes AP, Martins C, Fino R, Paixão C, Damil L, Lima C, Alho AM, Schallig HDFH, Dubey JP, et al. 2020. Survey of *Dirofilaria immitis* antigen and antibodies to *Leishmania infantum* and *Toxoplasma gondii* in cats from Madeira Island, Portugal. Parasites and Vectors 13(1): p. 1–7. doi:10.1186/S13071-020-3988-4.

Payo-Puente P, Botelho-Dinis M, Carvaja Urueña AM, Payo-Puente M, Gonzalo-Orden JM, Rojo-Vazquez FA. 2008. Prevalence study of the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus* in stray cats of Portugal. Journal of Feline Medicine and Surgery 10(3):p. 242–246. doi:10.1016/J.JFMS.2007.12.002

Pennisi MG, Hartmann K, Addie DD, Boucraut-Baralon C, Egberink H, Frymus T, Gruffydd-Jones T, Horzinek MC, Hosie MJ, Lloret A, et al. 2015. Lungworm disease in cats: ABCD guideline on prevention and management. Journal of Feline Medicine and Surgery 17(7): p. 626–636. doi:10.1177/1098612X15588455.

Prada SLRN. 2000. Geologia e recursos hídricos subterrâneos da ilha da Madeira. [dissertação de mestrado]. Funchal (PT): Universidade da Madeira. Disponível em: <https://www.proquest.com/openview/f2b53c991a0fb802d79a3302e21321d3/1?pq-origsite=gscholar&cbl=2026366&diss=y>

Raue K, Raue J, Hauck D, Söbbeler F, Morelli S, Traversa D, Schnyder M, Volk H, Strube C. 2021. Do all roads lead to rome? The potential of different approaches to diagnose *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. Pathogens 10(5):p. 602. doi:10.3390/PATHOGENS10050602.

Riggio F, Mannella R, Ariti G, Perrucci S. 2013. Intestinal and lung parasites in owned dogs and cats from central Italy. Vet Parasitol. 193(1–3):p. 78–84. doi:10.1016/J.VETPAR.2012.11.026.

Rodríguez-Ponce E, González JF, De Felipe MC, Hernández JN, Raduan Jaber J. 2016. Epidemiological survey of zoonotic helminths in feral cats in Gran Canaria island

(Macaronesian archipelago-Spain). *Acta Parasitologica* 61(3):p. 485–495. doi:10.1515/ap-2016-0059.

Santos SIH dos. 2020. Parasitas respiratórios, gastrointestinais e auriculares em gatos de colónia, na Casa dos Animais de Lisboa [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa. Repositório da Universidade de Lisboa. <http://hdl.handle.net/10400.5/20681>.

SPAD. n.d. A Sociedade Protectora dos Animais Domésticos do Funchal [Internet]. [acedido em 2024 Out 27]. Disponível em: <https://spad.pt/a-spad/>

Sweet S, Szlosek D, Mccrann D, Coyne M, Kincaid D, Hegarty E. 2020. Retrospective analysis of feline intestinal parasites: trends in testing positivity by age, USA geographical region and reason for veterinary visit. doi:10.1186/s13071-020-04319-4.

Taylor MA (Mike A), Coop RL, Wall R (Richard L). 2015. *Veterinary parasitology*. 4th ed. United Kingdom: Willey Blackwel.

Teixeira R. 2020. Rastreo de parasitas gastrointestinais e pulmonares em canídeos e felídeos da Região Autónoma dos Açores, ilhas de São Miguel e Terceira [dissertação de mestrado]. Lisboa: FMV-Universidade de Lisboa. Repositório da Universidade de Lisboa. <http://hdl.handle.net/10400.5/20951>.

Traversa D, Cesare A Di, Conboy G. 2010. Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated. doi: 10.1186/1756-3305-3-62

Traversa D, Morelli S, Di Cesare A, Diakou A. 2021. Felid cardiopulmonary nematodes: dilemmas solved and new questions posed. *Pathogens*. 10(1):p. 30. <https://doi.org/10.3390/pathogens10010030>

Traversa D, Raue K, Ringeisen H, Blazejak K, Bisterfeld K, Cesare A Di, Colombo M, Böhm C, Strube C, Pollmeier M. 2022. Efficacy of a spot-on combination containing 10% w/v imidacloprid and 1% w/v moxidectin for the treatment of troglstrongylosis in experimentally infected cats. *Parasites & Vectors* 15:66. doi:10.1186/s13071-022-05185-y.

Urquhart G, Armour J, Duncan J, Dunn A, JENNINGS F. 1996. *Veterinary Parasitology*. 2nd Edition. Blackwell publishing (MA).

