



**MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE  
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA**

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DO ESTÁGIO  
SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO NA ÁREA DE MEDICINA  
VETERINÁRIA PREVENTIVA**

**ASPECTOS CLÍNICOS E EPIDEMIOLÓGICOS DA INFECÇÃO POR  
PARASITOS BRONCOPULMONARES E GASTROINTESTINAIS EM  
FELINOS NATURALMENTE INFECTADOS NO ESTADO DE SERGIPE**

**WESLANIA SOUZA INACIO DA SILVA**

**NOSSA SENHORA DA GLÓRIA**

**2023**

**WESLANIA SOUZA INACIO DA SILVA**

Trabalho de Conclusão do Estágio Supervisionado Obrigatória na área de Medicina Veterinária Preventiva

Aspectos clínicos e epidemiológicos da infecção por parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em felinos naturalmente infectados no Estado de Sergipe

Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Sergipe (UFS) – Campus Sertão, como requisito final para obtenção do título de Bacharel em Medicina Veterinária.  
Orientadora: Profa. Dra. Glenda Lídice de Oliveira Cortez Marinho

Nossa Senhora da Glória – Sergipe

2023

WESLANIA SOUZA INACIO DA SILVA

**TRABALHO DE CONCLUSÃO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO  
NA ÁREA DE MEDICINA VETERINÁRIA PREVENTIVA**

Aprovado em \_\_\_\_ / \_\_\_\_ / \_\_\_\_

Nota: \_\_\_\_\_

**Banca Examinadora:**

---

***Profa. Dra. Glenda Lídice de Oliveira Cortez Marinho*** (Orientadora)  
Departamento de Medicina Veterinária – UFS- Campus Sertão

---

***MV. Msc Osmário Marques dos Santos***  
Departamento de Medicina Veterinária – UFS- Campus Sertão

---

***Profa. Dra. Geyanna Dolores Lopes Nunes***  
Departamento de Medicina Veterinária – UFS- Campus Sertão

Nossa Senhora da Glória – Sergipe

2023

## IDENTIFICAÇÃO

Discente: Weslania Souza Inacio da Silva

Matrícula: 201800156121

Orientadora: Profa. Dra. Glenda Lídice de Oliveira Cortez Marinho

LOCAL DE ESTÁGIO:

LABORATÓRIO DE DOENÇAS PARASITÁRIAS DOS ANIMAIS

- Supervisora: Matheus Resende Oliveira

- Titulação/Área: Médica Veterinária /Medicina Veterinária Preventiva

- Período: 10/05/2023 a 30/08/2023, com 8 horas diárias, totalizando carga horária de 640 horas.

COMISSÃO DE ESTÁGIO DO CURSO:

Prof<sup>a</sup>. Dra. Glenda Lídice de Oliveira Cortez Marinho

Prof<sup>a</sup> Dra. Paula Regina Barros de Lima

Prof<sup>a</sup> Dra. Roseane Nunes de Santana Campos

*“Somos arquitetos do nosso próprio destino.”  
Albert Einstein*

## **AGRADECIMENTOS**

Primeiramente agradeço a Deus, por ter me concebido o dom da vida, saúde e força para superar todas as dificuldades.

Agradeço a minha família que nos momentos de minha ausência dedicados aos estudos, sempre me fizeram entender que o futuro é feito a partir da constante dedicação no presente.

Gratidão aos meus orientadores e professores do DMVS/UFS/SER por me proporcionarem o conhecimento, não apenas científico, mas a manifestação do caráter e afetividade da educação e pesquisa. Obrigado por todo suporte que me foi concedido no pouco tempo que lhes coube, fico grata por todas as correções e incentivos. Nunca esquecerei de vocês!

A esta universidade, seu corpo docente, direção e administração que diretamente ou indiretamente fizeram parte da minha formação, o meu muito obrigado!

Agradeço a toda a equipe do Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais da UFS/SER, companheiros de trabalhos e irmãos na amizade que sempre continuarão presentes em minha vida. Obrigado pelas palavras amigas nas horas difíceis, pelo auxílio nos trabalhos e por estarem comigo nesta etapa tão importante da minha vida.

## LISTA DE ABREVIATURA E SIGLAS

ESO	Estágio Supervisionado Obrigatório
LDPa	Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais
SE	Sergipe
UFS/SER	Universidade Federal de Sergipe campus Sertão
TCC	Trabalho de Conclusão de Curso
Profa. Dra.	Professora Doutora
DMVS	Departamento de Medicina Veterinária do Sertão
®	Marca registrada
CRMV	Conselho Regional de Medicina Veterinária
CFMV	Conselho Federal de Medicina Veterinária
CNS	Conselho Nacional de Saúde
s/n	Sem número
CEP	Código de Endereçamento Postal
Km	Quilômetros
PROBP	Programa de Pós-graduação em Biologia Parasitária
PPGCAS	Programa de Pós-graduação em Ciências Aplicadas a Saúde
p.ex.:	Por exemplo
LTDA	Limitada
h	Hora
hs	Horas
%	Porcento
L1	Larva de primeiro estágio
PBP	Parasitoses broncopulmonares
L2	Larva de segundo estágio
L3	Larva de terceiro estágio
PGI	Parasitos gastrointestinais
CEUA	Comitê de Ética no Uso de Animais
TCLE	Termo de Consentimento Livre e Esclarecido
n°	Número
ONGs	Organizações não Governamentais
°C	Graus Celsius
Zn	Zinco
ml	Mililitros

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Imagens do local de estágio. <b>A-</b> LDPa/ UFS. <b>B</b> - Planta baixa do LDPa da UFS.....	14
<b>Figura 2.</b> Planta baixa do LDPa da UFS destacando a infraestrutura e equipamentos .....	15
<b>Figura 3.</b> Alterações dermatológicas observadas em pacientes caninos e felinos atendidos pela equipe de médicos veterinários do LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/09 de 2023. ....	17
<b>Figura 4.</b> Ectoparasitos identificados no LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/09 de 2023. <b>a,b,c)</b> - <i>Amblyomma</i> sp.; <b>d)</b> <i>Rhipicephalus</i> sp.; <b>e)</b> larva de mosca necrobiontófaga; e <b>f)</b> Tabanídeo.....	22
<b>Figura 5.</b> Ácaros causadores de dermatopatia detectados em amostras biológicas avaliadas no LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/09 de 2023. <b>a)</b> <i>Demodex canis</i> ; <b>b)</b> <i>Notoedres cati</i> ; <b>c)</b> <i>Lynxacarus radovskyi</i> ; e <b>d)</b> <i>Chirodiscooides caviae</i> .....	22
<b>Figura 6.</b> Hemoparasitos diagnosticados bo LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/09 de 2023. <b>a)</b> <i>Babesia</i> sp.; <b>b)</b> <i>Hepatozoon</i> sp.; <b>c)</b> Amastigotas de <i>Leishmania</i> sp.; e <b>d)</b> <i>Trypanosoma</i> sp. ....	23
<b>Figura 7.</b> Parasitos gastrointestinais detectados em amostras fecais avaliadas no LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/09 de 2023. <b>a)</b> <i>Ancylostoma</i> sp.; <b>b)</b> <i>Cryptosporidium</i> sp.; <b>c)</b> Coccídeo não-esporulado; <b>d)</b> Ovo da Superfamília Trichostrongyloidea; <b>e)</b> <i>Toxocara</i> sp.; e <b>f)</b> <i>Trichuris</i> sp.....	24
<b>Figura 8.</b> Ciclo biológico de <i>Aelurostrongylus abstrusus</i> . <b>Fonte:</b> Autoria Própria (2023) .....	30
<b>Figura 9.</b> Alterações clínicas observadas em felino infectado por parasito broncopulmonar. a) Secreção nasal; b – Alterações alveolares nos pulmões de um felino infectado. <b>Fonte:</b> TRAVERSA e CESARE (2016) .....	30
<b>Figura 10-</b> Componentes do kit do Mini-FLOTAC®. <b>Fonte:</b> CRINGOLI et al., (2010) .....	35
<b>Figura 11.</b> Localização topográfica das áreas de coleta. <b>Fonte:</b> Autoria Própria (2023). .....	37
<b>Figura 12.</b> Diagrama de Venn demonstrando esquematicamente a presença de parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em populações de felinos de quatro municípios sergipanos. <b>Fonte:</b> Arquivo pessoal (2023) .....	40
<b>Figura 13.</b> Parasitos broncopulmonares e gastrointestinais diagnosticados em gatos. <b>a</b> – Ovo de <i>Ancylostoma</i> sp.; <b>b</b> – Larva de <i>Aerulostrongylus</i> sp.; <b>c</b> – Oocisto de <i>Cystoisospora</i> sp.; <b>d</b> – Cápsula ovígera de <i>Dipylidium</i> sp.; <b>e</b> – Ovo larvado de <i>Strongyloides</i> sp.; <b>f</b> – Ovo de <i>Toxocara</i> sp. <b>Fonte:</b> Arquivo pessoal (2023) .....	41
<b>Figura 14.</b> Alterações clínicas observadas em felinos positivos para parasitos broncopulmonares e/ou gastrointestinais. a) animal apresentando secreção ocular e nasal; b) felino apresentando caquexia; c) gato apresentando apatia e prostração; e d) felino apresentando emagrecimento e lesões cutâneas ao longo do corpo. <b>Fonte:</b> Arquivo pessoal (2023) .....	42



## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1.</b> Parasitos gastrointestinais identificados no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER.....	24
---	----

## LISTA DE GRÁFICOS

- Gráfico 1.** Distribuição do número de atendimentos de acordo com as patologias diagnosticadas no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023) ..... 18
- Gráfico 2.** Frequência absoluta e relativa do número de amostras biológicas analisadas no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023) ..... 19
- Gráfico 3.** Número de amostras positivas, negativas, frequência absoluta e relativa de amostras de acordo com a espécie avaliadas no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023) .....19
- Gráfico 4.** Frequência absoluta e relativa dos principais exames realizados no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023) ..... 20
- Gráfico 5.** Ectoparasitos identificados no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023) ..... 21

## SUMÁRIO

RESUMO .....	12
1. INTRODUÇÃO .....	13
2. RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO .....	14
2.1 LABORATÓRIO DE DOENÇAS PARASITÁRIAS DOS ANIMAIS .....	14
2.1.1 DESCRIÇÃO DO ESTÁGIO .....	14
2.1.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS .....	16
2.1.3 CASUÍSTICA DE ATENDIMENTOS .....	17
2.1.4 CASUÍSTICA EM ANÁLISES CLÍNICAS .....	18
TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO .....	24
3. REVISÃO DE LITERATURA .....	25
3.1 INTRODUÇÃO .....	25
3.2 DOMESTICAÇÃO DOS FELINOS .....	26
3.3 MEDICINA FELINA .....	27
3.4 DOENÇAS PARASITÁRIAS BRONCOPULMONARES EM FELINOS .....	28
3.5 DOENÇAS PARASITÁRIAS GASTROINTESTINAIS EM FELINOS .....	29
3.6 DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DOS PBP E PGI .....	33
4. OBJETIVOS .....	35
5. MATERIAL E MÉTODOS .....	35
6. RESULTADOS .....	38
7. DISCUSSÃO .....	41
8. CONCLUSÃO .....	43
9. CONSIDERAÇÕES FINAIS .....	43
10. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	43

## **RESUMO**

Este trabalho descreve as atividades realizadas durante o Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) da discente Weslania Souza Inacio da Silva, no período de 10 de maio a 30 de agosto de 2023, com duração de 640 horas, na área de Medicina Veterinária Preventiva, sob supervisão do Médico Veterinário (CRMV/SE), mestrando (PROBP) e pesquisador Matheus Resende Oliveira. O estágio foi realizado no Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais (LDPa) anexo ao Centro de Aprendizagem e Manejo de Animais Silvestres da Clínica Veterinária Escola do Departamento de Medicina Veterinária do Sertão (DMVS) da Universidade Federal de Sergipe (UFS), campus do Sertão. Fruto das atividades laboratoriais e de campo, foi possível produzir o Trabalho de Conclusão de Curso intitulado “Aspectos clínicos e epidemiológicos da infecção por parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em felinos naturalmente infectados no Estado de Sergipe”, proporcionado para a discente, o estímulo para o desenvolvimento de atividades profissionais voltadas para pesquisas, habilidades à campo e melhor compreensão sobre a dinâmica e relação parasito-hospedeiro nas doenças parasitárias e infecciosas de importância médica e veterinária.

**Palavras-chave:** Medicina Veterinária, Parasitos, Saúde Única.

## 1. INTRODUÇÃO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) e Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) estão agrupados no último bloco (4º) da estrutura curricular padrão do curso de graduação em Medicina Veterinária, do Departamento de Medicina Veterinária do Sertão, da Universidade Federal de Sergipe, campus do Sertão, situada no município de Nossa Senhora da Glória – Sergipe, na região Nordeste do Brasil. Nessas etapas os discentes realizam diversas atividades em área(s) de sua(s) escolha(s), podendo assim, vivenciar a rotina diária de instituições e/ou profissionais da Medicina Veterinária, para que possam desenvolver habilidades técnicas, científicas e cognitivas aplicadas a saúde animal e/ou única (CONEPE, 2015).

O ESO é a primeira etapa com uma carga horária total obrigatória de 630 horas no qual o discente deverá desenvolver atividades curriculares e posteriormente, produzir um relatório, o qual será submetido a uma banca examinadora para julgamento como pré-requisito parcial para avaliação da formação e qualificação profissional do aluno. Em seguida, o TCC (carga horaria = 60 horas) de um caso clínico e/ou pesquisa também deverá ser produzido e apresentado a banca examinadora, sob supervisão do orientador(a) da instituição escolhida(o) (CONEPE, 2015; DMVS, 2023).

Desde o seu surgimento, a Medicina Veterinária vem apresentando e desenvolvendo diversas áreas de atuação profissional, com destaque para a “Medicina Veterinária Preventiva” (CFMV, 2020). Nesta área, os trabalhos são direcionados ao reconhecimento da presença, participação e importância do Médico Veterinário na Saúde Pública, promovendo ainda, a saúde humana e animal, contribuindo para a prevenção de doenças e conscientização da sociedade sobre o papel desse profissional para a saúde das populações (CNSPV, 2020).

Para o Conselho Nacional de Saúde (CNS) o Médico Veterinário é considerado um profissional da área da saúde desde 1998, devido ao reconhecido por sua enorme importância no desenvolvimento do país. Foi mostrado que é uma profissão que pode ocupar vários cargos de gestão nos diferentes setores interdisciplinares de saúde única (CFMV, 2020).

Devido ao interesse em trabalhar com Medicina Veterinária Preventiva, a escolha do local de estágio foi de suma importância para o aprimoramento e vivências dessa área de atuação. Para o TCC, foi realizado um estudo intitulado “Aspectos

clínicos e epidemiológicos da infecção por parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em felinos naturalmente infectados no Estado de Sergipe”.

## 2. RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

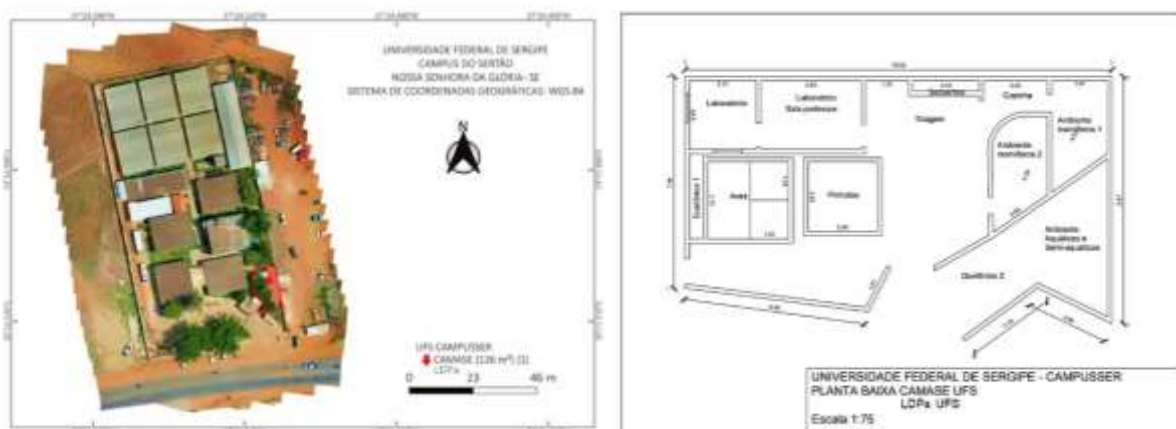
### 2.1 LABORATÓRIO DE DOENÇAS PARASITÁRIAS DOS ANIMAIS

#### 2.1.1 DESCRIÇÃO DO ESTÁGIO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) foi realizado no Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais (LDPa) parte do Departamento de Medicina Veterinária do Sertão (DMVS) da Universidade Federal de Sergipe (UFS), campus do Sertão, localizado na rodovia Engenheiro Jorge Neto, km 3, Bairro Silos, CEP 49680-000, Nossa Senhora da Glória/SE, no período de 10 de maio a 30 de agosto de 2023, totalizando 640 horas, sob supervisão do Médico Veterinário (CRMV/SE 01456), mestrando (PROBP) e pesquisador Matheus Resende Oliveira.

O Laboratório de Doenças Parasitárias dos Animais (LDPa) faz parte do Departamento de Medicina Veterinária do Sertão da Universidade Federal de Sergipe, campus do Sertão e encontra-se vinculado e anexo ao Centro de Aprendizagem e Manejo de Animais Silvestres e a Clínica Veterinária Escola nessa renomada instituição de ensino superior (Figura 1A e B). O LDPa foi escolhido devido a qualidade técnica e científica das pesquisas desenvolvidas na área de clínica, epidemiologia, diagnóstico e tratamento de doenças parasitárias e infecciosas que acometem animais domésticos, selvagens e até humanos.

