

**UNIVERSIDADE FEDERAL DO TOCANTINS
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE ARAGUAÍNA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SANIDADE ANIMAL E SAÚDE
PÚBLICA NOS TRÓPICOS**

MARIA CIRLENE GOMES DE OLIVEIRA SOBRAL

**INFECCÕES POR PARASITOS GASTRINTESTINAIS EM GATOS DOMÉSTICOS
DE ARAGUAÍNA, TOCANTINS**

**ARAGUAÍNA
2017**

MARIA CIRLENE GOMES DE OLIVEIRA SOBRAL

**INFECCÕES POR PARASITOS GASTRINTESTINAIS EM GATOS DOMÉSTICOS
DE ARAGUAÍNA, TOCANTINS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Sanidade Animal e Saúde Pública nos Trópicos da Universidade Federal do Tocantins, para a obtenção do título de Mestre.

Orientadora: Prof^ª. Dr^ª. Helcileia Dias Santos

**ARAGUAÍNA
2017**

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal do Tocantins

- S677i Sobral, Maria Cirlene Gomes de Oliveira.
 Infecções por parasitos gastrintestinais em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins. / Maria Cirlene Gomes de Oliveira Sobral. – Araguaína, TO, 2017.
 65 f.
 Dissertação (Mestrado Acadêmico) - Universidade Federal do Tocantins – Câmpus Universitário de Araguaína - Curso de Pós-Graduação em Sanidade Animal e Saúde Pública nos Trópicos, 2017.
 Orientadora : Helcileia Dias Santos Santos
 1. Prevalência. 2. Fatores de risco. 3. Parasitoses. 4. Felino. I. Título
- CDD 636.089**
-

TODOS OS DIREITOS RESERVADOS – A reprodução total ou parcial, de qualquer forma ou por qualquer meio deste documento é autorizado desde que citada a fonte. A violação dos direitos do autor (Lei nº 9.610/98) é crime estabelecido pelo artigo 184 do Código Penal.

Elaborado pelo sistema de geração automática de ficha catalográfica da UFT com os dados fornecidos pelo(a) autor(a).

MARIA CIRLENE GOMES DE OLIVEIRA SOBRAL

**INFECCÕES POR PARASITOS GASTRINTESTINAIS EM GATOS DOMÉSTICOS
DE ARAGUAÍNA, TOCANTINS**

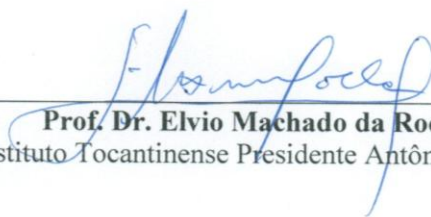
Dissertação apresentada ao curso de Mestrado em Sanidade Animal e Saúde Pública nos Trópicos da Universidade Federal do Tocantins, para obtenção do título de Mestre na Área de Concentração Sanidade Animal e Saúde Pública.

Aprovada em: 17/08/2017

BANCA EXAMINADORA



Prof.ª Dr.ª Helcileia Dias Santos
Universidade Federal do Tocantins



Prof. Dr. Elvio Machado da Rocha
Instituto Tocantinense Presidente Antônio Carlos



Prof. Dr. Fabiano Mendes de Cordova
Universidade Federal do Tocantins

Dedico este trabalho a Deus, fonte de
inspiração e amor. Aos meus pais, ao meu
esposo e aos meus amados irmãos.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus fonte de todas minhas forças e provedor de minhas necessidades.

Aos meus pais, João Hilário e Maria Itamar, por todo amor, motivação e por sonhar meus sonhos.

Aos meus irmãos, Antonio, Girlene e Rafael, por toda compreensão, carinho e incentivo.

À Divina Amorim e meus irmãos, Railson, Renilson, Rafael e Jheime Rayslanne por todo carinho apesar do pouco convívio.

Aos meus sobrinhos, Kawan, Yasmin, Rodrigo, Yuri, Nathan e Elídia, por entenderem minha ausência e pelos infinitos momentos de alegria proporcionados.

A meu esposo, Robson Sobral, por toda compreensão e calma nos momentos difíceis de ansiedade, pela motivação e principalmente por todo amor.

Aos meus tios, em especial ao Jesus (tio Dado), por sempre acreditar em mim, por todo amor e carinho.

A toda família Gomes de Sales, pelos momentos de descontração e amor.

A toda família Sobral, pelo acolhimento e carinho.

As minhas amigas de longa data, Letícia de Moraes, Mariana Ferreira, Rozanne Carvalho e Alete Sousa, por toda amizade, carinho, força e compreensão.

As minhas amigas, Daniele de Mendonça, Jucy Rodrigues e Patrícia Vinhal, por todo incentivo, gestos de carinho e ajudas para conclusão deste trabalho.

A minha orientadora, Profª Drª. Helcileia Dias Santos, por toda paciência, incentivo e por aceitar ser minha orientadora nessa etapa de ensino, que me fez crescer profissionalmente e pessoalmente.

À técnica de Laboratório de Parasitologia-UFT, Drª. Samara Rocha Galvão, pela amizade, por me ajudar e ensinar os métodos de processamento das amostras. Sem sua ajuda e incentivo talvez não seria possível chegar até aqui.

Ao técnico de Laboratório de Parasitologia-UFT, Taiã Mairon, por toda ajuda, incentivo e prontidão sempre que foi preciso.

À Ronaira e Ruth, acadêmicas do curso de Medicina Veterinária-UFT, por me ajudarem no processamento das mostras mesmo com tantas outras responsabilidades. Obrigada meninas!

A minha amiga, Sebastiana Adriana, por todo incentivo e disponibilidade sempre que necessário. Você é muito especial!

Ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Sanidade Animal e Saúde Pública nos Trópicos-UFT, por todos os ensinamentos e incentivos.

Aos meus amigos de curso, Juliana, Isaura, Fabiana, Helane, Alessandro e Osmar por todos os momentos de estudos e descontrações. Vocês estão em meu coração.

A todos os animais, que tiveram sua vida sacrificada para que este estudo pudesse ser realizado.

A todos aqueles que contribuíram direto e indiretamente para que este sonho se concluísse. Meus eternos agradecimentos e apreço.

“Sobre tudo o que se deve guardar, guarda o teu coração, porque dele procedem as fontes da vida.”

Provérbios: 4:23.

RESUMO

O gato doméstico é acometido por parasitos gastrintestinais de importância na clínica médica veterinária e para a saúde pública. Desta forma é relevante o conhecimento da fauna parasitária destes animais nas diferentes regiões, considerando que características ambientais podem favorecer uma maior prevalência de determinadas parasitoses. Como não havia estudos sobre a fauna parasitária de gatos domésticos do estado do Tocantins, o objetivo deste estudo foi determinar o percentual de infecção, diversidade e intensidade de parasitismo por parasitos gastrintestinais em gatos domésticos recolhidos pelo Centro de Controle de Zoonoses de Araguaína, Tocantins, bem como avaliar o uso de diferentes técnicas no diagnóstico das parasitoses gastrintestinais e investigar possíveis fatores associados à infecção. O estudo foi realizado através da necropsia de 54 gatos de diferentes idades, machos e fêmeas e da realização das técnicas coproparasitológicas de sedimentação de Hoffman, Pons e Janer e flutuação de Sheather. Nas necropsias foram encontrados os nematódeos *Physaloptera praeputialis* parasitando o estômago e *Ancylostoma* spp. parasitando o intestino delgado. Os valores de percentual de infecção (PI), intensidade média (IM) e abundância média (AM) observados foram 22,2%, 9,7 e 2,1 e 81,5%, 66,3 e 54, respectivamente para *P. praeputialis* e *Ancylostoma* spp. O trematódeo *Platynosomum fastosum* foi encontrado parasitando os ductos biliares, com PI 33,3%, IM 151,7 e AM 50,5. Nos exames coproparasitológicos de 53 animais, foram identificados ovos de *Ancylostoma* spp. (77,4%), *P. fastosum* (30,2%) e *Toxocara* spp. (7,5%), cápsulas ovígeras de *Dipylidium caninum* (13,2%) e oocistos de *Cystoisospora* spp. (15,1%). Para o diagnóstico de cestódeos e trematódeos o método de exame coproparasitológico que demonstrou maior sensibilidade e especificidade foi o de sedimentação de Hoffman, Pons e Janer, 44,4% e 91,4, respectivamente. No diagnóstico de nematódeos o método de exame que apresentou maior sensibilidade, 68,2%, foi o de Hoffman, Pons e Janer e maior especificidade, 66,7%, foi o de flutuação de Sheather. Neste estudo, não foi encontrada associação entre as características individuais dos animais e infecção por helmintos gastrointestinais. Os resultados demonstram que os gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins são infectados por parasitos gastrintestinais, com predominância do gênero *Ancylostoma* spp., helminto causador da síndrome conhecida como larva *migrans* cutânea em seres humanos e este estudo faz o primeiro relato de infecção por *P. fastosum* em gatos domésticos da região norte do estado do Tocantins.

Palavras-chave: Prevalência; fatores de risco; parasitoses; felino; Tocantins.

ABSTRACT

The domestic cat is affected by gastrointestinal parasites of importance in the veterinary medical clinic and for public health. In this way the knowledge of the parasitic fauna of these animals in the different regions is relevant, considering that environmental characteristics can favor a greater prevalence of certain parasitoses. As there were no studies on the parasitic fauna of domestic cats in the State of Tocantins, the objectives of this study was to determine the percentage of infection, diversity and intensity of parasitism by gastrointestinal parasites in domestic cats collected by the Araguaína Zoonoses Control Center, Tocantins; to evaluate the use of different techniques in the diagnosis of gastrointestinal parasitoses and to investigate possible factors associated with the infection. The study was performed through the necropsy of 54 cats of different ages, males and females, and the coproparasitological techniques of sedimentation by Hoffman, Pons and Janer and Sheather flotation. In the necropsies were found the nematodes *Physaloptera praeputialis* parasitizing the stomach and *Ancylostoma* spp. parasitizing the small intestine. The percentage of infection (PI), mean intensity (MI) and average abundance (AM) observed were 22,2%, 9,7 and 2,1 and 81,5%, 66,3 and 54, respectively, for *P. praeputialis* and *Ancylostoma* spp. The *Platynosomum fastosum* trematode was found parasitizing the bile ducts, with PI 33,3%, IM 151,7 and AM 50,5. In the coproparasitological examinations of 53 animals, eggs of *Ancylostoma* spp. (77,4%), *P. fastosum* (30,2%) and *Toxocara* spp. (7,5%) were identified, ovigerous capsules of *Dipylidium caninum* (13,2%), and oocysts of *Cystoisospora* spp. (15,1%). For the diagnosis of cestodes and trematodes, the method of coproparasitological examination that demonstrated greater sensitivity and specificity was the sedimentation of Hoffman, Pons and Janer, 44,4% and 91,43, respectively. In the diagnosis of nematodes, the method of examination that presented the highest sensitivity, 68,18%, was that of Hoffman, Pons and Janer and greater specificity, 66,67%, was Sheather flotation. In this study, no association was found between the individual characteristics of the animals and infection by gastrointestinal helminths. The results show that the domestic cats of the city of Araguaína, Tocantins are infected by gastrointestinal parasites, predominantly of the genus *Ancylostoma* spp., helminth that causes the syndrome known as cutaneous larva *migrans* in humans and makes the first report of *P. fastosum* infection in domestic cats of the northern region of the state of Tocantins.

Keywords: Prevalence; risk factors; parasitoses; feline; Tocantins.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1.** Ovos de parasitos gastrintestinais observados em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins. **A-** Ovo de *Ancylostoma* spp. **B-** Ovo de *Platynosomum fastosum* **C-** Ovo de *Toxocara* spp. **D-** Oocisto de *Cystoisospora* spp..... 35

LISTA DE TABELAS

| | | |
|------------------|---|----|
| Tabela 1. | Indicadores de infecção e parasitos encontrados à necropsia de 54 gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins, 2016..... | 32 |
| Tabela 2. | Resultados dos testes coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e do teste de Sheather no diagnóstico de parasitos gastrintestinais em 53 amostras de fezes de gatos de Araguaína, Tocantins, 2016..... | 36 |
| Tabela 3. | Sensibilidade e especificidade dos métodos coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e do teste de Sheather no diagnóstico de cestódeo e trematódeo em gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins, 2016..... | 39 |
| Tabela 4. | Sensibilidade e especificidade dos métodos coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e do teste de Sheather no diagnóstico de nematódeos em gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins, 2016..... | 39 |
| Tabela 5. | Associação de características individuais com a infecção por parasitos gastrintestinais em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins, 2016..... | 40 |

SUMÁRIO

| | | |
|----------|--|-----------|
| 1 | INTRODUÇÃO..... | 12 |
| 2 | REVISÃO DE LITERATURA..... | 14 |
| 2.1 | INFECCÃO POR TREMATODA E CESTODA..... | 14 |
| 2.1.1 | <i>Platynosomum fastosum</i> | 14 |
| 2.1.2 | <i>Dipylidium caninum</i> | 15 |
| 2.2 | INFECCÃO POR NEMATODA..... | 16 |
| 2.2.1 | <i>Ancylostoma braziliense</i> e <i>Ancylostoma caninum</i> | 16 |
| 2.2.2 | <i>Physaloptera</i> spp..... | 18 |
| 2.2.3 | <i>Toxocara cati</i> | 19 |
| 2.2.4 | <i>Toxascaris leonina</i> | 20 |
| 2.2.5 | <i>Trichuris serrata</i> e <i>Trichuris campanula</i> | 21 |
| 2.3 | INFECCÃO POR PROTOZOÁRIOS..... | 22 |
| 2.3.1 | <i>Cystoisospora</i> spp..... | 22 |
| 2.3.2 | <i>Toxoplasma gondii</i> e <i>Sarcocystis</i> spp..... | 23 |
| 2.3.3 | <i>Cryptosporidium</i> spp..... | 25 |
| 2.4 | MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO EM GATOS DOMÉSTICOS..... | 26 |
| 3 | MATERIAL E MÉTODOS..... | 28 |
| 3.1 | LOCAL DO ESTUDO..... | 28 |
| 3.2 | ANIMAIS UTILIZADOS NO ESTUDO..... | 28 |
| 3.3 | COLETA E IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS..... | 28 |
| 3.4 | EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS..... | 29 |
| 3.4.1 | Método de Hoffman, Pons e Janer..... | 30 |
| 3.4.2 | Método de Sheather..... | 30 |
| 3.5 | ANÁLISE ESTATÍSTICA..... | 30 |
| 4 | RESULTADOS E DISCUSSÃO..... | 32 |
| 5 | CONCLUSÕES..... | 42 |
| | REFERÊNCIAS | 43 |

1 INTRODUÇÃO

Os parasitos gastrintestinais têm grande importância na clínica médica de animais de estimação e uma ampla variedade tem sido descrita em gatos domésticos em várias partes do mundo, principalmente *Ancylostoma* Dubine, 1843, *Dipylidium caninum* Linnaeus, 1758, *Toxocara cati* Schrank, 1788, e *Trichuris* spp. Roeder, 1761 (FUNADA et al., 2007; MONTEIRO et al., 2016; RIBEIRO, 2015; TRAVERSA, 2011).

Segundo um levantamento realizado em 2013 pelo IBGE (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística), em relação à presença de gatos nos domicílios, foi estimado que 17,7% (11,5 milhões) dos domicílios possuíam pelo menos um gato. A região Norte apresentou uma proporção de 22,7% e a população de gatos em domicílios brasileiros foi estimada em 22,1 milhões, o que representa aproximadamente 1,9 gato doméstico por domicílio (IBGE, 2015).

Estudos já comprovaram que o convívio das pessoas com os animais de estimação pode resultar em benefícios para o homem, como diminuição da pressão sanguínea e redução na ocorrência de doenças cardíacas, além de outras melhorias fisiológicas, psicológicas e sociais (COLEMAN et al., 2008; DOTSON; HYATT, 2008; LIMA; LUNA, 2012; MACHADO et al., 2008). Portanto o cuidado com a saúde destes animais deve ser uma preocupação do proprietário e das autoridades sanitárias, para que danos à saúde humana sejam evitados, principalmente no que tange a transmissão de agentes patógenos que se configuram como zoonoses.

Estudos realizados em várias regiões brasileiras relataram a ocorrência de *Ancylostoma* spp., *D. caninum*, *Trichuris* spp., *Toxocara* spp., *Physaloptera praeputialis* von Linstow, 1889, *Platynosomum fastosum* Loos, 1907, *Toxoplasma gondii* Nicolle; Manceaux, 1909 e *Cystoisospora* spp. Frenkel, 1977 em gatos domésticos (DALL et al., 2010; DANTAS-TORRES; OTRANTO, 2014). Na região Norte já foram observados parasitando felinos domésticos *Ancylostoma* spp. e *Cystoisospora* spp. (PEREIRA, N. et al., 2012).

Entre os parasitos de felinos com importância em saúde pública, destacam-se o *Ancylostoma* spp., que pode causar em humanos a larva *migrans* cutânea, *Cryptosporidium* Tyzzer, 1907, que se desenvolve no intestino dos animais e pode causar doença intestinal grave em humanos, *T. gondii*, responsável por causar abortos, cegueiras entre outras patologias em humanos, *D. caninum*, que pode causar quadros de prurido anal e diarreia no homem (OLIVEIRA; FAGUNDES; BIAZOTTO, 2008) e o parasito *Toxocara* spp. responsável pela síndrome da larva *migrans* visceral (FUKAE et al., 2012).

A maioria dos gatos, embora cercados de cuidados em seu domicílio, como por exemplo fornecimento de alimento à vontade, procura o ambiente externo para saciar seus instintos de predador, eliminando suas fezes em praças, jardins e outros locais de lazer, favorecendo a contaminação do solo e expondo outros animais e seres humanos a agentes patogênicos com grande potencial zoonótico (SANTAREM; BIN; SILVA, 2012; SOUSA et al., 2010).

Na cidade de Araguaína, estado do Tocantins, é comum se observar nas ruas animais errantes frequentando praças públicas e áreas de lazer, problema este causado pelo abandono dos animais e/ou posse irresponsável dos mesmos, sendo ainda desconhecido quais os tipos de parasitos presentes em gatos domésticos desta região e qual o impacto para a saúde pública.

Os métodos utilizados para diagnóstico das parasitoses em felinos são variados, a depender principalmente da localização do parasito adulto e de suas formas evolutivas, existindo métodos simples como o exame direto de amostras de excretas e tecidos até métodos mais avançados, que requerem equipamentos mais especializados (LACORCIA et al., 2009; TRAVERSA et al., 2008). Todos possuem suas vantagens e desvantagens, cabendo ao médico veterinário indicar o melhor método em cada suspeita clínica.

Assim, é importante o levantamento da fauna parasitária de felinos domésticos de uma região, bem como a avaliação e aprimoramento das técnicas de diagnóstico utilizadas, buscando fornecer dados que possam auxiliar na adoção de medidas de tratamento e controle das parasitoses nestes animais e na tomada de decisões relacionadas às ações destinadas a prevenção de zoonoses transmitidas por felinos.