Veterinária atual. 2019 Dec 27. Medicina Felina: Aqui há gato. [Internet] [acedido em 2024 Apr 1]. <https://www.veterinaria-atual.pt/na-clinica/aqui-ha-gato/>.

Wolken S, Böhm C, Schaper R, Schnieder T. 2012. Treatment of third-stage larvae of *Toxocara cati* with milbemycin oxime plus praziquantel tablets and emodepside plus praziquantel spot-on formulation in experimentally infected cats. doi:10.1007/s00436-012-3060-1.

Wu T. 2022. *Toxocara cati* Infection in Cats. *Today's Veterinary Practice*. 13(January/February 2023):p. 28–31. [Internet] [acedido em 2024 Apr 1]. <https://todaysveterinarypractice.com/>

## IX. ANEXOS

### 1. Anexo 1 Associações estatísticas em gatos parasitados

Fator	Positivo		Total (n)	Associação estatística	
	(n)	(%)			
<b>Gatil de origem</b>	SPAD	14	28%	51	$\chi^2=2,1633$
	CVG	26	43%	61	g.l.=1 p=0,1413
<b>Concelho de origem</b>	Funchal	32	35,16%	91	$\chi^2=2,4966$
	Câmara de Lobos	6	46,15%	13	g.l.=2 p=0,287
	Ribeira Brava	1	12,5%	8	
<b>Sexo</b>	Fêmea	4	50%	8	$\chi^2=2,5756$
	Fêmea esterilizada	1	25%	4	g.l.=4 p=0,6312
	Macho	6	35%	17	
	Macho castrado	4	57%	7	
	Desconhecido	25	33%	76	
<b>Faixa etária</b>	Juvenil	16	57%	28	$\chi^2=7,8265$
	Adulto	24	29%	83	g.l.=2
	Geriatrico	0	0%	1	p=0,02
<b>Coabitação</b>	Jaula singular	10	56%	18	$\chi^2=4,079$
	Jaula partilhada até 5 animais	4	25%	16	g.l.=2 p=0,1301
	Espaço comum	26	33%	78	
<b>Desparasitação nos últimos 3 meses</b>	Milbemax®	14	31%	45	$\chi^2=5,0168$
	Nextgard	0	0%	6	g.l.=2
	Spectra®				p=0,0814
	Sem desparasitação	26	43%	61	
<b>Sinais clínicos</b>	Espirro	3	33%	9	$\chi^2=7,8706$
	Diarreia	3	100%	3	g.l.=4
	Hematoquézia	1	100%	1	p=0,0964
	Sem sinais	10	38%	26	
	Desconhecido	23	32%	73	

## 2. Anexo 2 Associações estatísticas em animais com parasitas gastrointestinais

Fator		Positivo a		Total (n)	Associação estatística
		parasitas GI			
		(n)	(%)		
<b>Gatil de origem</b>	SPAD	12	24%	51	$\chi^2=0,4697$
	CVG	19	31%	61	g.l.=1 p=0,4931
<b>Concelho de origem</b>	Funchal	25	27%	91	$\chi^2=1,6778$
	Câmara de Lobos	5	38%	13	g.l.=2
	Ribeira Brava	1	12%	8	p=0,4322
<b>Sexo</b>	Fêmea	4	50%	8	$\chi^2=4,3743$
	Fêmea esterilizada	1	25%	4	g.l.=4
	Macho	6	35%	17	p=0,3577
	Macho castrado	3	43%	7	
	Desconhecido	24	31,58%	76	
<b>Faixa etária</b>	Juvenil	13	46%	28	$\chi^2=6,7889$
	Adulto	18	22%	83	g.l.=2
	Geriátrico	0	0%	1	p=0,0336
<b>Coabitação</b>	Jaula singular	9	50%	18	$\chi^2=5,3627$
	Jaula partilhada até 5 animais	4	25%	16	g.l.=2
	Espaço comum	18	23%	78	p=0,0685
<b>Desparasitação nos últimos 3 meses</b>	Milbemax®	12	27%	45	$\chi^2=2,686$
	Nextgard	0	0%	6	g.l.=2
	Spectra®				p=0,2611
	Sem desparasitação	19	31%	61	
<b>Sinais clínicos</b>	Espirro	3	33,33%	9	$\chi^2=11,9297$
	Diarreia	3	100%	3	g.l.=4
	Hematoquémia	1	100%	1	p=0,0179
	Sem sinais	8	38,46%	26	
	Desconhecido	16	30,14%	73	