**Figura 1.** Imagens do local de estágio. **A-** LDPa/ UFS. **B -** Planta baixa do LDPa da UFS.



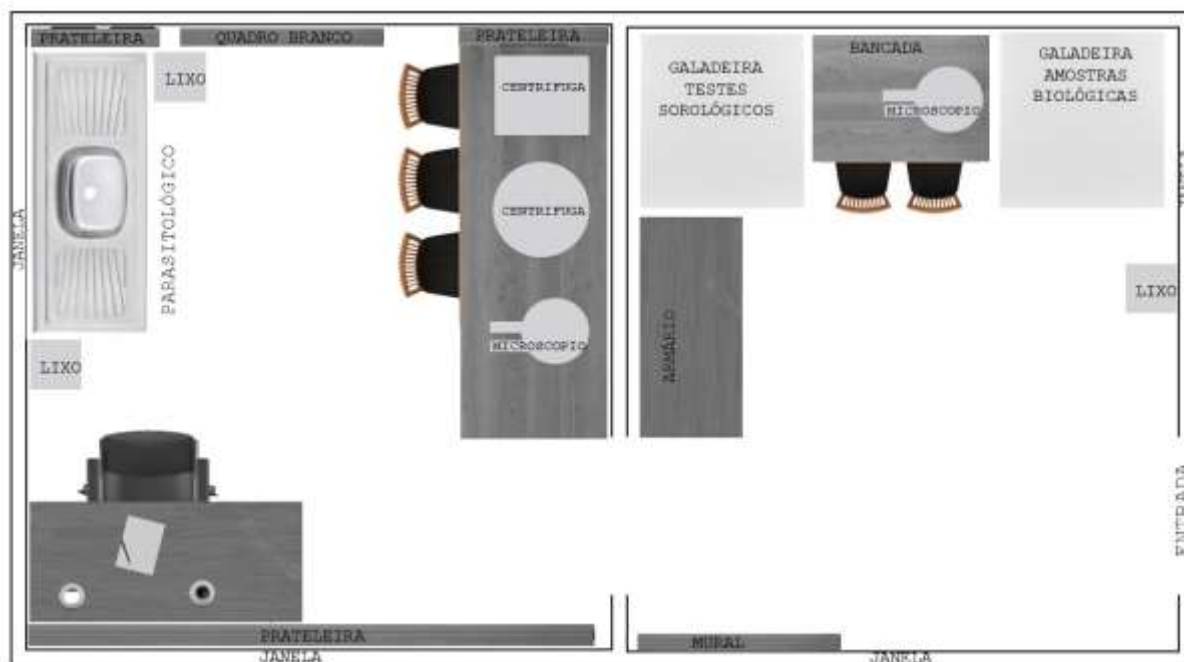
Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

Dezessete pesquisadores entre técnicos, mestrandos, doutorandos, estagiários e colaboradores. O LDPa possui atualmente (2023) dez pesquisas em fase de desenvolvimento, as quais são realizadas em parceria com outras instituições públicas de ensino e pesquisa (p.ex.: Universidade Federal de Pernambuco, Universidade Federal do Agreste de Pernambuco e Universidade Federal da Paraíba e) e privadas (p.ex.: Clínica Veterinária Vetz) do Brasil.

O LDPa é responsável pelo diagnóstico clínico e laboratorial das doenças parasitárias dos animais atendidos durante as atividades de pesquisa, atuando principalmente no diagnóstico e tratamento de cães e gatos com leishmaniose, filarídeos e gastroenterites de origem parasitária. Além disso, auxilia em atividades práticas das aulas ministradas para discentes da graduação em Medicina Veterinária do DMVS/UFS e pós-graduação junto ao PROBP (Programa de Pós-graduação em Biologia Parasitária, campus São Cristóvão/SE) e PPGCAS (Programa de Pós-graduação em Ciências Aplicadas a Saúde, campus Lagarto/SE).

Quanto às instalações e estrutura física, o LDPa é dividido em sala de professor, sala de estudos, almoxarifado, de diagnóstico parasitológico, sorológico e hematológico. A planta estrutural física do LDPa está ilustrada na figura 2. Vale destacar que quando necessário outros laboratórios e instalações da UFS campus do Sertão e São Cristóvão são utilizadas.

**Figura 2.** Planta baixa do LDPa da UFS destacando a infraestrutura e equipamentos.



Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

O horário de funcionamento do LDPa é de segunda a sexta, das 7h às 18h e aos finais de semana das 8h às 18h. Todas as amostras biológicas (fezes, pele, pelo, sangue, ectoparasitos, endoparasitos, linfa, dentre outras) de animais com suspeita de doenças parasitárias e/ou infecciosas encaminhadas, são registradas em livro ata, com informações básicas (data, nome do animal, espécie, tipo de exame, tutor, médico veterinário responsável/requisitante, endereço e resultado) para posterior liberação do material de insumo para o devido processamento e análise.

Às quintas e/ou sextas-feiras das 8h às 12h são realizadas atividades à campo, no qual animais com suspeitas de doenças parasitárias ou infecciosas alvos das pesquisas desenvolvidas no setor podem ser atendidos por um dos médicos veterinários da equipe. Esses atendimentos são realizados mediante agendamento prévio, com a apresentação de ficha de encaminhamento pelo médico veterinário ou profissional requisitante responsável.

Todas as atividades a campo realizadas pela equipe de pesquisadores do laboratório, são constituídas de diferentes etapas: 1) anamnese e histórico clínico; 2) avaliação clínica; 3) visita as instalações e ambientes onde o animal vive; 4) coleta de amostras biológicas; 5) análise(s) laboratorial(is); e 6) tratamento e orientações aos tutores em caso de positividade do animal. Todos os resultados das análises clínicas são habitualmente entregues em dias da semana (segunda à sexta) das 8h às 18h, via e-mail, aplicativo de mensagem ou pessoalmente.

Na dependência do resultado laboratorial, o animal pode ser acompanhado e tratado durante todo o protocolo terapêutico experimental por um dos médicos veterinários responsáveis pelo estudo. Entretanto, em casos excepcionais ou que não se enquadrem na rotina do LDPa, os pacientes e tutores são orientados e encaminhados para clínicas e/ou hospitais veterinários.

### **2.1.2 ATIVIDADES DESENVOLVIDAS**

Durante o período de 10 de maio a 30 de setembro de 2023, foram realizadas atividades voltadas ao diagnóstico de doenças parasitárias, além da participação da rotina ambulatorial. O acompanhamento e auxílio nas atividades de pesquisa aplicadas a doenças parasitárias também foram realizados, com a elaboração de artigos científicos e apresentação de trabalhos em eventos científicos.



### 2.1.3 CASUÍSTICA DE ATENDIMENTOS

No período de estágio, foram atendidos pela equipe de médicos veterinários do LDPa/UFS/SER 24 pacientes com suspeitas de doenças parasitárias, destes 54,17% foram cães (*Canis familiaris*) e 45,83% gatos (*Felis catus*). 52,00% e 48,00% dos animais eram adultos e filhotes, respectivamente, de diferentes raças e sexos (machos = 60,00% e fêmeas = 40,00%).

Os principais motivos/suspeitas que levaram a procurar pelo serviço ambulatorial foi: dermatopatias (48,00%) (Figura 3), gastroenterite (12,00%), hematúria (4,00%), hemoparasitoses (32,00%) e disúria (4,00%). Todos os animais passaram por avaliação clínica detalhada, além de exames específicos e/ou complementares.

**Figura 3.** Alterações dermatológicas observadas em pacientes caninos e felinos atendidos pela equipe de médicos veterinários do LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/09 de 2023.

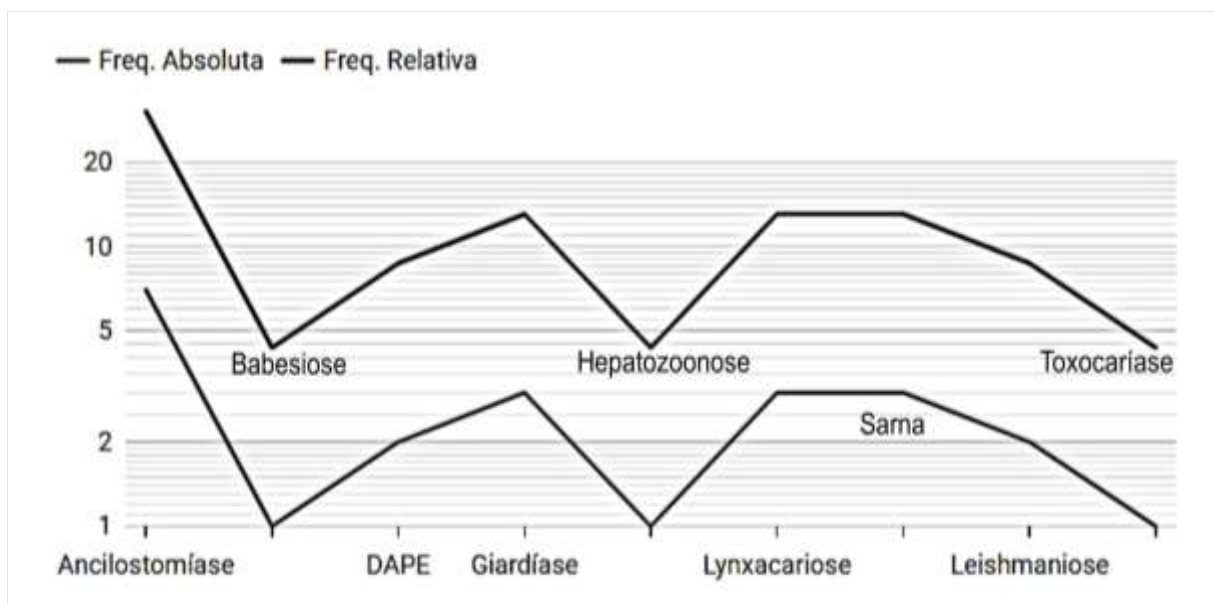


Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

Após os exames, 11,54% dos animais não apresentavam doenças parasitárias e/ou infecciosas, entretanto 88,46% dos pacientes apresentavam patologias de origem parasitária e/ou infecciosa. A maioria dos animais foram diagnósticos com ancilostomíase (26,92%), seguido de sarna notoédrica (11,54%), linxacariose felina (11,54%), giardíase (11,54%), leishmaniose (7,69%), dermatite alérgica a picada de ectoparasitas (7,69%), toxocaríase (3,85%), babesiose (3,85%) e hepatozoonose

(3,85%) (Gráfico 1). Vale destacar que 4,17% dos pacientes apresentaram coinfeção, ou seja, mais de uma patologia associada.

**Gráfico 1.** Distribuição do número de atendimentos de acordo com as patologias diagnosticadas no período de 10/05 a 30/08 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



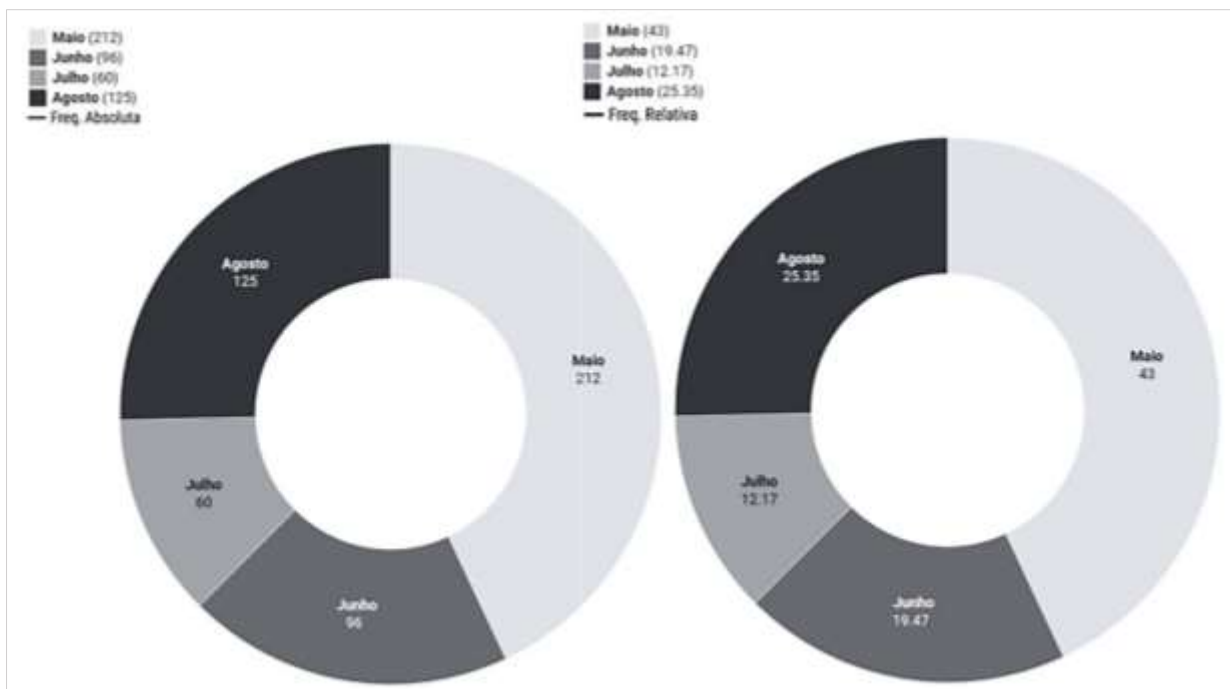
Firmado o diagnóstico, os pacientes eram encaminhados para: 1) tratamento domiciliar; 2) participação de grupo de tratamento em experimentação clínica veterinária; 3) tratamento e/ou acompanhamento em clínicas e/ou hospitais veterinários especializados; ou 4) para serviços públicos especializados em programas de sanidade animal.

#### 2.1.4 CASUÍSTICA EM ANÁLISES CLÍNICAS

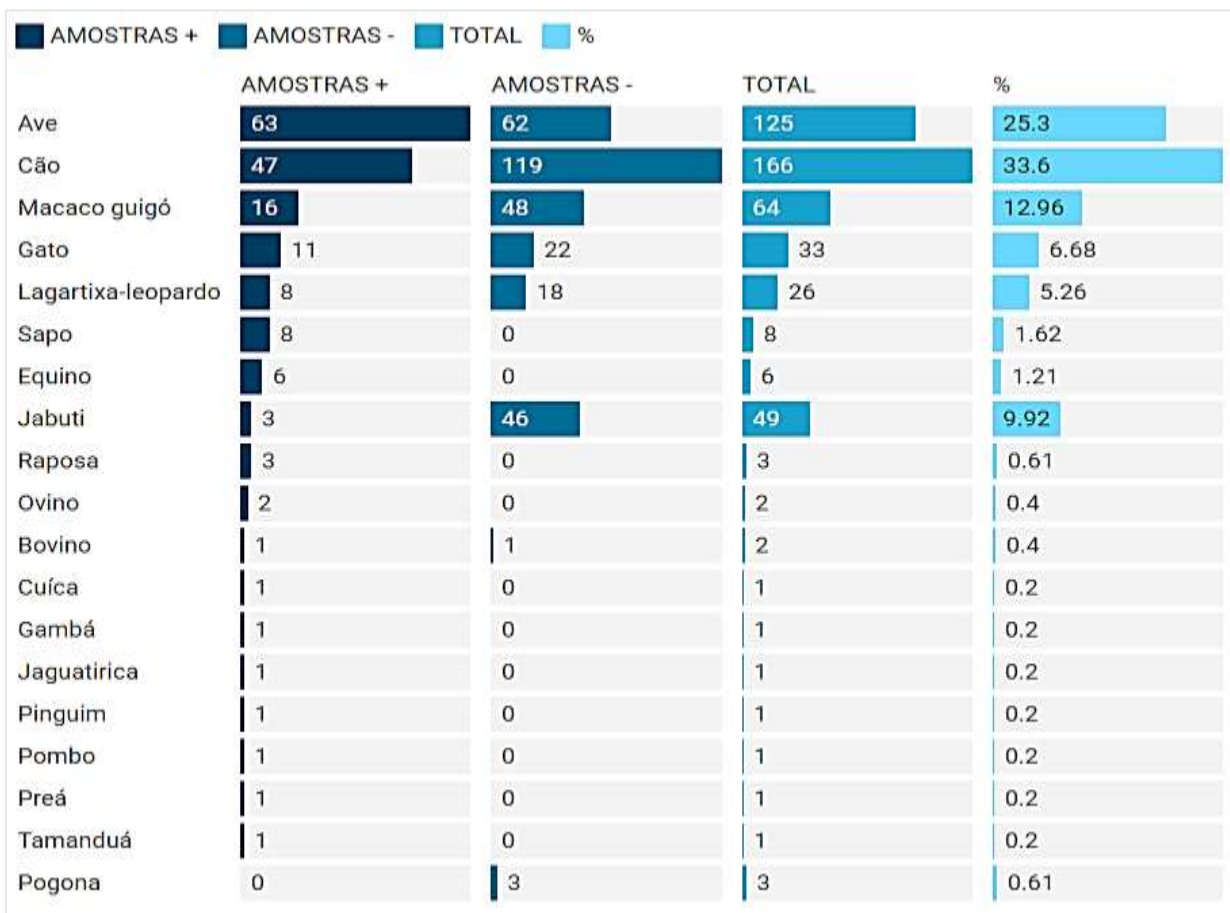
No período do ESO, foram analisadas 493 amostras biológicas (fezes, fluídos, macroparasitos, pelo/pele e sangue), destas 43,00% deram entrada no setor no mês de maio (n=212), 19,47% em junho (n=96), 12,17% em julho (n=60) e 25,35% em agosto (n=125) (Gráfico 2). A maioria das amostras avaliadas foram de fezes (56,49%), seguido de sangue (18,56%), pelo e/ou pele (13,40%), ectoparasitos (6,19%), urina (3,30%) e endoparasitos macroscópicos (2,06%).

As amostras avaliadas pertenciam a mais de 19 espécies consideradas domésticas, exóticas e silvestres, agrupados em aves, anfíbios, mamíferos e répteis (Gráfico 3).