O objetivo deste estudo foi determinar o percentual de infecção, diversidade e intensidade de parasitos gastrintestinais em gatos domésticos recolhidos pelo Centro de Controle de Zoonoses de Araguaína, Tocantins, bem como avaliar o uso de diferentes técnicas no diagnóstico de parasitoses gastrintestinais em gatos domésticos e verificar possíveis fatores associados à infecção.

2 REVISÃO DE LITERATURA

No trato gastrointestinal e glândulas anexas de felinos são encontradas várias espécies de helmintos e protozoários, que podem provocar importantes alterações clínicas nos animais. Algumas parasitoses gastrintestinais de felinos constituem-se em zoonoses e são de importância em saúde pública, considerando o frequente acometimento de crianças e adultos, por meio de penetração ativa de larvas e/ou ingestão de ovos e oocistos eliminados juntamente com as fezes dos animais.

As parasitoses mais constantemente relatadas em felinos domésticos no Brasil são platinosomose, dipilidiose, ancilostomose, toxocaríase, cistoisosporose e toxoplasmose. Sarcosporidiose e criptosporidiose são infecções pouco relatadas, no entanto de grande importância em saúde pública.

2.1 INFECÇÃO POR TREMATODA E CESTODA

2.1.1 *Platynosomum fastosum*

Platynosomum fastosum, *Platynosomum concinnum* e *Platynosomum illiciens*, são considerados sinônimos e todos afetam o fígado, vesícula biliar e ductos biliares de gatos, causando platinosomose, também conhecida como “envenenamento por lagarto”, que é uma doença hepática comum em gatos (LENIS; NAVARRO; VELEZ, 2009; JESUS et al., 2015; RAMOS et al., 2017). Ocasionalmente o parasito pode ser encontrado no intestino delgado, ductos pancreáticos e pulmão de gatos domésticos (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008; MICHAELSEN et al., 2012).

Este trematódeo é encontrado em regiões tropicais e subtropicais (LENIS; NAVARRO; VELEZ, 2009) e já foi relatado na América do Sul, América do Norte, Ásia, África, Oceania, Ilhas do Pacífico e Caribe (BASU; CHARLES, 2014).

Mundialmente, a prevalência de *P. fastosum* está em torno de 15% a 81% (ASH, 1962; LEAN; WALKER, 1963), no Brasil a prevalência de platinosomose em gatos varia entre 1,07 a 61,54% (AZEVEDO, 2008; GENNARI et al., 1999).

Morfologicamente *Platynosomum* spp. é caracterizado por possuir, em média, 2,8 a 6,8 mm de comprimento e 0,85 a 2,6 mm de largura com corpo achatado, elipsóide ou ovóide (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008). Lenis; Navarro; Velez (2009) em seu relato sobre o primeiro caso de *P. illiciens* em gatos domésticos na Colômbia, descreveu o parasito por

possuir tegumento sem espinhos, o corpo mais largo a nível dos testículos e com extremidades delgadas; ventosa oral presente e esôfago curto; cecos intestinais laterais e delgados que alcançam o terço posterior do corpo; testículos paralelos e com discretas lobulações; ovários lobulados ou redondos; útero entre os cecos e com circunvoluções na porção posterior do corpo.

A maioria dos gatos parasitados por *P. fastosum* não apresentam sinais clínicos, porém, principalmente em casos de elevada carga parasitária, são observados anorexia, vômito, letargia, icterícia, perda de peso, hepatomegalia, distensão abdominal, sialorreia, petéquias, equimoses e diarreia (CARREIRA et al., 2008; GAVA et al., 2015; SOUSA-FILHO et al., 2015).

A principal forma de diagnóstico é a visualização de ovos marrons e operculados em exames coproparasitológicos, principalmente através de técnicas de sedimentação como a técnica de Hoffman, Pons e Janer e o teste de sedimentação em formol-éter (JESUS et al., 2015; MICHAELSEN et al., 2012). Técnicas de flutuação também são utilizadas, embora com menor sensibilidade (SOLDAN; MARQUES, 2011; SOUZA-DANTAS et al., 2007). Exames complementares de ultrassonografia, radiografia, perfil bioquímico e hemograma podem ser associados para confirmação do parasitismo (SOUZA-FILHO et al., 2015).

É importante a realização de diagnóstico diferencial desta enfermidade com lipidose hepática, pancreatite aguda, doença hepatobiliar inflamatória, além de colangite e conlangiohepatite (SOLDAN; MARQUES, 2011; CARREIRA et al., 2008).

A platinosomose felina possui tratamento, sendo preconizado o uso do anti-helmíntico Praziquantel, principalmente para animais adultos (maiores de 2 anos), já que os mesmos apresentam maior probabilidade de serem infectados (RAMOS et al., 2017). Ainda não se sabe a dose efetiva e o tempo correto do tratamento, no entanto, Shell et al. (2015) ao instituir uma dose única de 5,75 mg/ kg, via oral, com reforço após 10 semanas, observaram através de testes coproparasitológicos em série, decréscimo progressivo e sucessivo, até zerar a contagem de ovos.

2.1.2 *Dipylidium caninum*

Dipylidium caninum é um cestódeo com distribuição mundial, parasito do intestino delgado de cães, gatos e canídeos selvagens, com casos raros registrados em humanos, onde podem ocorrer principalmente em crianças, devido ao hábito de levar objetos e mãos à boca e

pelo convívio próximo a cães e gatos (AGUDO; MARTOS; IGLESIAS, 2014; CABELLO et al., 2011; EAST, 2013; NARASIMHAM et al., 2013; VIEIRA et al., 2012).

Morfologicamente, *D. caninum* possui rostró armado com 4 a 7 coroas de acúleos em forma de espinhos de roseira. Quando adultos, medem de 20 a 60 cm de comprimento por 2 a 4 mm de largura, suas proglótides tem formato de semente de pepino ou de grão de arroz, possuem poro genital duplo e produzem cápsulas ovíferas (MONTEIRO, 2010).

As pulgas de cães e gatos, *Ctenocephalides canis* e *Ctenocephalides felis*, a pulga *Pulex irritans* (homem) e o piolho *Trichodectes canis* (cão) são os hospedeiros intermediários de *D. caninum*, os quais se infectam ao ingerirem proglótides grávidas do cestódeo (AGUDO; MARTOS; IGLESIAS, 2014; CABELLO et al., 2011).

O diagnóstico em felinos pode ser realizado através da constatação de um segmento do parasita na região do períneo ou a visualização da cápsula ovífera nos exames coproparasitológicos (TAYLOR; COOP; WAL, 2010).

A zoonose causada por *D. caninum*, também é conhecida como dipilidiose, ocorre quando há a ingestão acidental de pulgas infectadas ou outros hospedeiros intermediários e os sintomas apresentados são prurido anal, diarreia ou desconforto abdominal, podendo também ser assintomática (NARASIMHAM et al., 2013; MONTEIRO, 2010).

No Brasil, já houve relatos de dipilidiose em humanos, no estado de Goiás (MAIA et al., 1991) e em Minas Gerais (LEMOS; OLIVEIRA, 1985; MARINHO; NEVES, 1979).

Considerando os dados relatados em alguns estudos realizados em gatos domésticos no Brasil, as prevalências de *D. caninum* são de 21,6% em Minas Gerais (COELHO et al., 2009), 1,7% no Rio Grande do Sul (AGNOL, et al., 2010), 1,6% e 5,26% no Paraná (FERREIRA, et al, 2013; LEITE, 2012), 0,88% em um estudo envolvendo vários municípios de Pernambuco (MONTEIRO et al., 2016) e 3,42% em Mato Grosso (RAMOS et al., 2013). Em outros países, a prevalência de *D. caninum* em gatos domésticos possui uma ampla variação, observando-se de 0,14% a 68,1% (ARBABI; HOOSHYAR, 2009; JITTAPALAPONG et al., 2007).

2.2 INFECÇÃO POR NEMATODA

2.2.1 *Ancylostoma braziliense* e *Ancylostoma caninum*

Parasitas encontrados comumente no intestino delgado de gatos e cães (CAMPILO et al., 2016). Esses nematódeos possuem distribuição cosmopolita, com predileção por regiões

de clima tropical e subtropical (DE MELLO et al., 2014). No Brasil já foram relatados parasitando animais domésticos em todas as regiões brasileiras (AGNOL et al., 2010; MONTEIRO et al., 2016; PEREIRA, N. et al., 2012; RAMOS et al., 2013; SOUZA-DANTAS et al., 2007).

Devido ao seu potencial zoonótico, são geo-helminhos com grande importância em saúde animal e saúde pública, pois a infecção humana por larvas destes helmintos, provoca a larva *migrans* cutânea (BRAGA et al., 2011; FERNANDES et al., 2012), doença que ocorre com frequência no Caribe e nas Américas e é considerada endêmica em países de clima tropical e subtropical (BRENNER; PATEL, 2003), com registros esporádicos na Europa e Ásia (PERUCA; LANGONI; LUCHEIS, 2009).

No Brasil a larva *migrans* cutânea também é conhecida como “bicho-geográfico” e o homem adquire a infecção quando entra em contato com terrenos arenosos contaminados com fezes contendo larvas destes helmintos (BOWMAN et al., 2010; CAMPILO et al., 2016; OLIVEIRA; FAGUNDES; BIAZOTTO, 2008). Métodos de prevenção e controle de geo-helminhos, como tentativa de redução da contaminação ambiental através do tratamento dos animais, são de extrema importância para diminuir os casos de larva *migrans* em humanos (FRASSY et al., 2010).

Em estudos de prevalência realizados no Brasil já foram relatados percentual de infecção em gatos domésticos de 2,9% (STALLIVIERE et al., 2009) a 87,5% (LEAL et al., 2015), em cidades das regiões Sul e Sudeste, respectivamente. Ramires-Barrios et al. (2008) relataram 29,7% de prevalência em gatos na Venezuela, Cantó et al. (2013) relataram 2,5 % no México e Echeverry; Giraldo; Castaño (2012) encontraram prevalência de 7,4% na Colômbia. Os ancilostomídeos também são relatados com prevalência de 44,4%, 83,3% e 9,7% em países da Europa, Ásia e África, respectivamente (KNAUS et al., 2011; LIU et al., 2013; NYAMBURA-NJUGUNA et al., 2017).

Morfologicamente, *A. caninum* possui cápsula bucal subglobular com 3 pares de dentes na face ventral, sendo um par de dentes grandes e os outros dois pequenos. Os machos medem em torno de 12 mm de comprimento e com bolsa copuladora bem desenvolvida, fêmeas possuem de 15-20 mm de comprimento, esôfago claviforme e bem musculoso. *Ancylostoma braziliense* possui cápsula bucal subglobular profunda com dois pares de dentes, sendo um grande e outro pequeno, o esôfago é claviforme e bem musculoso, os machos medem cerca de 7,5 mm e possui bolsa copuladora com dois espículos de tamanho médio, as fêmeas medem de 9-10 mm (MONTEIRO, 2010; VICENTE et al., 1997).

Os sinais clínicos em animais parasitados por *Ancylostoma* spp. são mais severos em animais jovens sendo a diarreia sanguinolenta, fraqueza, anemia e perda de peso os mais frequentes, já os animais adultos geralmente são assintomáticos (OLIVEIRA; FAGUNDES; BIAZOTTO, 2008).

O diagnóstico de ancilostomídeos em animais pode ser realizado através de técnicas coproparasitológicas que identifiquem os ovos nas fezes, tais como técnicas de sedimentação fecal (BRAGA et al., 2011) e de centrífugo-flutuação utilizando soluções saturadas de sulfato de zinco, açúcar ou sal (AGNOL, et al., 2010; LEAL et al.; 2015; STALLIVIERE et al., 2009).

2.2.2 *Physaloptera* spp.

As espécies de *Physaloptera* spp. são encontradas no esôfago, estômago e intestino delgado, os nematódeos adultos se alimentam por hematofagia e vivem aderidos à mucosa dos órgãos onde habitam (QUADROS, et al., 2014).

São conhecidas no Brasil aproximadamente 13 espécies do gênero *Physaloptera* spp. e no mundo já foram relatadas 102 espécies do gênero, sendo 2 de anfíbios, 9 de répteis, 24 de aves e 67 de mamíferos (PEREIRA, F. et al., 2012).

Physaloptera praeputialis e *P. rara* são as espécies descritas em gatos domésticos, possuem distribuição mundial e morfologicamente se diferem pelo fato de *P. rara* não ter bainha sobre a parte posterior do corpo tanto em machos como nas fêmeas (TAYLOR; COOP; WAL, 2010).

A infecção do gato ocorre através da ingestão de hospedeiros intermediários, tais como, besouros, baratas, grilos ou hospedeiros paratênicos como sapos, camundongos, cobras e pássaros (NELSON; COUTO, 2010).

Como se alimentam por hematofagia, ficam aderidos à mucosa gástrica do hospedeiro definitivo, causando ulceração, congestão e edema (NAEM; ASADI, 2013).

O diagnóstico é baseado nos sinais clínicos e no achado de ovos nas fezes durante exames coproparasitológicos (TAYLOR; COOP; WAL, 2010). No entanto, o diagnóstico coproparasitológico é dificultado pelo fato dos ovos serem incolores e transparentes, tornando difícil a sua visualização e provocando subestimação de dados em estudos de prevalências (LABARTHE et al., 2004).

Casos de *Physaloptera* spp. em humanos são raros, existindo pelo menos 82 casos descritos, e a convivência com gatos domésticos não é considerado um fator de risco

importante, já que o ser humano se infecta por ingestão acidental de artrópodes infectados (NAEM; FARSHID; MARAND, 2006; MOHAMADAIN; AMMAR, 2012). Em humanos a infecção pode provocar náuseas e diarreia (MAKKI et al., 2017).

No Brasil, em estudos sobre prevalência de helmintos em gatos domésticos, já foram observadas prevalências de 1,06% no Paraná (FERREIRA et al., 2013) e 2,05% no Mato Grosso (RAMOS, et al., 2013). Em outros países da América do Sul, foram relatadas prevalências de 3,3% (CANTÓ et al., 2013) a 6,3% (RAMIREZ-BARRIOS et al., 2008) em gatos domésticos.

2.2.3 *Toxocara cati*

Os felinos são hospedeiros definitivos de *Toxocara cati*, parasita do intestino delgado de felinos (FUKAE et al., 2012; MACPHERSON, 2013; TAYLOR; COOP; WAL, 2010).

Morfologicamente, *T. cati* pode ser reconhecido por possuir asa cervical larga e curta, esôfago claviforme, boca com três lábios, presença de ventrículo esofagiano, sendo que o tamanho médio dos machos é de 3 cm e das fêmeas de 4 a 12 cm (MONTEIRO, 2010; VICENTE, 1997).

O ciclo biológico de *T. cati* pode ser migratório quando há ingestão de ovos larvados presentes no ambiente e não migratório quando ocorre a transmissão transmamária ou ingestão de hospedeiros paratênicos como roedores e pássaros infectados (DE MOURA et al., 2011; OVERGAAUW; vanKNAPEN, 2013).

A maioria dos animais parasitados é assintomática, porém animais com intenso parasitismo apresentam diarreia, retardo no desenvolvimento, distensão abdominal e pelagem opaca (SANTAREM et al., 2009).

Um dos fatores importantes na infecção de animais domésticos por *Toxocara* spp. é o hábito de comer carnes cruas ou de caça provenientes de aves, mamíferos e roedores considerados hospedeiros paratênicos do helminto (SANTAREM; BIN; SILVA, 2012).

O homem funciona como hospedeiro paratênico, ou seja, o parasito não alcança a fase adulta, no entanto, as larvas podem sobreviver por longos períodos, realizando migrações e se encistando em órgãos e tecidos (FRASSY et al., 2010; SOUZA et al., 2011), ocasionando as síndromes larva *migrans* visceral, larva *migrans* ocular e toxocaríase oculta ou encoberta (McGUINNESS; LEDER, 2014; OVERGAAUW; vanKNAPEN, 2013; STRUBE; HEUER; JANECEK, 2013).

De forma geral a infecção humana por *Toxocara* spp., ocorre de maneira acidental e se dá pela ingestão de ovos embrionados presentes no solo, vegetais e legumes mal lavados, além de ingestão de carnes ou vísceras mal cozidas que estejam contaminadas (RASSIER, et al., 2013; SCHIMIDT; CEZARO, 2016). A síndrome ocorre com maior frequência em crianças de 1 a 3 anos de idade, devido a hábitos comportamentais tais como, geofagia, recreação em ambientes com caixa de areia e contato íntimo com animais (CARVALHO; ROCHA, 2011; OVERGAAUW; vanKNAPEN, 2013).

A infecção de *T. cati* ocorre com maior frequência em animais jovens, possivelmente devido à resistência desenvolvida em animais adultos (PIVOTO et al., 2013). O diagnóstico é feito rotineiramente pela detecção de ovos característicos nas fezes através de técnicas de sedimentação e centrífugo-flutuação (OVERGAAUW; vanKNAPEN, 2012).

No Brasil, já foram relatadas prevalências de *Toxocara* spp. em gatos domésticos de 5,9% (LORENZINI; TASCA; CARLI, 2007) e 18,8% (PIVOTO et al., 2013) no Rio Grande do Sul e de 6,1% em São Paulo (FUNADA, et al., 2007).

Estima-se que há cerca de 10 milhões de pessoas infectadas em todo o mundo, com maior índice nas áreas rurais (POULSEN et al., 2015). No Brasil, a soroprevalência de toxocaríase humana varia entre 12,1% a 54,8% (COELHO et al., 2005; FIGUEIREDO et al., 2005).

2.2.4 *Toxascaris leonina*

O *Toxascaris leonina* é um nematoda parasito do intestino delgado de gatos, cães e raposas (KNAUS et al., 2014). Possui distribuição geográfica mundial (CHO et al., 2009) e potencial zoonótico semelhante a *T. cati* (LIU et al., 2014; PAWAR et al., 2012).

Os gatos se infectam ao ingerir ovos larvados presentes no ambiente ou por ingestão de hospedeiros paratênicos e geralmente a doença se apresenta de forma assintomática, no entanto, com elevada carga parasitária, os animais podem apresentar distúrbios digestivos, distensão abdominal e emagrecimento (TAYLOR; COOP; WAL, 2010). A infecção ocorre em gatos de todas as idades, porém animais jovens têm maior probabilidade de serem acometidos por infecções causadas por *T. leonina* (CAPÁRI et al., 2013; McGLADE et al., 2003).

Este parasito também pode causar, mesmo que raramente, a síndrome larva *migrans* visceral no homem (KANG et al., 2013) e os sinais clínicos observados na infecção são

inespecíficos, tais como, hepatomegalia, febre intermitente, perda de peso, diminuição do apetite e tosse persistente, além de asma, pneumonia e hipereosinofilia (CHO et al., 2009).

A infecção dos hospedeiros ocorre através da ingestão de água e alimentos contaminados com fezes de gatos, contendo os ovos larvados de *T. leonina*. Pode ocorrer também infecção direta por contaminação das mãos e por ingestão de areia contendo larva ou ovos infectados (CARVALHO; ROCHA, 2011).

O parasito adulto pode ser identificado morfológicamente por possuir cabeça elíptica, com grandes asas cervicais estreitas, boca trilabiada e esôfago sem bulbo, o macho pode medir até 7 cm de comprimento e tem cauda simples, já as fêmeas podem alcançar até 10 cm (TAYLOR; COOP; WAL, 2010).