### 3. Anexo 3 Associações estatísticas em gatos com parasitas respiratórios

Fator	Positivo a nematode respiratório		Total (n)	Associação estatística	
	(n)	(%)			
<b>Gatil de origem</b>	SPAD	5	10%	51	$\chi^2=2,5388$ g.l.=1 p=0,1111
	CVG	14	23%	61	
<b>Concelho de origem</b>	Funchal	16	18%	91	$\chi^2=2,0039$ g.l.=2 p=0,3672
	Câmara de Lobos	3	23%	13	
	Ribeira Brava	0	0%	8	
<b>Sexo</b>	Fêmea	1	12%	8	$\chi^2=4,5894$ g.l.=4 p=0,3321
	Fêmea esterilizada	0	0%	4	
	Macho	2	12%	17	
	Macho castrado	3	43%	7	
	Desconhecido	13	17%	76	
<b>Faixa etária</b>	Juvenil	8	29%	28	$\chi^2=3,6939$ g.l.=2 p=0,1577
	Adulto	11	13%	83	
	Geriátrico	0	0%	1	
<b>Coabitação</b>	Jaula singular	5	28%	18	$\chi^2=2,803$ g.l.=2 p=0,2462
	Jaula partilhada até 5 animais	1	6%	16	
	Espaço comum	13	17%	78	
<b>Desparasitação nos últimos 3 meses</b>	Milbemax®	5	11%	45	$\chi^2=3,8722$ g.l.=2 p=0,1443
	Nextgard	0	0%	6	
	Spectra®				
	Sem desparasitação	14	23%	61	
<b>Sinais</b>	Espirro	2	22%	9	$\chi^2=1,103$ g.l.=4 p=0,8938
	Diarreia	0	0%	3	
	Hematoquézia	0	0%	1	
	Sem sinais	5	19%	26	
	Desconhecido	12	16%	73	

#### 4. Anexo 4 Base de dados exportada do Excel®

No me	Associação de recolha	Localidade	Data da colheita	Sexo	Idade	Coabitação	Desparasitação <3meses	Sinais	Flutuação	Sedimentação	Baermann	ZN	Observações
1	SPAD	C. Lobos	21/11/2022	M	Juvenil	N	S-Milbemax	Espirro	<i>C. felis</i>	N	N	/	
2	SPAD	C. Lobos	21/11/2022	M	Juvenil	N	S-Milbemax	N	<i>C. felis</i>	N	N	/	
3	SPAD	R. Brava	21/11/2022	F	Juvenil	N	S-Milbemax	N	<i>C. felis</i>	N	N	/	
4	SPAD	C. Lobos	24/11/2022	F	Juvenil	N	S-Milbemax	N	<i>Ancylostoma sp</i> ; <i>Toxocara cati</i>	N	N	/	
5	SPAD	C. Lobos	03/01/2023	MC	Adulto	N	S-Milbemax	N	N	N	A. abstrusus	/	
6	SPAD	C. Lobos	03/01/2023	M	Geriatrico	N	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
7	SPAD	C. Lobos	03/01/2023	M	Juvenil	N	S-Milbemax	Espirro	<i>C. felis</i>	N	A. abstrusus	/	
8	SPAD	R. Brava	04/01/2022	F	Juvenil	S	S-Nextgard spectra	Espirro	N	N	N	/	
9	SPAD	R. Brava	04/01/2022	F	Juvenil	S	S-Nextgard spectra	Espirro	N	N	N	/	
10	SPAD	R. Brava	04/01/2022	F	Juvenil	S	S-Nextgard spectra	Espirro	N	N	N	/	
11	SPAD	R. Brava	04/01/2022	M	Juvenil	S	S-Nextgard spectra	Espirro	N	N	N	/	
12	SPAD	R. Brava	04/01/2022	M	Juvenil	S	S-Nextgard spectra	Espirro	N	N	N	/	
13	SPAD	R. Brava	04/01/2022	M	Juvenil	S	S-Nextgard spectra	Espirro	N	N	N	/	
14	SPAD	C. Lobos	09/01/2023	M	Juvenil	S	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
15	SPAD	Função I	09/01/2023	F	Juvenil	S	S-Milbemax	diarreia	<i>C. felis</i> ; <i>C. rivolta</i>	N	N	/	
16	SPAD	Função I	09/01/2023	M	Juvenil	S	S-Milbemax	diarreia	<i>C. felis</i>	N	N	/	
17	SPAD	Função I	09/01/2023	M	Juvenil	S	S-Milbemax	diarreia	<i>C. felis</i>	N	N	/	
18	SPAD	Função I	13/01/2023	F	Juvenil	N	S-Milbemax	Espirro	<i>C. felis</i>	N	A. abstrusus	/	
19	SPAD	C. Lobos	13/01/2022	M	Juvenil	S	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
20	SPAD	C. Lobos	17/01/2022	M	Juvenil	S	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
21	SPAD	R. Brava	17/01/2022	F	Adulto	N	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
22	SPAD	C. Lobos	17/01/2022	M	Adulto	N	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
23	SPAD	Função I	17/01/2022	M	Adulto	S	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
24	SPAD	Função I	17/01/2022	M	Adulto	S	S-Milbemax	N	N	N	N	/	