**Gráfico 2.** Frequência absoluta e relativa do número de amostras biológicas analisadas no período de 10/05 a 30/08 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



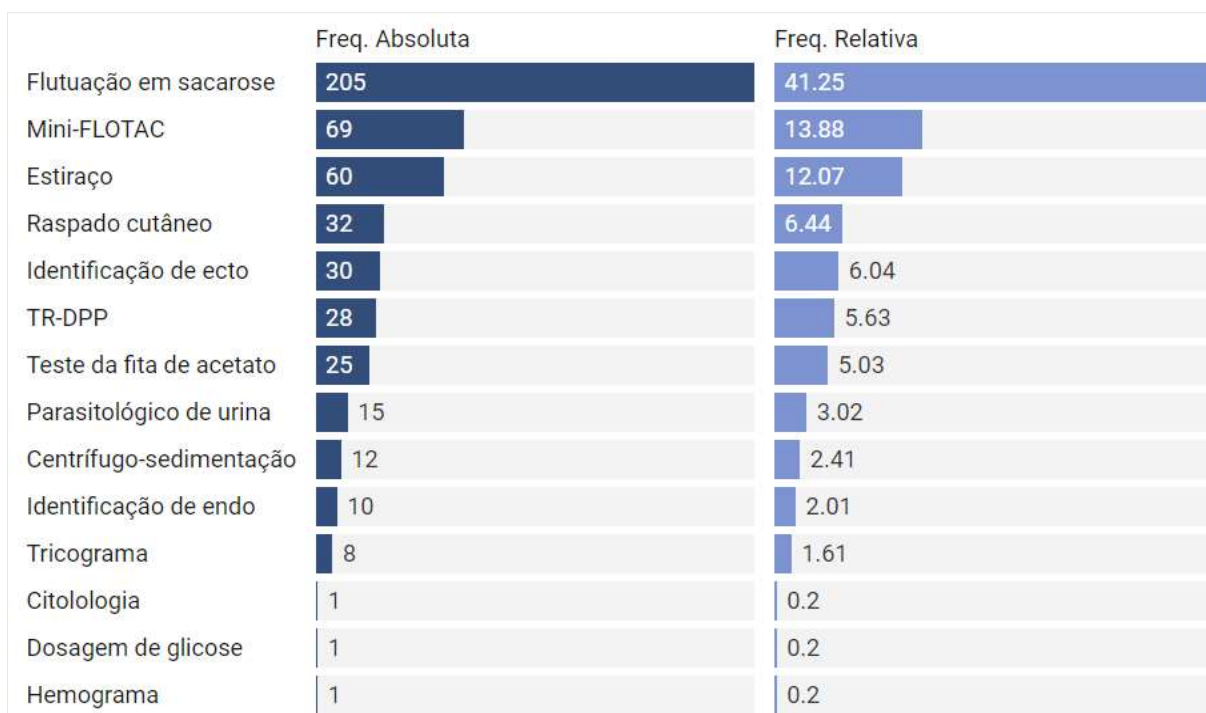
**Gráfico 3.** Número de amostras positivas, negativas, frequência absoluta e relativa de amostras de acordo com a espécie avaliadas no período de 10/05 a 30/09 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



O material biológico dos animais de companhia foi de cães (*Canis familiaris*) e gatos (*Felis catus*); animais de produção: bovinos (*Bos taurus*), equinos (*Equus caballus*) e ovinos (*Ovis aries*). Já as amostras de animais exóticos/pets não-convencionais foram de lagartixa-leopardo (*Eublepharis macularius*), dragão-barbudo (*Pogona vitticeps*), porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*) e pombo (*Columba livia*). Por fim, as amostras de animais silvestres/selvagens pertenciam as espécies: cachorro-do-mato (*Cerdocyon thous*), jabuti-piranga (*Chelonoidis carbonaria*), cuíca (*Monodelphis domestica*), gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*), jaguatirica (*Leopardus pardalis*), macaco-guigó (*Callicebus coimbrai*), pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*), sapo-cururu (*Rhinella marina*) e tamanduá-mirim (*Tamandua tetradactyla*).

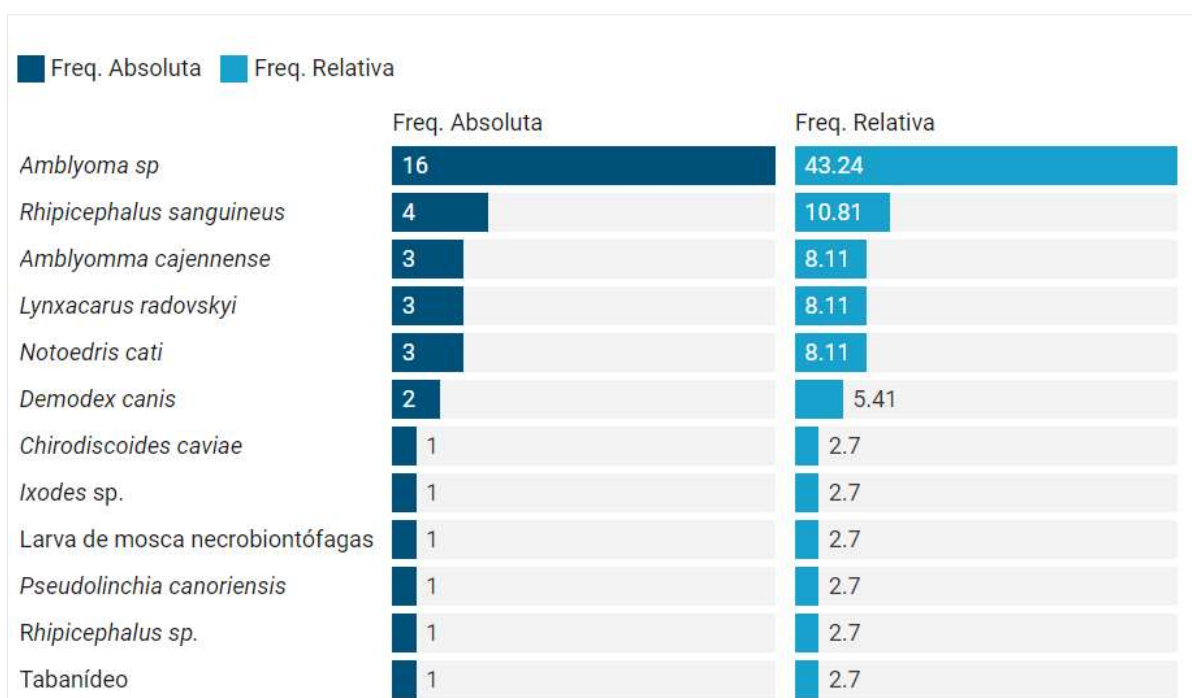
Dezessete tipos de exames foram realizados no período do ESO (Gráfico 4), dentre eles os exames coproparasitológicos (Centrifugo-sedimentação, Mini-FLOTAC, Flutuação em sacarose), dermatológicos (Raspado cutâneo superficial/profundo, Teste de fita de acetato e Tricograma), exames hematológicos (Hemograma, Pesquisa de hemoparasito em estiraço sanguíneo e dosagem de glicose), imunológico (Imunocromatografia com o TR DPP® Leishmaniose Visceral Canina), parasitológico de urina, citologia de pele (PAAF) e identificação taxonômica de macroparasitos (ectoparasitos e endoparasitos).

**Gráfico 4.** Frequência absoluta e relativa dos principais exames realizados no período de 10/05 a 30/08 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



Ectoparasitos foram detectados em 41 amostras biológicas, destes 80,49% e 19,51% eram macro e microparasitas, respectivamente. No qual foram identificados 12 tipos de parasitos: *Amblyomma* sp. (43,24%), *Amblyomma cajennense* (8,11%), *Chirodiscooides caviae* (2,70%), *Demodex canis* (5,41%), *Ixodes* sp. (2,70%), *Lynxacarus radovskyi* (8,11%), larva de mosca necrobiontófaga (2,70%), *Notoedris cati* (8,11%), *Pseudolinchia canoriensis* (2,70%), *Rhipicephalus* sp. (2,70%), *Rhipicephalus sanguineus* (10,81%) e Tabanídeo (2,70%) (**Gráfico 5; Figura 4**).

**Gráfico 5.** Ectoparasitos identificados no período de 10/05 a 30/08 de 2023 no LDPa/UFS/SER. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



Hemoparasitos foram visualizados em 6,67% (4/60) dos estiraços sanguíneos analisados, sendo identificado: *Babesia* sp. em cão, *Hepatozoon* sp. em cão, *Trypanosoma* sp. em bovino e *Leishmania* sp. em paciente canino (**Figura 5**). Anticorpos anti-*Leishmania* foram detectados em 60,71% das amostras sanguíneas submetidas ao TR-DPP.

Parasitos foram detectados em 20,00% das amostras de urinas avaliadas, com destaque para o nematódeo *Diocetophyma renale* (66,6%) e o protozoário *Entamoeba* sp. (33,4%). Todas as amostras positivas pertenciam a pacientes caninos, adultos, sem raça definida, atendidos em clínicas particulares.

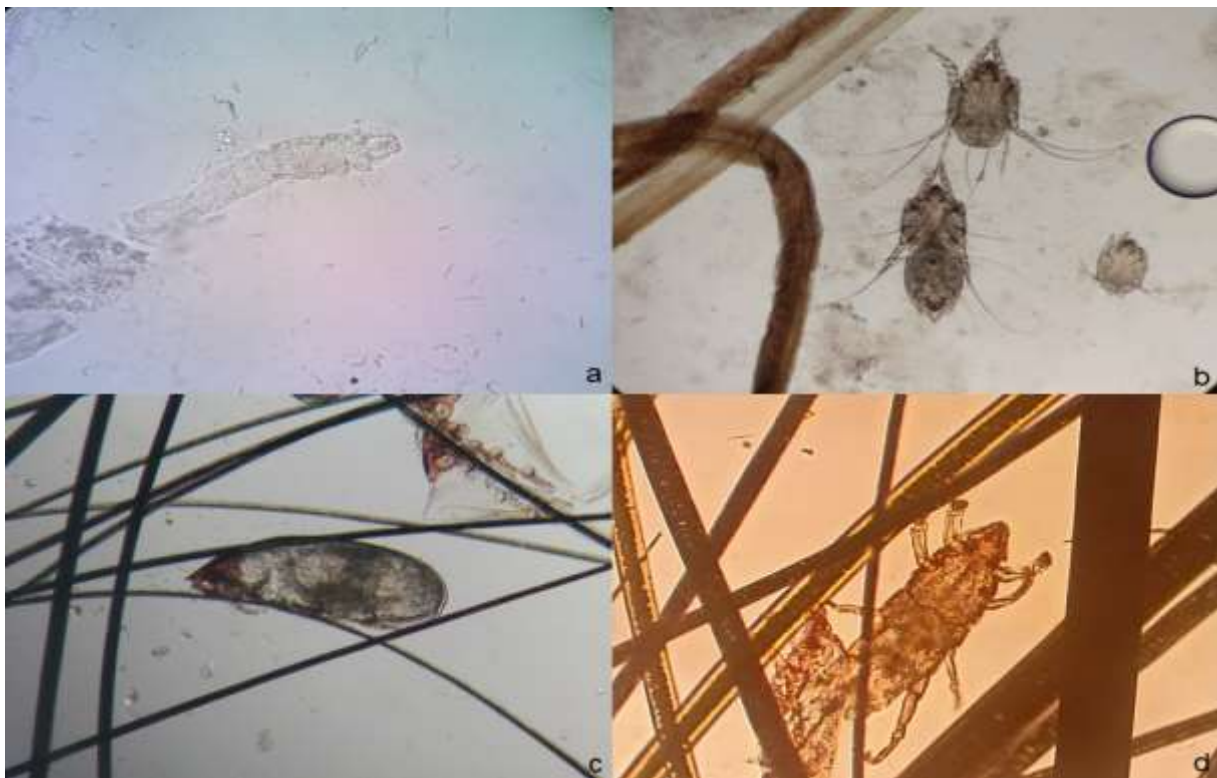


**Figura 4.** Ectoparasitos identificados no LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/08 de 2023. **a,b,c)** - *Amblyomma* sp.; **d)** *Rhipicephalus* sp.; **e)** larva de mosca necrobiontófaga; e **f)** Tabanídeo.



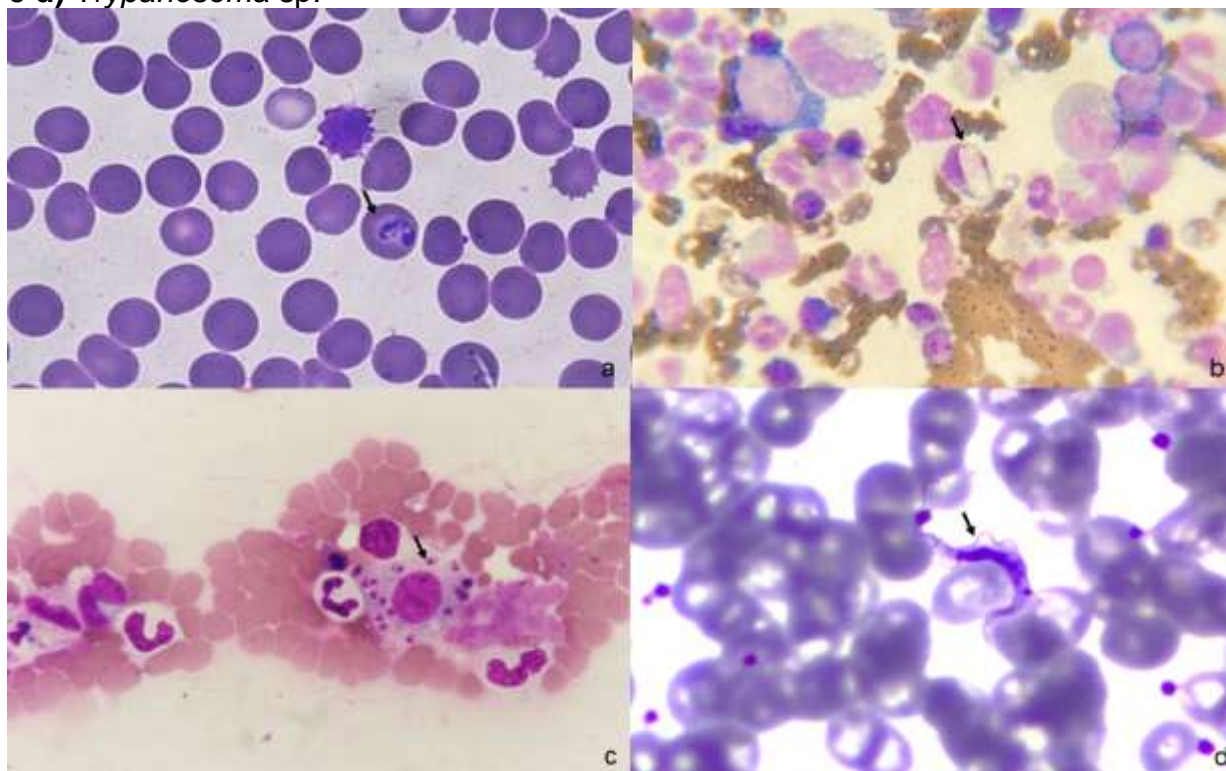
Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

**Figura 5.** Ácaros causadores de dermatopatia detectados em amostras biológicas avaliadas no LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/08 de 2023. **a)** *Demodex canis*; **b)** *Notoedres cati*; **c)** *Lynxacarus radovskyi*; e **d)** *Chirodiscoides caviae*.



Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

**Figura 6.** Hemoparasitos diagnosticados bo LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/08 de 2023. **a)** *Babesia* sp.; **b)** *Hepatozoon* sp.; **c)** Amastigotas de *Leishmania* sp.; e **d)** *Trypanosoma* sp.



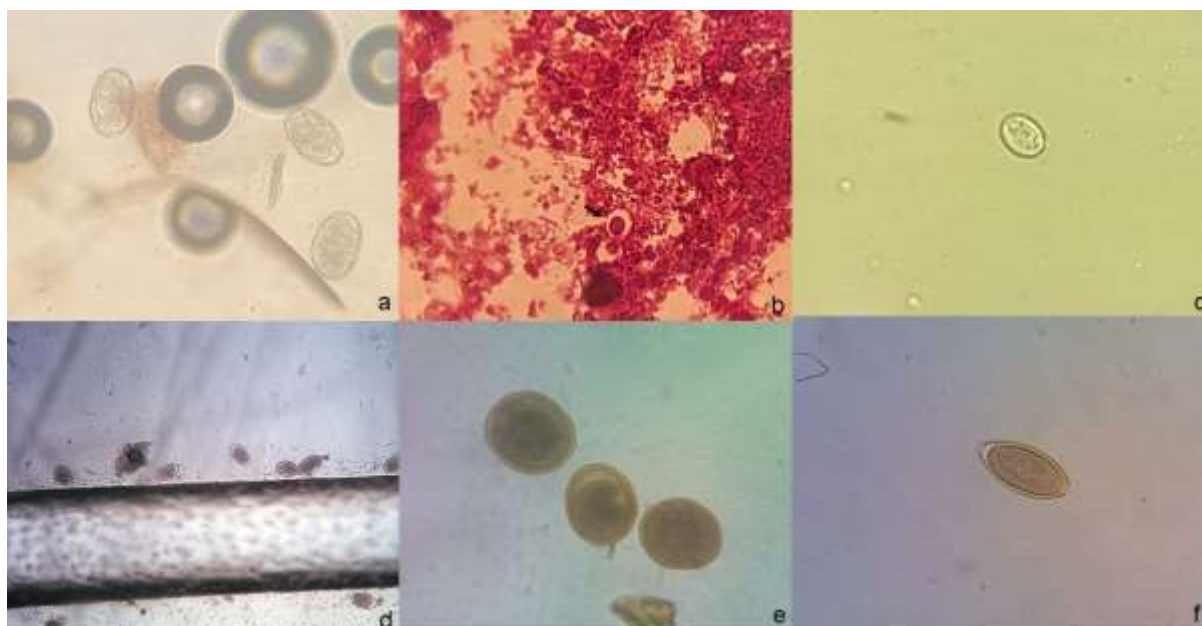
Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

Ovos, oocistos, cistos, larvas e trofozoítos de parasitos gastrointestinais foram detectados em 37,59% das amostras fecais avaliadas através das técnicas coproparasitológicas (Figura 7).

Destas 5,83% foram por meio da técnica de centrifugo-sedimentação, 13,59% no Mini-FLOTAC e 80,58% na flutuação em sacarose. 100% dos endoparasitos macroscópicos foram identificados através da clarificação em Lactofenol a 5% e posterior análise em microscopia óptica e lupa.

21 tipos de parasitos gastrointestinais foram identificados nas amostras fecais avaliadas no LDPa/UFS/SER. Todos os parasitos foram classificados e agrupados na tabela 1. *Cryptosporidium* sp. (Figura 7b) foi o único protozoário detectado exclusivamente por meio da técnica de centrifugo-sedimentação com coloração de Ziehl-Neelsen. Vale destacar que essa metodologia de coloração pode ser aplicada a uma infinidade de materiais clínicos, tais como escarro, urina, fezes, líquido cefalorraquidiano (LCR) (Laborclin, 2023).