O diagnóstico é realizado através da constatação de ovos em exames coproparasitológicos de flutuação ou sedimentação, sendo indicado principalmente o métodos de flutuação, por apresentarem maior sensibilidade (MONTEIRO, 2010).

Em gatos domésticos já foram relatadas prevalências de *T. leonina* de 8,32% em Alenxandria-Egito (EL-SEIFY et al., 2017); 7,3% no Rio de Janeiro (SERRA; UCHÔA; COIMBRA, 2003) e 16,7% em Buenos Aires-Argentina (CARDILLO; ROSA; SOMMERFELT, 2008).

2.2.5 *Trichuris serrata* e *Trichuris campanula*

Parasito de distribuição mundial, *Trichuris* spp. pode ser encontrado no ceco e colón de cães, suínos, gatos e seres humanos, dentre outros (TAYLOR; COOP; WAL, 2010).

A espécie *T. suis* tem potencial zoonótico estabelecido, no entanto as espécies encontradas em gatos domésticos (*T. serrata* e *T. campanula*) carecem de mais estudos para verificar se também possuem essa característica (KETZIS et al., 2015).

Os adultos do parasito possuem extremidade anterior simples e mais afilada que a posterior, os machos possuem de 2 a 4 cm de comprimento e as fêmeas de 3 a 7 cm, a porção posterior do macho possui um espículo envolvido por uma bainha, dando o aspecto de prepúcio (MONTEIRO, 2010).

Os gatos e os seres humanos se infectam ao ingerirem os ovos embrionados de *Trichuris* spp. presentes na água e alimentos contaminados, uma vez que os mesmos podem permanecer viáveis no meio ambiente por até um ano (AIRES et al., 2008).

Quando ocorre a infecção por um número elevado de exemplares do parasito, o hospedeiro pode apresentar diarreia sanguinolenta e distensão abdominal, além de prolapso retal, mais comum em animais jovens (TAYLOR; COOP; WAL, 2010).

O diagnóstico pode ser realizado através da constatação de ovos nas fezes, utilizando o método de Willis, que consiste em flutuação em solução salina e o método de sedimentação de Hoffman (LEITE et al., 2006).

No Brasil, o parasito é pouco relatado em gatos domésticos, destacando-se os trabalhos de Stalliviere et al. (2009) e Monteiro et al. (2016), que observaram prevalência de 1,4% e 1,7% em gatos da região Sul e Nordeste, respectivamente. Outros estudos sobre parasitos gastrintestinais em gatos domésticos, relatam uma prevalência de 10,9% de *Trichuris* spp. na Venezuela (RAMIREZ-BARRIOS et al., 2008) e de 16,7% em gatos errantes de St. Kitts na América do Norte (KETZIS et al., 2015).

2.3 INFECÇÃO POR PROTOZOÁRIO

2.3.1 *Cystoisospora* spp.

As espécies de *Cystoisospora* que parasitam felinos domésticos e selvagens habitam o intestino delgado, ceco e cólon e são *C. felis* e *C. rivolta*, as quais causam a doença denominada coccidiose ou cistoisporose (PETRY et al., 2011). Primatas não humanos, cães suínos, raposas, dentre outros vertebrados também podem ser acometidos por este gênero (NEIRA-OTELLO et al., 2010).

A infecção em felinos se dá através da ingestão de oocistos esporulados presentes na água ou alimentos contaminados, ou em tecidos de hospedeiros intermediários infectados (VASCONCELOS et al., 2008).

Os sinais clínicos geralmente são ausentes, porém em animais jovens ou mal nutridos, pode ocorrer diarreia mucóide ou sanguinolenta e desenvolvimento retardado, devido a má absorção de nutrientes (BARUTZKI; SCHAPER, 2013a; MARTINEZ-MORENO et al., 2007).

O diagnóstico é feito pela constatação de oocistos nas fezes através de métodos de flutuação, devido à maior sensibilidade no diagnóstico (LEAL et al., 2015). Estes protozoários são sensíveis a drogas do grupo das sulfonamidas, que geralmente são utilizadas no tratamento (LOSS; LOPES, 1997).

Cystoisospora belli é o responsável por causar a infecção em humanos, quando o mesmo ingere água ou alimentos contaminados, no entanto, o principal meio de transmissão é a fecal-oral, estando estritamente relacionado às condições de saneamento básico precário (NEIRA-OTELLO et al., 2010). Tanto adultos como crianças podem ser acometidos, no entanto a frequência é maior em pessoas imunocomprometidas, causando um quadro de diarreia grave podendo levar ao óbito (PEREIRA et al., 2009).

Em gatos domésticos no Brasil, já foi relatada prevalência de 3,1% no Rio Grande do Sul (PIVOTO, et al., 2013), 11,64% no Paraná (FERREIRA, et al., 2013) e 7% no Maranhão (SILVA et al., 2017). Na Europa, foi relatada prevalência de 5,3% (MIRCEAN; TITILINCU; VASILE, 2010).

2.3.2 *Toxoplasma gondii* e *Sarcocystis* spp.

A família Sarcocystidae se subdivide em duas sub-famílias a *Toxoplasmatinae* e a *Sarcocystinae*, as quais possuem os protozoários *Toxoplasma gondii* e *Neospora* spp. e *Sarcocystis* Lankester, 1882, respectivamente (MUGDRIGE et al., 1999).

Tanto *T. gondii* quanto *Sarcocystis* spp. possuem um ciclo de vida heteroxeno e os animais carnívoros (felinos e canídeos) funcionam como hospedeiros definitivos, nos quais ocorre a fase de reprodução sexuada dos parasitos, enquanto os animais herbívoros mostram-se como hospedeiros intermediários, nos quais ocorre somente reprodução assexuada dos parasitos (MEIRELES et al., 2008, MOURA et al., 2015).

Toxoplasma gondii é o agente etiológico da toxoplasmose, doença com potencial zoonótico conhecido e que tem distribuição mundial. Os felinos domésticos e selvagens são os hospedeiros definitivos deste protozoário, no entanto podem atuar também como hospedeiros intermediários (MOURA et al., 2015) e abrigar o parasito no intestino, vale resaltar que o protozoário, pode afetar órgãos extra-intestinais no ciclo assexuado (GALVÃO et al., 2014).

A infecção pelo *T. gondii*, ocorre principalmente, ao consumir alimentos e água contaminados por fezes de felinos contendo oocistos, pela ingestão de carne mal cozida contendo os cistos do protozoário, de forma congênita e raramente por transfusão de sangue e transplantes de órgãos (CARMO et al., 2010; CARVALHO et al., 2015). Em humanos pode ocasionar abortos, cegueira, oftalmopatias, além de ocorrência de natimortos (PRADO et al., 2011).

O diagnóstico de *T. gondii* em gatos pode ser realizado através de métodos diretos, como citologia do líquido ascítico e líquido cefalorraquidiano e através de testes coproparasitológicos, neste caso o teste de Sheather e de centrífugo-flutuação são os preconizados por apresentarem maior sensibilidade (FARIAS, 2002), já os métodos indiretos, como imunofluorescência indireta, ELISA, teste de hemaglutinação e teste de aglutinação direta, são os recomendados para levantamentos epidemiológicos (ZHANG et al., 2001).

Em gatos foram relatadas no Brasil prevalências de 1,06% a 4% utilizando métodos coproparasitológicos (FERREIRA et al., 2013; GAVIOLLI et al., 2011) e de 5,6% a 57,14% utilizando métodos sorológicos, nos estados de Rio de Janeiro e Mato Grosso do Sul, respectivamente (BASTOS et al., 2014; MARQUES et al., 2009). As baixas prevalências encontradas utilizando métodos coproparasitológicos podem ser consequência da dificuldade de se detectar oocistos deste protozoário nas fezes (AGNOL et al., 2010). Em estudos que envolvam técnicas sorológicas as prevalências relatadas para *T. gondii* são elevadas, sendo que na América do Norte já foi relatada prevalência de 29,8% (STOJANOVIC; FOLEY, 2011), na África 91,6% (DUBEY et al., 2013) e no Caribe 73,9% (DUBEY et al., 2009).

Em humanos, na região Norte do Brasil já foi relatado soroprevalências de 82,9% (CARMO; SILVA; XAVIER, 2004), no Nordeste de 53,1% a 75% (COELHO; KOBAYASHI; CARVALHO, 2003; REY; RAMALHO, 1999), no Sul de 36,8% a 84,4% (DETANICO; BASSO, 2006; DAGUER et al., 2004), no Sudeste de 2,1% a 97,1% (ISHIZUKA, 1978; OLBRICH-NETO; MEIRA, 2004) e no Centro-Oeste de 30,3% a 92% (ARAÚJO et al., 2000; FIGUEIRÓ-FILHO et al., 2005).

Sarcocystis hirsuta, *S. tenella*, *S. muris*, são as espécies que tem o gato doméstico como hospedeiro definitivo e a infecção ocorre quando há a ingestão de pequenos roedores ou tecidos de animais contendo cistos, os animais acometidos apresentam diarreia hemorrágica ou não, perda de peso e desidratação (DUBEY, 1976). Duas espécies de *Sarcocystis* spp. são causadoras de zoonoses, *S. hominis* (bovino) e *S. suihominis* (suíno) (DOMENIS et al., 2011).

O gato e o cão, assim como outros carnívoros, são os hospedeiros definitivos de *Sarcocystis* spp., já os herbívoros, como os ruminantes, são os hospedeiros intermediários deste gênero (MEIRELES et al., 2008). Este protozoário é o agente etiológico da sarcocistose ou sarcosporidiose, uma zoonose que acomete várias espécies de animais, causando uma doença parasitária do sistema vascular que pode levar ao óbito (LOPES et al., 2004).

No estado de São Paulo foi observado um percentual de infecção de *Sarcocystis* spp. em gatos domésticos de 0,72% (RAGOZO et al., 2002) e no Rio de Janeiro de 0,8% (SERRA;

UCHÔA; COIMBRA, 2003). Na Alemanha foi relatada prevalência de 0,3% (BARUTZKI; SCHAPER, 2011b) e no Chile de 5% em gatos domésticos (LOPEZ et al., 2006).

A sarcocistose é uma enfermidade cosmopolita e sua prevalência é elevada em animais de produção, principalmente bovinos (MORÉ et al., 2011), sendo que na Europa, a prevalência desta enfermidade chega a quase 100% dos rebanhos (DOMENIS et al., 2011). No Brasil os bovinos apresentam também alta prevalência, com índice de até 100% de sarcocistose em bovinos abatidos (ARAÚJO et al., 2012; JERONIMO; CUNHA; SILVA, 2001). A alta prevalência desta enfermidade em rebanhos bovinos é considerada fator de risco para infecção humana, uma vez que a infecção do hospedeiro definitivo se dá através da ingestão de carne crua ou mal cozida contendo os sarcocistos (DUBEY, 1976).

2.3.3 *Criptosporidium* spp.

A criptosporidiose é uma zoonose de distribuição cosmopolita, causada por *Cryptosporidium* spp., um parasito intracelular obrigatório do epitélio do trato gastrintestinal e respiratório, tem distribuição mundial e infecta uma variedade de hospedeiros (FAYER; MORGAN; UPTON, 2000).

Felinos e caninos domésticos são agentes importantes na disseminação deste protozoário, pois os oocistos de *Cryptosporidium* spp. são eliminados através das fezes destes animais e contaminam o ambiente, representando um risco à saúde pública (COELHO et al., 2009; THOMPSON; PALMER; O'HANDLEY, 2008).

Cryptosporidium felis é a espécie comumente encontrada em felinos domésticos e é descrita causando doença no homem (CAMA et al., 2007). A infecção pode ser assintomática e em casos de alta carga parasitária ou quando o animal está com o sistema imune comprometido, pode ser observado perda de peso, emagrecimento, diarreia persistente e por consequência, desidratação (TZANNES et al., 2008).

A transmissão de *Criptosporidium* spp. pode ocorrer após ingestão de água ou alimentos contaminados, inalação de oocistos, contato com oocistos viáveis no solo, auto-infecção, contato entre humanos e animais infectados (BALDURSSON; KARANIS, 2011; HONG et al., 2014; PEDERSEN et al., 2014).

Em humanos a criptosporidiose é comumente relatada em crianças e pode causar atraso no desenvolvimento cognitivo e no crescimento (FREGONESI et al., 2012), além de ser considerada como infecção grave em crianças menores de cinco anos, podendo, em casos graves, evoluir para óbito (PAVLINAC et al., 2014). Outros sinais clínicos observados no

homem são as manifestações clínicas de enterite e diarreia aquosa (PITA-FERNÁNDEZ et al., 2006), podendo causar sinais clínicos de maior gravidade em indivíduos imunocomprometidos (ACIKGOZ et al., 2012; TANDON; GUPTA, 2014) ou até sinais clínicos inespecíficos como mal-estar, dor de cabeça, mialgia e perda de apetite (ALBUQUERQUE et al., 2012; RYAN; HIJJAWI, 2015).

O diagnóstico coproparasitológico pode ser realizado pela identificação de oocistos de *Cryptosporidium* spp. em amostras fecais através da coloração de Ziehl-Neelsen modificada (VALENZUELA et al., 2014).

No Brasil, utilizando diferentes métodos coproparasitológicos, já foi relatado prevalência em cães nos estados de São Paulo de 11% (BRESCIANI et al., 2008) e em felinos domésticos no Rio de Janeiro de 27,2% (ALMEIDA et al., 2008), Pernambuco de 18,5% (SILVA et al., 2015) e no Rio Grande do Sul de 3,1% (PIVOTO et al., 2013). Na América do Norte foi relatado prevalência de 44,4% (FAYER et al., 2006), na Ásia de 5,4% (IZUMIYAMA et al., 2001) e na Europa de 24,5% (RAMBOZZI et al., 2007). As prevalências em humanos no Brasil variam de 1,1% a 32,4% (NASCIMENTO et al., 2009; OSHIRO et al., 2000).

2.4 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO COPROPARASITOLÓGICO EM GATOS DOMÉSTICOS

Os métodos utilizados em estudos que envolvam o diagnóstico coproparasitológico em gatos domésticos, de forma isolada ou em associação, consistem em técnicas que utilizam o princípio da sedimentação ou flutuação. Os mais empregados são: método direto, método de Hoffman, Pons e Janer (sedimentação simples), de Sheather (centrífugo-flutuação em solução saturada de açúcar), de Faust (centrífugo-flutuação em sulfato de zinco), de Willis (flutuação simples em solução saturada de cloreto de sódio ou açúcar) e método de Ritchie (centrífugo-sedimentação no formol-éter) (AGNOL et al., 2010; FERREIRA et al., 2013; LEAL et al., 2015; LEITE, 2012; MIRCEAN; TITILINCU; VASILE, 2010; RAMIRES-BARRIOS et al., 2008; PIVOTO et al., 2013).

O exame direto de fezes é utilizado para o diagnóstico de formas móveis de parasitas, tais como trofozoítas de protozoários e larvas de helmintos, já que ovos e oocistos são comumente observados em métodos que utilizam técnicas de concentração. É um método de execução simples e resultado rápido, no entanto, torna-se ineficaz se utilizado em amostras

que foram acondicionadas com algum tipo de conservante (KATAGIRI; OLIVEIRA-SEQUEIRA, 2007).

Os métodos que têm como princípio a concentração por sedimentação são mais sensíveis no diagnóstico de trematódeos e de alguns cestódeos que possuem ovos pesados, já os que têm como princípio a concentração por flutuação, que é promovida pela diferença de densidade entre as formas evolutivas do parasito e a solução empregada, apresentam maior sensibilidade no diagnóstico de nematódeos e oocistos de protozoários (SLOSS; JAZAC, KEMP, 1999).

A escolha por utilizar o diagnóstico coproparasitológico em pesquisas científicas pode ser devido a alta especificidade, rapidez na execução, baixo custo operacional e a necessidade de poucos equipamentos laboratoriais. Além disso, podem proporcionar o direcionamento das medidas profiláticas locais e qualidade de saúde da população em inquéritos epidemiológicos, considerando-se os excelentes resultados que se pode alcançar como, identificação do agente etiológico, a carga parasitária do hospedeiro e a eficácia de tratamentos com antiparasitários (MACHADO; SANTOS; COSTA-CRUZ, 2008; MENDES et al., 2005; TOSATO; PILONETTO; SCARIN, 2005).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 LOCAL DO ESTUDO

O estudo foi realizado na zona urbana da cidade de Araguaína, situada na região Norte do estado do Tocantins, Brasil, com latitude de 7°11'26'' sul, longitude de 48°12'28'' oeste e altitude de 236 m. O município possui uma área de 4000,4 Km², com população estimada em torno de 173.112 habitantes e apresenta clima tropical úmido, com temperatura máxima de 32°C e mínima de 20°C (ARAGUAÍNA, 2017; IBGE, 2017).

3.2 ANIMAIS UTILIZADOS NO ESTUDO

A colheita de material foi realizada em carcaças de gatos domésticos de diferentes idades, machos e fêmeas, recolhidos e encaminhados para eutanásia pelo Centro de Controle de Zoonoses de Araguaína e de animais que vieram a óbito e foram encaminhados para necrópsia parasitológica no Laboratório de Parasitologia Animal da Universidade Federal do Tocantins.

A idade dos animais foi estimada pela avaliação da dentição, conforme descrição de Costa (2015), classificando-se como jovens os de idade inferior a seis meses, com perceptível troca de dentes e ausência de dentes molares, e os adultos os de idade igual ou superior a seis meses, com presença dos dentes molares.

Para eutanásia dos animais foi utilizado Propofol 5-7 mg/ kg, por via intravenosa e em seguida, infusão venosa de cloreto de potássio a 0,19% na dose de 1ml/ kg, seguindo as recomendações do Guia Brasileiro de Boas Práticas para Eutanásia de Animais (CFMV, 2013).

Este estudo foi submetido e aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisa da Universidade Federal do Tocantins sob número de protocolo 23101.001759/2016-42.

3.3 COLETA E IDENTIFICAÇÃO DOS PARASITOS

Após eutanásia, o animal foi colocado em decúbito dorsal e realizou-se incisão das cavidades torácica e abdominal para coleta e inspeção dos órgãos.

As amostras de fígado foram coletadas durante necrópsia, através de incisão da cavidade abdominal. Cada fígado foi analisado com o auxílio de uma tesoura, abrindo-se os

ductos biliares para verificar a presença de trematódeos. Os espécimes encontrados foram colocados entre lâminas de microscopia previamente umedecidas com solução Tampão Fosfato-Salino (PBS) e comprimidos com auxílio de um barbante, em seguida eram mergulhados por 24 horas em solução de formol acético a 2% para fixação. Após fixação os espécimes foram armazenados em álcool 70° GL.

Para pesquisa de helmintos gastrointestinais, as regiões do trato gastrointestinal (TGI) foram separadas com auxílio de um barbante, para evitar migração dos helmintos durante manipulação. Cada região do TGI foi aberta com o auxílio de uma tesoura ponta romba e o conteúdo coletado foi acondicionado em frasco apropriado contendo A. F. A. (Álcool-Formaldeído-Ácido Acético) para fixação e identificado para posterior pesquisa de formas adultas de helmintos.