25	SPAD	C. Lobos	17/01/2022	M	Adulto	S	S-Milbemax	N	Toxocar a cati	N	A. abstru sus	/	
26	SPAD	Funcha I	18/01/2022	FC	Adulto	N	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
27	SPAD	C. Lobos	18/01/2022	M	Adulto	S	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
28	SPAD	Funcha I	18/01/2022	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	N	N	N	A. abstru sus	/	
29	SPAD	Funcha I	18/01/2022	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
30	SPAD	Funcha I	18/01/2022	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Hematoq uézia	N	N	N	/	Dipylidium caninum
31	SPAD	Funcha I	18/01/2022	MC	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	N	N	N	N	/	Dipylidium caninum
32	SPAD	C. Lobos	18/01/2022	FC	Adulto	N	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
33	SPAD	Funcha I	18/01/2022	MC	Adulto	N	S-Milbemax	N	N	N	N	/	
34	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
35	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
36	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
37	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
38	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
39	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
40	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
41	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
42	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
43	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
44	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
45	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
46	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
47	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
48	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
49	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
50	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
51	SPAD	Funcha I	18/01/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	S-Milbemax	Desconhecido	N	N	N	/	
52	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N	
53	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	Toxascaris leonina	N	N	
54	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N	
55	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N	
56	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	Toxocara cati	N	N	
57	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N	

58	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
59	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	<i>Toxocara cati</i>	<i>A. abstrusus</i>	N		
60	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
61	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
62	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
63	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
64	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
65	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
66	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	C.	<i>rivolta</i>	N	N		
67	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
68	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
69	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
70	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Ancylostoma</i>	<i>sp.</i>	N	N	N	
71	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
72	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	<i>Ancylostoma</i>	<i>sp.;</i> <i>Taenia</i> <i>spp.</i>	N	N	
73	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	<i>A. abstrusus</i>	N		
74	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
75	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
76	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
77	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Toxocara</i>	<i>cati</i>	N	N	N	Ovo de ácaro
78	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
79	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
80	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Toxocara</i>	<i>cati</i>	N	N	N	
81	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
82	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
83	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
84	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Toxocara</i>	<i>cati</i>	N	N	N	
85	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
86	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N		
87	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>C. felis</i>	N	N	N		

88	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Ancylostoma sp.</i>	N	A. abstrusus	N
89	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	A. abstrusus	N
90	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Toxocara cati</i>	N	A. abstrusus	N
91	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	A. abstrusus	N
92	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Ancylostoma sp.</i>	N	A. abstrusus	N
93	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Ancylostoma sp.</i>	N	A. abstrusus	N
94	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	A. abstrusus	N
95	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
96	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
97	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
98	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Juvenil	SOLTO	N	Desconhecido	<i>C. felis</i>	N	N	<i>Cryptosporidium spp.</i>
99	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	A. abstrusus	N
100	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
101	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
102	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
103	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	N	N
104	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	A. abstrusus	N
105	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	<i>Toxocara cati</i>	N	N	N
106	CVG	Funcha I	08/03/2023	Desconhecido	Adulto	SOLTO	N	Desconhecido	N	N	A. abstrusus	N
107	CVG	Funcha I	08/03/2023	FC	Adulto	N	N	N	N	N	N	N
108	CVG	Funcha I	08/03/2023	MC	Adulto	SOLTO	N	N	N	N	N	N
109	CVG	Funcha I	08/03/2023	MC	Adulto	N	N	N	<i>Ancylostoma sp.</i>	<i>Taenia sp.</i>	A. abstrusus	N
110	CVG	Funcha I	08/03/2023	MC	Adulto	N	N	N	N	N	N	N
111	CVG	Funcha I	08/03/2023	MC	Adulto	N	N	N	N	<i>Ancylostoma sp.</i>	A. abstrusus	N
112	CVG	Funcha I	08/03/2023	FC	Adulto	N	N	N	N	<i>Taenia sp.</i>	N	N