**Figura 7.** Parasitos gastrointestinais detectados em amostras fecais avaliadas no LDPa/UFS/SER no período de 10/05 a 30/08 de 2023. **a)** *Ancylostoma* sp.; **b)** *Cryptosporidium* sp.; **c)** Coccídeo não-esporulado; **d)** Ovo da Superfamília Trichostrongyloidea; **e)** *Toxocara* sp.; e **f)** *Trichuris* sp.



Fonte: Arquivo Pessoal (2023).

**Tabela 1.** Parasitos gastrointestinais identificados no período de 10/05 a 30/08 de 2023 no LDPa/UFS/SER.

Parasito	Hospedeiro(s) detectado(s)	Positividade (%)
Acanthocephala	jabuti-piranga	1,09
<i>Ancylostoma</i> sp.	cão	9,78
Anisakidae	pinguim-de-magalhães	1,09
Ascarididae	lagartixa-leopardo	1,09
<i>Balantidium</i> sp.	lagartixa-leopardo e macaco-guigó	2,17
<i>Capilaria</i> sp.	aves silvestres	1,09
Coccídeo	aves silvestres	41,30
<i>Cryptosporidium</i> sp.	macaco-guigó	6,52%
<i>Dypilidium</i> sp.	jaguatirica	1,09
<i>Entamoeba</i> sp.	aves silvestres, cão, lagartixa-leopardo e macaco-guigó	26,09
<i>Giardia</i> sp.	cão, gatos e lagartixa-leopardo	5,43
<i>Haemonchus contortus</i>	ovino	1,09
<i>Isospora</i> sp.	lagartixa-leopardo	1,09
<i>Oesophagostomum</i> sp.	ovino	1,09
Oxiuridae	lagartixa-leopardo	2,17
Platyhelminthes	jabuti-piranga	1,09
<i>Setaria equina</i>	equino	1,09
<i>Strongylus edentatus</i>	equino	1,09
<i>Toxocara cati</i>	Gatos	2,17
Trichostrongilidae	aves silvestres e lagartixa-leopardo	16,30
<i>Trichuris</i> sp.	cão	1,09



**ASPECTOS CLÍNICOS E EPIDEMIOLÓGICOS DA INFECÇÃO POR  
PARASITOS BRONCOPULMONARES E GASTROINTESTINAIS EM  
FELINOS NATURALMENTE INFECTADOS NO ESTADO DE SERGIPE**  
*[Trabalho de conclusão de curso]*

### 3. REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1 INTRODUÇÃO

Na clínica médica de felinos as doenças parasitárias estão cada vez mais presentes e são consideradas causas importantes de manifestações clínicas. Os gatos podem ser acometidos por diversos helmintos gastrointestinais, a exemplo *Ancylostoma* sp., *Toxocara cati*, *Dipylidium caninum*. No entanto espécies de nematóide *Ancylostoma* sp. e *Toxocara cati* são mais prevalentes (RODRÍGUEZ et al., 2006; REY, 2008; WEI et al., 2014; RIBEIRO, 2015; MONTEIRO et al., 2016). O diagnóstico e estudo com parasitoses emergentes ou negligenciadas tem sido um dos grandes desafios na clínica médica de pequenos animais (ALHO et al., 2013).

Os parasitos broncopulmonares, por exemplo, tem despertado grande interesse por parte de médicos veterinários e parasitologistas de todo o mundo, devido ao aumento no número de casos de felinos infectados por nematódeos broncopulmonares em vários países europeus e pela ocorrência da parasitose em regiões antes não endêmicas (TRAVERSA e GUGLIELMINI, 2008; FERRAZ et al., 2019).

As razões para o surgimento de novos casos de parasitoses broncopulmonares em felinos ainda são desconhecidas, entretanto, alguns fatores como alterações climáticas, intensa movimentação de animais de companhia, diversidade e suscetibilidade dos potenciais hospedeiros intermediários (vetores) têm sido levados em consideração (MIRCEAN et al., 2010; SANTOS, 2016).

Os metastrongilídeos pulmonares estão entre os principais agentes envolvidos na infecção de animais de companhia, no qual *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Metastrongyloidea, Angiostrongylidae), *Troglostrongylus brevior* e *Troglostrongylus subcrenatus* (Nematoda, Strongylida, Crenosomatidae) são listados como os principais parasitos pulmonares de felinos domésticos (BRIANTI et al., 2015; TRAVERSA e DI CESARE, 2016). No qual, as formas adultas desses nematódeos residem em nódulos nos bronquíolos e ductos alveolares (LITTLE, 2015; TRAVERSA; DI CESARE, 2016; SZATMÁRI, 2016).

Como os sinais clínicos nos felinos infectados por parasitos broncopulmonares nem sempre são detectáveis, por apresentarem a doença na sua forma assintomática ou subclínica, a realização dos exames parasitológicos, como os métodos de Baermann e Mini-FLOTAC® devem ser utilizados para confirmação do diagnóstico (RINALDI et al., 2007; ALHO et al., 2013; BRIANTI et al., 2015; IANNIELLO et al.,

2020). Mas vale lembrar, que animais jovens, debilitados e/ou imunossuprimidos podem apresentar tosse, espirros, corrimento nasal mucopurulento, dispneia, taquipneia, intolerância ao exercício, anorexia, emagrecimento, e até mesmo a morte (TÜZER et al., 2002). Quando presentes, os sinais clínicos são frutos da intensa resposta inflamatória causada pela eliminação de ovos pelas fêmeas adultas e pela migração das larvas de primeiro estágio (L1) para a árvore brônquica, causando lesões nos alvéolos pulmonares, bronquíolos e artérias locais (NAYLOR et al., 1984; TRAVERSA et al., 2010).

De forma geral os parasitos pulmonares e gastrointestinais podem ter muitos impactos na saúde animal, além do potencial zoonótico de alguns deles, de aumento de sua expansão geográfica e aos avanços recentes em epidemiologia, clínica e controle desses agentes (TRAVERS et al., 2010). Assim, o presente estudo tem como objetivo descrever os aspectos clínicos e epidemiológicos da infecção por parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em felinos naturalmente infectados no estado de Sergipe.

### **3.2 DOMESTICAÇÃO DOS FELINOS**

Ao longo da civilização humana, os felinos se tornaram animais estritamente adaptáveis com comportamento peculiar e alta capacidade perceptível. Com todas essas características, os felinos participaram da evolução de diversas civilizações e a sua origem foi descrita há mais de nove mil anos a.C no sudoeste asiático (DRISCOLL et al., 2009; CROWLEY et al., 2020).

Pertencentes à ordem Carnívora e a família Felidae, os gatos se transformaram ao longo do tempo e foram classificados como carnívoros estritos devido as particularidades fisiológicas e anatômicas herdadas dos felinos selvagens (*Felix silvestres*) (CASE e CAREY, 1998; SÃO PAULO, 2004; BRADSHAW, 2012).

A cronologia da espécie foi modificada e ao decorrer do tempo esses animais acabaram conquistando a sociedade pela hábil capacidade na captura de camundongos. Embora, que em algumas regiões os gatos ainda sejam considerados como controladores de pragas e não como animais de estimação, a companhia tem se tornado o principal papel dos gatos em diferentes sociedades. (SÃO PAULO, 2004; GRAY e YOUNG, 2011; BRADSHAW, 2012).

Considera-se que a reprodução e a distribuição dos gatos ocorreram após a sua domesticação, e com isso, iniciou-se o processo de seleção natural e melhoramento genético, resultando assim, em modelos característicos que estabelecem o padrão racial do gato doméstico (TODD, 1977).

A domesticação dos gatos é um tema bastante discutido pelos especialistas em comportamento animal, essa discussão ocorre pelo fato de a ver uma controvérsia se são animais domesticados ou em processo de domesticação, visto que são animais que apresentam diferentes comportamentos, principalmente, quando sentem-se que estão em perigo (DRISCOLL et al., 2009).

Os gatos estão entre as espécies companheiras mais populares do mundo chegando a ultrapassar 22 milhões de gatos no Brasil (ABINPET, 2021). E em outros países, a exemplo dos Estados Unidos, a população de gatos é maior quando comparada com a de cães (LITTLE, 2015).

### **3.3 MEDICINA FELINA**

A Medicina Veterinária tem evoluído ao longo do tempo com o propósito de proteger a saúde coletiva e o bem-estar dos animais. Com a ampliação do conjunto de diversas atribuições desses profissionais, algumas áreas obtiveram destaque e crescimento significativo (AVMA, 2021).

Antigamente, na clínica médica de pequenos animais, o paciente felino era tratado como um pequeno cão. Já atualmente, devido ao avanço da medicina e as particularidades da espécie felina, tornou-se necessário um atendimento específico para as individualidades da espécie (ISSAKOWICZ et al., 2010). Surgindo assim, a medicina felina, que se tornou um novo campo na clínica médica de pequenos animais (BEVEAR, 2005).

Contudo, a especialidade compreende módulos específicos, tais como; medicina interna, terapêutica felina, cardiologia, oncologia, nefrologia, neurologia, anestesiologia, dermatologia, gastroenterologia, oftalmologia, patologia clínica e diagnóstico por imagem (EQUALIS, 2021).

Com essa especialidade, há uma melhor compreensão desde a terapêutica até as particularidades dos felinos, aperfeiçoando cada vez mais o diagnóstico e as abordagens terapêuticas e cirúrgicas (EQUALIS, 2021). Além disso, é fundamental o conhecimento das medidas eficazes de controle e prevenção das doenças zoonóticas,

uma vez que esses animais estão presentes no ciclo de transmissão podem transmitir (FIGUEIREDO et al., 2001).

O estreito contato entre animais e humanos pode aumentar o risco de doenças ocasionadas pela contaminação de ambientes públicos. Neste contexto, acredita-se que os animais são infectados por algum parasito oportunista e, devido as adaptações e ações malélicas no organismo, é importante conhecer as principais doenças parasitárias de potencial zoonótico que acometem os gatos (ALVES et al. 2005; BALASSIANO et al., 2009).

### **3.4 DOENÇAS PARASITÁRIAS BRONCOPULMONARES EM FELINOS**

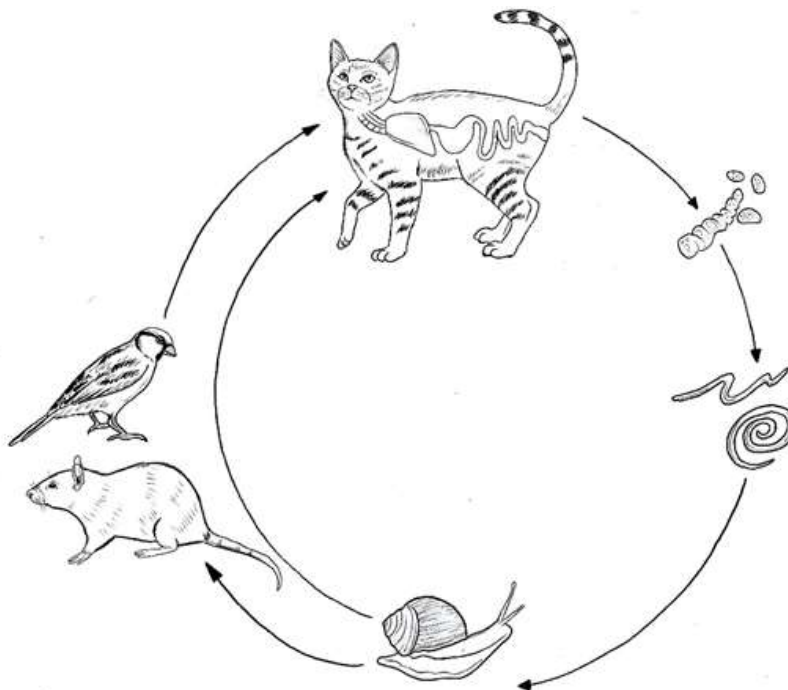
Na parasitologia Veterinária as parasitoses broncopulmonares (PBP) de felinos têm ganhado destaque devido a sua distribuição, redescoberto clínico e biologia parasitária diversificada (TRAVERSA, 2021). A superfamília Metastrongyloidea é composta por parasitos broncopulmonares que afetam o gato doméstico (*F. catus*) e outros felídeos selvagens (GIANNELLI et al., 2016).

Dentre os parasitos broncopulmonares que acometem os felinos, as espécies *Aelurostrongylus abstrusus*, *Troglostrongylus brevior* e *Troglostrongylus subcrenatus* (*Strongylida: Crenosomatidae*) são considerados os principais metastrongilóides que infectam os órgãos do sistema respiratório de gatos domésticos, sendo amplamente distribuído em todo o mundo (TRAVERSA & CESARE, 2013).

O ciclo de vida desses parasitos é indireto, os gatos são considerados hospedeiros definitivos e os gastrópodes são classificados como hospedeiros intermediários. De um modo geral, as larvas de primeiro estágio (L1) passam do sistema respiratório para o trato intestinal, e posteriormente, são liberados nas fezes. Já nos hospedeiros intermediários (gastrópodes), a larva L1 se desenvolve para os estágios (L2) e (L3), se transformando em estágio infectante (L3). Por fim, os gatos são infectados pela ingestão de hospedeiros vertebrados e ou gastrópodes infectados (CONBOY, 2009; GIANNELLI et al., 2015; CONBOY et al., 2017) (Figura 7).

Quando parasitados, os gatos podem ser assintomáticos, ou apresentar sinais clínicos (Figura 8) como tosse, espirros, sibilos, secreção nasal unilateral ou bilateral, dispneia e anorexia. Além disso, animais jovens e ou imunodeficientes podem ir a óbito, principalmente em casos de troglostrongilose, que na maioria dos casos é fatal (SCOTT, 1973; Di CESARE & TRAVERSA, 2014; CRISI et al., 2018).

**Figura 8.** Ciclo biológico de *Aelurostrongylus abstrusus*. **Fonte:** Autoria Própria (2023).



**Figura 9.** Alterações clínicas observadas em felino infectado por parasito broncopulmonar. a) Secreção nasal; b – Alterações alveolares nos pulmões de um felino infectado. **Fonte:** TRAVERSA e CESARE (2016).



### 3.5 DOENÇAS PARASITÁRIAS GASTROINTESTINAIS EM FELINOS

Os parasitos gastrintestinais (PGI) possuem ampla relevância dentre as endoparasitoses em gatos, constituindo-se dos fatores primordiais que interferem no

crescimento do animal. Além disso, em relação a saúde pública, as doenças parasitárias assumem um papel zoonótico relevante (SILVA et al., 2001).

No Brasil, vários estudos têm demonstrado que a taxa de infecção de gatos parasitados por endoparasitos varia de 31,5% a 100% (SERRA et al., 2003;). Apresentando uma maior frequência de *Ancylostoma* spp., *Toxocara* spp., *Platynosomum factosum*, *Trichuris* spp., *Strongyloides* spp, *Dipylidium caninum*, *Physaloptera praeputalis*, *Cryptosporidium* spp., *Cystoispora* spp., *Giardia* spp., *Toxoplasma gondii* e *Entamoeba* spp., (VASCONCELLOS et al., 2006; FUNADA et al., 2007; FRANCISCO et al., 2008; TORRICO et al., 2008).

Os helmintos são classificados em dois grandes grupos, denominados filos: Nematelminthes apresentando corpo cilíndrico, e os Platyhelminthes constituído por helmintos de corpo achatado dorso-ventralmente (AMARANTE, 2014).

Dentre estes, destaca-se o *Ancylostoma* spp, um parasito de distribuição mundial que pertencente ao filo Nematelminthes, classe Nematoda da superfamília Ancylostomatidae, da qual as espécies *A. brazilienses* e *A. tubaeforme* são as únicas que acometem os gatos (BOWMAN,2010; TAYLOR et al, 2014). O ciclo evolutivo deste parasito é direto e ocorre pela ingestão ou penetração cutânea das larvas infectantes antes de se tornarem adultos no intestino delgado e posterior eliminação de ovos nas fezes (PRATS et al., 2005; URQUHART et al., 2008).

Uma vez que, os helmintos adultos de *Ancylostoma* spp. possuem cápsula bucal e são hematófagos, lesões na parede intestinal, hemorragias, deficiência de ferro, e anemia podem ser observadas em seus hospedeiros (SANTARÉM et al., 2011). Além de fezes diarreicas de coloração enegrecidas com aspecto mucoide, desidratação e mucosas hipocoradas (MONTEIRO, 2007; GATES; NOLAN, 2009).

Outro nematódeo que vive no intestino delgado de felinos é o *Toxocara cati* parasito de distribuição cosmopolita que pertence a classe Nematoda, ordem Ascaridida, e família Ascaridae (BOWMAN, 2010; LIMA 2011). O ciclo deste nematódeo apresenta diferentes meios de transmissão, sendo a mais comum o consumo de alimentos, hospedeiros paratênicos e/ou água contaminada com ovos e/ou larvas, mas vale lembrar que nemátodos fêmeas podem produzir até 200.000 ovos por dia, os quais podem contaminar o solo (GLICKMAN e SCHANT, 1981; OGUZ et al., 2018). E gatas parasitadas podem transmitir para os seus filhotes, por via transmamária (BOWMAN, 2010).

Quatro espécies de *Strongyloides*, *Strongyloides felis*, *Strongyloides planiceps*, *Strongyloides stercoralis* e *Strongyloides tumefaciens* são descritas parasitando os gatos (WULCAN et al., 2019). Os adultos de *S. tumefaciens* estão localizados nos nódulos do cólon de seus hospedeiros, enquanto as outras três espécies estão parasitando o intestino delgado. Os hospedeiros de *Strongyloides* são infectados comumente por penetração percutânea ou ingestão oral de larvas infectantes de terceiro estágio (L3) (SCHAD et al., 1989). Quando parasitados, os gatos podem apresentar icterícia, hepatite, esplenomegalia, pleurite e linfadenomegalia (MALONE et al., 1977; MOURA et al. 2017).