As mucosas do estômago, intestino delgado e intestino grosso, foram raspadas suavemente para que os helmintos aderidos à mucosa fossem desprendidos. O conteúdo obtido e fixado em AFA foi posteriormente passado em tamis (0,297 mm e Tyler 48) e posteriormente analisado em microscópio estereoscópio, os espécimes de helmintos recuperados foram conservados em frascos contendo álcool 70° GL.

Para identificação dos nematódeos, os mesmos foram montados entre lâmina e lamínula utilizando lactofenol de Amann para posterior análise em microscópio óptico. A análise morfológica foi realizada segundo a descrição morfológica de Vicente et al. (1997).

Para identificação dos trematódeos, os mesmos foram corados com carmim clorídrico a 2%, desidratados em concentrações crescentes de álcool, clarificados em creosoto de faia, e montados entre lâmina e lamínula com bálsamo de Canadá, para posterior visualização e identificação em microscópio óptico. Características morfológicas específicas foram utilizadas para identificação dos espécimes, de acordo com a descrição de Rodrigues (1963).

3.4 EXAMES COPROPARASITOLÓGICOS

Os exames coproparasitológicos foram realizados a partir de amostras de fezes, coletadas diretamente do reto dos animais durante a necrópsia, e conservadas até o processamento refrigeradas em solução de formol 10%. As amostras foram processadas através dos métodos de sedimentação de Hoffman, Pons e Janer (HOFFMAN; PONS; JANER, 1934) e de flutuação de Sheather (SHEATHER, 1923).

Para cada animal, em cada exame realizado, foi analisada uma lâmina de microscopia coberta com lamínula 24x24 mm, utilizando-se um microscópio óptico, em objetiva de 40x, percorrendo todos os campos da lamínula.

3.4.1 Método de Hoffman, Pons e Janer

Para execução desta técnica aproximadamente 2g de fezes foi misturado a 50 ml de água destilada e homogeneizado com auxílio de um bastão de vidro dentro de um becker. A suspensão foi transferida para um copo cônico, filtrando-a com auxílio de uma gaze dobrada sob uma peneira. O material retido na gaze foi desprezado e em seguida foi adicionado água até preencher o volume do cálice de decantação, após 1-2 horas com o auxílio de uma pipeta pasteur foi coletado amostra do fundo do cálice e depositado uma gota em lâmina de microscopia. Uma gota de lugol foi adicionada para facilitar a visualização, o material foi coberto com lamínula e visualizado em microscópio óptico.

3.4.2 Método de Sheather

Para a realização desta técnica, 1 grama de fezes foi diluído em água destilada e homogeneizado em um becker, sendo o volume de água utilizado de acordo com o volume do tubo para centrifugação. A suspensão foi filtrada em gaze e transferida para um becker, para então ser transferido para o tubo de centrifugação. O tubo foi centrifugado a 1500 rpm por 5 minutos e o sobrenadante foi desprezado, após isso, o volume do tubo foi completado com solução saturada de açúcar e homogeneizado com auxílio de um palito e novamente centrifugado a 1500 rpm por 5 minutos. Após a última centrifugação o tubo foi colocado em estante de apoio e colocado solução saturada de açúcar até formar um menisco, uma lamínula foi colocada em contato direto com o menisco e após 5 minutos foi retirada cuidadosamente e colocada sob lâmina de microscopia para leitura em microscópio óptico.

3.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os indicadores de infecção (percentual de infecção, abundância e intensidade média) foram estimados de acordo com Bush et al. (1997). O percentual de infecção foi calculado dividindo o número de hospedeiros infectados pela espécie estudada, pelo número de hospedeiros da amostra, o valor obtido foi multiplicado por 100. A abundância média foi

calculada dividindo o número de parasitos da espécie estudada pelo número total de gatos examinados e a intensidade média foi estimada dividindo o número total de parasitos da espécie estudada pelo número total de gatos infectados pela espécie em estudo. Para determinar a associação entre a infecção e características individuais dos animais, foi utilizado o teste qui-quadrado ou teste exato de Fisher, utilizando o programa Epi Info 3.5.4 (DEAN et al., 1990).

A sensibilidade e especificidade dos métodos coproparasitológicos foram analisados utilizando tabela 2x2 (tabela de contingência) no programa Open Epi (DEAN; SULLIVAN; SOE, 2013).

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Foram eutanasiados e necropsiados 54 animais, sendo 21 machos e 33 fêmeas, 51 eram adultos e 03 jovens e foi possível avaliar o escore corporal em 43 animais. Os exames coproparasitológicos foram realizados em 53 animais.

Durante o procedimento de análise dos materiais obtidos da necropsia, foram identificados três gêneros de helmintos adultos, os nematódeos *Physaloptera praeputialis* e *Ancylostoma* spp. parasitando o estômago e intestino delgado respectivamente, e o trematódeo *Platynosomum fastosum* parasitando os ductos biliares.

Os indicadores de infecção calculados estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 1. Indicadores de infecção e parasitos encontrados à necropsia de 54 gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins, 2016.

| Espécie | Habitat | Nº de animais positivos | Indicadores de Infecção | | | |
|----------------------------------|-------------------|-------------------------|-------------------------|------------------|--------------------|----------------------------------|
| | | | Intensidade média | Abundância média | Total de helmintos | Percentual de Infecção *IC (95%) |
| <i>Ancylostoma</i> spp. | Intestino delgado | 44 | 66,3 | 54 | 2916 | 81,5% (68,6-0,7) |
| <i>Platynosomum fastosum</i> | Fígado | 18 | 151,7 | 50,5 | 2730 | 33,3% (21,1-7,5) |
| <i>Physaloptera praeputialis</i> | Estômago | 12 | 9,7 | 2,1 | 116 | 22,2% (12,0-5,6) |

*IC= Intervalo de confiança

A intensidade média (IM), a abundância média (AM) e o percentual de infecção (PI) encontrado para *Ancylostoma* spp. neste estudo, foi superior ao relatado por Ramos et al. (2013) em gatos do estado de Mato Grosso, quando observaram respectivamente, IM=45,2, AM=27,55 e PI=60,96%. No estado de Goiás foi relatada uma intensidade média de 14 e 53 de *A. caninum* e *A. braziliense*, com percentual de infecção de 73% e 52%, respectivamente (CAMPOS; GARIBALDI; CARNEIRO, 1974).

Neste estudo não foi possível a identificação das espécies de *Ancylostoma* spp. devido a dificuldade de diferenciação usando somente a observação em microscópio óptico. No

entanto, o elevado percentual de infecção por *Ancylostoma* spp. encontrado em gatos é considerado indicativo de contaminação ambiental por ovos do parasito, que resultam na presença das larvas infectantes contaminando o solo (OSTERMANN et al., 2011) e pode estar relacionado à forma de infecção dos animais, pela ingestão de larvas ou pela penetração ativa em solos contaminados. Parasitos do gênero *Ancylostoma* spp. não só causam danos espoliativos aos animais, mas também são causadores da síndrome larva *migrans* cutânea em humanos (BOWMAN et al., 2010).

O percentual de infecção observado para *Ancylostoma* spp. neste estudo (81,5%), aproxima-se ao encontrado por Leal et al. (2015) no estado do Rio de Janeiro, quando relataram um percentual de infecção de 87,5% em gatos domésticos e superior ao relatado por Ramos et al.(2013) em Mato Grosso (60,96%), portanto está entre os maiores percentuais de infecção já relatados no Brasil para helmintos deste gênero.

A elevada prevalência de *Ancylostoma* spp. tem sido relacionada à maior ocorrência de larva *migrans* cutânea, principalmente em crianças, que frequentam áreas de lazer e caixas de areia. Onde houve contaminação por fezes de animais, essa síndrome se caracteriza por apresentar prurido intenso, erupções lineares e tortuosas, formando desenhos semelhantes a mapas, por isso a sinonímia de “bicho-geográfico” (JÚNIOR; ARAÚJO; MEDEIROS, 2015).

A síndrome larva *migrans* cutânea, comum em países tropicais e subtropicais, ocorre quando, de forma acidental, parasitos de animais domésticos infectam o homem, a espécie mais comumente envolvida é o *A. braziliense*, o homem adquire a infecção ao entrar em contato com solo contaminado com fezes de animais infectados (MACIAS et al., 2013). Outras espécies de parasitos envolvidas de forma rara são, *A. caninum*, *A. duodenale*, *Uncinaria stenocephala*, *Bunostomum phlebotomum*, *Necator americanus* e *Strongyloides stercoralis* (SANTOS; JOÃO, 2013).

Em casos graves, as larvas de *A. caninum*, podem provocar a Síndrome de Loeffler, que se caracteriza pela presença de um infiltrado pulmonar de eosinófilo e eosinofilia periférica em consequência da reação de hipersensibilidade durante a migração pulmonar de larvas de helmintos ou por um processo imunológico sistêmico (DEL GIUDICE et. al., 2002; TAN; LIU, 2010).

Parasitos adultos de *Physaloptera praeputialis* em gatos domésticos geralmente são encontrados durante a necrópsia ou exames de endoscopia, já que geralmente não ocasionam complicações em seus hospedeiros. A abundância e o percentual de infecção observada neste estudo são superiores ao relatado por Ramos et al. (2013) 0,14 e 2,05% respectivamente, no entanto a intensidade média encontrada neste estudo é inferior à relatada pelo mesmo autor, o

que pode ser resultado do grande número de hospedeiros intermediários, principalmente baratas, na região.

O percentual de infecção encontrados em nosso estudo foi elevado, considerando valores encontrados por Borji et al. (2011) na cidade de Mashhad-Irã (3,84%) e por Cantó et al. (2013) 4,7% e 3,3% em gatos domésticos e de rua, respectivamente, no México Central, porém foram menores dos que os observados por Mohamadain; Ammar (2012) no Egito (71,26%).

Durante a necrópsia dos 54 animais foi possível observar em 18(33,3%) espécimes de trematódeos, no entanto, não foi observado nenhum cestódeo adulto de *D. caninum*, diferente do que foi relatado por Souza-Dantas et al. (2007) quando identificaram o parasito adulto no intestino delgado de gatos domésticos, porém, não observaram nenhuma cápsula ovígera no teste coproparasitológico utilizando a técnica de centrífugo-flutuação com sulfato de zinco.

Platynosomum fastosum é o trematódeo comumente relatado parasitando felinos domésticos e selvagens e causa a doença conhecida popularmente como “envenenamento por lagarto” (LENIS; NAVARRO; VELEZ, 2009). A abundância e a intensidade média observada neste estudo foi semelhante à relatada por Ramos et al. (2017) em estudo realizado no estado de Mato Grosso, onde relataram uma abundância de 50,2 e intensidade média de 131 parasitos por animal. O percentual de infecção foi similar ao relatado por Ramos et al. (2013) e inferior ao relatado por Braga et al. (2016) que observaram 42,6% em gatos na região Nordeste.

Não foram encontrados relatos de infecção por *P. fastosum* em gatos na região Norte do Brasil, no entanto, este trematódeo já foi identificado em primatas neotropicais, no estado do Pará (SILVA; SILVA; PEREIRA, 2012), sendo este o primeiro relato para o estado do Tocantins.

O percentual de infecção por *P. fastosum* encontrado nos gatos domésticos de Araguaína é considerado aceitável, visto que o município está localizado na zona climática tropical do território brasileiro e a prevalência relatada em populações de felinos de países tropicais e subtropicais é variável entre 15% a 81% (ASH, 1962; LEAN; WALKER, 1963).

A infecção por *Platynosomum* spp. ocorre em espécies de felinos silvestres (CASTRO; ALBUQUERQUE, 2008) e em outros mamíferos (BASU; CHARLES, 2014), fato que pode contribuir para a dispersão dos ovos deste helminto no ambiente, facilitando a infecção dos hospedeiros intermediários e conseqüentemente dos hospedeiros definitivos.

Os testes coproparasitológicos de sedimentação Hoffman, Pons e Janer e de flutuação de Sheather, foram realizados em 53 animais, sendo constatada a presença de ovos de

Ancylostoma spp., *P. fastosum*, *Toxocara* spp. e cápsulas ovíferas de *D.caninum*, além de oocistos de *Cystoisospora* spp. nos dois métodos utilizados (Figura 1).

Os resultados dos exames coproparasitológicos estão demonstrados na Tabela 2, onde observa-se que o gênero *Ancylostoma* spp. foi o que apresentou maior frequência, estando presente em 41 (77,4%) das 53 amostras de fezes analisadas, seguido pelas infecções por *Platynosomum fastosum*.

A infecção por parasitos gastrintestinais foi verificada em 96,3% (52/54) dos gatos avaliados neste estudo e, considerando a positividade em pelo menos um dos três métodos de diagnóstico empregados, a infecção por *Ancylostoma* spp. foi diagnosticada em 96,3% dos gatos, por *P.praeputialis* em 22,2% e por *P. fastosum* em 29,6%.

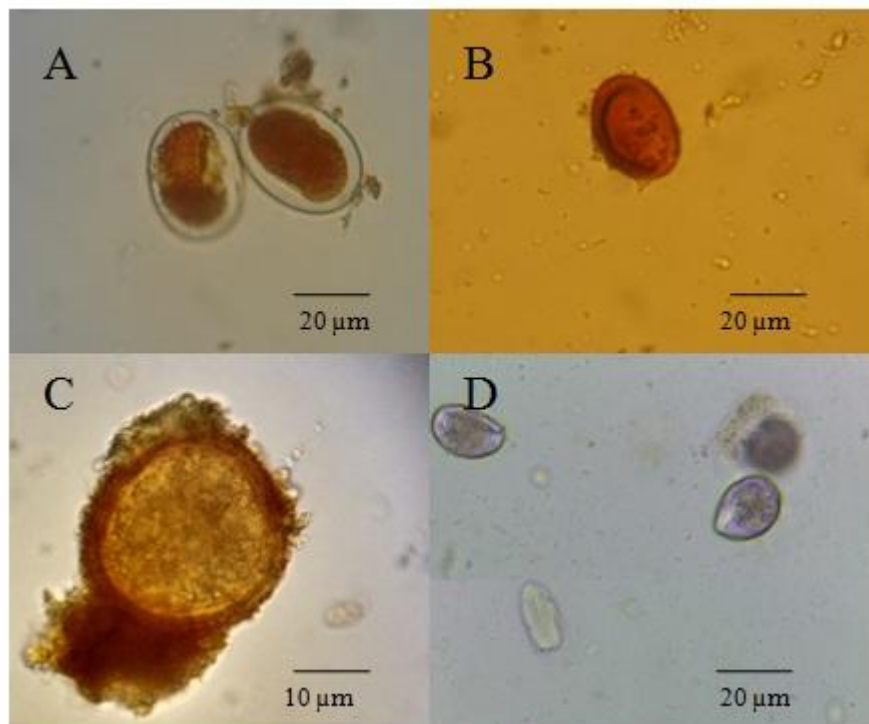


Figura 1 Ovos de parasitos gastrintestinais observados em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins. **A-** Ovo de *Ancylostoma* spp. **B-** Ovo de *Platynosomum fastosum* **C-** Ovo de *Toxocara* spp. **D-** Oocisto de *Cystoisospora* spp.

Os ovos e oocisto observados neste estudo são os frequentemente relatados em inquéritos parasitológicos que envolvem gatos domésticos, com a utilização de diferentes métodos coproparasitológicos (DALL et al., 2010; FERREIRA et al., 2013; LEAL et al., 2015), diferente disso, também há relatos de *Giardia* spp. (PIVOTO et al., 2013), *Toxascaris leonina*, *Criptosporidium* spp., *Sarcocytis* spp., *Spirometra* spp. (SOUZA-DANTAS et al., 2007), *Trichuris* spp. (STALLIVIERE et al., 2009) e *P. praeputialis* (FERREIRA et al.,

2013), já que o método parasitológico utilizado pode ter sensibilidade maior ou menor para identificar os ovos e oocistos de parasitos gastrintestinais.

Tabela 2. Resultados dos testes coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e do teste de Sheather no diagnóstico de parasitos gastrintestinais em 53 amostras de fezes de gatos de Araguaína, Tocantins, 2016.

| | Testes Coproparasitológicos | | | | | |
|---------------------------|-----------------------------|-----------|-------------------|------------|--------------------|------------|
| | Teste de Hoffman | | Teste de Sheather | | Hoffman e Sheather | |
| | Positivo | | Positivo | | Positivo | |
| | N(%) | *IC (95%) | N(%) | *IC (95 %) | N(%) | *IC (95 %) |
| <i>Ancylostoma</i> spp | 37(69,8%) | 55,7-81,7 | 28(52,8%) | 38,6-66,7 | 41(77,4%) | 63,8-87,7 |
| <i>Platynosomum</i> spp | 11(20,8%) | 10,8-34,1 | 10(18,9%) | 9,4-32,0 | 16(30,2%) | 18,3-44,3 |
| <i>Dipylidium caninum</i> | 3(5,7%) | 1,2-15,7 | 5(9,4%) | 3,1-20,7 | 7(13,2%) | 5,5-25,3 |
| <i>Toxocara</i> spp | 2(3,8%) | 0,5-13 | 2(3,8%) | 0,5-13 | 4(7,5%) | 2,1-18,2 |
| <i>Cystoisospora</i> spp | 1(1,9%) | 0,0-10,1 | 8(15,1%) | 6,7-27,6 | 8(15,1%) | 6,7-27,6 |

*IC=Intervalo de confiança

O elevado número de amostras positivas para *Ancylostoma* spp. pode ser resultado da característica de oviposição das fêmeas deste gênero (200 a 6000 ovos por dia), assim, a presença dos ovos pode ser detectada mesmo em cargas parasitárias baixas e também por se tratar de um parasito de ciclo biológico direto (RAMOS et al., 2013). O percentual encontrado para *Ancylostoma* spp. (77,4%) é considerado alto, porém é menor do que o relatado na região Sudeste por Leal et al. (2015) e Andrade; Costa; Barbosa (2012) que observaram um percentual de infecção 87,5% e 95,8%, no entanto nesses estudos foram utilizadas amostras fecais de 16 e 24 animais respectivamente, portanto o tamanho da amostra pode ter influenciado no elevado percentual de infecção observado.

Em outros estados brasileiros o *Ancylostoma* spp. também é o helminto mais frequente nos estudos que envolvem parasitos de gatos domésticos, como em São Paulo (COELHO et al., 2009; SILVA et al., 2001; TORRICO et al., 2008) e no Rio de Janeiro (SERRA; UCHÔA; COIMBRA, 2003).

Na região Norte do Brasil, estudos envolvendo parasitoses gastrintestinais em gatos domésticos são escassos, sendo encontrado durante a realização desta pesquisa um estudo no estado do Amazonas relatando uma frequência de 57,1% de ovos de *Ancylostoma* spp. (PEREIRA N et al., 2012) e em outros estudos envolvendo amostras fecais de cães observou-se no estado do Amazonas uma frequência de 33,66% (RODRIGUES et al., 2014), no estado

do Acre de 45,6% (MONTEIRO et al., 2014), no estado do Pará de 59,38% (BERNARDES et al., 2015) e no estado de Rondônia 73,7% (LABRUNA et al., 2006). Cicero; Quiñoes; Santos (2012) relataram a prevalência de 74% de ovos de *Ancylostoma* spp. em areia de praias em Palmas, estado do Tocantins, evidenciado a importância de estudos na região quanto à presença de geohelmintos nas áreas de lazer.