O *Platynosomum illiciens* (= *P. fastosum*) (Trematoda: Dicrocoelidae), é um parasito gastrointestinal responsável pela platinossomíase, doença que provoca alterações hepatopáticas especificamente nos dutos biliares e a vesícula biliar de gatos domésticos e selvagens em áreas tropicais e subtropicais (KÖSTER et al., 2017; SOBRAL, et al., 2019). O ciclo biológico de *Platynosomum* é complexo e requer a participação de moluscos gastrópodes (hospedeiros intermediários) e répteis e/ou anfíbios (hospedeiros paratênicos) (BASU e CHARLES, 2014; PINTO et al., 2014). A maioria dos felinos infectados são assintomáticos, apesar que em casos de animais com alta carga parasitária, sinais, como anorexia, vômito, letargia, icterícia, perda de peso, hepatomegalia, distensão abdominal, sialorreia, petéquias, equimoses e diarreia, podem ser observados (GAVA et al., 2015).

*Dipylidium* sp., também conhecido como tênia de poro duplo, é um cestódeo ciclofilídeo que pode infectar felinos que acabam ingerindo acidentalmente pulgas (WANI et al., 2015). O ciclo de vida desse cestóda está relacionado a ingestão de pulgas infectadas com larvas e/ou cisticercoides pelos animais, seguido da eliminação de proglotes nas fezes, as quais são consumidos por larvas de pulgas (YASUDA et al. 1971). Vale destacar que ocasionalmente, casos humanos da infecção por *Dipylidium* sp. tem sido reportados em diversas partes do mundo, com destaque para a China, Estados Unidos e Japão, principalmente em bebês (menores de 6 meses) e crianças (CABELLO et al., 2011).

*Cystoisospora* spp. (anteriormente *Isospora* spp.) é um protozoário coccidiano comumente encontrado parasitando felinos de todo o mundo (FERREIRA et al., 2019). Os gatos são hospedeiros definitivos para *Cystoisospora felis* e *Cystoisospora rivolta* (DUBEY, 2018) e se infectam, após a ingestão de oocistos esporulados do ambiente ou por ingestão de tecidos de outro hospedeiro vertebrado paratênico (roedores,



moscas, baratas e/ou escaravelhos (MATSUBAYASHI et al., 2011). Após a ingestão, a fase enteroepitelial ocorre no intestino delgado de gatos infectados e resulta na passagem de oocistos não esporulados nas fezes, no qual animais jovens, debilitados e imunossuprimidos podem apresentar doença clínica (LINDSAY e BLAGBURN, 1994; SCORZA et al., 2021).

*Giardia duodenalis* (*Giardia intestinalis* ou *Giardia lamblia*) é um protozoário entérico unicelular que acomete gatos em todo o mundo (SANCHEZ et al., 2017). O parasito apresenta ciclo biológico direto e pode colonizar o lúmen intestinal. A infecção ocorre através da ingestão de água e/ou alimentos contaminados e pelo contato direto com ambientes e fezes de animais infectados (BALLWEBER et al., 2010; CERTAD et al., 2017). Quando parasitados, os gatos podem ser assintomáticos ou apresentar anorexia, caquexia, diarreia com fezes fétidas e/ou aquosas, esteatorreia e desidratação (SANCHEZ et al., 2017; LÓPEZ-ARIAS et al., 2019).

Os protozoários anaeróbicos, unicelulares e monoxênicos adaptados para viver como parasitas ou comensais no trato digestivo são os pertencentes ao gênero *Entamoeba* sp., que possui uma variedade de espécies adaptadas para parasitar o trato digestivo de humanos e animais (AL-HABSI et al., 2017). Embora o principal agente etiológico da amebíase seja o parasita humano obrigatório *Entamoeba histolytica* diversas espécies tem sido reportadas, a exemplo da *E. dispar*, *E. moshkovskii*, *E. coli*, *E. polecki*, *E. bangladeshi* e *E. hartmanni* (ZANETTI et al., 2021). Apesar de poucos relatos da infecção em felinos, vale destacar que esse protozoário pode apresentar diferentes graus de virulência sendo capaz de parasitar diversos tecidos e órgãos do hospedeiro, incluindo o cólon, fígado, pulmão, pele, trato urogenital, cérebro e baço (DIAMOND et al., 1993; OH YI et al., 2021).

Por fim, destacamos o protozoário de alta prevalência no Brasil o *Toxoplasma gondii*, um parasito zoonótico apicomplexano de importância médica que causa toxoplasmose em humanos e animais (TENTER, et al., 2000; SCHLÜTER, et al., 2014). Os gatos dispõem um papel importante quando relacionado ao ciclo do protozoário e a epidemiologia da toxoplasmose, pois são os únicos hospedeiros definitivos do parasito, podendo eliminar oocistos por meio das fezes e quando são esporuladas e ingeridas podem infectar outros mamíferos (AFONSO et al., 2006). Os humanos podem ser infectados por meio da ingestão de frutas, verduras, legumes contaminados ou até mesmo pela ingestão de cistos em carne crua ou mal-cozida,

além das citadas, outra forma de transmissão é a transplacentária (congênita) (DUBEY, 2010).

O ciclo biológico do *Toxoplasma gondii* é bastante complexo, pois a infecção do hospedeiro definitivo pode ocorrer por meio da ingestão de bradizoítos (presentes em carnes e vísceras), taquizoítas (em fluidos e tecidos corporais) ou por oocistos, mas vale ressaltar que a forma mais comum de infecção em gatos é através da ingestão de bradizoítos. Após ser infectado a reprodução assexuada e sexuada ocorrem nas células epiteliais do intestino delgado do gato, no qual ocorre a produção de oocistos não esporulados (imaturo) que são eliminados nas fezes e a maturação em oocistos esporulados (maduro) infecciosos ocorre no ambiente (HIIL & DUBEY, 2002; DUBEY, 2010; SCHLÜTER et al., 2014)

Quando infectados, os mamíferos podem apresentar anorexia, letargia, febre, enterite, diarreia, pneumonia, linfadenomegalia, uveíte, alterações neurológicas degenerativas e encefalite toxoplásmica fatal. A infecção depende do sistema imunológico e os pacientes imunocompetentes infectados com *T. gondii* são assintomáticos e mantêm essa infecção por toda a vida. (DUBEY & LAPPIN, 2006; EZA & LUCAS, 2006).

### **3.6 DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO DOS PBP E PGI**

O diagnóstico de parasitos em amostras fecais ainda é um desafio na clínica médica de pequenos. A necessidade de técnicas diagnósticas parasitológicas mais sensíveis e eficazes é perceptível, principalmente em áreas de baixa endemicidade e em casos de infecções assintomáticas (BARDA et al., 2014; KNOPP et al., 2014).

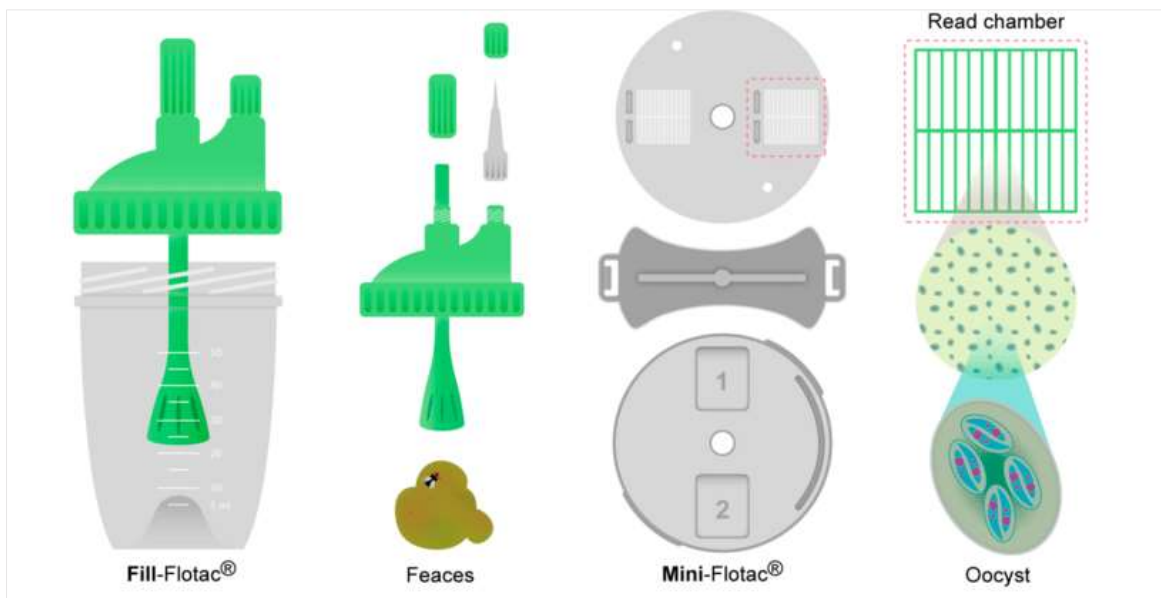
Devido a seu baixo custo e fácil execução, a técnica de Willis-Mollay (1921) é considerada um dos métodos laboratoriais mais utilizados para o diagnóstico de endoparasitoses em animais. Apresenta uma boa sensibilidade no diagnóstico de ovos de nematódeos como *Ancylostoma caninum*, *Trichuris* sp. e *Spirocerca lupi*, assim como para a identificação de oocistos de alguns protozoários, dentre eles *Cystoisospora* sp., *Sarcocystis* sp. e *Toxoplasma* sp. (PECHEBISK et al., 2010).

A técnica de sedimentação espontânea, conhecido como método de Hoffman e Cols. (1934) foi desenvolvida com o objetivo de identificar formas parasitárias de trematódeos, cestódeos e nematódeos, graças à maior densidade dos ovos e larvas dos helmintos (ROSS et al., 2011; SANT'ANNA et al., 2013). Entretanto, segundo

Mariano et al. (2005), o método de Hoffman e Cols. (1934) ou sedimentação espontânea pode ser considerado específico e indispensável para o diagnóstico de larvas de parasitos gastrointestinais em amostras fecais.

Segundo Cringoli et al. (2013), o Mini-FLOTAC® (Figura 9) é outra técnica que está sendo considerada, por muitos pesquisadores, como uma das mais promissoras ferramentas de diagnóstico parasitológico. Essa técnica de simples execução é um método parasitológico alternativo para diagnóstico de helmintos e protozoário de animais e humanos, pois a sensibilidade desta técnica é superior à de diversos métodos coproparasitológicos antigos como Kato-Katz e Hoffman (BARDA et al., 2013, 2014; MAURELLI et al., 2014; RINALDI et al., 2014).

**Figura 10** - Componentes do kit do Mini-FLOTAC®. Fonte: CRINGOLI et al., (2010).



Devido sua alta sensibilidade, a técnica de mini-FLOTAC® vem mostrando ótimos resultados no diagnóstico de infecções parasitárias, principalmente na identificação de animais infectados assintomáticos e com baixa carga parasitária (BARDA et al., 2014; BOSCO et al., 2014; MAESANO et al., 2014). Por esse motivo, esta técnica está sendo bastante empregada na rotina laboratorial de grandes centros de pesquisas em parasitologia humana e veterinária (RINALDI et al., 2011).

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1 GERAL**

Descrever os aspectos clínicos e epidemiológicos da infecção por parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em felinos naturalmente infectados no Estado de Sergipe.

### **4.2 ESPECÍFICOS**

- Identificar as principais alterações clínicas em felinos naturalmente infectados nas áreas estudadas;
- Determinar a frequência dos principais parasitos gastrointestinais e dos nematódeos pulmonares de felinos naturalmente infectados em Sergipe;
- Realizar análises morfológicas para identificação dos tipos de enteroparasitos detectados nas amostras fecais dos felinos;
- Realizar a distribuição espacial de felinos naturalmente infectados por parasitos gastrointestinais e pulmonares em Sergipe;
- Utilizar diferentes técnicas parasitológicas para o diagnóstico de nematódeos em felinos.

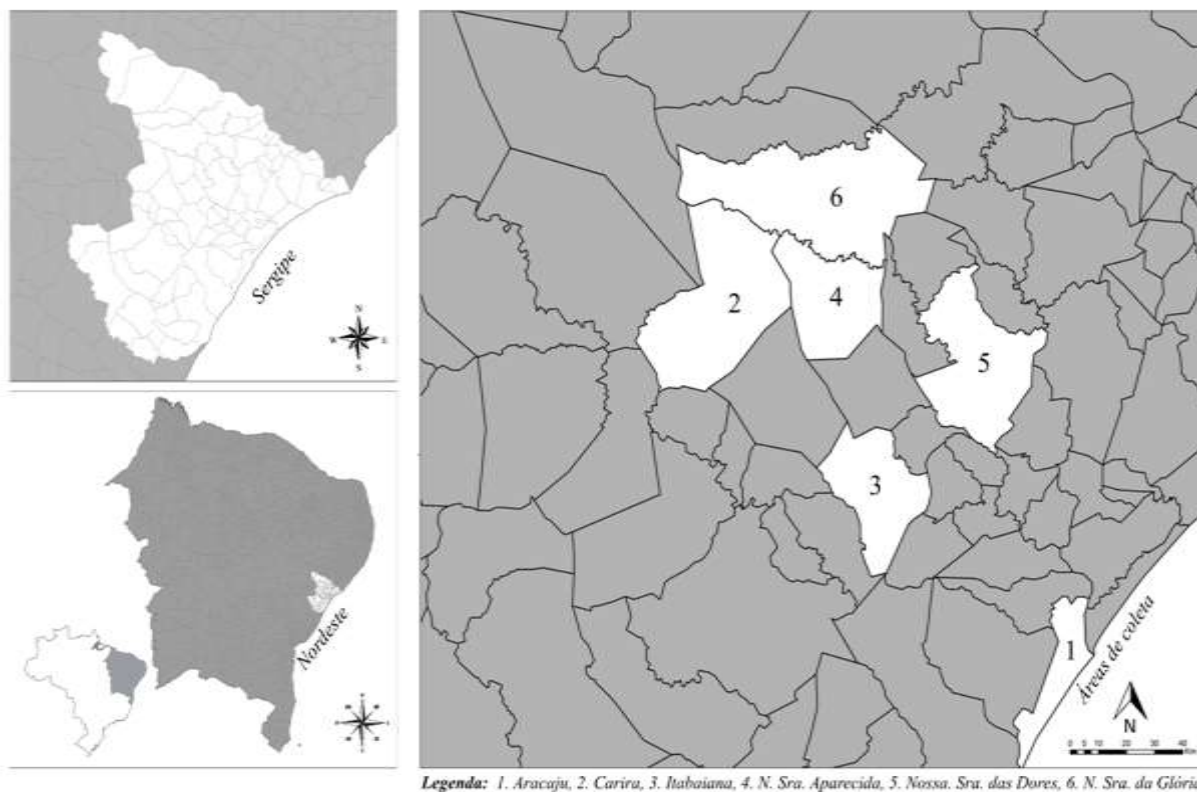
## **5. MATERIAL E MÉTODOS**

### **5.1 ASPECTOS ÉTICOS**

A presente pesquisa foi submetida e aprovada pelo Comitê de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal de Sergipe (nº 4813080621). A participação dos animais na pesquisa ocorreu de forma voluntária, no qual os felinos se tornaram participantes desse estudo após a assinatura do Termo de Consentimento Livre e Esclarecido-TCLE por parte do tutor responsável, seguindo-se as diretrizes constantes na Resolução nº 466/2012 da Comissão Nacional de Ética em Pesquisa do Conselho Nacional de Saúde do Ministério da Saúde.

### **5.2 ÁREA DE ESTUDO**

Participaram do estudo felinos residentes em áreas rurais e/ou urbanas dos municípios de Aracaju, Carira, Nossa Senhora Aparecida, Nossa Senhora das Dores, Nossa Senhora da Glória e Itabaiana, localizados no estado de Sergipe (10°13'06" S/37°25'13" W) (Figura 10), o qual está situado na Região Nordeste e tem por limites



o oceano Atlântico a leste e os estados da Bahia, a oeste e a sul, e de Alagoas, a norte, do qual está separado pelo Rio São Francisco (IBGE, 2015).

**Figura 11.** Localização topográfica das áreas de coleta. Fonte: Autoria Própria (2023).

### 5.3 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL E ANIMAIS

Para alcançar os objetivos propostos foram coletadas amostras fecais de 100 felinos domésticos de diferentes raças, sexos, faixa etária superior a 2 meses de idade, residentes em domicílios, abrigos ou ONGs. Todos os animais foram avaliados clinicamente, seguindo três etapas básicas: 1) Anamnese; 2) Exame clínico; e 3) coleta de amostras fecais mediante defecação espontânea para fins diagnósticos. Vale destacar que todas as alterações clínicas dos animais foram descritas em fichas individuais.

## 5.4 AVALIAÇÃO COPROPARASITOLÓGICA

De todos os felinos foram colhidas amostras fecais mediante defecação espontânea, sendo o material biológico depositado em tubos coletores devidamente identificados e armazenados em caixa isotérmica à 4°C, até posterior processamento no Laboratório de Análises Clínicas da Universidade Federal de Sergipe - campus do Sertão. Todas as amostras foram analisadas mediante as técnicas de Mini-FLOTAC® (CRINGOLI et al. 2013) e Baermann “*padrão ouro*” (WILLESEN, 2009).

A técnica de Mini-FLOTAC® foi realizada mediante a pesagem de dois gramas de fezes, e em seguida depositados no Fill-FLOTAC®, contendo 18 ml de solução de flotação de sulfato de zinco (Zn a 1.350; S7). Posteriormente, foi procedida o processo de homogeneização e tamisação, e em seguida 5 ml da solução foi transferida para a câmara do Mini-FLOTAC®, até a formação de um menisco positivo na extremidade de cada câmara. Após 10 minutos, o disco central do Mini-FLOTAC® foi rotacionado em um ângulo de 90° com auxílio de chave localizada na extremidade da placa, a qual foi removida, para que a câmara seja acoplada ao adaptador de microscópio óptico, e assim, procedida a identificação e contagem de estruturas parasitárias com aumento de 100X e 400X (LIMA et al., 2015).

A técnica de Baermann foi realizada mediante a pesagem de aproximadamente 10 gramas de fezes, e em seguida foi revestida/embrulhada em gazes formando uma bolsa, prendendo-a à uma vareta, e assim, depositada sobre um cálice de sedimentação contendo água, garantindo que a amostra fecal esteja mergulhada totalmente. Após o processo de overnight, foi pipetado 1,5ml de sedimento do fundo do cálice, o qual foi depositado em tubo Falcon e centrifugado a uma velocidade de 1500-2000 rpm por 3 minutos; Após a centrifugação, foi eliminado o sobrenadante, e assim pipetado cerca de 0,1ml do sedimento do tubo sobre lâmina e lamínula (em triplicata), e assim, examinada ao microscópio óptico, com aumento de 100X e 400X. Se necessário, será adicionado uma ou duas gotas de solução de lugol para fixação das larvas (ALHO et al., 2013).

Todos os parasitos observados nas amostras fecais foram fotografados e analisados por meio do software ImageJ para obtenção das características morfológicas e morfométricas, e assim foram identificados com base nas chaves taxonômicas fornecidas por (Bowman et al. 2006) e Taylor et al. (2010).

## 5.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Todos os dados foram analisados utilizando o software InStat (GraphPad Software), calculando-se frequência absoluta (n/N) e relativa (%). O Teste de Qui-quadrado ( $\chi^2$ ) foi utilizado para verificar se há significância entre os métodos de diagnóstico e alterações clínicas observadas nos animais. As variáveis independentes consideradas no modelo serão aquelas com significância estatística menor que 0,20. EpiInfoTM7 também será utilizado para realizar os cálculos estatísticos, com nível de significância estabelecido de  $p < 0,05$ .

## 6. RESULTADOS

Nesse estudo, a avaliação parasitológica revelou positividade para parasitos gastrointestinais (93,65%), broncopulmonares (4,76%) e pseudoparasitos (1,59%) em 62,00% (n=62/100;  $p < 0.0001$ ) das amostras fecais de felinos dos municípios de Aracaju (29,03%; 18/62), Nossa Senhora Aparecida (1,61%; 1/62), Nossa Senhora das Dores (3,23%; 2/62) e Nossa Senhora da Glória (66,13%; n= 41/62) ( $p < 0.0008$ ).

Todas as amostras biológicas dos gatos dos municípios de Carira (0,00%; 0/5) e Itabaiana (0,00%; 0/3) foram consideradas negativas, conforme destacado na figura x. O Diagrama de Venn (Figura 11) demonstra esquematicamente a presença de parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em 16,67% e 66,67% ( $p < 0.0001$ ) em felinos dos municípios sergipanos, respectivamente.

As estruturas parasitárias foram detectadas nas fases/formas de ovos (59,30%), oocistos (18,60%), cistos (4,65%), larvas (16,28%) e proglótides (1,16%) ( $p < 0.0003$ ) (Figura 12). Oito gêneros de parasitos foram identificados nas amostras fecais dos felinos, sendo cinco tipos de helmintos (62,50%) e três de protozoários (37,50%) ( $p < 0.0026$ ), com destaque para os parasitos gastrointestinais *Ancylostoma* sp. (44,00%; 44/62;  $p < 0.0011$ ), *Dypilidium* sp. (1,00%; 1/62; ;  $p < 0.0005$ ), *Cystoisospora* sp. (19,00%; 19/62;  $p < 0.0019$ ), *Entamoeba* sp. (3,00%; 3/62;  $p < 0.0001$ ), *Giardia* sp. (3,00%; 3/62;  $p < 0.0001$ ), *Strongyloides* sp. (25,00%; 25/62;  $p < 0.0063$ ) e *Toxocara* sp. (2,00%; 2/62;  $p < 0.0006$ ) como os mais frequentes, seguidos do parasito broncopulmonar *Aelurostrongylus* sp. (3,00%; 3/62;  $p < 0.0001$ ).

Monoparasitismo (33,87%; 21/62) foi observado exclusivamente para felinos infectados somente com gênero de parasitos gastrointestinais, já o poliparasitismo (66,13%; 41/62) ( $p < 0.0293$ ) foi identificado em animais com dois ou mais tipos de enteroparasitos, no qual as interações simbióticas: parasito broncopulmonar +

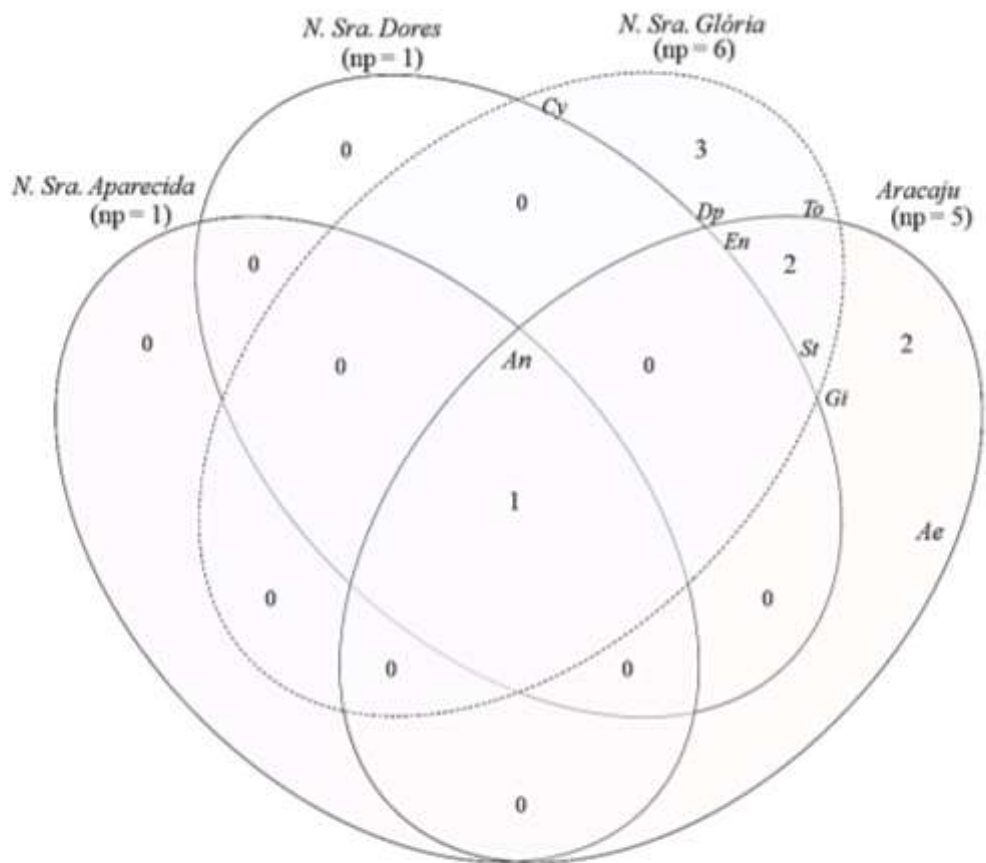
gastrointestinal (4,84%;  $p < 0.0001$ ) e parasito gastrointestinal + gastrointestinal (61,29%;  $p < 0.0233$ ) foram as relatadas.

Quanto a eficácia dos métodos parasitológicos empregados, 98,41% e 25,19% das amostras foram positivas nas técnicas de Mini-FLOTAC® e Baermann, respectivamente ( $p < 0.0001$ ). 100% dos ovos, larvas, cistos, oocistos e proglótides foram diagnosticadas através da técnica de Mini-FLOTAC®, enquanto o método de Baermann foi capaz de resgatar apenas larvas de *Strongyloides* sp. em 12,50% das amostras de felinos analisadas ( $p < 0.0001$ ).

Quanto ao perfil dos felinos positivos para enteroparasitos observou-se que 72,00% eram fêmeas (72,00%) e 28,00% machos, adultos, sem raça definida, com faixa etária entre 3 meses e 6 anos de idade ( $p < 0.0153$ ). Clinicamente, apenas 3,23% (2/62) dos animais possuíam histórico de quadro respiratório e/ou de gastroenterite nos últimos 30 dias, entretanto no exame clínico 24,19% (15/62) dos felinos apresentaram alterações dignas de nota ( $p < 0.0004$ ) (Figura 13).

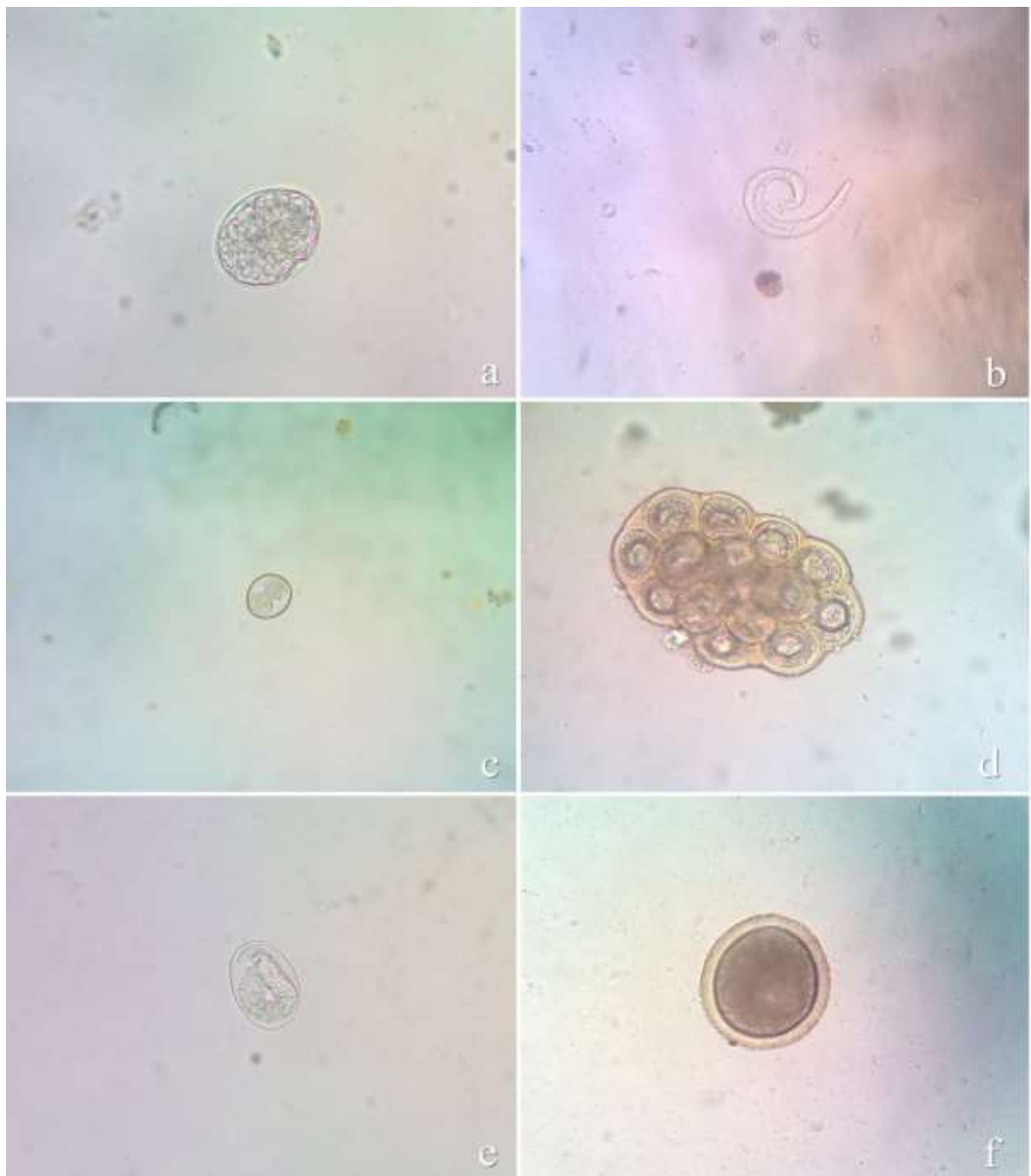
**Figura 12.** Diagrama de Venn demonstrando esquematicamente a presença de parasitos broncopulmonares e gastrointestinais em populações de felinos de quatro municípios sergipanos. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).





Legenda: np – Número de parasitos; Ae – *Aelurostrongylus* sp.; An – *Ancylostoma* sp.; Cy – *Cystoisospora* sp.; Dy – *Dipylidium* sp.; Gi – *Giardia* sp.; En – *Entamoeba* sp.; St – *Strongyloides* sp.; To – *Toxocara* sp.

**Figura 13.** Parasitos broncopulmonares e gastrointestinais diagnosticados em gatos. **a** – Ovo de *Ancylostoma* sp.; **b** – Larva de *Aerulostrongylus* sp.; **c** – Oocisto de *Cystoisospora* sp.; **d** – Cápsula ovígera de *Dipylidium* sp.; **e** – Ovo larvado de *Strongyloides* sp.; **f** – Ovo de *Toxocara* sp. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



**Figura 14.** Alterações clínicas observadas em felinos positivos para parasitos broncopulmonares e/ou gastrointestinais. a) animal apresentando secreção ocular e nasal; b) felino apresentando caquexia; c) gato apresentando apatia e prostração; e

d) felino apresentando emagrecimento e lesões cutâneas ao longo do corpo. **Fonte:** Arquivo pessoal (2023).



## 7. DISCUSSÃO

Nesse estudo foi relatado pela primeira vez a infecção natural de felinos domésticos por parasitos broncopulmanares em Sergipe, além da descrição de diferentes parasitos gastrointestinais que apresentam impacto na saúde animal e humana.

O percentual de positividade (62,00%) para estruturas parasitárias detectadas em amostras fecais de felinos de Sergipe foi superior ao de pesquisas realizadas na Austrália (8,6%) (MCGLADE et al., 2003), China (41,39%) (YANG e LIANG, 2015), Egito (52,40%) (ABBAS et al., 2022), Estados Unidos (5,1%) (HOGGARD et al., 2019), França (BOURGOIN et al., 2022), Grécia (50,70%) (SYMEONIDOU et al., 2018), Itália (22,00%) (SAUDA et al., 2019), Índia (19,00%) (VINCY e TRESAMOL, 2023), Rússia (18,20%) (KURNOSOVA et al., 2023) e Zimbábue (1,1%) (PFUKENYI et al., 2010).

Quando comparado a taxa de positividade geral para parasitos broncopulmonares e/ou gastrointestinais nos pacientes do nosso estudo, com dados publicados de inquéritos epidemiológicos realizados pelo Brasil, observamos que estudos realizados em Pernambuco que utilizaram a técnica de FLOTAC®, apresentaram um maior percentual de positividade (65,00% a 100%) (MONTEIRO et al., 2016; LIMA et al., 2017). Entretanto, pesquisas que utilizaram técnicas tradicionais (p.ex.: Flutuação em sacarose, sedimentação espontânea e exame direto) apresentaram percentuais de positividade menores: Rio de Janeiro (49,50%) (PEREIRA et al., 2017), São Paulo (18,10%) (GENARI et al., 2016), (26,03%), Goiás (17,00% - 60,00%) (LIMA et al., 2018), Rio Grande do Sul (24,63%) (MOREIRA et al., 2018), Santa Catarina (37,80%) (STALLIVIERE et al., 2009).

Clinicamente, menos de 25% dos felinos infectados naturalmente em Sergipe por parasitos broncopulmonares ou gastrointestinais apresentavam alterações clínicas. Alguns autores destacam que determinados animais parasitados podem estar assintomáticos, entretanto, podem surgir alterações cutâneas, gastrointestinais, hepáticas e neurológicas, (SIMPSON, 1998; BAU-GAUDREAULT et al., 2018; DAZZI et al., 2020; LIMA et al., 2021). Arslan et al. (2019) destaca ainda que gatos são comumente acometidos pela toxocaríase, uma doença parasitária gastrointestinal causada por larvas dos nematóides ascarídeos, *Toxocara canis* e *T. cati*, os quais podem provocar quadros de gastroenterite, peritonite, ascite eosinofílica devido à inflamação peritoneal, dor abdominal e náuseas nos felinos infectados.

Na medicina felina, as infecções parasitárias respiratórias representam um desafio particular para os médicos veterinários devido ao número de patologias com manifestações clínicas semelhantes (STEPANOVIĆ et al 2020). As alterações respiratórias foram observadas exclusivamente nos felinos parasitos pelo helminto brocopulmonar *Aelurostrongylus* sp. os quais apresentaram secreção nasal, tosse, espiro e dispneia, sinais clínicos que segundo Traversa et al. (2010) devem ser avaliados com muita atenção e considerado no diagnóstico diferencial de doenças cardiorrespiratórias de felinos.

Várias técnicas coproparasitológicas do grupo FLOTAC, estão disponíveis para o diagnóstico qualitativo e/ou quantitativo de parasitoses gastrointestinais e pulmonares dos felinos. Entretanto, alguns estudos destacam a importância do uso da técnica de Baerman na detecção de larvas dos parasitos broncopulmonares *Aelurostrongylus abstrusus* e *Troglostrongylus brevior* foram detectadas apenas pelo teste de

Baermann (COLOMBO et al., 2022). E apesar da técnica de Mini-FLOTAC apresentar os melhores desempenhos no diagnóstico de infecções mistas (gastrointestinal e pulmonar), o teste de Baermann é considerado padrão-ouro para o diagnóstico de nematoides parasitos cardiopulmonares dos animais, devido ao hidro/termotropismo positivo demonstrado pelas larvas de primeiro estágio presente nas amostras fecais (DI CESARI et al., 2014; MORELLI et al., 2022).

## 8. CONCLUSÃO

Os resultados deste estudo demonstram a presença de parasitos broncopulmonares no estado de Sergipe, além da presença de gêneros de parasitos gastrointestinais de importância médica e veterinária. Assim são necessários mais estudos para entender relação parasito-hospedeiro e a dinâmica de transmissão dessas doenças parasitárias em Sergipe.

## 9. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O estágio supervisionado obrigatório acrescentou positivamente na minha formação, possibilitando o acompanhamento da rotina clínica e diagnóstica em doenças parasitárias, aplicada ao desenvolvimento de pesquisas científicas.

## 10. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBAS, I.; AL-ARABY, M.; ELMISHMISHY, B.; EL-ALFY, E. S. Gastrointestinal parasites of cats in Egypt: high prevalence high zoonotic risk. **BCM Veterinary Research**. 2020.

ABINPET – Associação Brasileira de Produtos para Animais de Estimação. FAQ. **O setor e seus números**. Disponível em: < <http://abinpet.org.br>>. Acesso em: 03 de ago. 2021.

AFONSO, E.; THULLIEZ, P.; GILOT-FROMONT. E. Transmission of *Toxoplasma gondii* in an urban population of domestic cats (*Felis catus*). **International Journal for Parasitology**. v.36. n.13. p.1373-1382, 2006.