A frequência observada de ovos de *Ancylostoma* spp. nas fezes de gatos do município de Araguaína é preocupante, já que este parasito é o agente etiológico causador da síndrome larva *migrans* cutânea, zoonose de importância em saúde pública, indicando assim um potencial risco de infecção humana no município, e a necessidade de monitoramento dos ambientes propícios à infecção, já que o homem adquire a infecção ao entrar em contato com solo contaminado com fezes de gatos e cães. Até então, não se tinha uma estimativa da frequência deste parasito em gatos para o município.

A frequência observada de ovos de *P. fastosum* nos testes coproparasitológicos, 30,2%, é superior a relatada na região Sul do Brasil por Ferreira et al. (2013), que observaram uma frequência de 2,38% e inferior a relatada no Nordeste por Braga et al. (2016) que relataram uma prevalência de 42,6% em gatos domésticos. Desta forma, é importante a inclusão dessa infecção na clínica médica veterinária de felinos na região, uma vez que animais com alta carga parasitária podem desenvolver doença grave e virem a óbito.

Cápsulas ovíferas de *Dipylidium caninum*, foram observadas em ambos os testes utilizados neste estudo, sendo o número de amostras detectadas pelo método de Sheather 5(9,4%) superior a detectada pelo método de Hoffman, Pons e Janer de 3(5,7%). A frequência observada nos testes parasitológicos (13,2%) para este cestódeo é superior a relatada em gatos domésticos da região Sul, onde Ferreira et al. (2013) encontraram uma frequência de 2,4% e na região Nordeste, onde foi relatado a frequência de 0,88% (MONTEIRO et al., 2016), no entanto, foi inferior a relatada na região Sudeste de 21,6% por Coelho et al. (2009). Sendo assim, é importante a conscientização da população do município de Araguaína, quanto à instituição de combate a ectoparasitas em gatos, já que o homem se infecta ao ingerir pulgas portadoras da larva infectante de *D. caninum*.

Geralmente, não há complicação clínica em animais causada por *D. caninum* porém, em casos de altas cargas parasitárias, podem ocorrer diarreia, crescimento retardado e anorexia (WANI et al., 2015). As infecções humanas atingem mais crianças (LEMOS; OLIVEIRA, 1985; NEIRA; JOFRÉ; MUÑOZ, 2008; MAIA; CAMPOS; DAMASCENO, 1991; SCHENONE; THOMPSON; QUERO, 1987) e podem causar prurido anal,

irritabilidade, diarreia, perda de apetite e desconforto abdominal (NARASIMHAM et al., 2013; MONTEIRO, 2010).

Os métodos coproparasitológicos utilizados neste estudo evidenciaram uma frequência de 7,5% para ovos de *Toxocara* spp., sendo esta frequência superior ao que foi relatado por Ferreira et al. (2013) em gatos, quando observaram um percentual de 0,79% e inferior ao relatado na região Nordeste, onde Monteiro et al. (2016) descreveram uma frequência de 40,7% nas amostras fecais de gatos. Apesar de ser um parasito comum de gatos, as taxas de prevalências relatadas para este parasito nem sempre são elevadas variando entre 0,8% conforme relato de ABU-MADI et al. (2008) em gatos do Qatar, no continente Asiático e o estudo realizado por CALVETE et al. (1998) na Espanha (55,2%).

O único oocisto de protozoário aqui encontrado foi o do gênero *Cystoisospora* spp. sendo que a técnica de Sheather identificou 8(15,1%) amostras positivas, resultado superior ao diagnosticado pelo método de Hoffman, Pons e Janer 1(1,9%). O que pode ser justificado pelo fato dos métodos de flutuação ou centrífugo-flutuação serem preconizados no diagnóstico deste protozoário em diferentes espécies de hospedeiros (LEAL; COELHO; FLAUSINO, 2013; VASCONCELLOS et al., 2013). A frequência observada neste estudo é inferior a relatada na região Sudeste por Coelho et al. (2012), que observaram 71,1% de positividade em gatos e na região Sul, 52,63%, relatada por Leite et al. (2012). Este protozoário causa doença principalmente em animais jovens e os adultos servem como reservatório e disseminadores deste parasito no ambiente (DALL et al., 2010).

Embora não tenha sido observado nenhum ovo de *P. praeputialis* através dos testes coproparasitológicos utilizados, foram observadas formas adultas deste parasito durante a necropsia dos gatos, no entanto, este resultado pode ter sido ocasionado pela dificuldade de identificar os ovos deste parasito, já que são pequenos, transparentes e incolores, conforme relatado por Labarthe et al. (2004), ou devido as fêmeas encontrarem-se em período subpatente.

A sensibilidade e especificidade dos testes coproparasitológicos utilizados neste estudo, foram calculadas utilizando os achados de helmintos adultos à necropsia como padrão-ouro, semelhante ao realizado por Souza-Dantas et al. (2007) e estão demonstrados na Tabela 3 e 4 na qual verifica-se que para o diagnóstico de cestódeos e trematódeos o método de exame coproparasitológico que demonstrou maior sensibilidade e especificidade foi o de sedimentação de Hoffman, Pons e Janer, 44,4% e 91,4% respectivamente, e para o diagnóstico de nematódeos o método de exame que apresentou maior sensibilidade, 68,2%, foi o de Hoffman, Pons e Janer e maior especificidade, 66,7%, foi o de flutuação de Sheather.

A baixa sensibilidade observada no diagnóstico de trematódeos e cestódeos pode ser justificada devido a oviposição de *P. fastosum* ser baixa e de forma intermitente (LEAL et al., 2011) e a ocorrência de falsos negativos de *D. caninum* em testes coproparasitológicos, devido a maioria dos ovos serem liberados nas proglótides (OSTERMANN et al., 2011).

Tabela 3. Sensibilidade e especificidade dos métodos coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e do teste de Sheather no diagnóstico de cestódeo e trematódeo em gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins, 2016.

| Coproparasitológico | | Necrópsia | | Sensibilidade (IC) | Especificidade (IC) | Kappa de Cohen |
|---------------------|----------|------------------|------------------|-----------------------|------------------------|----------------------|
| | | Positivo N=18 | Negativo N=35 | | | |
| Hoffman | Positivo | 8 (72,7%) | 3 (27,3%) | 44,4% (24,6-66,3) | 91,4% (77,6-97,0) | 0,4 (0,1-0,6) |
| | Negativo | 10 (23,8%) | 32 (76,2%) | | | |
| Sheather | Positivo | 6 (42,9%) | 8 (57,1%) | 33,3% (16,3-56,3) | 77,1% (60,9-87,9) | 0,1 (-0,1-0,3) |
| | Negativo | 12 (30,8%) | 27 (69,2%) | | | |

IC: Intervalo de Confiança 95%

Tabela 4. Sensibilidade e especificidade dos métodos coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e do teste de Sheather no diagnóstico de nematódeos em gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins, 2016.

| Coproparasitológico | | Necrópsia | | Sensibilidade (IC) | Especificidade (IC) | Kappa de Cohen |
|---------------------|----------|------------------|-----------------|-----------------------|------------------------|----------------------|
| | | Positivo N=44 | Negativo N=9 | | | |
| Hoffman | Positivo | 30 (81,1%) | 7 (18,9%) | 68,2% (53,4-80) | 22,2% (6,3-54,1) | -0,1 (-0,3-0,2) |
| | Negativo | 14 (87,5%) | 2 (12,5%) | | | |
| Sheather | Positivo | 25 (89,3%) | 3 (10,7%) | 56,8% (42,2-70,3) | 66,7% (35,4-87,9) | 0,1 (-0,1-0,3) |
| | Negativo | 19 (76%) | 6 (24%) | | | |

IC: Intervalo de Confiança = 95%

A análise da associação entre as características individuais dos animais e a positividade nos exames coproparasitológicos está demonstrada na Tabela 5, onde observa-se que nenhum dos fatores de associação considerados neste estudo apresentou significância estatística, o que também foi observado por Pivoto et al. (2013) em relação ao sexo e à idade em um estudo realizado na região Sul do Brasil.

É importante considerar que apenas 03 animais eram jovens e todos estavam parasitados (100%) não havendo associação entre a idade e a ocorrência de parasitismo ($P=0,697$), no entanto deve-se considerar que a pequena amostra de animais jovens impossibilitou o cálculo da *odds ratio* e do intervalo de confiança e pode ter influência sobre o resultado, visto que já foi relatado que a idade é um fator de associação significativo para parasitos gastrintestinais em gatos (FUNADA et al., 2007; MIRCEAN; TITILINCU; VASILE, 2010; STALLIVIERE et al., 2009), já que algumas espécies são mais frequentes em animais jovens do que em adultos, porém, a não associação também já foi observada (PIVOTO et al., 2013).

Tabela 5. Associação de características individuais com a infecção por parasitos gastrintestinais em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins, 2016.

| Características | N | Positivo (%) | OR | IC | P |
|---------------------------|----------|---------------------|-----------|-------------|----------|
| Sexo | | | | | |
| Fêmea | 33 | 29(87,9%) | 1,31 | (0,2-7,8) | 0,767 |
| Macho | 21 | 19(90,5%) | | | |
| Idade | | | | | |
| Jovem | 3 | 3(100,0%) | -* | -* | 0,697 |
| Adulto | 51 | 45(88,2%) | | | |
| Escore corporal | | | | | |
| Bom | 16 | 13(81,3%) | 0,3467 | (0,1-2,3) | 0,263 |
| Alterado | 27 | 25(92,6%) | | | |
| Presença de lesões | | | | | |
| Sim | 37 | 32(86,5%) | 2,5 | (0,3- 23,2) | 0,407 |
| Não | 17 | 16(94,1%) | | | |

*Indefinido; OR:*Odds ratio*; IC: Intervalo de Confiança

Não foi encontrada associação entre a variável sexo e a infecção por parasitos gastrintestinais em felinos, o que também foi observado por Gavioli et al. (2011), no entanto, machos não castrados podem apresentar maior predisposição à infecção por parasitos, ao ter contato com a rua em busca de fêmeas para acasalamento (PIVOTO et al., 2013).

A avaliação do escore corporal foi realizada em 43 animais e não foi considerado como fator associado à presença de parasitos gastrintestinais em gatos, no entanto, os gatos com escore corporal alterado apresentaram maior percentual de infecção por parasitos gastrintestinais, o que também foi observado por Echeverry; Giraldo; Castaño (2012) em gatos da Colômbia e pode ser consequência da presença dos parasitos resultar em uma maior demanda do sistema imune para combater a infecção.

Em animais apresentando altas cargas parasitárias podem ser observados, diarreia, distensão abdominal, perda de peso, emagrecimento, anemia, êmese e pelagem opaca, no entanto, esses sinais não são patognomônicos e a realização de exames coproparasitológicos são requeridos na rotina clínica, para pesquisa de eventuais parasitos que estejam albergados no animal (LIMA et al., 2014; PINTO et al., 2007). As lesões observadas nos animais do presente estudo foram: caquexia, hepatomegalia, icterícia, distensão abdominal e mucosas pálidas. Apesar de 32 (86,5%) das carcaças apresentarem lesões sugestivas de parasitoses gastrintestinais, a presença de lesões não foi considerado fator associado à ocorrência de parasitos gastrintestinais em gatos.

A utilização dos métodos coproparasitológicos de Hoffman, Pons e Janer e de Sheather de forma combinada, possibilitou o diagnóstico de diversas espécies de parasitos gastrintestinais em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins e alguns deles de grande importância em saúde pública, como *Ancylostoma* spp. e *Toxocara* spp. O município está localizado em uma região onde as condições climáticas são favoráveis ao desenvolvimento do ciclo não parasitário desses helmintos, o que também pode favorecer a infecção dos hospedeiros felinos e o ciclo zoonótico.

Desta forma, sugere-se que sejam preconizadas pelas esferas governamentais responsáveis, políticas de conscientização dos proprietários quanto a importância dos cuidados sanitários com os animais, a fim de reduzir a contaminação do solo por fezes, já que foram identificados parasitos com reconhecido potencial zoonótico, além de intensificação de campanhas de conscientização da posse responsável dos animais domésticos, para que seja possível a adoção de medidas de prevenção e controle de helmintos em gatos domésticos na região, com foco na saúde pública.

5 CONCLUSÕES

Os gatos domésticos do município de Araguaína, Tocantins são infectados pelos parasitos gastrintestinais, *Ancylostoma* spp., *Toxocara* spp., *P. fastosum*, *D. caninum* e *Cystoisospora* spp.

O parasito com maior frequência em gatos foi o *Ancylostoma* spp. (81,5%), agente etiológico da larva *migrans* cutânea em humanos.

É descrita a primeira ocorrência de *P. fastosum* em gatos domésticos de Araguaína, Tocantins e região Norte do Brasil, trematódeo que causa importantes complicações em felinos e deve ser considerado no diagnóstico diferencial, sempre que houver suspeita de hepatopatias.

Para o diagnóstico de cestódeos e trematódeos o método de exame coproparasitológico que demonstrou maior sensibilidade e especificidade foi o de sedimentação de Hoffman, Pons e Janer e, para o diagnóstico de nematódeos, o método de exame que apresentou maior sensibilidade foi o de Hoffman, Pons e Janer e maior especificidade o de flutuação de Sheather.

REFERÊNCIAS

- ABU-MADI, M. A.; PAL, P.; AL-THANI, A.; LEWIS, J. W. Descriptive epidemiology of intestinal helminth parasites from stray cat populations in Qatar. **Journal of helminthology**, v. 82, n. 1, p. 59-68, 2008.
- ACIKGOZ, Y.; OZKAYA, O.; BEK, K.; GENC, G.; SENSOY, S. G.; HOKELEK, M. Cryptosporidiosis: A rare and severe infection in a pediatric renal transplant recipient. **Pediatric transplantation** v. 16, n.4, p.115-119, 2012.
- AGNOL, L. P. D.; OTTO, M. A.; SILVA, A. S.; MONTEIRO, S. G. Parasitos gastrintestinais em gatos naturalmente infectados no município de Santa Maria no estado de Rio Grande do Sul, Brasil. **Acta Veterinária Brasilica**, v. 4, n.3, p. 181-184, 2010.
- AGUDO, L.G.; MARTOS, P.G.; IGLESIAS, M.R. *Dipylidium caninum* infection in an infant: a rare case report and literature review. **Asian pacific Journal of Tropical Biomedicine**, v.4, n.2, p. S565-S567, 2014.
- AIRES, W. O.; FRIAS, R. B.; OLIVEIRA, L. R.; PIRES, F. A. Principais parasitas de felinos selvagens. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, v.11, n. 4, 2008.
- ALBUQUERQUE, Y. M. M.; SILVA, M. C. F. S.; LIMA, A. L. M. A.; MAGALHÃES, V. Criptosporidiose pulmonar em pacientes com AIDS, uma doença subdiagnosticada. **Jornal Brasileiro de Pneumologia**, v. 38, n.4, p.530-532, 2012.
- ALMEIDA, A. J.; MONTEIRO, M. I.; BRAGA, R. S.; MARIANO, F. A.; CALDEIRA, M. S. Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. em animais errantes apreendidos em Campos dos Goytacazes, RJ. **Jornal Brasileiro de Ciência Animal**, v. 1, n.2, p. 66-75, 2008.
- ANDRADE, V. A.; COSTA, M. A. F.; BARBOSA, J. V. Ocorrência de ovos de *Ancylostoma* spp. em amostras de fezes de gatos (*Felis catus* LINNAEUS, 1758) domiciliados em uma área escolar da Região Metropolitana do Rio de Janeiro, RJ, Brasil. **Cadernos Unifoa**, v. 7, n. 20, p. 115-123, 2012.
- ARAGUAÍNA. **Dados sobre o município de Araguaína**, 2017. Disponível em: <<http://www.araguaina.to.gov.br/portal/paginas.php?p=turismo>>. Acesso em: 29 abr 2017.
- ARAÚJO, F. R. D.; SARTI, E. C.; CROCCI, A. J.; SEABRA, V. M. S.; AMORIM, J. H.; CUSINATO, F. Q.; ARAÚJO, C. P., CARVALHO, C. M. E. Anticorpos contra *Toxoplasma*

gondii em estudantes de medicina veterinária de Campo Grande, MS, Brasil. **Ciência Rural**, v.30, n. 6, p. 1017-1019, 2000.

ARAÚJO, L. F., SCHUCH, M. D. S., BONATTO, C. B., MARMITT, I. V. P., NIZOLI, L. Q., & DA SILVA, S. S. Nível de infecção cardíaca por *Sarcocystis* spp. em bovinos abatidos no sul do Rio Grande do Sul. In: **Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão**, v. 4, n. 1, 2012.

ARBABI, M.; HOOSHYAR, H.; Gastrointestinal parasites of stray cats in Kashan, Iran. **Tropical Biomedicine**, v. 26, n.1, p.16-22, 2009.

ASH, L.R. Helminth parasites of dogs and cats in Hawaii. **Journal of Parasitology**, v. 48, n.1, p. 63–65, 1962.

AZEVEDO, Felipe Delorme. **Alterações hepatobiliares em gatos domésticos (*Felis catus domesticus*) parasitados por *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) Kossak, 1910 observadas através dos exames radiográfico, ultrasonográfico e de tomografia computadorizada**. 2008. 62f. Dissertação (Mestrado em Ciências)-Universidade Federal Fluminense, Rio de Janeiro, 2008.

BALDURSSON, S.; KARANIS, P. Waterborne transmission of protozoan parasites: Review of worldwide outbreaks e An update 2004 e 2010. **Water Research**, v. 45, n.20, p. 6, 603-6614, 2011.

BARUTZKI, D.; SCHAPER, R. Age-dependant prevalence of endoparasites in young dogs and cats up to one year of age. **Parasitology Research**, v. 112, p. 119-131, 2013a.

BARUTZKI, D.; SCHAPER, R. Results of parasitological examinations of faecal samples from cats and dogs in Germany between 2003 and 2010. **Parasitology Research**, v. 109, n.1, p. 45-60, 2011b.

BASTOS, B. F.; BRENER, B.; GERSHONY, L.; WILLI, L.; LABARTHE, N.; PEREIRA, C.; MENDES-DE-ALMEIDA, F. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* (Nicole & Manceaux, 1909) and retroviral status of client-owned pet cats (*Felis catus*, Linnaeus, 1758) in Rio de Janeiro, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 56, n. 3, p. 201-203, 2014.

BASU, A. K.; CHARLES, R. A. A review of the cat liver fluke *Platynosomum fatesum* Kossack, 1910 (Trematoda: Dicrocoeliidae). **Veterinary Parasitology**, v. 200, n.1, p. 1-7, 2014.

BERNARDES, V. H. F.; PEREIRA, W. L. A.; BENIGNO, R. N. M.; MOURA, L. G. S.; QUEIROZ, D. K. S.; AGUIRRA, L. R. V. M.; FILHO, S. T. R. Ocorrência de parasitas de importância zoonótica: *Ancylostoma* spp. e *Toxocara* spp., em cães da região metropolitana de Belém, Pará. **Acta Veterinaria Brasilica**, v.9, n.3, p.239-242, 2015.