AL-HABSI, K.; YANG, R.; RYAN, U.; JACOBSON, C.; MILLER, D. W. Caracterização morfológica e molecular de uma *Entamoeba* spp. em cabras capturadas em Rangeland na Austrália Ocidental. **Veterinary Parasitology**. n. 235. P. 41-46, 2017.

ALHO, A. M.; NABAIS, J.; CARVALHO, L. M. A importância da Técnica de Baermann na clínica de pequenos animais. **Clínica Animal**. v. 1, n. 3, p. 28-31, 2013.

ALVES, M. C. G. P.; et al. Dimensionamento da população de cães e gatos do interior do Estado de São Paulo. **Revista de Saúde Pública**. n.39. p.891-897, 2005.

AMARANTE, A. F. T. Helminthos - Introdução. In: Os parasitos de ovinos. São Paulo: **Editora UNESP**. p. 6-7, 2014.

ARSLAN, F.; BAYSAL, N. B.; ASLAN, A.; SIMSEK, B. C.; VAHABOGLU, H. *Toxocara* related peritonitis: A case report and review of literature. **International Journal for Parasitology**.101950, 2019.

BALASSIANO, B. C. *et al.* Factors associated with gastrointestinal parasite infection in dogs in Rio de Janeiro, Brazil. **Preventive Veterinary Medicine**, v.91, n.2-4, p.234-240, 2009.

BALLWEBER, L. R, XIAO, L.; BOWMAN, D. D.; KAHN, G.; CAMA, V.A. Giardiasis in dogs and cats: update on epidemiology and public health significance. **Trends Parasitol**. v.26. n.4. p.180–189., 2010.

BARDA, B.; CAIA, P.; VILLAGRAN, E.; CIMINO, R.; JUAREZ, M.; KROLEWIECKI, A.; RINALDI, L.; CRINGOLI, G.; BURIONI, R.; ALBONICO, M. Mini-FLOTAC, Kato-Katz and McMaster: three methods, one goal; highlights from north Argentina. **Parasites & Vectors**, v.7, n.1, p.271, 2014.

BARDA, B.; ZEPHERINE, H.; RINALDI, L.; CRINGOLI, G.; BURIOMI, R.; CLEMENTI, M.; ALBONICO, M. Mini-FLOTAC and Kato-Katz: helminth eggs watching on the shore of Lake Victoria. **Parasites & Vectors**, v. 31, n.1, p.220, 2013.

BASU, A. K.; CHARLES, R. A. A review of the cat liver fluke *Platynosomum fatusum* Kossack, 1910 (Trematoda: dicrocoeliidae). **Veterinary Parasitology**. 2014.

BEAVER, B.V. Comportamento felino: um guia para veterinários. São Paulo: **Roca**. p. 372, 2005.

BOSCO, U. M.; RINALDI, L.; MAURELLI, M. P.; MUSELLA, V.; COLES, G. C.; CRINGOLI, G. The comparison of FLOTAC, FECPAK and McMaster techniques for nematode egg counts in cattle. **Acta Parasitologica**, v. 59, n. 4, p.625-628, 2014.

BOURGOIN, G.; CALLAIT-CARDINAL, M. P.; BOUHSIRA, E.; POLACK, B.; BOURDEAU, P.; ARIZA C. R.; CARASSOU, L.; LIENARD, E.; DRAKE, J. Prevalence of major digestive and respiratory helminths in dogs and cats in France: results of a multicenter study. **Parasit & Vectors**. 6;15(1):314, 2022.

BOWMAN, D. D. *et al.* Georgi's - Parasitologia veterinária. Rio de Janeiro: **Elsevier**. ed. 9, 2010.

BOWMAN, D. D.; LYNN, R. C.; EBERHARD, M. L.; ALCARAZ, A. Parasitologia Veterinária de Georgis. 8. ed. 8. São Paulo: **Elsevier**. 2006.

BRADSHAW, J. W. S. The behaviour of the domestic cat. **Cabi**. 2012.

BRIANTI, E.; GAGLIO, G.; GIANNETTO, S.; ANNOSCIA, G.; LATROFA, M. S.; DANTAS-TORRES, F.; TRAVERSA, D.; OTRANTO, D. *Troglostrongylus brevior* and *Troglostrongylus subcrenatus* (*Strongylida: Crenosomatidae*) as agents of broncho-pulmonary infestation in domestic cats. **Parasites & Vectors**. v.5, p.178, 2012.

CABELLO, R. R.; RUIZ, A. C.; FERREGRINO, R. R.; ROMERO, L. C.; FERREGRINO, R. R. ZAVALA, J. T. (2011). *Dipylidium caninum* infection. **BMJ case reports**, 2011.

CASE, L. P.; CAREY, D. P. Nutrição Canina e Felina: Manual para Profissionais. **Lisboa: Harcourt brace**. ed.1. 1998.

CERTAD, G.; VISCOGLIOSI, E.; CHABÉ, M.; CACCIÒ, S. M. Pathogenic mechanisms of *Cryptosporidium* and *Giardia*. **TrendParasitol**. 2017; v.33. n. 7. p. 561–576, 2017.

CFMV, Conselho Federal de Medicina Veterinária. **O médico-veterinário é profissional de Saúde Pública**. 2020. Disponível em:< <https://www.cfmv.gov.br/o-medico-veterinario-e-profissional-de-saude-publica/comunicacao/noticias/2020/09/01/>>. Acesso em 25 de maio de 2023.

CNSPV, Comissão Nacional de Saúde Pública Veterinária. **Sobre a CNSPV**. 2020. Disponível em:< <https://www.cfmv.gov.br/saude-publica-veterinaria/comissoes/2020/07/14/>>. Acesso em 25 de maio de 2023.

COLOMBO, M.; MORELLI, S.; DAMIANI, D.; DEL-NEGRO, M. A.; MILILLO, P.; SIMONATO, G.; BARLAAM, A.; DI CESARE, A. Comparison of Different Copromicroscopic Techniques in the Diagnosis of Intestinal and Respiratory Parasites of Naturally Infected Dogs and Cats. **Animals Basel**. 2022.

CONBOY, G.; GUSELLE, N.; SCHAPER, R. Spontaneous shedding of metastrongyloid third-stage larvae by experimentally infected *Limax maximus*. **Parasitology Research**.n. 116. p.41–54, 2017.

CONBOY, G.; Helminth parasites of the canine and feline respiratory tract. **Veterinary Clinics of North American Small Animal Practice**. n.39. p.1109-1126, 2009.

CONEPE, Conselho do Ensino da Pesquisa e da Extensão. **Estrutura curricular padrão do curso de graduação em Medicina Veterinária do Sertão**. Resolução nº 50/2015. Ministério da Educação, Universidade Federal de Sergipe. p. 36, 2015.

CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; MAURELLI, M. P.; UTZINGER, J. FLOTAC: new multivalente techniques for qualitative and quantitative copromicroscopic diagnosis of parasites in animals and humans. **Nature Protocols**, v.5, p. 503–515, 2010.

CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; ALBONICO, M.; BERQUQUIST, R.; UTZINGER, J. Geospatial (s) tools: integration of advanced epidemiological sampling and novel diagnostics. **Geospatial Health**, v.7, n.2, p.399-404, 2013.



CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; ALBONICO, M.; BERQUQUIST, R.; UTZINGER, J. Geospatial (s) tools: integration of advanced epidemiological sampling and novel diagnostics. **Geospatial Health**. v.7, n.2, p.399-404, 2013.

CRISI, P. E.; DI-CESARE, A.; BOARI, A. Feline Troglstrongylosis: Current Epizootiology, Clinical Features, and Therapeutic Options. **Frontiers in Veterinary Science**. 2018. DOI: 10.3389/fvets.2018.00126.

CROWLEY, S. L.; CECCHETTI, M.; MCDONALD, R. A. (2020). Our Wild Companions: Domestic cats in the Anthropocene. **Trends in ecology & Evolution**. v.35. n.6. p. 477–483, 2020. DOI:10.1016/j.tree.2020.01.008.

DI-CESARE, A.; TRAVERSA, D. Canine *angiostrongylosis*: recent advances in diagnosis, prevention, and treatment. **Veterinary Medicine**. n.5.p. 181-192, 2014.

DIAMOND, L. S.; CLARK, C. G. A redescription of *Entamoeba histolytica* Schaudinn, 1903 (Emended Walker, 1911) separating it from *Entamoeba dispar* Brumpt, 1925. **Journal of Eukaryotic Microbiology**. n. 40. p.340–344, 1993.

DMVS, Departamento de Medicina Veterinária do Sertão, Universidade Federal de Sergipe. **Componentes curriculares**. 2023. Disponível em:<<https://www.sigaa.ufs.br/sigaa/public/departamento/componentes.jsf?id=933>>. Acesso em 25 de maio de 2023.

SANTOS, Z. A.; MALHEIROS, A. F.; MATOS, T. A. Diversity, geographical distribution, and prevalence of *Entamoeba* spp. in Brazil: a systematic review and meta-analysis. **Parasite**. 2021.

DRISCOLL, C. A.; CLUTTON-BROCK, J.; KITCHENER, A. C. The taming of the cat. Genetic and archaeological findings hint that wilcats became housecats earlier - and in a different place - than previously thought. **Scientific American**. 2009.

DRISCOLL, C. A.; MACDONALD, D. W, O'BRIEN, S. J. From wild animals to domestic pets, an evolutionary view of domestication. **Proc Natl Acad Sci U S A**. 2009.

DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii* infections in chickens (*Gallus domesticus*): prevalence, clinical disease, diagnosis and public health significance. **Zoonoses Public Health**. n.57. p. 60–73, 2010.

DUBEY, J. P.; LAPPIN, M. R. Toxoplasmosis and neosporosis. In: Greene CE, editor. Infectious diseases of the dog and cat. **Elsevier**. ed.3. p. 754, 2006.

DUBEY, J. P. A review of *Cystoisospora felis* and *Cystoisospora rivolta*-induced coccidiosis in cats. **Veterinary Parasitology**. n.263. p. 34-48, 2018.

DUBEY, J. P. Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**. v.28. n.7. p.1019–1024, 1998.

EPE, C. Intestinal nematodes: biology and control. **Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice**. v. 39, p. 1091–1107, 2009.

Especialidades Veterinárias. AVMA, 2021. Disponível em: <<https://www.avma.org/education/veterinary-specialties>> Acesso em: 05 de ago. 2021.

EZA, D. E.; LUCAS, S. B. Fulminant toxoplasmosis causing fatal pneumonitis and myocarditis. **HIV Medicine**. n.7. p.415–20, 2006.

FERRAZ, A.; SANTOS, P. B. S.; SANTOS, E. M.; EVARISTO, T. A.; COELHO, A. L. C.; OLIVEIRA, N. L. M.; NIZOLI, L. Q. Verminose pulmonar em felino por *Aelurostrongylus abstrusus* – Relato de caso. **Atas de Saúde Ambiental**. v. 7, n. 1, p. 77-83, 2019.

FIGUEIREDO, C. M.; MOURÃO, A. C.; OLIVEIRA, M. A. A.; ALVES, W. R. *et al.* Leptospirose humana no município de Belo Horizonte, Minas Gerais, Brasil: uma abordagem geográfica. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**. v.34, p.331-338, 2001.

FITZSIMMONS, W. M. *Bronchostrongylus subcrenatus* (Raillet & Henry, 1913) a new parasite recorded from the domestic cat. **Veterinary Record**.n.73. p. 101–102, 1961.

FORTES, E. Parasitologia Veterinária. ed. 4. São Paulo: **Icone**. p.607, 2004.

FRANCISCO, M. M. S.; SILVA, R. C.; FIGUEIREDO, D. L. V.; SOUZA, J. N.; RAMALHO, P. C. D.; CAETANO, A. L. Prevalência de ovos e larvas de *Ancylostoma spp.* e *Toxocara spp.* em praças públicas da cidade de Anápolis - GO. **Ensaio e Ciências: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde**, São Paulo, v. 12, n. 1, p. 131-137, 2008.

FUNADA, M. R.; PENA, H. F. J.; SOARES, R. M.; AMAKU, M.; GENNARI, S. M. Frequência de parasitos gastrintestinais em cães e gatos atendidos em hospital escola veterinário da cidade de São Paulo. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**. v. 59, n. 5, p.1338-1340, 2007.

GATES, M. C.; NOLAN, T. J. Endoparasite prevalence and recurrence across different age groups of dogs and cats. **Veterinary Parasitology**. v. 166, p.153–158, 2009.

GAVA, M. G.; HIURA, E.; LOPES, A. C. G.; VIEIRA, F. T.; FLECHER, M. C.; FONSECA, L. A, *et al.* *Platynosomum fastosum* in na asymptomatic cat in the state of Espírito Santo: first report. **Revista Patologia Tropical**. v.44. n .4. p. 496-502, 2015.

GENNARI, S. M.; FERREIRA, J. I.; PENA, H. F.; LABRUNA, M. B.; AZEVEDO, S. D. Frequency of gastrointestinal parasites in cats seen at the University of São Paulo Veterinary Hospital, Brazil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**. v.25.n. 4. p.423-428, 2016.

GIANNELLI, A.; KIRKOVA, Z.; ABRAMO, F.; LATROFA, M. S.; CAMPBELL, B.; ZIZZO, N. *Angiostrongylus chabaudi* in felids: new findings and a review of the literature. **Veterinary Parasitology**. n.228. p.188–192, 2016.

GIANNELLI, A.; COLELLA, V.; ABRAMO, F.; NASCIMENTO, R. R. A.; FALSONE, L.; BRIANTI, E.; VARCASIA, A.; DANTAS-TORRES, F.; KNAUS, M.; FOX, M.T. Release of lungworm larvae from snails in the environment: Potential for alternative transmission pathways. **PLoS Neglected Tropical Diseases**. 2015.

GLICKMAN, L. T.; SCHANTZ, P. M. Epidemiologia e patogênese da toxocaríase zoonótica. **Epidemiologic Reviews**. v.3, p.230, 1981.

GRAY, P. B.; YOUNG, S. M. Human-pet dynamics in cross-cultural perspective. **Anthrozoös**, v. 24.n.1. P.17–30, 2011.

HILL, D.; DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. **Clinical Microbiology and Infection**. 2002.

HOGGARD, K. R.; JARRIEL, D. M.; BEVELOCK, T. J.; VEROCAI, G. G. Prevalence survey of gastrointestinal and respiratory parasites of shelter cats in northeastern Georgia, USA. **Veterinary Parasitology Regegional Studies Reports**.16:100270, 2019.

IANNIELLO, D.; PEPE, P.; ALVES, L. C.; CIUCA, L.; MAURELLI, M. P.; AMADESI, A.; BOSCO, A.; MUSELLA, V.; CRINGOLI, G.; RINALDI, L. Why Use the Mini-FLOTAC to Detect Metastrongyloid Larvae in Dogs and Cats. **Acta Parasitologica**. v. 65, n. 2, p.546-549, 2020.

IBGE, **Instituto Brasileiro de Geografia e estatística**. Sergipe. Disponível em:<<http://www.ibge.gov.br/estadosat/perfil.php?sigla=pe>>. Acesso em 25 fev. 2021.

ISSAKOWICZ, J. C.; NICOLAO, T. C.; VIEIRA, M. N.; LIMA, E. L.; CAMPOS, F. L. Casuística dos atendimentos de felinos na Clínica Escola Veterinária da UNICENTRO no triênio 2006-2008. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, n. 14, 2010. Disponível em: .<<http://faef.revista.inf.br/arquivospdf>>. Acesso em: 03 de ago. 2023.

KNOPP, S.; SALIM, N.; SCHINDLER, T.; KARAGIANNIS VOULES, D. A.; ROTHEN, J.; LWENO, O.; MOHAMMED, A. S.; SINGO, R.; BENNINGHOFF, M.; NSOJO, A. A.; GENTON, B.; DAUBENBERGER, C. Diagnostic accuracy of Kato-Katz, FLOTAC, Baermann, and PCR methods for the detection of light-intensity hookworm and *Strongyloides stercoralis* infections in Tanzania. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 90, n.3, p.535-545, 2014.

KÖSTER, L. S.; SHELL, L.; KETZIS, J.; RAJEEV, S.; ILLANES, O. Diagnosis of pancreatic disease in feline platynosomosis. **Journal of feline medicine and surgery**. v.19. n.12. p. 1192–1198, 2017.

KURNOSOVA, O. P.; PANOVA, O. A.; ARISOV, M. V. The prevalence of potentially zoonotic intestinal parasites in dogs and cats in Moscow, Russia. **Helminthologia**.v. 4. n.1. p. 44-51, 2023.

LANDIS, J. R.; KOCK, G. G. The measurement of observer agreement for categorical data. **Biometrics**, v. 33, 159–174, 1977.

LIMA, J. A. S.; REZENDE, H. H. A.; ROCHA, T. M. D. D.; CASTRO, A. M. Analysis of the accuracy of different laboratory methods for the diagnosis of intestinal parasites from stray and domiciled cats (*Felis catus domesticus*) in Goiânia, Goiás, Brazil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**. v.27.n.1.p.95-98, 2018.

LIMA, R. L.; PACHECO, R. C.; MENDONÇA, A. J.; NÉSPOLI, P. E. B.; MORITA, L. H. M.; ALMEIDA, A. D. B. P. F.; SOUSA, V. R. F. *Platynosomum fastosum* in domestic cats in Cuiabá, Midwest region of Brazil. **Veterinary Parasitology Regegional Studies Reports**., 2021.

LIMA, V. F. S.; RAMOS, R. A. N.; LEPOLD, R.; BORGES, J. C. G.; FERREIRA, C. D.; RINALDI, L.; CRINGOLI, G.; ALVES, L. C. Gastrointestinal parasites in feral cats and rodents from the Fernando de Noronha Archipelago, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v.26. n. 4. P.521-524, 2017.

LIMA, W.S. Larva migrans. In: Neves, D. P. **Parasitologia humana**. São Paulo: Atheneu. p. 291-294, 2011.

LIMA, V. F. S.; CRINGOLI, G.; RINALDI, L.; MONTEIRO, M. F. M.; CALADO, A. M. C.; RAMOS, R. A. N.; MEIRA-SANTOS, P. O.; ALVES, L. C. A comparison of Mini-FLOTAC and FLOTAC with classic methods to diagnosing intestinal parasites of dogs from Brazil. **Parasitology Research**. v.114, n.9, p.3529-3533, 2015.