BORJI, H.; RAZMI, G.; AHMADI, A.; KARAMI, H.; YAGHFOORI, S.; ABEDI, V. A survey on endoparasites and ectoparasites of stray cats from Mashhad (Iran) and association with risk factors. **Journal of Parasitic Diseases**, v. 35, n. 2, p. 202-206, 2011.

BOWMAN, D. D.; MONTGOMERY, S. P.; ZAJAC, A. M.; EBERHARD, M. L.; KAZACOS, K. R. Hookworms of dogs and cats as agents of cutaneous larva *migrans*. **Trends in Parasitology**, v. 26, n. 4, p. 162-167, 2010.

BRAGA, F.R.; ARAUJO, J.M.; SILVA, A.R.; ARAUJO, J.V.; CARVALHO, R.O.; SOARES, F.E.F.; QUEIROZ, J.H.; GENIER, H.L.A. Ação ovicida do extrato bruto enzimático do fungo *Pochonia chlamydosporia* sobre ovos de *Ancylostoma* spp. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, n.1, p. 116-118, 2011.

BRAGA, R. R.; TEIXEIRA, A. C.; OLIVEIRA, J. A. A.; CAVALCANTI, L. P. G. Prevalence of *Platynosomum fastosum* infection in free roaming cats in northeastern Brazil: Fluke burden and grading of lesions. **Veterinary Parasitology**, v.227, n.1, p. 20-25, 2016.

BRENNER, M. A.; PATEL, M. B. Cutaneous larva *migrans*: the creeping eruption. **Cutis**, v. 72, n. 2, p. 111-115, 2003.

BRESCIANI, K. D. S.; DO AMARANTE, A. F. T.; DE LIMA, V. M. F.; MARCONDES, M.; FEITOSA, F. L. F.; TÁPARO, C. V.; SERRANO, A. C. M.; ISHIZAKI, M. N.; TOME, R. O.; PERRI, S. H. V.; MEIRELES, M. V. Infecções por *Cryptosporidium* spp. em cães de Araçatuba, SP, Brasil. **Veterinária e Zootecnia**, v. 15, n. 3, p. 466-468, 2008.

BUSH, A. O.; LAFFERTY KD, LOTZ J.M.; SHOSTAK, A. W. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. **Journal of Parasitology**, v. 83, n. 4, p. 575-583, 1997.

CABELLO, R. R.; RUIZ, A. C.; FERREGRINO, R. R.; ROMERO, L. C.; FERREGRINO, R. R.; ZAVALA, J. T. *Dipylidium caninum* infection. **BMJ, Case Reports**, v. 2011, p. bcr0720114510, 2011.

CALVETE, C.; LUCIENTES, J.; CASTILLO, J. A.; ESTRADA, R.; GRACIA, M. J.; PERIBÁÑEZ, M. A.; FERRER, M. Gastrointestinal helminth parasites in stray cats from the mid-Ebro Valley, Spain. **Veterinary Parasitology**, v. 75, n. 2, p. 235-240, 1998.

CAMA, V. A.; ROSS, J. M.; CRAWFORD, S.; KAWAI, V.; CHAVEZ-VALDEZ, R.; VARGAS, D.; VIVAR, A.; TICONA, E.; AVINCOPA, M. N.; WILLIAMSON, J.; ORTEGA, Y.; GILMAN, R. H.; BERN, C.; XIAO, L. Differences in Clinical Manifestations among *Cryptosporidium* Species and Subtypes in HIV-Infected Persons. **The Journal of infectious diseases**, v. 196, n. 5, p. 684-691, 2007.

CAMPILO, C. R.; PEÑA, D. A.; GUILARTE, B. B.; PEÑA, J. A.; GARCIA, J. V.; ARNAIZ-GARCIA, M. E. Larva cutânea migratória. Caso Clínico. **Revista Española de Podologia**, v. 27, n.2, p. 82-85, 2016.

CAMPOS, D. B.; GARIBALDI, I. M.; CARNEIRO, J. R. Prevalência de helmintos em gatos (*Felis catus domesticus*) de Goiânia. **Revista de Patologia Tropical**, v. 3, n. 4, p. 355-359, 1974.

CANTO, G. J.; GUERRERO, R. I.; OLVERA-RAMIREZ, A. M.; MILIAN, F.; MOSQUEDA, J.; AGUILAR-TIPACAMU, G. Prevalence of fleas and gastrointestinal parasites in free-roaming cats in central México. **Plos one**, v. 8, n.4, p.e60744, 2013.

CAPARI, B.; HARNEL, D.; VISSER, M.; WINTER, R.; PFISTER, K.; REHBEIN, S. Parasitic infections of domestic cats, *Felis catus*, in western Hungary. **Veterinary Parasitology**, v. 192, n.1, p. 33-42, 2013.

CARDILLO, N.; ROSA, A.; SOMMERFELT, I. Estudio preliminar sobre los distintos estadios de *Toxocara cati* en gatos: Comunicacion. **Parasitologia Latinoamericana**, v.63, n. 1-2-3-4, p. 72-75, 2008.

CARMO, E. L. D.; PÓVOA, M. M.; MONTEIRO, N. S.; MARINHO, R. R.; NASCIMENTO, J. M.; FREITAS, S. N.; BICHARA, C. N. C. Surto de toxoplasmose humana no Distrito de Monte Dourado, município de Almeirim, Pará, Brasil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v. 1, n. 1, p. 61-66, 2010.

CARMO, E. L. D.; SILVA, M. C. D. M.; XAVIER, U. A. M. Inquérito sorológico de toxoplasmose em candidatos a transplante renal no Hospital Ofir Loyola, Belém, Pará, Brasil. **Revista Panamericana Infectologia**, v.6, n.4, p. 15-17, 2004.

CARREIRA, V. S.; VIEIRA, R. F. C.; MACHADO, G. F.; LUVIZOTO, M. C. R. Feline cholangitis/ cholangiohepatitis complex secondary to *Platynosomum fastosum* infection in a cat. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 91, p. 184-187, 2008.

CARVALHO, A. M. S.; SÁTIRO, F. A. S.; OLIVEIRA, R. M. P.; VENTURA, C. A. Soroprevalência de toxoplasmose humana na cidade de Teresina, no período de 2010 a 2014. **Revista Saúde e Pesquisa**, v.8, n. 3, p. 517-524, 2015.

CARVALHO, E. A. A.; ROCHA, R. L. Toxocariasis: visceral larva migrans in children. **Jornal de Pediatria**, v.87, n.2, p. 100-110, 2011.

CASTRO, L. S.; ALBUQUERQUE, G. R. Ocorrência de *Platynosomum illiciens* em felinos selvagens mantidos em cativeiro no estado da Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n.4, p. 239–241, 2008.

CFMV-Conselho Federal de Medicina Veterinária. **Guia Brasileiro de Boas Práticas em Eutanásia em Animais - Conceitos e Procedimentos Recomendados**. Brasília, DF: CFMV. 2012, p. 62.

CHO, M. K.; LEE, K.H; LEE, S. J.; KANG, S. W.; OCK, M. S.; HONG, Y. C.; LEE, Y. S.; YU, H. S. Identification of host immune regulation candidate genes of *Toxascaris leonina* by expression sequenced tags (ETs) analysis. **Veterinary Parasitology**, v. 164, n. 2, p. 242-247, 2009.

CICERO, L. H.; QUIÑONES, E. M.; SANTOS, C. L. Contaminação das areias de praias do Brasil por agentes patológicos. **Revista Ceciliana**, v.4, n.2, p. 44-49, 2012.

COELHO, R. D. A. L.; DE CARVALHO JR, L. B.; PEREZ, E. P.; ARAKI, K.; TAKEUCHI, T.; ITO, A.; AOKI, T.; YAMASAKI, H. Prevalence of toxocaríasis in northeastern Brazil based on serology using recombinant *Toxocara canis* antigen. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 72, n. 1, p. 103-107, 2005.

COELHO, R. A.; KOBAYASHI, M.; CARVALHO JR, L. B. Prevalence of IgG antibodies specific to *Toxoplasma gondii* among blood donors in Recife, Northeast Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 45, n. 4, p. 229-231, 2003.

COELHO, W. M. D.; AMARANTE, A. F. T. D.; DE SOUTELLO, G.; VELLUDO, R.; MEIRELES, M. V.; SARAIVA BRESCIANI, K. D. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em amostras fecais de felinos no município de Andradina, São Paulo. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.18, n.2, p.46-49, 2009.

COELHO, W. M. D.; AMARANTE, A. F. T.; PERRI, S. H. V.; COELHO, N. M. D.; APOLINÁRIO, J. C.; TEIXEIRA, W. F. P.; BRESCIANI, K. D. S. Coccidiose em cães e gatos do município de Andradina, estado de São Paulo, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 49, n. 2, p. 162-166, 2012.

COLEMAN, K. J.; ROSENBERG, D. E.; CONWAY, T. L.; SALLIS, J. F.; SAELENS, B. E.; FRANK, L. D.; CAIN, K. Physical activity, weight status, and neighborhood characteristics of dog walkers. **Preventive Medicine**, v. 47, n. 3, p. 309-312, 2008.

COSTA, Rebeqa Cristine de Bastos. **Estudo epidemiológico da coinfeção por *Toxoplasma gondii* e pelo vírus da imunodeficiência felina em gatos domésticos (*Felis catus*) em Goiânia, Goiás**. 2015. 45f. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal)- Universidade Federal de Goiás; 2015.

DAGUER, H.; VICENTE, R. T.; DA COSTA, T.; VIRMOND, M. P.; HAMANN, W.; AMENDOEIRA, M. R. R. Soroprevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos e funcionários de matadouros da microrregião de Pato Branco, Paraná, Brasil. **Ciência Rural**, v. 34, n. 4, p. 1133-1137, 2004.

DALL, L. P.; OTTO, M. A.; DA SILVA, A. S.; MONTEIRO, S. G. Parasitos gastrintestinais em gatos naturalmente infectados no município de Santa Maria no estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Acta Veterinaria Brasilica**, v. 4, n. 3, p. 181-184, 2010.

DANTAS-TORRES, F.; OTRANTO, D. Cães, gatos, parasitos e humanos no Brasil: abrindo a caixa preta. **Parasites & Vectors**, v. 7, n.1, p. 1-25, 2014.

DE MELLO, I. N. K.; BRAGA, F. R.; MONTEIRO, T. S. A.; FREITAS, L. G.; ARAÚJO, J. M.; SOARES, F. E. F.; ARAÚJO, J. V. Biological control of infective larvae of *Ancylostoma* spp. in beach sand. **Revista Iberoamericana de Micologia**, v. 31, n. 2, p.114-118, 2014.

DE MOURA, J. V. L.; DOS SANTOS, S. V.; DE CASTRO, J. M.; CHIEFFI, P. P. Estudo experimental acerca da transmissão vertical de *Toxocara cati* em *Mus musculus*. **Arquivos médicos dos Hospitais e da Faculdade de Ciências Médicas da Santa Casa de São Paulo**, v.56, n. 3, p. 138-140, 2011.

DEAN, A. G.; SULLIVAN, K. M, SOE, M. M. OpenEpi: Open Source Epidemiologic Statistics for Public Health, versão 3.1. 2013. Disponível em: <<http://www.openepi.com/TwoByTwo/TwoByTwo>>. Acesso em: 24 jul 2017.

DEAN, A. G.; DEAN, J. A.; BURTON, A. H.; DICKER, R. C. Epi Info: a general purpose microcomputer program for public health information systems. **American Journal of Preventive Medicine**, v. 7, n.3, p. 178-180, 1990.

DEL GIUDICE, P.; DESALVADO, F.; BERNARD, E.; CAUMES, E.; VANDENBOS, F.; MARTY, P.; LE FICHOUX, Y.; DELLAMONICA, P., Loeffler's syndrome and cutaneous larva *migrans*: a rare association. **British Journal of Dermatology**, v.147, n.2, p.386-388, 2002.

DETANICO, L.; BASSO, R. M. C. Toxoplasmose: perfil sorológico de mulheres em idade fértil e gestantes. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v. 38, n. 1, p. 15-18, 2006.

DOMENIS, L.; PELETTI, S.; MODESTO, P.; ZUCCON, F.; CAMPANELLA, C. Detection of a morphogenetically novel *Sarcocystis hominis*-like in the context of a prevalence study in semi-intensively bred cattle in Italy. **Parasitology Research**, v. 9, n. 6, p. 1677-1687, 2011.

DOTSON, M. J.; HYATT, E. M. Understanding dog–human companionship. **Journal of Business Research**, v. 61, n. 5, p. 457–466, 2008.

DUBEY, J. P. A review of *Sarcocystis* of domestic animals and of other coccidia of cats and dogs. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 169, n. 10, p. 1061-1078, 1976.

DUBEY, J. P.; DARRINGTON, C.; TIAO, N.; FERREIRA, L. R.; CHOUDHARY, S.; MOLLA, B.; SAVILLE, W. J.; TILAHUN, G.; KWOK, O. C.; GEBREYES, W. A. Isolation of viable *Toxoplasma gondii* from tissues and feces of cats from Addis Ababa, Ethiopia. **The Journal of Parasitology**, v. 99, n. 1, p. 56-58, 2013.

DUBEY, J. P.; MOURA, L.; MAJUMDAR, D.; SUNDAR, N.; VELMURUGAN, G. V.; KWOK, O. C.; KELLY, P.; KRECEK, R. C.; SU, C. Isolation and characterization of viable *Toxoplasma gondii* isolates revealed possible high frequency of mixed infection in feral cats (*Felis domesticus*) from St Kitts, West Indies. **Parasitology**, v.136, n. 6, p. 589-594, 2009.

EAST, M.L.; KURZE, C.; WILHELM, K.; BENHAIEM, S.; HOFER, H. Factors influencing *Dipylidium* sp. Infection in a free-ranging social carnivore, the spotted hyaena (*Crocuta crocuta*). **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 2, n.1, p. 257-265, 2013.

ECHEVERRY, D. M.; GIRALDO, M. I.; CASTAÑO, J. C. Prevalence of intestinal helminths in cats in Quindío, Colombia. **Biomédica**, v. 32, n. 3, p. 430-436, 2012.

EL-SEIFY, M.A.; AGGOUR, M.G.; SULTAN, K.; MAREY, N.M.; Gastrointestinal helminthes of stray cats in Alenxandria, Egypt: a fecal examination suvery study: Short Communication. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 8, n.1, p. 104-106, 2017.

FARIAS, N. A. R. Toxoplasmose: Realidade e Preconceitos. **Ciência & Tecnologia Veterinária – Revista Acadêmica de Medicina Veterinária da Faculdade de Veterinária – UFPel**, v.1, n.2, p.11-22, 2002.

FAYER, R.; MORGAN, U.; UPTON, S. J. Epidemiology of *Cryptosporidium*: transmission, detection and identification. **International journal for parasitology**, v. 30, n. 12, p. 1305-1322, 2000.

FAYER, R.; SANTÍN, M.; TROUT, J. M.; DUBEY, J. P. Detection of *Cryptosporidium felis* and *Giardia duodenalis* Assemblage F in a cat colony. **Veterinary parasitology**, v. 140, n. 1, p. 44-53, 2006.

FERNANDES, F. M.; ARAÚJO, J. V.; BRAGA, F. R.; GRAZZINELLI-GUIMARÃES, P. H.; ARAUJO, J. M.; FERREIRA, S. R.; CARVALHO, R. O.; MELLO, I. N. K.; FUJIWARA, R. T. In vitro biological control of infective larvae of *Ancylostoma ceylanicum*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.12, n.3, p. 283-286, 2012.

FERREIRA, F. P.; DIAS, R. C. F.; MARTINS, T. A.; CONSTANTINO, C.; PASQUALI, A. K. S.; VIDOTTO, O.; FREIRE, R. L.; NAVARRO, I. T. Frequência de parasitos gastrointestinais em cães e gatos do município de Londrina-PR, com enfoque em saúde pública. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 34, n.2, p. 3851-3858, 2013.

FIGUEIREDO, S. D.; TADDEI, J. A. A. C.; MENEZES, J. J.; NOVO, N. F.; SILVA, E. O.; CRISTÓVÃO, H. L.; CURY, M. C. F. S. Estudo clínico-epidemiológico da toxocaríase em população infantil. **Jornal de Pediatria**, v. 81, n. 2, p. 126-132, 2005.

FIGUEIRÓ-FILHO, E. A.; LOPES, A. H. A.; SENEFONTE, F. R. D. A.; SOUZA JÚNIOR, V. G. D.; BOTELHO, C. A.; FIGUEIREDO, M. S.; DUARTE, G. Toxoplasmose aguda: estudo da frequência, taxa de transmissão vertical e relação entre os testes diagnósticos materno-fetais em gestantes em estado da Região Centro-Oeste do Brasil. **Revista Brasileira de Ginecologia e Obstetrícia**, v. 27, n. 8, p. 442-9, 2005.

FRASSY, L. N.; BRAGA, F. R.; SILVA, A. R.; ARAUJO, J. V.; FERREIRA, S. R.; FREITAS, L. G. Destruição de ovos de *Toxocara canis* pelo fungo nematófago *Pochonia chlamydosporia*. **Revista da Sociedade de Medicina Tropical**, v. 43, n. 1, p. 102-104, 2010.

FREGONESI, B. M.; SAMPAIO, C. F.; RAGAZZI, M. F.; TONANI, K. A. A.; SEGURA-MUÑOZ, S. I. *Cryptosporidium* e *Giardia*: desafios em águas de abastecimento público. **O Mundo da Saúde**, v.36, n. 4, p.602-609, 2012.

FUKAE, J.; KAWANABE, T.; AKAO, N.; KADO, M.; TOKORO, M.; YOKOYAMA, K.; HATTORI, N. Longitudinal myelitis caused by visceral larva *migrans* associated with *Toxocara cati* infection: case report. **Clinical Neurology and Neurosurgery**, v.114, n.7, p.1091-1094, 2012.

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.

GALVÃO, A. L. B.; VACONCELLOS, A. L. D.; NAVARRO, I. T.; BRESCIANI, K. D. S. Aspectos da toxoplasmose na clínica de pequenos animais. **Semina-Ciências Agrárias**, v. 35, n. 1, p. 393-410, 2014.

GAVA, M. G.; HIURA, E.; LOPES, A. C. G.; VIEIRA, F. T.; FLECHER, M.C.; FONSECA, L. A.; SOARES, E. F.; GIUBERTI, T. Z.; LEITE, F. L. G.; LENZ, D.; RASSELE, A. C.; PAZ, J. S.; ALVES, A.; BRAGA, F. R. *Platynosomum fastosum* in na asymptomatic cat in the state of Espírito Santo: Fisrt report. **Revista de Patologia Tropical**,v. 44, n.4, p. 496-502, 2015.

GAVIOLI, F. A.; BORSA, A.; DIOGO, J. E.; DE LARA PINTO, A. Z.; AZEVEDO, L. S.; SOUSA, V. R. F. Ocorrência de endoparasitos em gatos de Cuiabá, Mato Grosso, Brasil. **Archives of Veterinary Science**, v. 16, n. 3, p.25-30 , 2011.

GENNARI, S. M.; KASAI, N.; PENA, H. F. J.; CORTEZ A. Occurrence of protozoa and helminths in faecal samples of dogs and cats from São Paulo city. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 36, n. 2, p. 0-0, 1999.

HOFFMAN, W. A.; PONS, J. A.; JANER, J. L. The sedimentation concentration method in *Schistosomias mansoni*, Puerto Rico. **Journal of PublicHealth**, v. 9, n.1, p. 283-291, 1934.

HONG, S.; KIM, K.; YOON, S.; PARK, W. Y.; SIM, S.; YU, J. R. Detection of *Cryptosporidium parvum* in Environmental Soil and Vegetables. **Journal of Korean Medical Science**, v. 29, n. 10, p. 1367-1371, 2014.

IBGE-Intituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Cidades @**, 2017. Disponível em: <<http://cidades.ibge.gov.br/xtras/perfil.php?lang=&codmun=170210&search=tocantins|araguaina>>. Acesso em: 30 mai 2017.

IBGE-Intituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Pesquisa nacional de saúde : 2013** : acesso e utilização dos serviços de saúde, acidentes e violências : Brasil, grandes regiões e unidades da federação / IBGE, Coordenação de Trabalho e Rendimento. – Rio de Janeiro : IBGE, 2015. Disponível em: <http://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/livros/liv94074.pdf>. Acesso em: 10/02/2017.

ISHIZUKA, M. M. Avaliação da frequência de reagentes ao *Toxoplasma gondii*, pela prova de Imunofluorescência indireta (Anti IG_g) em magarefes. **Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo**, v. 15, n. 2, p. 155-158, 1978.

IZUMIYAMA, S.; NAKAI, Y.; ITAGAKI, T.; ONO, T.; OOTSUKA, T.; KUROKI, T.; ENDO, T. Prevalence of *Cryptosporidium* infection in domestic and companion animals in the northern part of Japan. **Journal of Animal Protozooses (Japan)**, v. 16, n.1, p. 18-23, 2001.

JERONIMO, R. U. A. S.; CUNHA, C.; SILVA, S. Prevalência de *Sarcocystis* spp. (Lankester, 1882) em bovinos clinicamente sadios, da região sul do Rio Grande do Sul, Brasil. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 7, n. 3, p. 227-230, 2001.

JESUS, M. F. P.; BRITO, J.A.; SILVA, V. C.; PEDROSO, P. M. O.; PIMENTEL, L.A.; MACEDO, J. T. S. A.; SANTIN, F.; SILVA, S. M.; NETO, A. F. S.; RIBEIRO, R. R. Natural infection by *Patynosomum illicens* in a stray cat in Cruz das Almas, Recôncavo da Bahia, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Pathology**, v.8, n.1, p. 25-28, 2015.

JITTAPALAPONG, S.; INPARNKAEW, T.; PINYOPANUWAT, N.; KENGRADOMKIJ, C.; SANGVARANOND, A.; WONGNAKPHEI, S. Gastrointestinal parasites of stray cats in Bangkok metropolitan áreas. **Katsetsart Journal of Natural Science**, v. 41, n.1, p. 69-73, 2007.

JUNIOR, A. L. F.; ARAUJO, K. B. S.; MEDEIROS, V. S. Ocorrência de parasitas com potencial zoonótico em fezes de cães coletadas em vias públicas da cidade de natal. **Revista Humano Ser - UNIFACEX**, v.1, n.1, p. 52-59, 2015.

KANG, S.A.; PARK, M.K.; CHO, M.K.; YU, H.S. Alteration of cytokine production during visceral larva *migrans* by *Toxascaris leonine* in mice: Brief Communication. **Korean Journal Parasitology**, v.51, n.5, p. 583-588, 2013.

KATAGIRI, S.; OLIVEIRA–SEQUEIRA, T. C. G. Zoonoses causadas por parasitas intestinais de cães e o problema do diagnóstico. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 74, n.2, p. 175-184, 2007.

KETZIS, J.K.; SHELL, L.; CHINAULT, S.; PEMBERTON, C.; PEREIRA, M.M. The prevalence of *Trichuris* spp. Infection in indoor and outdoor cats on St. Kitts. **Journal of Infection in Developing Countries**, v.9, n. 1, p. 111-113, 2015.

KNAUS, M.; CHESTER, S. T.; ROSENTEL, J.; VISSER, M.; REHBEIN, S. Efficacy of a novel topical combination of fipronil, (S)-methoprene, eprinomectin and praziquantel against experimental infections of *Toxascaris leonina* in cats. **Veterinary Parasitology**, v. 202, n. 1, p. 40-44, 2014.

KNAUS, M.; KUSI, I.; RAPTI, D.; XHAXHIU, D.; WINTER, R.; VISSER, M.; REHBEIN, S. Endoparasites of cats from the Tirana area and the first report on *Aelurostrongylus abstrusus* (Railliet, 1898) in Albania. **Wiener klinische Wochenschrift**, v. 123, n.1, p. 31-35, 2011.

LABARTHE, N.; SERRÃO, M. L.; FERREIRA, A. M. R.; ALMEIDA, N. K.; GUERRERO, J. A survey of gastrointestinal helminths in cats of the metropolitan region of Rio de Janeiro, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.123, n.1, p.133-139, 2004.

LABRUNA, M. B.; PENA, H. F. J.; SOUZA, S. L. P.; PINTER, A.; SILVA, J. C. R.; RAGOZO, A. M. A.; CAMARGO, L. M. A.; GENNARI, S. M. Prevalência de endoparasitas em cães da área urbana do município de Monte Negro, Rondônia. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.73, n.2, p.183-193, 2006.

LACORCIA, L.; GASSER, R.B.; ANDERSON, G.A.; BEVERIDGE, I. Comparison of bronchoalveolar lavage fluid examination and other diagnostic techniques with the Baermann technique for detection of naturally occurring *Aelurostrongylus abstrusus* infection in cats. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 235, n.1, p. 43-49, 2009.

LEAL, P. D. S. A.; CAMPOS, D. P.; RODRIGUES, M. D. L. D. A.; BOTELHO, G. G.; LABARTHE, N. V.; LOPES, C. W. G. Parasitos gastrintestinais em uma colônia de gatos na Zona Oeste da cidade do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v.37, n.1, p. 95-99, 2015.

LEAL, P. D. S. A.; CAMPOS, D. P.; RODRIGUES, M. L. A.; BOTELHO, G. G.; LABARTHE, N. V. Avaliação da administração oral de ácido ursodesoxicólico (AUDC) no diagnóstico da infecção natural por *Platynosomum illiciens* em gatos. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 33, n.4, p. 229-233, 2011.

LEAL, P. D. S.; COELHO, C. D.; FLAUSINO, G. Diagnóstico de infecções concomitantes por *Cystoisospora canis* (Nemeséri, 1959) e *Cyniclomyces guttulatus* (Robin, 1853): Relato de caso. **Revista Eletrônica Coccidia**, v.1, n.2, p.44-48, 2013.

LEAM, G.; WALKER, L.E. The occurrence of *Platynosomum fastosum* in domestic cats in the Bahamas. **Veterinary Record**, v.75, n. 2, p. 46–48, 1963.

LEITE, L.C. Ocorrência de endoparasitas com potencial zoonótico de transmissão em fezes de gatos (*Felis catus domesticus* Linnaeus, 1758) domiciliados na área urbana e região metropolitana de Castro–Paraná-Brasil The occurrence of endoparasites with zoonotic. **Ambiência**, v. 8, n. 3, p. 923-930, 2012.

LEITE, L.C.; BANDEIRA, C.R.; CIRIO, S.M.; LUZ, E.; DINIZ, J.M.F.; LEITE,S.C.; LUNELLI, D.; WEBER, S.; COELLI, C.R.V.R. Ocorrência de ovos de *Ancylostoma* spp e *Trichuris* spp em fezes de cães em Meia-Praia, Itapema,Santa Catarina, Brasil.**Estudos de Biologia.**, v. 28, n. 65, p. 105-110, 2006.

LEMOS, C.H.; OLIVEIRA, C.R. Infestação humana pelo *Dipylidium caninum*. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.18, n.4, p. 267-268, 1985.

LENIS, C.; NAVARRO, J. F.; VELEZ, I. First case of platinosomosis from Colombia: *Platynosomum illiciens* (Digenea: Dicrocoeliidae) in *Feliscatus*, Turbo, Antioquia. **Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias**, v. 22, n. 4, p. 659-663, 2009.

LIMA, A. F. M.; LUNA, S. P. L. Algumas causas e consequências da superpopulação canina e felina: acaso ou descaso? **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.10, n.1, p. 32-38, 2012.

LIMA, V. F. S.; SANTOS, T. J.; BEZERRA, T. L.; SILVA-SANTOS, M.; MEIRA-SANTOS, P. O. Helminthozoonoses e protozoonoses caninas no bairro Rosa Elze, São Cristóvão/Sergipe–Brasil. **Enciclopédia Biosfera**, v. 10, n. 19, p. 1133-1145, 2014.

LIU, G.H.; ZHOU, D.H.; ZHAO, L.; XIONG, R.C.; LIANG, J.Y.; ZHU, X.Q. The complete mitochondrial genome of *Toxascaris leonina*: Comparasion with other closely related species and phylogenetic implications. **Infection, Genetics and evolution**, v. 21, n.1, p. 329-333, 2014.

LIU, Y.; ZHENG, G.; ALSARAKIBI, M.; ZHANG, X.; HU, W.; LU, P.; LIN, L.; TAN, L.; LUO, Q.;LI, G. Molecular identification of *Ancylostoma caninum* isolated from cats in

southern China based on complete ITS sequence. **Bio Med Research International**, v. 2013, n.1, p. 6, 2013.

LOPES, C. W. G. O gênero *Sarcocystis* (Lankester, 1882) (Apicomplexa: Sarcocystidae), uma questão a ser reavaliada no Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n.1, p. 14-16, 2004.

LOPEZ, J.; ABARCA, K.; PAREDES, P.; INZUNZA, E. Intestinal parasites in dogs and cats with gastrointestinal symptoms in Santiago, Chile. **Revista médica de Chile**, v. 134, n. 2, p. 193-200, 2006.

LORENZINI, G.; TASCIA, T.; CARLI, G. A. Prevalence of intestinal parasites in dogs and cats under veterinary care in Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 44, n. 2, p. 137-145, 2007.

LOSS, Z. G.; LOPES, C. W. E. Tratamento durante a gestação e no período pós-parto com Sulfadiazina associada à Pirimetamina de gatas portadoras de infecção natural por *Cystoisospora felis* (Wenyon, 1923) e *C. rivolta* (Grassi, 1879) (Apicomplexa: Cystoisosporinae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 6, n. 1, p. 57-60, 1997.

MACHADO, E. R.; SANTOS, D. S.; COSTA-CRUZ, J. M. Enteroparasites and commensal among children in four peripheral districts of Uberlândia, State of Minas Gerais. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 41, n. 6, p. 581-585, 2008.

MACHADO, J. A. C.; ROCHA, J. R.; SANTOS, L. M.; PICCININ, A. Terapia assistida por animais (TAA). **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, v.10, n.4, p. 1-7, 2008.

MACIAS, V.C.; CARVALHO, R.; CHAVEIRO, A.; CARDOSO, J. Larva *migrans* cutânea- A propósito de um caso clínico. **Revista da Sociedade Portuguesa de Dermatologia**, v. 71, n.1, 93-96, 2013.

MACPHERSON, C. N. L. The epidemiology and public health importance of toxocaríasis: a zoonosis of global importance. **International Journal for Parasitology**, v. 43, n.12, p. 999-1008, 2013.

MAIA, M. A.; CAMPOS, D. M. B.; DAMASCENO, F. A. *Dipylidium caninum* (Cestoda-Dilepididae), Relato de um caso humano em Goiânia, Goiás. **Revista de Patologia Tropical**, v. 20, n.1, p. 7-12, 1991.

MAKKI, M.; DUPOUY-CAMET, J.; SAJJADI, S. M. S.; MORAVEC, F.; NADDAF, S. R.; MOBEDI, I.; MALEKAFZALI, H.; REZAEIAN, M.; MOHEBALI, M.; KARGAR, F.; MOWLAVI, G. Human spiruridiasis due to *Physaloptera* spp. (Nematoda: Physalopteridae) in a grave of the Shahr-e Sukhteh archeological site of the Bronze Age (2800–2500 BC) in Iran. **Parasite**, v. 24, n.18, p. 2017.

MARINHO, R. P.; NEVES, D. P. *Dipylidium caninum* (Cestoda-Dilepididae) Relato de dois casos humanos. **Revista do Instituto de Medicina Tropical**, v. 21, n.5, p. 266-268, 1979.

MARQUES, J. M.; ISBRECHT, F. B.; LUCAS, T. M.; GUERRA, I. M. P.; DALMOLIN, A.; SILVA, R. C.; LANGONI, H.; SILVA, A. V. Detecção de anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* em animais de uma comunidade rural do Mato Grosso do Sul, Brasil. **Semina-Ciências Agrárias**, v. 30, n. 4, p. 889-898, 2009.

MARTINEZ-MORENO, F. J.; HERNÁNDEZ, S.; LÓPEZ-COBOS, E.; BECERRA, C.; ACOSTA, I.; MARTINEZ-MORENO, A. Estimation of canine intestinal parasites in Cordoba (Spain) and their risk to public health. **Veterinary parasitology**, v. 143, n. 1, p. 7-13, 2007.

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. 117, n. 4, p. 251-262, 2003.

McGUINNES, S. L.; LEDER, K. Global burden of toxocariasis: a common neglected infection of poverty. **Current Tropical medicine Reports**, v.1, p. 52-61, p.5, 2014.

MEIRELES, G. S.; PAES-DE-ALMEIDA, E. C.; FILHO, P. R. C.; FLAUSINO, W.; RODRIGUES, J. S.; FERREIRA, A. M. R.; LOPES, C. W. G.; Avaliação do intestino delgado e linfonodos mesentéricos de cães (*Canis familiaris*) infectados experimentalmente com *Sarcocystis cruzi* (Hasselmann, 1923) Wenyon, 1926 (Apicomplexa: Sarcocystidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.17, n. 1, p.331-334, 2008.

MENDES, R. C.; TEIXEIRA, A. T. L. S.; PEREIRA, R. A. T.; DIAS, L. C. S. Estudo comparativo entre os métodos de Kato-Katz e coprotest. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 38, n. 2, p. 178-180, 2005.

MICHAELSEN, R.; SILVEIRA, E.; MARQUES, S. M. T.; PIMENTEL, M.C.; COSTA, F.V.A. *Platynosomum concinnum* (Trematoda: Dicrocoeliidae) em gato doméstico da cidade de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. **Veterinária em Foco**, v.10, n.1, p.53-60, 2012.

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, n. 1, p. 163-166, 2010.

MOHAMADAIN, H. S.; AMMAR, K. N. Redescription of *Physaloptera praeputialis* von Linstow 1989 (Nematoda: Spirurida) infecting stray cats (*Felis catus* Linnaeus, 1758) in Qena, Egypt and overview of the genus taxonomy. **Journal of the Egyptian society of Parasitology**, v. 42, n. 3, p. 675-690, 2012.

MONTEIRO, M. B.; MEDEIROS, L. S.; RIBEIRO, V. M. F.; CARVALHO, Y. K.; SOUZA, S. F. Endoparasitas em cães domiciliados no município de Rio Branco, Acre. **Enciclopédia Biosfera**, v.10, n.19, p. 982-989, 2014.

MONTEIRO, M. F. M.; RAMOS, R. A. N.; CALADO, A. M. C.; LIMA, V. F. S.; RAMOS, I. C. D. N.; TENÓRIO, R. F. L.; FAUSTINO, M.A.G.; ALVES, L. C. Gastrointestinal parasites of cats in Brazil: frequency and zoonotic risk. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.25, n.2, p. 254-257, 2016.

MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**, São Paulo: Roca, 2010, 356 p.

MORÉ, G.; ABRAHAMOVICH, P.; JURADO, S.; BACIGALUPE, D.; MARIN, J. C.; RAMBEAUD, M.; L. VENTURINI.; VENTURINI, M. C. Prevalence of *Sarcocystis* spp. in Argentinean cattle. **Veterinary parasitology**, v. 177, n. 1, p. 162-165, 2011.

MOURA, A. B.; TREVISANI, N.; DE QUADROS, R. M.; LEDO, G.; DE SOUZA, A. P.; SARTOR, A. A. Anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em gatos apreendidos pelo centro de controle de zoonoses de Lages, SC. **Archives of Veterinary Science**, v.20, n.1, p.01-07, 2015.

MUGRIDGE, N. B.; MORRISON, D. A.; HECKEROTH, A. R.; JOHNSON, A. M.; TENTER, A. M. Phylogenetic analysis based on full-length large subunit ribosomal RNA gene sequence comparison reveals that *Neospora caninum* is more closely related to *Hammondia heydorni* than to *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, v. 29, n. 10, p. 1545-1556, 1999.

MURPHY, S. C.; HOOGESTRAAT, D. R.; SENGUPTA, D. J.; PRENTICE, J.; CHAKRAPANI, A.; COOKSON, B. T. Molecular Diagnosis of Cystoisosporiasis Using Extended-Range PCR Screening. **The Journal of Molecular Diagnostics**, v. 13, n. 3, p. 359-362, 2011.

NAEM, S.; ASADI, R. Ultrastructural characterization of male and female *Physaloptera rara* (Spirurida: Physalopteridae): feline stomach worms. **Parasitology Research**, v. 112, n. 5, p. 1983-1990, 2013.

NAEM, S.; FARSHID, A. A.; MARAND, V. T. Pathological findings on natural infection with *Physaloptera praeputialis* in cats. **Journal of Egyptian Society of Parasitology**, v. 76, n. 4, p.315-321, 2006.

NARASIMHAM, M.; PANDA, P.; MOHANTY, I.; SAHU, S.; PADHI, S.; DASH, M.; *Dipylidium caninum* infection in a child: a rare case report. **Indian Journal of Medical Microbiology**, v.31, n.1, p. 82-84, 2013.

NASCIMENTO, R. C.; CAVALCANTI, I. M. F.; IRMÃO, J. I.; ROCHA, J. S. Presença de *Cryptosporidium* spp. em crianças com diarreia aguda em um creche pública de Recife, Estado de Pernambuco. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 43, n. 2, p. 175-178, 2009.

NEIRA, P.; JOFRÉ, L.; MUÑOZ, N. Infección por *Dipylidium caninum* en un preescolar: Presentación del caso y revisión de la literatura. **Revista chilena de infectología**, v. 25, n. 6, p. 465-471, 2008.

NEIRA-OTELLO, BARTHEL, E. M. WILSON, G. L. MUÑOZ, S. N. Infección por *Isospora belli* en pacientes con infección por HIV. Presentación de dos casos y revisión de la literatura. **Revista Chilena de Infectología**, v. 27, n. 3, p. 219-227, 2010.

NELSON, R. W.; COUTO, C. G. **Medicina interna de pequenos animais**. 4ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. p.1468.

NYAMBURA-NJUGUNA, A.; KAGIRA, J. M.; MUTURI-KARANJA, S.; NGOTHO, M.; MUTHARIA, L.; WANGARI MAINA, N. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and Other Gastrointestinal Parasites in Domestic Cats from Households in Thika Region, Kenya. **BioMed Research International**, v. 2017, n.1, p.6, 2017.