LINDSAY, D. S.; BLAGBURN, B. L. Biology of mammalian *Isospora*. **Parasitol Today**. n.10. p.214-219, 1994.

LITTLE, S. E. Medicina respiratória torácica. In: O Gato: Medicina Interna. ed. 1. Rio de Janeiro: **Roca**. p 849, 2015.

LITTLE, S. E. O Gato: Medicina Interna. ed. 1. **Ottawa: Elsevier**, 2015.

LÓPEZ-ARIAS. Á.; VILLAR, D.; LÓPEZ-OSORIO, S.; CALLE-VÉLEZ, D.; CHAPARRO-GUTIÉRREZ, J. J. Giardíase é a infecção parasitária mais prevalente em cães e gatos com diarreia na cidade de Medellín, Colômbia. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**. 18: 100335, 2019.

MAESANO, G.; CAPASSO, M.; IANNIELLO, D.; CRINGOLI, G.; RIANLDI, L. Parasitic infections detected by FLOTAC in zoo mammals from Warsaw, Poland. **Acta Parasitologica**, v. 59, n.2, p.343-353, 2014.

MALONE, J.B, BUTTERFIELD, A. B.; WILLIAMS, J. C.; STUART, B. S.; TRAVASOS, H. *Strongyloides tumefaciens* in cats. **Journal of the American Veterinary Medical Association**. N.171. p.278–280, 1977.

MARIANO, M. L. M.; CARVALHO, S. M. S.; MARIANO, A. P. M.; ASSUNÇÃO, F. R. de.; CAZORLA, I. M. Uma nova opção para diagnóstico parasitológico: método de Mariano & Carvalho. **Newlab**.v.68, p. 133-140, 2005.

Matsubayashi M, Carreno RA, Tani H, et al. Phylogenetic identification of *Cystoisospora* spp. from dogs, cats, and raccoon dogs in Japan. **Vet Parasitol**. 2011; 176:270-274.

MAURELLI, M. P.; RINALDI, L.; RUBINO, G.; LIA, R.; MUSSELA, V.; CRINGOLI, G. FLOTAC and Mini-FLOTAC for uro-microscopic diagnosis of *Capillaria plica* (syn. *Pearsonema plica*) in dogs. **BMC Research Notes**, v.2, n.7, p.591, 2014.

MCGLADE, T. R.; ROBERTSON, I. D.; ELLIOT, A. D.; READ, C.; THOMPSON, R. C. Gastrointestinal parasites of domestic cats in Perth, Western Australia. **Veterinary Parasitology**. v.28. n. 4. p.251-62, 2003.

MIRCEAN, V.; TITILINCU, A.; VASILE, C. Prevalence of endoparasites in household cat (*Felis catus*) populations from Transylvania (Romania) and association with risk factors. **Veterinary Parasitology**, v. 171, p. 163-166, 2010.

MONTEIRO, M. F.; RAMOS, R. A.; CALADO, A. M.; LIMA, V. F.; RAMOS, I. C.; TENÓRIO, R. F.; FAUSTINO, M. A.; ALVES, L. C. Gastrointestinal parasites of cats in Brazil: frequency and zoonotic risk. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. n.25. p.254-257, 2016.

MOREIRA, A. D. S.; BAPTISTA, C. T.; BRASIL, C. L.; VALENTE, J. S. S.; BRUHN, F. R. P.; PEREIRA, D. I. B. Risk factors and infection due to *Cryptosporidium* spp. in dogs and cats in southern Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**. v.27. n.1. p.113-118, 2018.

MORELLI, S.; TRAVERSA, D.; DIAKOU, A.; COLOMBO, M.; RUSSI, I.; MESTEK, A.; CHANDRASHEKAR, R.; BEALL, M.; PAOLETTI, B.; IORIO, R. A Comparison of Copromicroscopic and Molecular Methods for the Diagnosis of Cat *Aelurostrongylosis*. **Animais**. n.12. p.1024, 2022.

MOURA, M. A. O, JORGE, E. M.; NASCIMENTO, K. K. G.; RIET-CORREA, G.; ABEL, I; CAVALCANTE, G. G. Colonic epithelial nodular hyperplasia associated with strongyloidiasis in cats in the Amazon region, Pará State, Brazil. **Ciência Rural**. n.47. p.1– 4, 2017. DOI: 10.1590/0103-8478cr20160328.

NAYLOR, J. R.; HAMILTON, J. M.; WEATHERLEY, A. J. Changes in the ultrastructure of feline pulmonary arteries following in infection with the lungworm *Aelurostrongylus abstrusus*. **British Veterinary Journal**. v. 140, p.181– 190, 1984.

OGUZ, B.; OZDAL, N.; DEGER M. S. Genetic Analysis of *Toxocara* Spp. em cães e gatos vadios na província de Van, Turquia oriental. **Journal of Veterinary Research**. V. 62. n. 3. p. 291-295, 2018. DOI: 10.2478 / jvetres-2018-0042.

OH, Y. I.; SEO, K.W.; KIM, D. H.; CHEON, D. S. Prevalence co-infection and seasonality of fecal enteropathogens from diarrheic cats in the Republic of Korea

(2016-2019): a retrospective study. **BMC Veterinary Research**. v.17, n.1. p.367, 2021.

PECHEBISCKI, S.; LAVINA, M. S.; SCOTT, F. B.; SANTOS, C. N.; SOUZA, L. S.; RODRIGUES, M. L. A. Diagnóstico parasitológico de helmintos gastrointestinais de cães e avaliação de técnicas. **Ciência Animal**, v. 20, n.1, p.51-55, 2010.

PEREIRA, P. F.; BARBOSA, A. D. S.; MOURA, A. P. P.; VASCONCELLOS, M. L.; UCHÔA, C. M. A, BASTOS, O, M, P.; AMENDOEIRA, M, R. R. Gastrointestinal parasites in stray and shelter cats in the municipality of Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**. v.26. n.3. p.383-388, 2017.

PESSOA, S. B.; MARTINS, A. V. Parasitologia Veterinária. Rio de Janeiro: **Guanabara**. ed. 11. p.872, 1988.

PFUKENYI, D. M.; CHIPUNGA, S. L.; DINGINYA, L.; MATENGA, E. A survey of pet ownership, awareness and public knowledge of pet zoonoses with particular reference to roundworms and hookworms in Harare, Zimbabwe. **Tropical Animal Health and Production**. v. 42.n. 2. p.247, 2010.

PINTO, H. A.; MATI, V. L. T, MELO, A. L. New insights into the life cycle of *Platynosomum* (Trematoda: dicrocoeliidae). **Parasitology Research**. v. 113. n.7. p. 2701-2707, 2014.

PNS – **Pesquisa Nacional da Saúde. Acesso e Utilização dos Serviços de Saúde, Acidentes e Violências**. Rio de Janeiro: IBGE, p. 27, 2015.

PRATS; A.; DUMON, C.; GARCIA, F.; MARTI, S.; COLL, V. Neonatologia e Pediatria canina e felina. São Paulo: **Interbook**. 2005.

REY, L. Parasitologia: parasitos e doenças parasitárias do homem nos trópicos ocidentais. ed. 4. Rio de Janeiro: **Guanabara Koogan**, 2008

RIBEIRO, C. M. Enfermidades parasitárias por protozoários em pequenos animais. Rio de Janeiro: **Rubio**. p. 64. 2015.



RINALDI, L.; CALABRIA, G.; CARBONE, S.; CARRELLA, A.; CRINGOLI, G. *Crenosoma vulpis* in dog: first case report in Italy and use of the FLOTAC technique for copromicroscopic diagnosis. **Parasitology Research**. v.101, p.1681–1684, 2007.

RINALDI, L.; COLES, G. C.; MAURELLI, M. P.; MUSELA, V.; CRINGOLI, G. Calibration and diagnostic accuracy of simple flotation, McMaster and FLOTAC for parasite egg counts in sheep. **Veterinary Parasitology**, v. 177, p.345-352, 2011.

RINALDI, L.; LEVECKE, B.; BOSCO, U. M.; IANNIELLO, D.; PEPE, P.; CHARLIER, J.; CRINGOLI, G.; VERCRUYSSSE, J. Comparison of individual and pooled faecal samples in sheep for the assessment of gastrointestinal *strongyle* infection intensity and anthelmintic drug efficacy using McMaster and Mini-FLOTAC. **Veterinary Parasitology**, v. 205, n. 2, p. 216-223, 2014.

RODRÍGUEZ, P. F.; RIPOLL, B. E. D.; ALBERTO, E. B.; SOTELO, J. A. Síndrome Larva *Toxocara canis Migrans Visceralis*. **Revista Eletrônica de Veterinária**.v.7. n. 4.p. 1-42, 2006.

ROSS, M.; SCHMITT, B. A. M.; PAULA, D. de.; TOMAZZI, R. de C.; CECCHIN, R. S.; KUNH, F.; TAMANHO, J.; FELIPPIN, T.; SPEROTTO, R. L.; ZANELLA, J. de F. P. Prevalência de ovos, larvas, cistos e oocistos de parasitas com potencial zoonótico em praças públicas e áreas de lazer na cidade de Cruz Alta-RS: análise preliminar. In: **SEMINÁRIO INTERINSTITUCIONAL DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO. Anais**. Cruz Alta, RS, 2011.

SÁNCHEZ, A.; MUNOZ, M.; GÓMEZ, N.; TABARES, J.; SEGURA, L.; SALAZAR, Á.; RESTREPO, C.; RUÍZ, M.; REYES, P.; QIAN, Y.; XIAO, L.; LÓPEZ, M. C.; RAMÍREZ, J. D. Molecular epidemiology of *Giardia*, *Blastocystis* and *Cryptosporidium* among indigenous children from the Colombian Amazon Basin. **Front. Microbiology**. 2017. DOI: 10.3389/fmicb.2017.00248

SANT'ANNA, L. M. L.; OLIVEIRA, F. de J.; MELO, C. M. Estudo comparativo de técnicas parasitológicas baseada no princípio de sedimentação espontânea (Hoffman) e Parasitokit®. **Scire salutis**.v.1, n.1, p.8-15, 2013.

SANTARÉM, V. A.; RUBINSKY-ELEFANT, G.; FERREIRA, M. U. Soil-transmitted helminthic zoonoses in humans and associated risk factors. **InTech**. 2011.

SANTOS, B. R. Rastreamento de Metastrongilídeos pulmonares em gatos domésticos (*Felis silvestris catus*) na área metropolitana de Lisboa, Portugal. 2016. 100 f. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária. Lisboa: **Faculdade de Medicina Veterinária – Universidade de Lisboa**. 2016.

SAUDA, F.; MALANDRUCCO, L.; LIBERATO, C.; PERRUCCI, S. Gastrointestinal parasites in shelter cats of central Italy. **Veterinary Parasitology Regional Studies and Reports**. 2019.

SCHLÜTER, D.; DÄUBENER, W.; SCHARES, G.; GROSS, U.; PLEYER, U.; LÜDER, C. Animals are key to human toxoplasmosis. **International Journal of Medical Microbiology**. v.304.n.917–929, 2014.

SCORZA, A. V.; TYRRELL, P.; WENNOGLE, S, CHANDRASHEKAR, R.; LAPPIN, M. R. Experimental infection of cats with *Cystoisospora felis*. **Journal of Veterinary Internal Medicine**. v.35.n.1.p.269-272, 2021.

SCOTT, D.W. Current knowledge of aelurostrongylosis in the cat. Literature review and case reports. **Cornell universit college of veterinary medicine**.v. 63. n.483–500, 1973.

SERRA, C. M. B. *et al.* Exame parasitológico de fezes de gatos (*Felis catus domesticus*) domiciliados e errantes da Região Metropolitana do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.36, n.3, p.331-334, 2003.

SILVA, H.C *et al.* Fauna helmíntica de cães e gatos provenientes de alguns municípios do Estado de São Paulo. **Seminário: Ciências Agrárias, Londrina**, v. 22, n.1, p. 67-71, 2001.

SIMPSON, J. W. Diet and large intestinal disease in dogs and cats. **Journal of Nutrition**. 1998.

SOBRAL, M.; SOUSA, S.; RIBEIRO, T.; GALVÃO, S. R.; SANTOS, R. M.; SILVA, R.; REIS, T. S.; DIAS, F.; SANTOS, H. D. Infection by *Platynosomum illiciens* (= *P. fastosum*) in domestic cats of Araguaína, Tocantins, Northern Brazil. **Revista brasileira de parasitologia veterinária**. v. 28.n.4, p.786–789, 2019.

STALLIVIERE, F. M.; BELLATO, V.; SOUZA, A. P.; SARTOR, A. A.; MOURA, A. B.; ROSA, L. D. Ectoparasitos e helmintos intestinais em *Felis catus domesticus*, da cidade de Lages, SC, Brasil e aspectos socioeconomicos e culturais das familias dos proprietarios dos animais [Ectoparasites and intestinal helminths in *Felis catus domesticus* from Lages city, SC, Brazil and social-economical and cultural aspects of owners of family pets]. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**. v.18, n. 4. p. 26-30, 2009.

STEPANOVIĆ, P.; DESPOTOVIĆ, D.; DIMITRIJEVIĆ, S.; ILIĆ, T. Clinical-parasitological Screening for Respiratory Capillariosis in Cats in Urban Environments. **Helminthologia**. v.19.n.4. p.322-334, 2020.

SYMEONIDOU, I.; GELASAKIS, A. I.; ARSENOPOULOS, K.; ANGELOU, A.; BEUGNET, F.; PAPADOPOULOS, E. Feline gastrointestinal parasitism in Greece: emergent zoonotic species and associated risk factors. **Parasit Vectors**. v.4, n.11, p.227, 2018.

SZATMÁRI, V. Feline Lungworm Infection. In: August's Consultations in Feline Internal Medicine. **WB Saunders**, v. 7. p. 379-386, 2016.

TAYLOR, M. A.; COOP, R. L.; WALL, R. L. Parasitologia Veterinária. ed.3. Rio de Janeiro: **Guanabara Koogan**, 2010.

TENTER, A. M.; HECKEROTH, A. R.; WEISS, L. M. *Toxoplasma gondii*: dos animais aos humanos. **International Journal for Parasitology**. p.1217–1258, 2000. DOI: 10.1016 / S0020-7519 (00) 00124-7.

TORRICO, K. J.; SANTOS, K. R.; MARTINS, T. F.; PAZ, F. M. S.; TAKAHIRA, R. K.; LOPES, R. S. Ocorrência de parasitas gastrintestinais em cães e gatos na rotina do laboratório de enfermidades parasitárias da FMVZ/UNESP-Botucatu. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 17, p. 182-183, 2008.

TRAVERSA, D.; DI, C. A. Diagnosis and management of lungworm infections in cats: Cornerstones, dilemmas and new avenues. **Journal of Feline Medicine and Surgery**. v.18. n.1.p. 7-20, 2016.

TRAVERSA, D.; DI, Cesare A. Feline lungworms: what a dilemma. **Trends Parasitology**. v. 29. n. 9, p. 423–430, 2013.

TRAVERSA, D.; DI CESARE, A.; CONBOY, G. “Canine and feline cardiopulmonary parasitic nematodes in Europe: emerging and underestimated.” **Parasites & Vectors**. v.3 p.62, 2010. DOI: 10.1186/1756-3305-3-62.

TRAVERSA, D.; GUGLIELMINI, C. Feline aelurostrongylosis and canine angiostrongylosis: a challenging diagnosis for two emerging verminous pneumonia infections. **Veterinary Parasitology**, v. 157, n. 3, p. 163-174, 2008.

TRAVERSA, D.; MORELLI, S.; DI CESARE, A.; DIAKOU, A. Felid Cardiopulmonary Nematodes: Dilemmas solved and new questions posed. **Pathogens**. v.10. n 30, 2021.

TÜZER, E.; TOPARLAK, M.; GARGILI, A.; KELES, V.; ULUTAŞ ESTAGIL, M. A case of *Aelurostrongylus abstrusus* infection in a cat in İstanbul, Turkey and its treatment with moxidectin and levamisole. *Turk Journal Veterinary Animals Science*. v.26, p.411–414, 2002.

URQUHART, G.M et al. **Parasitologia veterinária**. ed. 2. Rio de Janeiro. Guanabara Koogan S.A, 2008.

VASCONCELOS, M. G. C.; TALON, D. D. B.; SILVA JÚNIOR, C. A.; NEVES, M. F.; SACCO, S. R. Isosporose nos animais domésticos. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**. v. 6, n. 10, p. 1-7, 2008.

VINCY, P.; TRESAMOL, P. V. Prevalence of gastro-intestinal and haemoparasitic infections among domestic cats of Kerala. **Journal of Parasitic Diseases**. v.47.n.3. p. 562-565, 2023.

WEI, Y. B.; YU, Z. H.; GAO, L. L.; WU, X. Y.; SHI, S. J.; YIN, L. X, *et al.* infection in an infant: one case report. *Dipylidium caninum*. **Zhongguo Xue Xi Chong Bing Fang Zhi Za Zhi**.v. 26. n.3. p. 1, 2014.

WILLESEN, J. **The Baermann test for suspected Angiostrongylosis**. Bayer Animal Health GmbH, 51368 Leverkusen, Germany, 2009. Disponível em:<[www.animalhealth.bayerhealthcare.comhttp://lungenwürmer.bayer.de/static/media/Baermann-Flyer.pdf](http://www.animalhealth.bayerhealthcare.comhttp://lungenwürmer.bayer.de/static/media/Baermann-Flyer.pdf)>. Acesso em 25 julho. 2021.

WULCAN, J. M.; DENNIS, M. M.; KETZIS, J. K.; BEVELOCK, T. J.; VEROCAI, G. G. *Strongyloides* spp. in cats: a review of the literature and the first report of zoonotic *Strongyloides stercoralis* in colonic epithelial nodular hyperplasia in cats. **Parasites & Vectors**. v.12n. p.349, 2019.

YANG, Y.; LIANG, H. Prevalence and Risk Factors of Intestinal Parasites in Cats from China. **BioMed Research International**. 2015.

YASUDA, F.; HASHIGUCHI, J.; NISHIKAWA, H.; WATANABE, S. Estudos sobre a história de vida de *Dipylidium caninum* (Linnaeus 1758). **Bull Nippon Vet Zootech Coll**. n.17. p.27–32, 1971.