OLBRICH-NETO, J.; MEIRA, D. A. Soroprevalência de vírus linfotrópico de células T humanas, vírus da imunodeficiência humana, sífilis e toxoplasmose em gestantes de Botucatu - São Paulo - Brasil: fatores de risco para vírus linfotrópico de células T humanas. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 37, n.1, p. 28-32, 2004.

OLIVEIRA, F.; FAGUNDES, E.; BIAZOTTO, G. Ancilostomíase. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**. São Paulo, v.4, n.11, 2008.

OSHIRO, E. T.; DORVAL, M. E. C.; NUNES, V. L. B.; SILVA, M. A. B.; SAID, L. A. M. Prevalência do *Cryptosporidium parvum* em crianças abaixo de 5 anos, residentes na zona urbana de Campo Grande, MS, Brasil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 33, n. 3, p. 277-280, 2000.

OSTERMANN, A. M.; LIMA, M. M.; FARIAS, M. P. O.; ALENCAR, A. S.; GALINDO, M. K. F.; SILVA, C. T.; ALVES, L. C.; FAUSTINO, M. A. G. Comparação entre exames coproparasitológicos e necroscópicos para diagnóstico da infecção por helmintos gastrintestinais em cães (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) errantes provenientes da região metropolitana de Recife-PE. **Biotemas**, v. 24, n. 2, p. 47-56, 2011.

OVERGAAUW, P. A. M.; vanKNAPEN, F. Veterinary and public health aspects of *Toxocara* spp. **Veterinary Parasitology**, v. 193, n. 4, p. 398-403, 2013.

PAVLINAC, P. B.; JOHN-STEWART, G. C.; NAULIKHA, J. M.; ONCHIRI, F. M.; DENNO, D. M.; ODUNDO, E. A.; SINGA, B. O.; RICHARDSON, B. A.; WALSON, J. L. High-Risk Enteric Pathogens Associated with HIV-Infection and HIV-Exposure in Kenyan Children with Acute Diarrhea. **AIDS (London, England)**, v. 28, n. 15, p.2287, 2014.

PAWAR, R. M.; LAKSHMKANTAN, U.; HASAN, S.; POORNACHANDAR, A.; SHIVAJ, S. Detection and molecular characterization of ascarid nematode infection (*Toxascaris leonina* and *Toxocara cati*) in captive asiatic lions (*Panthera leo persica*). **Acta Parasitologica**, v. 57, n.1, p. 67-73, 2012.

PEDERSEN, S. H.; WILKINSON, A. L.; ANDREASEN, A.; WARHURST, D. C.; KINUNG'HI, S. M.; URASSA, M.; MKWASHAPI, D. M.; TODD, J.; CHANGALUCHA, J.; MCDERMID, J. M. Cryptosporidium Prevalence and Risk Factors among Mothers and Infants 0 to 6 Months in Rural and Semi-Rural Northwest Tanzania: A Prospective Cohort Study. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 8, n. 10, p. e3072, 2014.

PEREIRA, D. A.; DAMIN, J.; LIMA, L. M.; ULIANO, R. W. *Isospora belli*: Aspectos clínicos e diagnóstico laboratorial. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v.41, n.4, p.283-286, 2009.

PEREIRA, F. B.; ALVES, P. V.; ROCHA, B. M.; LIMA, S. S.; LUQUE, J. L. A new *Physaloptera* (Nematoda: Physalopteridae) parasite of *Tupinambis merinae* (Squamata: Teiidae) from southeastern Brazil. **Journal of Parasitology**, v.98, n. 6, p. 1227-1235, 2012.

PEREIRA, N. V.; SOUZA, F. S.; PIRANDA, E. M.; CANÇADO, P. H. D.; LISBÔA, R. S. Enteroparasitos encontrados em cães e gatos atendidos em duas clínicas veterinárias na cidade de Manaus, AM. **Amazon Science**, v. 1, n.1, p. 8-17, 2012.

PERUCA, L. C. B.; LANGONI, H.; LUCHEIS, S. B. Larva *migrans* visceral e cutânea como zoonoses: Revisão de literatura. **Veterinária e Zootecnia**, v. 16, n. 4, p. 601-616, 2009.

PETRY, G.; KRUEDEWAGEN, E.; KAMPKOETTER, A.; KRIEGER, K. Efficacy of emodepside/ toltrazuril suspension (Procox oral suspension for dogs) against mixed experimental *Isospora felis*/ *Isospora rivolta* infection in cats. **Parasitology Research**, v. 109, n. 1, p. 29-36, 2011.

PINTO, L. D.; MARQUES, S. M. T.; BIGATTI, L. E. B.; DE ARAUJO, F. A. P. Enteroparasitos de cães: prevalência e conhecimento dos proprietários sobre fatores epidemiológicos. **Veterinária em Foco**, v. 5, n. 1, p. 10-15, 2007.

PITA-FERNÁNDEZ, L.; VARGAS-CASTRILLÓN, J.; PAZOS, C.; GALLEGO, I.; GARCÍA-MONZÓN. Colitis by *Cryptosporidium* as initial manifestation of acquired immunodeficiency syndrome. **Revista Española de Enfermedades Digestivas**, v. 98, n. 8, p. 621-623, 2006.

PIVOTO, F. L.; LOPES, L. F. D.; VOGEL, F. S. F.; BOTTON, S. A.; SANGIONI, L. A. Ocorrência de parasitos gastrointestinais e fatores de risco de parasitismo em gatos domésticos urbanos de Santa Maria, RS, Brasil. **Ciência Rural**, v. 43, n. 8, p.1453-1458, 2013.

POULSEN, C.S.; SKOV, S.; YOSHIDA, A.; SKALLERUP, P.; MARUYAMA, H.; THAMSBORG, S.M.; NEJSUM, P. Differential serodiagnostics of *Tocara canis* and *Toxocara cati*-is it possible? **Parasite Immunology**, v. 37, n.4, p. 204-207, 2015.

PRADO, A. A. F.; ALMEIDA, G. F.; GONTIJO, L. S.; TORRES, M. L. M. Toxoplasmose: o que o profissional da saúde deve saber. **Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer**, v. 7, n. 12, p. 1-30, 2011.

QUADROS, R. M.; MARQUES, S. M. T.; MOURA, A. B.; ANTONELLI, M.; First report of the nematode *Physaloptera praeputialis* parasitizing a jaguarandi: Short Communication. **Neotropical Biology and Conservation**, v.9, n.3, p.186-189, 2014.

RAGOZO, A. M. A.; SILVA, J. C. R.; CARAVIERI, R.; AMAJONER, V. R.; MAGNABOSCO, C.; GENNARI, S. M. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em fezes de gatos das cidades de São Paulo e Guarulhos. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v.39, n.5, p. 244-246, 2002.

RAMBOZZI, L.; MENZANO, A.; MANNELLI, A.; ROMANO, S.; ISAIA, M. C. Prevalence of cryptosporidian infection in cats in Turin and analysis of risk factors. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 9, n. 5, p. 392-396, 2007.

RAMIRES-BARRIOS, R. A.; FERNANDEZ, G.; VALERA, Z.; ACOSTA, G.; PARRA, O.; BARBOZA, G. Prevalencia de helmintos gastrointestinales en gatos admitidos em La policlínica veterinária de La Universidad Del Zulia. **Revista Científica, FCV-LUZ**, v. 18, n.4, p. 374-380, 2008.

RAMOS, D. G. S.; SANTOS, A. R. G. L. O.; FREITAS, L. C.; BRAGA, I. A.; SILVA, E. P.; SOARES, L. M. C.; ANTONIASSI, N. A. B.; FURLAN, F. H.; PACHECO, R. C.; Feline platynosomiasis: analysis of the association of infection levels with pathological and biochemical findings. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v.26, n.1, p. 54-59, 2017.

RAMOS, D. G. S.; SCHEREMETA, R. G. A. C.; OLIVEIRA, A. C. S.; SINKOC, A. L.; PACHECO, R. C. Survey of helminth parasites of cats from the metropolitan area of Cuiabá, Mato Grosso, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, n. 2, p. 201-206, 2013.

RASSIER, G. L.; BORSUK, S.; PAPPERN, F.; SCANI, C. J.; GALLINA, T.; VILELA, M. M.; DA ROSA FARIAS, N. A.; BENAVIDES, M. V.; BERNE, M. E. *Toxocara* spp. seroprevalence in sheep from southern Brazil. **Parasitology research**, v. 112, n.9, p. 3181-3186, 2013.

REY, L. C.; RAMALHO, I. L. C. Seroprevalence of toxoplasmosis in Fortaleza, Ceara, Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 41, n. 3, p. 171-174, 1999.

RIBEIRO, Cláudia de Mello (Org.). **Enfermidades parasitárias por protozoários em pequenos animais**. Rio de Janeiro: Rubio; 2015.

RODRIGUES, A. A. M.; CORRÊA, R. S.; SOUZA, F. S.; LISBÔA, R. S.; PESSOA, R. O. Ocorrência de parasitos zoonóticos em fezes de cães em áreas públicas em duas diferentes comunidades na Reserva Desenvolvimento Sustentável do Tupé, Amazonas. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, v.8, n.3, p. 138-146, 2014.

RODRIGUES, H. O. Contribuição ao estudo do gênero *Platynosomum* Loos, 1907 (Trematoda, Dicrocoeliidae). **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.61, n.3, p.507-515, 1963.

RYAN, U.; HIJAWI, N. New developments in *Cryptosporidium* research. **International Journal for Parasitology**, v. 45, n. 6, p. 367-373, 2015.

SANTAREM, V. A.; BIN, L. L. C.; SILVA, M. C. A. Contaminação do solo por ovos de *Toxocara* spp. em assentamento rural de Mirante do Paranapanema, São Paulo, Brasil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 33, n.4, p. 1525-1530, 2012.

SANTAREM, V. A.; RUBINSKY-ELEGFANT, G.; CHESINE, P. A. F.; LELI, F. N. C. Toxocaríase canina e humana. **Revista Veterinária e Zootecnia**, v.6, n.3, p. 437-447, 2009.

SANTOS, G.; JOÃO, A. Larva *migrans* cutânea-A propósito de um caso típico. **Revista da Sociedade Portuguesa de Dermatologia**, v. 71, n. 1, p. 97-99, 2013.

SCHENONE, H.; THOMPSON, L.; QUERO, M. S. Infección por *Dipylidium caninum* en una niña tratada con praziquantel. **Boletín Chileno de Parasitología**, v. 42, n. 3/4, p. 74-5, 1987.

SCHIMIDT, E. M. S.; CEZARO, M. C. *Toxocara* spp. O inimigo que ronda os quatro cantos do Brasil. **Archives of Veterinary Science**, v.21, n.3, p. 100-118, 2016.

SERRA, C. M. B.; UCHÔA, C. M. A.; COIMBRA, R. A. 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.

SHEATER, A. L. The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a flotation technique. **Journal of Comparative Pathology and Therapeutics**, v. 36, n.1, p. 266-275, 1923.

SHELL, L.; KETZIS, J.; HALL, R.; RAWLINS, G.; PLESSIS, W. Praziquantel treatment for *Platynosomum* species infection of a domestic cat on St Kitts, West Indies. **Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports**, v. 1, n. 1, p. 1-4, 2015.

SILVA, G. R.; DE SANTANA, I. M.; DE SOUZA FERREIRA, A. C. M.; BORGES, J. C. G.; ALVES, L. C.; de GLORIA FAUSTINO, M. A. Ocorrência de *Cryptosporidium* spp. em felinos de Recife, PE, Brasil. **Veterinária e Zootecnia**, v. 22, n. 3, p. 408-417, 2015.

SILVA, H. C.; CASTAGNOLLI, K. C.; SILVEIRA, D. M.; COSTA, G. H. N.; GOMES, R. A.; NASCIMENTO, A. A. Fauna helmíntica de cães e gatos provenientes de alguns municípios do estado de São Paulo. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 22, n. 1, p. 63-66, 2001.

SILVA, J. C. S.; COSTA, A. P.; PRASERES, D. C.; TORRES, M. A. O.; DE OLIVEIRA-NETA, M. D. D.; DA SILVA TEÓFILO, T. Endoparasitas em cães e gatos diagnosticados em São Luís-Maranhão. **PUBVET**, v. 11,n.6, p. 538-645, 2017.

SILVA, K. S. M.; SILVA, R. J.; PEREIRA, W. L. A. Occurrence of infection by *Platynosomum illiciens* (Braun, 1901) in captive neotropical primates. **Primates**, v.53, n.1, p. 79 - 82, 2012.

SLOSS, M. W. ; ZAJAC, A. M.; KEMP, R. L. **Parasitologia Clínica Veterinária**, São Paulo: Manole, 1999, p.198.

SOLDAN, M. H.; MARQUES, S. M. T. Platinosomose: Abordagem na clínica felina. **Revista da FZVA**, v.18, n.1, p.46-67, 2011.

SOUSA-FILHO, R. P.; SAMPAIO, K. O.; HOLANDA, M. S. B.; VASCONCELOS, M. C.; MORAIS, G. B.; VIANA, D. A.; COSTA, F. V. A. Primeiro relato de infecção natural pelo *Platynosomum* spp em gato doméstico no município de Fortaleza, Ceará, Brasil. **Arquivos de Ciências Veterinárias e Zoologia da UNIPAR**, v.18, n.1, p. 59-63, 2015.

SOUSA, V. R.; ALMEIDA, A. F.; CÂNDIDO, A. C.; BARROS, L. A. Ovos e larvas de helmintos em caixas de areia de creches, escolas municipais e praças públicas de Cuiabá, MT. **Ciência Animal Brasileira**, v. 11, n. 2, p. 390-395, 2010.

SOUZA, R. F.; DATTOLI, V. C. C.; SANTANA, C. C.; SANTOS, N. M.; BARROWIN-MELO, S. M.; ALCANTARA-NEVES, N. M. Prevalência e fatores de riscos da infecção humana por *Toxocara canis* em Salvador, Estado da Bahia. Comunicação. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 44, n. 1, p. 516-519, 2011.

SOUZA-DANTAS, L. M.; BASTOS, O. P. M.; BRENER, B.; SALOMÃO, M.; GUERRERO, J.; LABARTHE, N. V. Técnica de centrífugo-flutuação com sulfato de zinco no diagnóstico de helmintos gastrintestinais de gatos domésticos. **Ciência Rural**, v. 37, n. 3, p. 904-906, 2007.

STALLIVIERE, F. M.; BELLATO, V.; SOUZA, A.P.; SARTOR, A. A.; MOURA, A. B.; ROSA, L. D. Ectoparasitas e helmintos intestinais em *Felis catus domesticus*, da cidade de Lages-SC, Brasil e aspectos socioeconômicos e culturais das famílias dos proprietários dos animais. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.18, n.4, p. 26-31, 2009.

STOJANOVIC, V.; FOLEY, P. Infectious disease prevalence in a feral cat population on Prince Edward Island, Canada. **The Canadian Veterinary Journal**, v. 52, n. 9, p. 979-982, 2011.

STRUBE, C.; HEUER, L.; JANECEK, E. *Toxocara* spp. infections in paratenic hosts. **Veterinary Parasitology**, v. 193, n. 4, p. 375-389, 2013.

TAN, S. K.; LIU, T. T. Cutaneous larva *migrans* complicated by Löffler syndrome. **Archives of dermatology**, v. 146, n. 2, p. 210-212, 2010.

TANDON, N.; GUPTA, S. Cryptosporidiosis causing severe persistent diarrhea in a patient with multiple myeloma: A Case report and brief review of literature. **Indian Journal of Medical and Paediatric Oncology**, v. 35, n. 1, p. 93, 2014.

TAYLOR, M.A.; COOP, R.L.; WAL, R.L. **Parasitologia Veterinária**, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2010, p.742.

THOMPSON, R. A.; PALMER, C. S.; O'HANDLEY, R. The public health and clinical significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. **The veterinary journal**, v. 177, n. 1, p. 18-25, 2008.

TORRICO, J. K.; SANTOS, K. R.; MARTINS, T.; SILVA, F. M. P.; 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, SP. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n.1, p. 182-183, 2008.

TOSATO, M. E. V. B.; PILONETTO, M.; SCARIN, A. K. Apuração de custos para a realização de urocultura em um laboratório de médio porte do setor privado. **Revista de Laboratório Moderno - Newslab**, v. 12, n. 69, p. 114-142, 2005.

TRAVERSA, D. Are we paying too much attention to cardio-pulmonary nematodes and neglecting old-fashioned worms like *Trichuris vulpis*? **Parasites & Vectors**, v.4, n.1, p.32, 2011.

TRAVERSA, D; LIA, R. P.; LORIO, R.; BOARI, A.; PARADIES, P.; CAPELLI, G.; AVOLIO, S.; OTRANTO, D. Diagnosis and risk factors of *Aelurostrongylus abstrusus* (Nematoda, Strongylida) infection in cats from Italy. **Veterinary Parasitology**, v. 153, n.1, p. 182-186. 2008.

TZANNES, S.; BATCHELOR, D. J.; GRAHAM, P. A.; PINCHBECK, G. L.; WASTLING, J.; GERMAN, A. J. Prevalence of *Cryptosporidium*, *Giardia* and *Isospora* species infections in pet cats with clinical signs of gastrointestinal disease. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 10, n. 1, p. 1-8, 2008.

VALENZUELA, O.; GONZÁLEZ-DÍAZ, M.; GARIBAY-ESCOBAR, A.; BURGARA-ESTRELLA, A.; CANO, M.; DURAZO, M.; BERNAL, R. M.; HERNANDEZ, J.; XIAO, L. Molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. in children from Mexico. **PLoS One**, v. 9, n. 4, p. e96128, 2014.

VASCONCELLOS, M. D. S. D.; BATISTA, L. C. D. S. O.; VIDAL, L. G. P.; DOS PASSOS, M. M. Intensidade de infecção por *Isosporaspp.*(Apicomplexa: Eimeriidae) em trinca-ferros-verdadeiros *Saltator similis* d'Orbigny, Lafresnaye (Passeriformes: Cardinalidae) mantidos em cativeiro no Município de Valença, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Eletrônica Coccidia**, v.1, n.2., p. 39-43, 2013.

VASCONCELOS, M. C.G.; TALON, D. D. B.; SILVA JR, 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.

VICENTE, J.J.; RODRIGUES, H.O.; GOMES, D.C.; PINTO, R.M. Nematóides do Brasil. Parte V: Nematóides de mamíferos. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 14, n.1, p. 1-452, 1997.

VIEIRA, F. M.; LUQUE, J. L.; LIMA, S. S.; NETO, A. H. A. M.; MUNIZ-PEREIRA, L. C. *Dipylidium caninum* (Cyclophyllidea, Dipylidiidae) in a wild carnivore from Brazil. **Journal of Wildlife Diseases**, v. 48, n.1, p. 233-234, 2012.

WANI, Z. A.; ALLAIE, I. M.; SHAH, B. M.; RAIES, A.; ATHAR, H.; JUNAID, S. *Dipylidium caninum* infection in dogs infested with fleas **Journal of parasitic diseases**, v. 39, n. 1, p. 73-75, 2015.

ZHANG, S.; WEI, M.X.; DING, Z.Y.; XU, X.P. Comparison a modified agglutination test (MAT), IHAT and ELISA for detecting antibodies to *Toxoplasma gondii*. **Acta Parasitologica Medica Entomologica Sinica**, v.8, n. 4, p. 199-203, 2001.